

PEDRO GUILHERME LEMES
JOSÉ COLA ZANUNCIO
Editores

NOVO MANUAL DE
Pragas
Florestais
Brasileiras



Todos os direitos reservados nos termos da Lei nº 9.610, que resguarda os direitos autorais. É proibida a reprodução total ou parcial por qualquer meio ou forma, sem a expressa autorização dos editores.

PROJETO GRÁFICO, DIAGRAMAÇÃO E CAPA

Oswaldo Almeida

REVISÃO LINGUÍSTICA

Sarah Caroline Dias Leão

L552n
2021

Lemes, Pedro Guilherme.

Novo Manual de Pragas Florestais Brasileiras / Pedro Guilherme Lemes; José Cola Zanuncio (Org.). Montes Claros: Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Minas Gerais, 2021.

996 p.:il.

Inclui bibliografia por capítulo.

ISBN: 978-65-88389-05-8.

1. Entomologia florestal. 2. Pragas florestais. I. Zanuncio, José Cola. II. Título.

CDU: 595.7

Elaborada por Edélzia Cristina Sousa Versiani
Bibliotecária - CRB 1349

ISBN: 978-65-88389-05-8



NOVO MANUAL DE
Pragas
Florestais
Brasileiras

Apoiadores



Os editores



Pedro Guilherme Lemes, DSc, é professor adjunto de Entomologia Florestal para o curso de Engenharia Florestal e de Apicultura para o curso de Zootecnia na Universidade Federal de Minas Gerais, campus de Montes Claros, onde atua desde 2016. Graduado em Engenharia Florestal (2009), com mestrado (2012) e doutorado (2015) em Entomologia na Universidade Federal de Viçosa, com período sanduíche na University of the Sunshine Coast, Austrália. Atua nas áreas de entomologia florestal, Manejo Integrado de Pragas, controle biológico, certificação florestal e apicultura. Foi aluno e orientado do Prof. José Cola Zanuncio. Mais detalhes sobre sua carreira podem ser consultados no seu currículo: <http://lattes.cnpq.br/9084738737031091>.



José Cola Zanuncio, PhD, é professor titular da Universidade Federal de Viçosa, onde ingressou em 1972, e lidera o grupo de pesquisa “Manejo Integrado de Pragas Florestais”. Possui graduação em Engenharia Florestal pela Universidade Federal de Viçosa (1971), mestrado em Entomologia pela Universidade de São Paulo (1976) e PhD em Entomologia pela University of British Columbia (1981), Canadá. Tem experiência na área de Engenharia Florestal, com ênfase em Manejo Integrado de Pragas, atuando principalmente nos seguintes temas: controle biológico, Asopinae, Lepidoptera, predadores, eucalipto e redação científica. Muitos dos trabalhos foram dedicados ao manejo integrado de lagartas desfolhadoras, principalmente em eucaliptos e no estudo de Pentatomidae predadores como *Podisus* spp. e de vespas parasitoides de pupas de Lepidoptera. Em 2020, ultrapassou a marca de 1.000 artigos publicados, sendo 575 trabalhos indexados no *Web of Science*, com um total de 9940 citações e fator H de 44. Muitos de seus ex-orientados tornaram-se professores nos principais institutos de ensino em ciências agrárias do Brasil. Mais detalhes sobre a sua carreira podem ser consultados no seu currículo: <http://lattes.cnpq.br/7079506792953399>.

*“Dedico esse livro à **Gláucia Cordeiro** e aos professores **Norivaldo dos Anjos, José Cola Zanuncio e Simon A. Lawson**, como forma de agradecimento pelos ensinamentos em entomologia florestal. Também agradeço todos os **autores** que colaboraram, tornando possível a conclusão deste livro. Dedicamos à memória de **Luiz Alexandre Nogueira de Sá** (Embrapa Meio Ambiente), que contribuiu e apoiou a publicação deste livro”. – Pedro G. Lemes*

Índice

1. INTRODUÇÃO, HISTÓRICO E MERCADO DE TRABALHO DA ENTOMOLOGIA FLORESTAL NO BRASIL.....	15
2. MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS	26
3. PECULIARIDADES E BARREIRAS DO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS	40
4. MONITORAMENTO DE INSETOS-PRAGA EM PLANTAÇÕES FLORESTAIS.....	53
5. CONTROLE FÍSICO	92
6. CONTROLE MECÂNICO	103
7. CONTROLE LEGISLATIVO	108
8. CONTROLE SILVICULTURAL.....	116
9. USO DA RESISTÊNCIA DE PLANTAS NO MIP FLORESTAL.....	140
10. CONTROLE BIOLÓGICO NO MIP FLORESTAL	147
11. CONTROLE COMPORTAMENTAL.....	164
12. CONTROLE QUÍMICO NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS .	187
13. A CERTIFICAÇÃO FLORESTAL E O MANEJO DE PRAGAS NO BRASIL.....	217
PRINCIPAIS PRAGAS FLORESTAIS NO BRASIL	229
14. PRINCIPAIS PRAGAS EM VIVEIROS DE MUDAS DE EUCALIPTO	230
15. PRAGAS FLORESTAIS EM PLANTAÇÕES.....	262
15.1 FORMIGAS-CORTADEIRAS.....	263
15.1.1 <i>Acromyrmex</i> spp.	264
15.1.2 <i>Atta</i> spp.	281
15.1.3 <i>Mycocepurus</i> , <i>Sericomyrmex</i> e <i>Trachymyrmex</i>	297
15.2 INSETOS SUGADORES	305
15.2.1 <i>Gyropsylla spegazziniana</i>	306
15.2.2 <i>Leptopharsa heveae</i>	316

15.2.3	<i>Mastigimas anjosi</i>	324
15.2.4	<i>Quesada gigas</i>	335
15.3	LAGARTAS (LEPIDOPTERA) DESFOLHADORAS	344
15.3.1	<i>Brassolis sophorae</i>	345
15.3.2	<i>Condylorrhiza vestigialis</i>	356
15.3.3	<i>Dirphia moderata</i>	376
15.3.4	<i>Eacles ducalis</i>	382
15.3.5	<i>Eacles imperialis magnifica</i>	394
15.3.6	<i>Erinnyis ello</i>	402
15.3.7	<i>Eupseudosoma aberrans</i> e <i>Eupseudosoma involuta</i>	416
15.3.8	<i>Fulgurodes sartinatoria</i>	424
15.3.9	<i>Iridopsis syrniaria</i>	431
15.3.10	<i>Melanolophia consimilaria</i>	435
15.3.11	<i>Nystalea nyseus</i>	440
15.3.12	<i>Opsiphanes invirae</i>	447
15.3.13	<i>Oxydia vesulia</i>	455
15.3.14	<i>Podalia walkeri</i>	464
15.3.15	<i>Psorocampa denticulata</i>	468
15.3.16	<i>Sarsina violascens</i>	471
15.3.17	<i>Syssphinx molina</i>	480
15.3.18	<i>Thyrinteina arnobia</i>	487
15.4	BESOUROS (COLEOPTERA) DESFOLHADORES	500
15.4.1	<i>Bolax flavolineata</i>	501
15.4.2	<i>Chalcodermus bicolor</i>	505
15.4.3	<i>Coraliomela brunnea</i> e <i>Mecistomela marginata</i>	510
15.4.4	<i>Costalimaita ferruginea</i>	519
15.4.5	<i>Costalimaita lurida</i>	530
15.4.6	<i>Heilipodus naevulus</i>	534
15.4.7	<i>Lampetis</i> spp. e <i>Psiloptera</i> spp.	540
15.4.8	<i>Metaxyonycha angusta</i>	550

15.4.9	<i>Naupactus</i> ssp.	554
15.4.10	<i>Sternocolaspis quatuordecimcostata</i>	564
15.5	CUPINS	567
15.5.1	<i>Anoplotermes pacificus</i>	568
15.5.2	<i>Silvestritermes eaumignathus</i>	571
15.5.3	<i>Coptotermes testaceus</i>	574
15.5.4	<i>Cornitermes bequaerti</i>	581
15.5.5	<i>Cornitermes cumulans</i>	584
15.5.6	<i>Heterotermes longiceps</i>	592
15.5.7	<i>Heterotermes tenuis</i>	595
15.5.8	<i>Neocapritermes opacus</i>	599
15.5.9	<i>Procornitermes</i> spp.	601
15.5.10	<i>Syntermes</i> spp.	604
15.6	INSETOS BROQUEADORES DE ÁRVORES VIVAS	610
15.6.1	<i>Eupalamides cyparissias</i>	611
15.6.2	<i>Hedypathes betulinus</i>	620
15.6.3	<i>Hypsipyla grandella</i>	627
15.6.4	Moscas-da-madeira	646
15.6.5	<i>Rhynchophorus palmarum</i>	656
15.7	BESOUROS SERRADORES	669
15.7.1	<i>Oncideres dejeanii</i>	670
15.7.2	<i>Oncideres impluviata</i>	677
15.7.3	<i>Oncideres saga</i>	689
15.8	ÁCAROS	699
15.8.1	Ácaros em eucaliptos	700
15.8.2	Ácaros em palmeiras	717
15.8.3	Ácaros da seringueira e da erva-mate.	741

16. PRAGAS FLORESTAIS EXÓTICAS NO BRASIL.....	749
16.1 Apoio à prevenção, monitoramento e controle de ingresso de pragas quarentenárias florestais no território brasileiro	750
16.2 Serviços quarentenários no Brasil para o apoio à introdução de bioagentes exóticos de pragas florestais	775
16.3 PRAGAS EXÓTICAS DOS EUCALIPTOS.....	793
16.3.1 <i>Blastopsylla occidentalis</i> e <i>Ctenarytaina</i> spp.	794
16.3.2 <i>Epichrysocharis burwelli</i>	817
16.3.3 <i>Glycaspis brimblecombei</i>	824
16.3.4 <i>Gonipterus platensis</i> e <i>Gonipterus pulverulentus</i>	840
16.3.5 <i>Leptocybe invasa</i>	854
16.3.6 <i>Ophelimus maskelli</i>	865
16.3.7 <i>Phoracantha recurva</i> e <i>Phoracantha semipunctata</i>	873
16.3.8 <i>Thaumastocoris peregrinus</i>	889
16.4 PRINCIPAIS PRAGAS DOS PINUS.....	898
16.4.1 <i>Cinara atlantica</i> e <i>Cinara pinivora</i>	899
16.4.2 <i>Pineus boernerii</i>	913
16.4.3 <i>Pissodes castaneus</i>	926
16.4.4 <i>Sirex noctilio</i>	940
16.5 PRAGAS EXÓTICAS DE OUTRAS ESPÉCIES FLORESTAIS	966
16.5.1 <i>Apatite terebrans</i>	967
16.5.2 <i>Heteropsylla cubana</i>	971
16.5.3 <i>Hyblaea puera</i>	977
16.5.4 <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	981
16.5.5 <i>Platycorypha nigrivirga</i>	988
16.5.6 <i>Sinoxylon unidentatum</i>	993

Apresentação

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Este livro foi escrito para engenheiros florestais, entomologistas florestais, especialistas em proteção florestal que trabalham com manejo e proteção de florestas e plantações florestais no Brasil. Também foi feito para servir como livro texto das disciplinas que abordam o manejo de pragas florestais em cursos de graduação em Engenharia Florestal. Ademais, pesquisadores e profissionais de diversas áreas do conhecimento trabalhando em empresas florestais privadas, órgãos e instituições públicos e silvicultores brasileiros, que queiram aprender mais sobre o manejo e controle de pragas florestais, no Brasil, também serão beneficiados com essa leitura. O livro foi dividido em duas partes: a primeira diz respeito ao manejo e técnicas de controle e a segunda faz referência às principais pragas florestais brasileiras.

Nesse sentido, na primeira parte, são abordadas as peculiaridades e as barreiras enfrentadas no manejo e controle de pragas florestais quando comparadas aos sistemas convencionais de manejo de pragas utilizados na agricultura. As principais técnicas de controle de pragas florestais também serão abordadas, utilizando-se de exemplos. Um capítulo dedicado ao monitoramento e amostragem dessas pragas, e outro sobre a certificação florestal dentro do manejo de pragas estão inclusos nessa seção.

Na segunda parte, são apresentadas as principais pragas florestais das plantações brasileiras, incluindo, em seções separadas, espécies nativas e exóticas. Em relação às pragas exóticas, as quais têm sido um dos maiores problemas florestais brasileiros desde os anos 2000, são abordados aspectos da importação de agentes de controle biológico exóticos e de serviços quarentenários e medidas, visando reduzir ou impedir a entrada desses organismos exóticos.

Objetivou-se, neste livro, analisar a importância dos insetos nas plantações florestais brasileiras, a necessidade de sempre se considerar o manejo de pragas florestais como parte permanente do manejo florestal sustentável e ajudar na

identificação das principais espécies de pragas florestais brasileiras. Buscou-se, também, realizar uma boa, se não completa, revisão bibliográfica das principais pragas, sem generalizar em grupos. Essas pragas estão divididas em subseções agrupadas por guildas. Com isso, será possível consultar o que existe de conhecimento disponível sobre determinada praga, como possíveis inimigos naturais a serem usados em técnicas de controle, hospedeiros, informações taxonômicas para ajudar na identificação e sobre a biologia do inseto.

As principais pragas florestais do Brasil foram incluídas nesta obra, inclusive aquelas de essências florestais muitas vezes negligenciadas, como acácias e teca, além de palmáceas e espécies nativas importantes como o cedro, erva-mate, mogno, paricá e seringueira. Buscou-se ao máximo abranger pragas de todas as regiões do Brasil, entretanto, destaca-se que, mesmo que alguma espécie tenha faltado, a próxima edição será ampliada para abordar ainda mais pragas brasileiras.

A escrita deste livro contou com a ajuda e participação dos principais pesquisadores, professores e gerentes de proteção florestal dos maiores centros de pesquisa, universidades e empresas florestais do país. Após quatro anos de intensa dedicação e escrita por muitos dos melhores especialistas na área, finalmente, esta obra foi terminada e se espera que traga os resultados almejados ao público-alvo.

PARTE I

MANEJO E CONTROLE DE PRAGAS FLORESTAIS NO BRASIL

1. Introdução, histórico e mercado de trabalho da entomologia florestal no Brasil

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

Os primeiros insetos surgiram há mais de 340 milhões de anos atrás. Desde então, disseminaram-se e ocuparam, praticamente, todos os ecossistemas terrestres, tornando-se o grupo de animais dominantes no planeta, com aproximadamente 80 a 85% das espécies conhecidas (Ciesla, 2011). Mais de um milhão de insetos foram identificados, com cerca de 10% desse número somente no Brasil. Espécies novas são descobertas diariamente, com uma estimativa real girando entre 5 e 10 milhões de espécies a serem descobertas. As suas adaptações e modificações variam e podem até ser bem peculiares. Existem insetos muito pequenos como algumas vespas parasitoides, com menos de 1 mm de comprimento e alguns muito grandes, como mariposas com envergadura das asas com mais de 30 cm e besouros com 8 cm de largura (NCFS, 2018).

A entomologia é o ramo da ciência que estuda os insetos e a entomologia florestal os insetos que habitam ecossistemas florestais, como florestas ou plantios arbóreos, em especial, aqueles que se alimentam ou danificam as árvores, a madeira ou produtos florestais. Entomologistas florestais estudam a biologia e o ciclo de vida dos insetos, classificação, interações com árvores hospedeiras e outros organismos, além de buscar as melhores táticas de controle e manejo de pragas (NCFS, 2018).

Uma floresta é uma comunidade altamente organizada em que a diversidade de espécies vegetais e complexidade estrutural fornecem uma gama de nichos. A dinâmica florestal é resultado das interações entre animais, plantas,

outros organismos e fatores abióticos. Plantios florestais também possuem essas interações, apesar de serem ecossistemas bem mais simples. Qualquer interação que cause perda na produtividade, reduza a qualidade ou altere o valor estético das árvores são de interesse do entomologista florestal. Por essa via, a entomologia florestal busca esclarecer essas interações entre árvores e insetos, permitindo prevenir ou retardar danos econômicos, sociais ou ambientais (Barbosa & Wagner, 1989).

As relações complexas de um ecossistema florestal exigem uma compreensão mais ampla, incluindo insetos que não danificam as árvores e outros organismos que possam estar associados as árvores ou insetos florestais. Insetos sobre a serapilheira, plantas do sub-bosque, fungos, predadores vertebrados, por exemplo, podem não afetar diretamente as árvores, mas, de maneira indireta, podem alterar o comportamento, a fisiologia e a ecologia de espécies que atacam as árvores (Barbosa & Wagner, 1989).

Alguns insetos podem desempenhar funções vitais dentro desses ecossistemas, como por exemplo serviços de polinização, ciclagem de nutrientes, favorecer o processo de sucessão florestal, através da eliminação de árvores doentes ou enfraquecidas da floresta, ou ainda podem ser fonte de alimento para muitos animais, especialmente aves e pequenos mamíferos. Muitos insetos que vivem nesses ambientes são inimigos naturais (predadores ou parasitoides) e se alimentam de muitas pragas florestais, mantendo suas populações sob controle (NCFS, 2018).

Populações de insetos, em uma situação normal, são limitadas pela ação de seus inimigos naturais. As árvores também possuem mecanismos de defesa contra insetos-praga e, por isso, danos severos ou surtos são eventos raros. Nesse sentido, caso ocorram, podem ser devido ao estresse causado as árvores, falta de inimigos naturais, além de pragas com potencial reprodutivo muito alto, podendo resultar em danos ou até mesmo na morte de árvores (NCFS, 2018).

Insetos matam mais árvores por ano nos Estados Unidos da América (EUA) do que qualquer outro agente de estresse florestal (NCFS, 2018) e, no Brasil, não deve ser diferente. Mesmo quando não matam, podem reduzir o crescimento, degradar a madeira, deixar as árvores vulneráveis ao ataque de insetos e doenças secundárias e serem vetores de patógenos. No entanto, distinguir um inseto florestal de uma praga florestal não é tarefa fácil.

Quando um inseto florestal é uma praga?

“Se uma árvore cai em uma floresta e ninguém está por perto para ouvir, ela faz barulho?” é um questionamento filosófico que muitos já devem ter ouvido. Uma pergunta parecida pode ser feita em relação aos insetos e às árvores. “Se uma árvore é atacada e morta por insetos e não há seres humanos por perto para utilizá-la, então esses insetos são pragas?”. Assim como na dúvida filosófica, a resposta é: não. Um surto de insetos é parte da dinâmica de uma floresta se não houver humanos. Mas se as árvores atacadas tiverem algum uso, como produção de madeira, energia, alimento, ou até mesmo valores estéticos, então esses insetos, pelo menos para algumas pessoas, podem ser considerados pragas (Ciesla, 2011).

Logo, um inseto florestal torna-se praga quando interfere ou altera o uso pretendido de uma árvore, floresta, plantio ou produto florestal. A relação entre o uso destinado e as injúrias provocadas é que irá determinar a importância do dano e a estratégia mais apropriada para o controle da praga (Barbosa & Wagner, 1989).

Por exemplo, se um besouro desfolhador reduz o crescimento em altura e diâmetro de árvores ao se alimentar das folhas, reduzindo a produção de madeira, poderia então ser considerado praga em plantios florestais, mas não em uma floresta nativa apenas com motivos de preservação. Nesse sentido, a produção de madeira é um objetivo (ou uso pretendido) para as árvores do plantio florestal. Todavia, em uma área nativa, a produção de madeira, geralmente, não é o uso final das árvores e, portanto, a perda de crescimento das árvores não irá interferir no uso pretendido, e esse besouro não poderia ser considerado uma praga (Barbosa & Wagner, 1989).

O uso múltiplo das florestas, plantios florestais, árvores e produtos florestais faz com que seja difícil determinar se um inseto é praga ou não, pois há muitas maneiras pelas quais eles podem se tornar pragas. Produção de celulose papel, carvão, látex e madeira serrada, manutenção do microclima, proteção de nascentes e bacias hidrográficas, recreação, sistemas silvipastoris e valores estéticos são alguns exemplos de usos. Todo tipo de uso pretendido deve ser considerado para avaliar se um inseto, de fato, é uma praga (Barbosa & Wagner, 1989).

A densidade populacional que uma espécie atinge, também pode definir seu status como uma praga florestal. Entretanto, vale ressaltar que, embora populações de alguns insetos alcançam níveis altos, o que ajuda na avaliação do

possível dano às árvores, a densidade, por si só, não pode ser usada para estimar o impacto causado. Algumas espécies só causam dano significativo às árvores quando em altíssimas densidades, enquanto outras, mesmo com baixa densidade já causam dano. Nesse sentido, o efeito causado em uma árvore por um inseto, independentemente da densidade populacional, é que irá, de fato, determinar se uma espécie é praga (Barbosa & Wagner, 1989). Por exemplo, a broca-do-mogno, *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae), mesmo em baixa densidade populacional, pode danificar os ponteiros de meliáceas nativas, causando bifurcações e tortuosidades no fuste, impedindo o plantio de atingir seu objetivo que é a produção de madeira serrada de alta qualidade.

A perda de incremento (em altura, diâmetro, produção de látex, óleo essencial, etc.), geralmente, é utilizada para medir o prejuízo dos danos causados às árvores. Embora essa avaliação seja adequada para árvores individuais, inferir a perda de incremento de uma única ou poucas árvores para a sobrevivência e a sanidade de um talhão ou de uma floresta inteira é complexo (Barbosa & Wagner, 1989). Em alguns casos, o dano pode ser significativo, causando prejuízo econômico, e medidas de controle podem ser necessárias. No entanto, muitas espécies florestais são tolerantes aos ataques de insetos e, em alguns casos, podem produzir até mais após o ataque. Apenas pouquíssimas espécies de insetos dentro de uma floresta ou plantio florestal competem conosco pelos recursos florestais. Apesar disso, essas espécies podem gerar impactos ecológicos, sociais ou econômicos, podendo representar milhões de reais em perdas no uso e com custos no manejo de pragas (Ciesla, 2011).

Pragas florestais

Insetos pertencem ao filo Arthropoda, que inclui todos os animais com exoesqueleto e corpo segmentado. A entomologia abrange o estudo de duas classes de artrópodes: Classe Insecta, que são, obviamente, os insetos, e também a Classe Arachnida, já que alguns ácaros são pragas agrícolas e florestais. Existem em torno de 30 ordens de insetos, mas nem todas possuem membros considerados pragas florestais. As pragas florestais mais comuns no Brasil são encontradas nas seguintes ordens:

Blattodea – baratas e cupins

Coleoptera – besouros desfolhadores, besouros-serradores e gorgulhos

Diptera – mosca-da-madeira

Hemiptera – cigarras, cigarrinhas, cochonilhas, percevejos, psilídeos e pulgões

Hymenoptera – formigas-cortadeiras e vespas

Lepidoptera – lagartas desfolhadoras e broqueadoras

Orthoptera – gafanhotos, grilos, paquinhas

Phasmida – bicho-pau

Thysanoptera – tripes

Insetos florestais alimentam-se e se reproduzem dentro de árvores e outras plantas nesses ambientes. No entanto, não podem simplesmente se alimentar de qualquer espécie botânica e, por isso, muitos têm preferência por algum hospedeiro. Um hospedeiro é uma espécie vegetal utilizada para completar o ciclo de vida de um inseto. A maioria possui uma ou algumas espécies hospedeiras adequadas (NCFS, 2018). Outras espécies podem atacar vários hospedeiros, como por exemplo as formigas-cortadeiras.

Pragas florestais são, geralmente, agrupadas pelo tipo de dano causado as árvores ou seus produtos, ou, ainda, pela maneira como são manejadas. Neste livro, as pragas foram divididas em sete grupos: formigas-cortadeiras, sugadores, besouros e lagartas desfolhadoras, cupins, broqueadores e besouros-serradores.

BREVE HISTÓRICO DA ENTOMOLOGIA FLORESTAL

A entomologia florestal, desde seu início, esteve ligada à visão do homem sobre a floresta, seja como uma fonte de materiais para melhorar sua vida, como parte do seu “eu” interior, ou, ainda, como parte essencial da preservação da natureza. A devida atenção aos insetos só era dada quando havia medo de uma possível escassez de madeira, geralmente associado a grandes surtos de pragas florestais (Wallace, 1990). Em civilizações ocidentais, isso deu início no século XVII na Europa central e ficou ainda mais evidente no século XIX (Schwerdtfeger, 1973). A entomologia florestal começou a ser incorporada na silvicultura no início do século XVIII, nessa região, devido aos constantes surtos de insetos que destruíam grandes extensões de florestas, muito importantes para a produção de energia e construção civil (Costa & Araldi, 2014).

Os primeiros estudos em entomologia florestal foram conduzidos, na maioria das vezes, sem muito apoio, até que a Escola de Florestas de *Neustadt-Eberswalde*, na Alemanha, passou a financiar pesquisas nessa área (Costa & Araldi, 2014). Os primeiros estudiosos da área não eram entomologistas, mas sim, naturalistas. O primeiro grande entomologista florestal foi Julius Theodor Christian Ratzeburg, nascido em Berlim, estudou medicina e ciências naturais e era interessado em botânica. Ele juntou todos os trabalhos dos primeiros naturalistas sobre insetos florestais, trocou correspondência com observadores da Europa Ocidental, viajou exaustivamente fazendo observações pessoais e estudou insetos criados em gaiolas. A partir dessa compilação de informações, ele então redigiu um tratado de três volumes conhecido como “Os insetos florestais” (no original em alemão: “*Die forst insecten*”) entre 1837 e 1844 (Wallace, 1990). Ratzeburg ficou conhecido como o “pai” da entomologia florestal e ainda é inspirador examinar os seus trabalhos de mais de 150 anos, com informações preciosas e figuras desenhadas à mão.

Pesquisas com entomologia florestal são relativamente recentes em regiões tropicais. Conhecimento básico sobre insetos associados a espécies florestais foi adquirido, no entanto, problemas práticos não foram resolvidos, já que a maioria desses eram resultados de estudos taxonômicos e de história de vida (Nair, 2007). Uma maior ênfase dada em árvores urbanas e de parques (e bosques, diferente de grandes extensões de plantios florestais) é um indicativo de que não havia medo da escassez de madeira. As primeiras abordagens eram técnicas biológicas e silviculturais ambientalmente seguras. Posteriormente, foram feitas tentativas esporádicas no uso de inseticidas químicos, que não viraram rotina, principalmente, por questões econômicas (Nair, 2007).

No Brasil, devido à colonização tardia, grande disponibilidade de recursos florestais e pouquíssimos ou nenhum problema com pragas em florestas naturais, esses estudos só vieram mais tarde com o início dos plantios florestais no século XX. A maioria dos estudos anteriores ao século XX buscavam alternativas de controle de formigas-cortadeiras. A expressão entomologia florestal foi, de fato, utilizada pela primeira vez no Brasil por Edmundo Navarro de Andrade, em sua publicação “Contribuição para o estudo da entomologia florestal paulista” de 1927. Apenas em 1941, o primeiro livro com essa expressão foi publicado: “Entomologia florestal: uma contribuição ao estudo das coleobrocas” de Aristóteles Godofredo d’Araújo e Silva e Djalma Guilherme de Almeida (Anjos, 2008).

A partir da década de 60, com os incentivos fiscais, a silvicultura e a ex-

pansão dos plantios florestais por todo o Brasil, surgiram os primeiros cursos de engenharia florestal do Brasil, e, posteriormente, a primeira disciplina de entomologia florestal ministrada em solo brasileiro, pelo professor Frederico Vanetti.

ENTOMOLOGIA FLORESTAL COMO CARREIRA

A entomologia florestal pode ser carreira estimulante e recompensadora, e algumas opções estão disponíveis aos interessados em trabalhar nessa área. Abaixo estão alguns requisitos educacionais mínimos e áreas de atuação para pessoas que escolheram trabalhar na entomologia florestal, adaptado para a realidade brasileira do trabalho de Ciesla (2011).

Requisitos educacionais mínimos

A maioria dos entomologistas florestais profissionais são graduados em engenharia florestal, que acabam desenvolvendo interesse em insetos florestais (ou em proteção florestal) e fazem estágio ou iniciação científica na área e depois se especializam. Há, também, estudantes de graduação em biologia ou agronomia que se interessam pelo assunto e acabam se especializando. Independentemente da graduação, a pós-graduação com ênfase em entomologia florestal, com pelo menos mestrado, é essencial, seja em um programa de entomologia, proteção de plantas, ciências florestais ou outro relacionado. A maioria dos entomologistas florestais possui doutorado e muitos ainda fizeram pós-doutorado.

Além do treinamento formal em entomologia florestal, de cursos, de workshops e de eventos relacionados, outras habilidades também são necessárias. Conhecer um pouco de patologia florestal é importante, especialmente, para quem tem que diagnosticar problemas sanitários em árvores, pois ajuda a diferenciar problemas causados por insetos, por patógenos ou por outras causas. Escrever bem é, também, muito importante, já que o entomologista florestal deve documentar observações e descobertas feitas em forma de relatórios ou publicações científicas para informar gerentes florestais e colegas profissionais, ou, ainda, na mídia popular, informando o público leigo sobre a situação e o manejo de pragas florestais importantes.

Desenhar é uma habilidade desejável, mas para quem deseja se especializar em taxonomia de insetos é essencial. Noção de fotografia também é desejá-

vel para documentar os insetos, os danos causados por eles e outras atividades relacionadas ao manejo de pragas. Muitas das atribuições de um entomologista florestal envolvem experimentos ou amostragem de insetos e, por isso, ter um conhecimento básico de estatística é necessário.

Comunicar e trabalhar com uma equipe multidisciplinar e com o público em geral talvez seja o requisito mais importante. Entomologistas florestais podem trabalhar com gerentes florestais ou produtores florestais e ter de explicar por que um inseto tornou-se praga e recomendar as estratégias mais adequadas de controle. Também devem ser capazes de lidar com o público, incluindo pessoas que podem ser desfavoráveis às ações de controle contra uma praga, especialmente em áreas rodeadas por comunidades e outros agricultores.

Pesquisa

Pesquisas envolvendo biologia, ecologia e manejo de pragas florestais são fundamentais no desenvolvimento das melhores estratégias e táticas de manejo de pragas. Novas abordagens no manejo integrado de pragas são necessárias para atender demandas dos gerentes florestais, da certificação florestal ou na busca por técnicas mais sustentáveis. Além disso, novas pragas aparecem continuamente, e com o maior fluxo de pessoas e mercadorias no mundo, pragas exóticas podem adentrar as fronteiras a qualquer momento. Logo, os pesquisadores devem gerar conhecimento aprimorado sobre as pragas florestais, suas interações com o clima, hospedeiros e inimigos naturais e desenvolver novas abordagens de manejo que possam ser utilizadas no campo.

Universidades

A maioria das universidades brasileiras que oferecem o curso de engenharia florestal conta com um ou mais entomologistas florestais. Esses profissionais estão envolvidos em cursos de graduação e pós-graduação em entomologia florestal e áreas afins, orientando estudantes de graduação e pós-graduação e conduzindo pesquisas, na sua maioria, financiadas por agências governamentais. Entomologistas florestais empregados em instituições públicas de ensino também devem desenvolver atividades de extensão, colocando os conhecimentos obtidos na pesquisa em prática.

Cooperação universidade-empresa em pesquisa florestal

A cooperação entre universidades e empresas viabiliza que cientistas conduzam pesquisas sobre ecologia, manejo e proteção florestal e, por isso, entomologistas florestais costumam fazer parte das equipes de pesquisa. Além das pesquisas já mencionadas anteriormente, esses pesquisadores podem estar em equipes interdisciplinares abordando questões mais amplas e complexas, como o manejo geral de um ecossistema florestal. Obter financiamento e apoio para manter as pesquisas necessárias para o setor florestal de um país é um desafio, pois mesmo em países desenvolvidos, o apoio à pesquisa florestal é muitas vezes negligenciado. Os grupos mais importantes em cooperação entre universidades e empresas são o Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais (IPEF), criado em 1968, e a Sociedade de Investigações Florestais (SIF), criada em 1974, em parcerias com universidades e com o setor privado, com objetivo de gerar estudos, análises e pesquisas na área da ciência florestal.

Agências governamentais

Departamentos florestais e outras agências governamentais nacionais, estaduais ou municipais podem empregar entomologistas florestais para realizar pesquisas e fornecer assistência técnica. No Brasil, apesar do Serviço Florestal Brasileiro realizar pesquisas entomológicas, principalmente com insetos xilófagos, é a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - EMBRAPA Florestas que tem maior destaque nessa área. A EMBRAPA Florestas, localizada em Colombo, no Paraná, conta com uma equipe de pesquisadores de proteção florestal composta por especialistas em nível nacional e regional.

Iniciativa privada

O setor privado emprega entomologistas florestais principalmente em empresas que produzem insumos usados no manejo integrado de pragas florestais e na própria indústria florestal, independente do produto final.

Empresas que fabricam produtos usados no manejo de pragas florestais, isto é, inseticidas químicos ou biológicos, feromônios, armadilhas, etc., podem empregar entomologistas florestais como representantes técnicos, para promover e buscar aplicações e mercados para seus produtos e trabalhar com gerentes florestais ou entomologistas florestais do setor público na avaliação da eficácia dos seus produtos.

As empresas florestais necessitam do conhecimento técnico em manejo de insetos florestais para os plantios que fornecem matéria-prima para suas fábricas. As grandes empresas florestais possuem seu próprio departamento de pesquisa de entomologia florestal, incluindo um expert no assunto. Muitas dessas empresas já possuem as próprias biofábricas de produção de inimigos naturais para controle de várias pragas. Outras empresas contratam um especialista em proteção florestal, para trabalhar com entomologia, patologia e até incêndios florestais. Empresas menores, normalmente, recorrem a instituições governamentais como a EMBRAPA e universidades para adquirir assistência técnica.

Oportunidades internacionais

Oportunidades de trabalho em entomologia florestal fora do Brasil também existem. Para isso, é necessário ter a capacidade de ler, conversar e escrever em mais de um idioma. Falar espanhol, francês e inglês, com fluência em pelo menos uma dessas línguas e conhecimento prático em duas é essencial.

A FAO (Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação) fornece assistência técnica aos países membros e conta com um especialista em proteção florestal na equipe do Departamento Florestal em sua sede internacional em Roma, Itália. A FAO também pode oferecer contratos de curto prazo para fornecer assistência técnica em assuntos relacionados a insetos florestais.

Institutos nacionais de pesquisas florestais e universidades podem oferecer oportunidades de visitas técnicas de intercâmbio de curta duração entre cientistas de diferentes países para ensino e/ou pesquisa. Vários entomologistas florestais brasileiros têm visitado instituições australianas e sul-africanas em busca de conhecimento, principalmente, de inimigos naturais de pragas introduzidas dos eucaliptos.

Oportunidades de pós-doutorado em entomologia florestal estão disponíveis em várias universidades do mundo, que buscam pesquisadores com as formações essenciais em entomologia florestal.

REFERÊNCIAS

ANJOS, N. Prefácio. In: COSTA, E.C.; D'ÁVILA, M.; CANTARELLI, E.B. Entomologia florestal. Santa Maria: Ed. da UFSM, p. 13-14, 2008.

BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. Introduction to forest and shade tree insects. Academic Press, 652 pp.

COSTA, E.C.; ARALDI, D.B. Entomofauna florestal: uma visão holística. In: CANTARELLI, E.B.; COSTA, E.C. Entomologia florestal aplicada. Santa Maria: Ed. da UFSM, p. 13-34, 2014.

CIESLA, W. Forest entomology. Wiley-Blackwell, 453 pp.

NAIR, K.S.S. Tropical forest insect pests: ecology, impact and management. Cambridge University Press, 422 pp.

NORTH CAROLINA FOREST SERVICE. Forest entomology. Disponível em: www.ncforestservice.gov/forest_health/pdf/FHH/FHH_Entomology.pdf

SCHWERDTFEGER, F. Forest entomology. In: SMITH, R.F.; MITTLER, T.E.; SMITH, C.N. History of Entomology. Annual Reviews Inc., p. 381-386, 1973.

WALLACE, D.R. Forest entomology or entomology in the forest? Canadian research and development. The Forestry Chronicle, v. 148, p. 120-126, 1990.

2. Manejo integrado de pragas florestais

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

Manejar é sinônimo de gerenciar, ou seja, manipular dinheiro, máquinas, pessoas e outros recursos, em busca de um objetivo predefinido. O manejo deve ser sempre embasado no conhecimento científico disponível. O insucesso no planejamento gerencial é, normalmente, devido à ignorância, negligência ou má interpretação das “leis” da natureza. Um entomologista florestal de sucesso é um cientista aplicado, que utiliza os conhecimentos disponibilizados pela pesquisa científica para assim, atingir seus objetivos (Berryman, 1986).

O manejo integrado de pragas, ou MIP, surgiu como resposta ao uso desenfreado de pesticidas químicos sintéticos no controle de pragas, tornando-se uma filosofia comum a partir dos anos 70. Desde então, essa filosofia tem sido expandida, incluindo novas tecnologias e inovações em manejo e controle de pragas, abordando aspectos mais ligados à gestão ambiental e sustentabilidade, principalmente, na silvicultura (Wainhouse, 2005). Essa filosofia é cada vez mais estimulada pelo aumento do número de pragas em plantações, juntamente com os riscos ambientais, financeiros e de saúde atrelados ao uso indiscriminado de pesticidas sintéticos. O MIP envolve vários componentes para manejar uma praga, incluindo tomada de decisão, seleção de técnicas e métodos adequados, procedimentos de amostragem e monitoramento e determinação de níveis de dano econômico (Kogan, 1998). A ênfase do MIP é, portanto, focada no manejo da praga e não somente em seu controle (Wainhouse, 2005).

O objetivo de todo programa de MIP é reduzir os danos provocados por insetos, utilizando uma combinação de técnicas de controle, usada de maneira harmoniosa e projetada de maneira cuidadosa, para que nenhum ou pouquíssimos

mo impacto seja causado aos outros componentes do ecossistema florestal (Berryman, 1986). O entomologista florestal deve saber que o controle químico, com uso de inseticidas sintéticos, é uma ferramenta muito importante no manejo de pragas, mas não é a única e deve sempre ser considerada a última alternativa. Quando for necessário, deve ser utilizado de maneira que minimize ou anule os efeitos adversos provocados pela sua aplicação (Berryman, 1986).

O conceito mais importante para o MIP, na silvicultura, é a prevenção contra surtos de pragas, considerando que, para muitas pragas florestais, os problemas, após surgirem, são difíceis de serem resolvidos (Wylie & Speight, 2012). As florestas e plantações florestais são cada vez mais manejadas para uso múltiplo, visando não somente à produção comercial de madeira, mas também ao lazer e ao bem-estar. Por isso, deve haver foco na conservação e biodiversidade dentro do planejamento e execução em programas de MIP, na área florestal (Wainhouse, 2005).

O MIP contempla o uso racional e harmonioso de técnicas no manejo de populações de pragas, como o controle biológico, resistência de plantas, técnicas silviculturais, mecânicas, químicas, entre outras, que serão abordadas separadamente nos próximos capítulos. A seguir, iremos abordar a história do MIP e os principais componentes de seus programas dentro da silvicultura.

HISTÓRICO

As técnicas mais comuns do MIP já existiam e eram utilizadas em plantios agrícolas e florestais muito antes do conceito surgir. Antes dos pesticidas sintéticos, entre o final do século XIX e início do século XX, o conhecimento da biologia das pragas e das práticas culturais era utilizado para desenvolver as táticas de controle, precursoras dos sistemas de MIP modernos. “Controle de pragas”, termo mais utilizado naquela época, eram as ações tomadas visando mitigar, atrasar ou evitar o impacto das pragas. No entanto, após a década de 1940, essa atitude mudou com a criação dos primeiros inseticidas organossintéticos, quando o foco passou a ser o controle químico, ao invés de estudos de bioecologia da praga e métodos alternativos de controle (Kogan, 1998).

O período entre o final da década de 1940 e o meio da de 1960 ficou conhecido como a “idade das trevas do controle de pragas” (Newsom, 1980). No entanto, no final da década de 1950, começaram a surgir as primeiras preocupações

e alertas sobre o uso indiscriminado do controle químico como a tática principal (e, às vezes, exclusiva) no controle de pragas (Kogan, 1998). Os primeiros a se preocuparem foram, principalmente, produtores e pessoas que observaram os elementares sinais negativos da dependência excessiva de inseticidas, com destaque para Rachel Carson e seu livro, “A primavera silenciosa”, de 1962. Ela é considerada pioneira do movimento ambientalista e, graças a ela, surgiram leis mais rigorosas de controle, comércio, produção e uso de agrotóxicos no mundo todo.

Controle integrado

Os problemas que começaram a surgir pelo uso indiscriminado de inseticidas organossintéticos (isto é, desenvolvimento de resistência, ressurgência da praga alvo, surto de pragas secundárias, contaminação ambiental e problemas a saúde humana), acabaram por promover as primeiras ideias e a crescente adoção do conceito de “controle integrado” (Kogan, 1998).

Controle integrado foi mencionado pela primeira vez em um artigo de Hoskins et al. (1939): “...o controle biológico e químico são considerados suplementares um ao outro ou como as duas arestas da mesma espada...o próprio equilíbrio da natureza fornece a maior parte da proteção que é necessária para a busca bem-sucedida da agricultura...inseticidas devem ser usados de modo a interferir o mínimo possível no controle natural das pragas...”.

Posteriormente, o conceito original de controle integrado ficou com escopo bastante amplo, conforme (Smith & Allen, 1954): “a utilização de todos os recursos da ecologia e garantindo um controle de insetos mais permanente, satisfatório e econômico possível”. No entanto, sua definição acabou sendo reduzida em publicações seguintes, ficando: “controle de pragas aplicado que combina e integra o controle biológico e químico” (Stern et al., 1959). Assim permaneceu até o início da década de 1960, quando o conceito de “manejo de pragas” passou a ganhar maior aceitação (Kogan, 1998).

Manejo de pragas

O conceito “manejo de pragas” foi desenvolvido por ecologistas australianos que afirmavam que “controle”, como era usado em “controle de pragas”, incluía efeitos que agiam sem interferência humana. Toda população é controlada naturalmente por fatores bióticos e abióticos, mesmo em níveis que sejam

intoleráveis para nós. Já “manejo”, como discutido na introdução desse capítulo, significa interferência humana. Na década de 1970, tanto “controle integrado” quanto “manejo de pragas” eram considerados sinônimos, apesar de muitos argumentos dizendo que se tratavam de filosofias diferentes (Kogan, 1998).

Manejo integrado de pragas

A discussão em torno da utilização desses dois termos técnicos continuou até os anos 1980, quando uma mistura das duas expressões, criada por Smith & van den Bosch, em 1967, tornou-se a solução para essa disputa: “*A determinação do número de insetos está, totalmente, sobre a influência do ecossistema agrário como um todo e um conhecimento básico do papel dos principais elementos é essencial no manejo integrado da população de pragas*”.

Porém, o termo “Manejo Integrado de Pragas” (MIP) só foi aceito pela comunidade científica internacional a partir de 1972. Ali se encerrava a discussão e, finalmente, chegava-se a um consenso de que o termo novo deveria incluir: **integração** - significa o uso harmonioso de várias táticas de controle disponíveis para uma única praga, bem como os impactos de múltiplas pragas; **pragas** - qualquer organismo prejudicial aos seres humanos, incluindo animais invertebrados e vertebrados, patógenos e plantas daninhas; **manejo** - sistema de tomada de decisão baseado em princípios ecológicos e considerações ambientais, econômicas e sociais; e, por fim, que o MIP é **multidisciplinar** (Kogan, 1998).

Existem centenas de definições desse conceito na literatura, no entanto, a maioria é de viés entomológico devido à ênfase nas populações de pragas e nos níveis de dano econômico, que muitas vezes são incompatíveis com o manejo de fitopatógenos e plantas daninhas. Muitas definições também focam demais no uso de combinações dos vários métodos de controle e se esquecem que o MIP deve ser um sistema de tomada de decisão e que, em alguns casos, não agir pode ser a melhor opção de manejo (Kogan, 1998). A essência do MIP é: (i) seleção adequada de métodos de controle, usados de maneira combinada ou isolada; (ii) benefícios econômicos tanto para produtores quanto para a sociedade; (iii) benefícios para o meio ambiente; (iv) sistema de tomada de decisão que oriente na seleção da ação (ou não) de controle mais adequada; e (v) considerar impactos de várias pragas (Kogan, 1998). Neste livro, iremos adotar a definição de Kogan (1998):

“O MIP é um sistema de apoio à decisão para a seleção e uso de táticas de

controle de pragas, individualmente ou harmoniosamente coordenadas em uma estratégia de gestão, baseada em análises de custo/benefício, que levem em conta os interesses e impactos sobre os produtores, a sociedade e o meio ambiente”.

PROGRAMAS DE MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS

A proteção de florestas e plantações florestais contra danos e prejuízos causados por insetos-praga é mais uma tarefa do gerente florestal. O gerente florestal é responsável pela manutenção dos recursos florestais para determinado uso. Ele deve considerar aspectos biológicos, econômicos, políticos e sociais, que possam estar em conflito. As árvores são seres vivos, e é necessário que esses profissionais conheçam o sistema que está sendo manejado. O gerente também deve se preocupar com doenças, incêndios e ventanias, além de atividades comuns no manejo florestal, como colheita, desbaste, plantio, transporte, etc. Deve definir suas prioridades e decidir qual parte do total investido no projeto será destinado a cada atividade de manejo. Antes de tomar qualquer decisão sobre o manejo de pragas, o gerente precisa de respostas a algumas questões (Berryman, 1986):

I. Em qual local do plantio (ou floresta) está ocorrendo o dano, qual o nível desse dano, e ele irá aumentar ou diminuir num futuro próximo? O monitoramento e amostragem de pragas (ver capítulo 4) respondem a essas perguntas.

II. Se houver problema com alguma praga no plantio (ou floresta), o que poderá ser feito para mitigar ou eliminar o dano? Em primeiro lugar, devo agir? Se sim, qual tática ou combinação delas devem ser usadas? As mais diversas táticas de controle disponíveis serão apresentadas nos próximos capítulos do livro, fornecendo-nos várias opções de ações a serem tomadas, caso seja necessário.

III. Como reduzir a ocorrência de danos futuros? A prevenção é palavra chave do MIP em plantios florestais e foca, principalmente, em táticas silviculturais (ver capítulo 8), biológicas (ver capítulo 10) e no uso de plantas resistentes (ver capítulo 9).

Decisões devem ser tomadas e devem ser feitas por comparação das alternativas e possibilidades e, então, é escolhida a que se enquadra melhor aos objetivos. Por isso, antes de se tomar qualquer decisão é importante definir o(s) objetivo(s) do empreendimento florestal (Berryman, 1986). Por exemplo, um

plantio florestal voltado para a produção de carvão vegetal tem como objetivo maximizar a produção de madeira ao longo tempo, além de manter boa densidade, etc.

Programas de manejo integrado de pragas podem variar em complexidade e sofisticação. Programas sofisticados requerem mais informação sobre ecologia populacional e interações com hospedeiro para serem desenvolvidos, no entanto, para muitas pragas florestais, essa informação está indisponível. Em alguns casos, torna-se mais prático adaptar programas existentes desenvolvidos para a mesma praga em outras regiões ou usados para pragas com hábitos alimentares ou comportamentais semelhantes. Isso é bastante comum com pragas introduzidas, quando não se sabe muito sobre a dinâmica populacional ou impacto causado. O desenvolvimento de programas de MIP deve ser flexível e adaptativo, escolhendo e combinando os métodos mais adequados baseados no conhecimento e experiência existentes, e melhorando as técnicas através da pesquisa (Wainhouse, 2005). Os programas de MIP mais abrangentes e elaborados destinam-se, normalmente, a pragas “chave” que causam grandes perdas econômicas, muitas vezes, abrangendo regiões muito grandes e, quase sempre, envolvem agências governamentais, como a EMBRAPA.

A figura 1 mostra algumas opções de ferramentas de manejo que podem ser usadas dentro do MIP na silvicultura. A ideia não é fornecer uma “receita de bolo”, pois não é assim que o MIP funciona. A parte I, da prevenção, mostra que o MIP deve conter muito planejamento e tomada de decisão, tudo antes mesmo que uma muda ou semente seja plantada. Em um cenário ideal, nenhum manejo de pragas a mais seria necessário após um planejamento econômico e silvicultural bem feito. Por isso, a entomologia deve ser sempre lembrada e considerada no início de um projeto florestal. Apesar de um bom planejamento, infelizmente, na natureza nada é absoluto. As partes II de monitoramento e III de remediação também devem ser implementadas em um programa de MIP. A ideia é que táticas de prevenção sejam apoiadas pelo monitoramento, previsão e tomada de decisão (controlar ou não controlar). Todas técnicas preventivas e curativas são utilizadas em um pacote ao longo da rotação, mantendo a densidade populacional das pragas e os danos causados em um nível que não cause prejuízo (Wylie & Speight, 2012).

O objetivo principal de todo programa de manejo de pragas é maximizar o lucro, se o uso pretendido da plantação ou floresta for econômico, ou produzir o suficiente, se o uso for para atender apenas as necessidades do produtor.

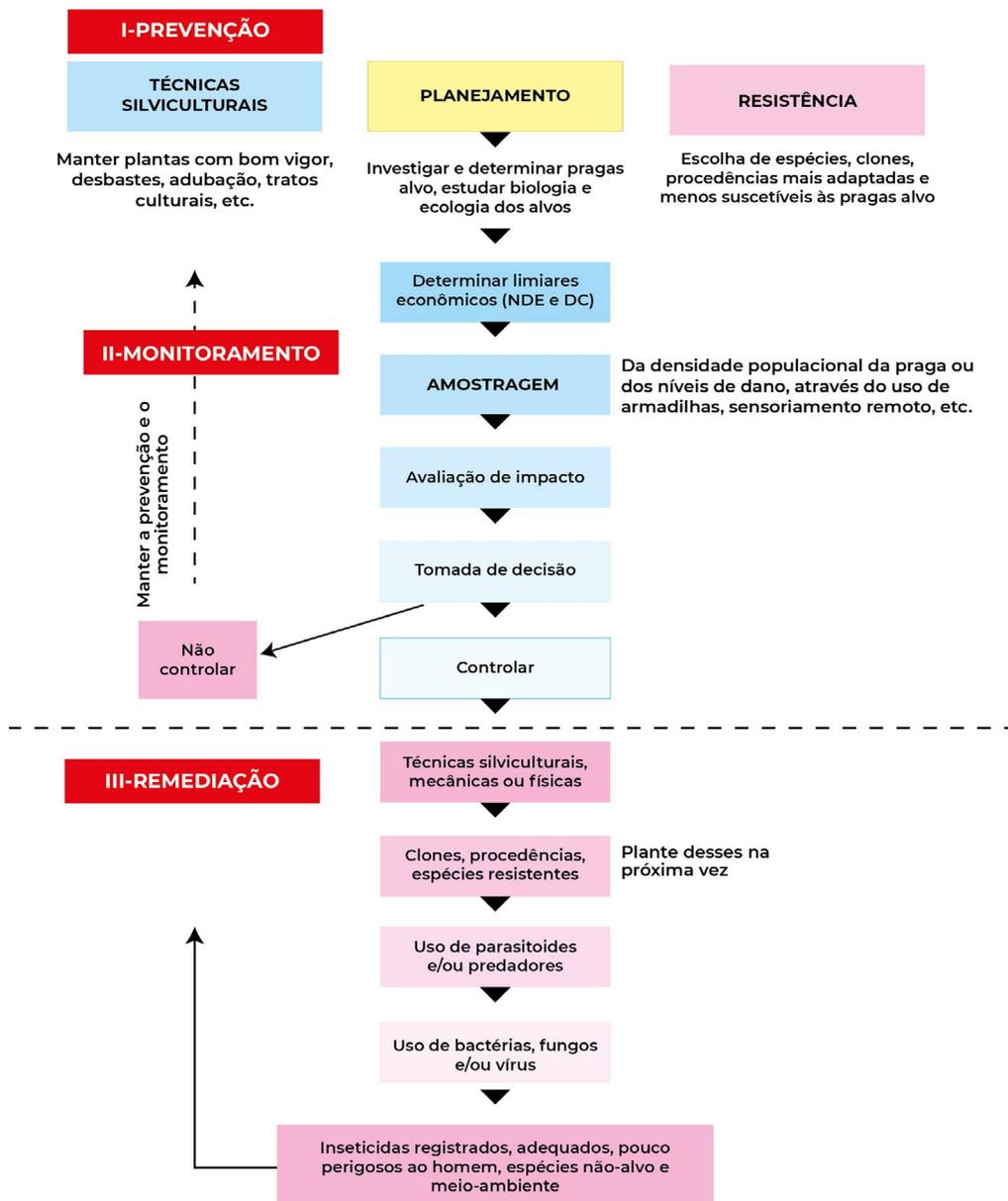


Figura 1. Etapas e técnicas a serem utilizadas no manejo integrado de pragas florestais.

Por isso, estudar o componente socioeconômico do MIP é importante, já que os silvicultores devem praticar estratégias de manejo de pragas compatíveis com os recursos disponíveis, seus objetivos e sua percepção do ataque de insetos-praga (Rola & Ocampo, 1986). A aceitação ou rejeição de uma estratégia de MIP poderá depender do ambiente físico e econômico em que trabalham,

incluindo a escala do projeto, recursos financeiros disponíveis, mão de obra e infraestrutura.

A escala de um projeto florestal determina, muitas vezes, a adoção (ou não) de uma tecnologia por parte do produtor. Por exemplo, para pequenos silvicultores, técnicas como aplicação de inseticidas ou agentes microbianos por aeronaves está fora de cogitação, uma vez que o custo para áreas pequenas não se justifica. No entanto, à medida que o projeto aumenta e um maior volume do seu produto é direcionado ao mercado, seus recursos financeiros melhoram e o produtor preocupa-se mais com a quantidade e a qualidade do produto, buscando aproveitar qualquer preço extra que possa conseguir por eles. Assim, ele se torna mais receptivo ao MIP. Isso ocorre com qualquer outro seguimento, por exemplo, um comerciante que aumenta o tamanho das operações irá investir em infraestrutura e no gerenciamento da empresa. Produtores de subsistência, no entanto, dificilmente correm riscos. Qualquer redução na renda, mesmo que por um tempo curto, pode afetar seu bem-estar e qualidade de vida. Além disso, algumas técnicas podem ser muito complexas ou complicadas para que esses usuários compreendam-nas e as usem em sua plenitude.

Entender como o processo de tomada de decisão é feito pelos silvicultores pode fazer com que eles adotem certas técnicas de manejo de pragas. Apreender esse processo e como os produtores são influenciados pelos recursos disponíveis, habilidades de gerenciamento e conhecimento dos fatores relacionados às pragas, ajudam-nos a entender possíveis rejeições na adoção de determinada tecnologia. Os entomologistas florestais irão falhar se essas restrições não forem identificadas e consideradas durante o desenvolvimento de novas tecnologias de MIP. Uma tática de manejo pode ser eficiente e perfeita, mas será inútil se não se adequar à realidade e às necessidades dos produtores (Rola & Ocampo, 1986).

SISTEMAS DE SUPORTE DE DECISÃO

Estimar perdas (em quantidade e qualidade) causadas pela infestação de pragas, os custos resultantes dessas perdas e os gastos com técnicas de controle utilizadas com a maior precisão possível é necessário para conferir todos benefícios financeiros que o MIP proporciona. Obter essa informação é fundamental, antes de se tomar qualquer decisão, encontrar onde as maiores perdas estão sendo incorridas dentro do sistema, a magnitude dessas perdas e as estratégias mais apropriadas, visando mitigar ou resolver o problema, tanto em termos de redução dos prejuízos quanto da manutenção da qualidade.

Mortalidade e perda de incremento são, geralmente, os impactos econômicos dominantes para a maioria das pragas florestais, apesar da perda de qualidade ser importante, principalmente para pragas que alteram a forma comercial do fuste, como a broca-do-mogno, *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) (ver capítulo 15.6.3). Quantificar o impacto causado pelas pragas ajuda a determinar o nível em que as perdas econômicas superam os gastos com controle e, também, como essas perdas poderão afetar o fornecimento de madeira, ajudando a planejar melhor o cronograma de colheita. Embora o foco do manejo de pragas seja, geralmente, evitar perdas na produtividade, outros efeitos podem ser importantes e influenciar nas decisões de manejo. A título de exemplificação, os surtos podem incomodar pessoas em ambientes urbanos próximos as áreas de plantio. Mesmo pragas introduzidas que causam poucos danos as árvores podem afetar negativamente as exportações devido às medidas fitossanitárias contra essas pragas. Avaliar esses diferentes tipos de impacto e a relação custo-benefício do manejo na silvicultura é, muitas vezes, impraticável se não for impossível (Wainhouse, 2005).

Na agricultura, avaliar as perdas na produtividade ou qualidade de uma cultura atacada por pragas é importante e, normalmente, isso é determinante na tomada de decisão no MIP. Historicamente, uma das principais mudanças na mentalidade de usar inseticidas químicos no menor sinal da presença do inseto e passar a manejar as pragas com o MIP, foi o desenvolvimento e uso de limiares econômicos. Esses, por sua vez, ajudam a determinar qual a densidade populacional da praga que passa a causar prejuízo econômico e qual o momento correto de se tomar alguma ação. O MIP reduziu, consideravelmente, o uso de inseticidas quando se passou a comparar as perdas causadas por pragas com a necessidade e os custos de controle (Wainhouse, 2005). Geralmente, são utilizados dois limiares, o nível de dano econômico (NDE) e a densidade crítica (DC).

O NDE é um nível de abundância de pragas ou dano em que o custo do controle iguala-se ao valor ganho no plantio ao instituir procedimentos de controle. Ou seja, acima desse nível, os prejuízos causados pelas pragas são maiores do que qualquer gasto de controle que o produtor teria, assim, alguma intervenção é necessária. No entanto, não podemos nos dar ao luxo de atingir esse nível, temos incertezas quanto a flutuação populacional da praga e precisamos também de tempo para que as táticas de controle causem efeito sobre a população da praga e ela não atinja o NDE. Para isso, foi desenvolvido outro limiar, a densidade crítica (DC).

A DC é o ponto em que medidas curativas devem ser tomadas para evitar que os danos alcancem ou excedam o NDE. É um nível de dano ou abundância de insetos que avisa o produtor florestal de problemas iminentes. O nível, no qual a DC é estabelecida, é, geralmente, baseado na experiência do produtor e depende, por exemplo, da taxa, na qual a população provavelmente aumentará em direção ao NDE, e da velocidade em que as táticas de controle podem ser iniciadas. O NDE pode ser melhor aplicado contra pragas de plantios para geração de energia de biomassa com curta rotação, uma vez que avaliar os benefícios de curto prazo do controle é mais fácil do que em plantios florestais com ciclos mais longos, como para a produção de madeira serrada (Wainhouse, 2005). O NDE quando utilizado em conjunto com a DC fornece-nos as bases para a tomada de decisão do MIP.

Determinar limiares de dano econômico em culturas agrícolas é tarefa simples porque, geralmente, as áreas atacadas são pequenas e fica fácil estabelecer uma relação entre densidade populacional e a perda causada por pragas. Já em florestas e plantios florestais, os ciclos são contados em décadas ao invés de meses, o que dificulta avaliar o impacto econômico (Wainhouse, 2005). É muito difícil prever, por exemplo, qual será o preço da madeira de eucalipto em pé daqui a 10 anos, mas é fácil prever o preço do feijão no próximo semestre. Na silvicultura, portanto, análises de impacto econômico da praga como componente do MIP, geralmente, são menos desenvolvidas do que na agricultura.

Os gastos com controle de pragas jamais devem exceder o lucro resultante dos danos prevenidos que seriam causados por pragas. É necessário levar em conta os ciclos da cultura para se estimar o impacto econômico às árvores e quanto seria gasto para evitá-los. Para comparar os custos atuais e as receitas futuras de maneira igual, já incluindo o lucro adicional alcançado como resultado do controle das pragas, a receita pode ser descontada em valores atuais ao invés de ser projetada para a idade de rotação. Isso é feito utilizando uma taxa fixa de juros seguindo a prática florestal e econômica padrão (Wainhouse, 2005).

As decisões de gerenciamento do MIP dependem, quase sempre, de informações de várias fontes. Essas informações incluem avaliação de risco dos talhões, monitoramento e a relação entre a intensidade do ataque e a perda de incremento. No entanto, esses dados nem sempre estão disponíveis, o que pode afetar o desenvolvimento e a integração das táticas de MIP (Wainhouse, 2005).

EXEMPLO DE MIP NO BRASIL

Estudos de caso são excelentes para ilustrar e entender melhor os passos da utilização do MIP. Eles mostram programas de manejo ideais e só alguns deles são implementados em plantações comerciais. A maioria dos programas de MIP é complexa e elaborada usufruindo do conhecimento aprofundado na biologia e ecologia, tanto da praga quanto da espécie arbórea. Esses programas exigem planejamento e alguns dos procedimentos e táticas podem ser bem trabalhosos. Cada programa deve ser desenhado a partir do zero, adequando-se as características especiais de cada praga, cada local e cada realidade financeira. Programas de MIP bem-sucedidos exigem conhecimento prévio da praga e seus danos. Qualquer controle ou manejo não pode ser tomado com base em fundamentos econômicos sem essas informações. Sempre é válido lembrar que o MIP, na área florestal, é focado na prevenção. Abaixo segue um exemplo de MIP no setor florestal. Outros estudos de caso podem ser conferidos no capítulo 12, sobre controle químico.

MIP da vespa-da-galha (*Leptocybe invasa*) (Hymenoptera: Eulophidae)

A vespa-da-galha, *Leptocybe invasa*, é uma praga exótica, nativa da Austrália, sendo registrada pela primeira vez em 2004, causou muitos problemas na África e Oriente Médio e é considerada um problema mundial na silvicultura tropical, tendo sido registrada em mais de 30 países. Esse inseto provoca a formação de galhas, sendo problema principalmente em mudas e árvores jovens (para mais informações consultar o capítulo 16.3.5). O controle efetivo dessa praga é complicado, devido às grandes populações, ao tamanho relativamente pequeno desse inseto, à sobreposição de gerações e à natureza críptica, pois as larvas desenvolvem-se dentro das galhas. No entanto, programas de MIP podem reduzir os danos causados e permitir a convivência com essa praga nos plantios florestais. O MIP da vespa-da-galha é composto, principalmente, por controle legislativo, resistência de plantas, controle silvicultural, físico, biológico e químico.

A melhor maneira de evitar problemas com uma praga exótica é deixando-a fora do país. Por isso, a primeira medida de MIP para essa praga é evitar a importação de possíveis fontes de introdução dessa praga, através de mudas de eucalipto e quarentena. No Brasil, essa praga foi introduzida em 2008, então

táticas alfandegárias já não adiantavam mais. No entanto, quarentenas internas, evitando o transporte de mudas contaminadas para áreas sem a praga, ajuda a evitar a disseminação dessa praga para outros estados dentro do país. Mudas que estejam infestadas devem ser incineradas para evitar a dispersão.

O uso de espécies resistentes a essa praga é outra alternativa. No entanto, ainda há muita divergência de resultados. Espécies como *Corymbia citriodora* que já foram dadas como resistentes no passado, já sofreram ataques e danos dessa praga. Mais informações sobre a resistência estão disponíveis no capítulo referente a essa praga. Por enquanto, mais pesquisas devem ser feitas sobre estudo da resistência de eucaliptos em relação a essa praga, para que essa técnica seja empregada com mais sucesso dentro de um programa de MIP.

Armadilhas adesivas amarelas, utilizadas no monitoramento dessa praga, podem ser usadas também para captura massal dos adultos. Obviamente, em campo, devido às grandes dimensões dos plantios de eucalipto, essa técnica não é viável, no entanto, pode ser usada dentro de casas de vegetação e viveiros de mudas, reduzindo as populações desse inseto.

O controle biológico clássico também é utilizado importando a vespa parasitoide *Selitrichodes neneri* (Eulophidae), auxiliando no manejo dessa praga. Outros parasitoides de outras famílias de vespas também ajudam, como *Megastigmus brasiliensis* (Torymidae), encontrado parasitando esse galhador em Minas Gerais e São Paulo. Apesar dos níveis de parasitismo serem muito inconsistentes, o uso do controle biológico, integrado com uso de armadilhas e plantas resistentes, já nos dá algum controle satisfatório.

Piretroides e neonicotinoides estão registrados para o controle químico dessa praga no Brasil, em casos de surtos em que o controle biológico e a resistência foram incapazes de controlar. No entanto, os resultados com uso do controle químico têm sido muito divergentes, em parte, pelo hábito críptico das vespas jovens dentro das galhas, que dificulta a ação dos inseticidas e, ainda, pode afetar a atuação dos inimigos naturais dessa praga.

TENDÊNCIAS NO MIP

Pouco mudou em relação às pesquisas e implementação do MIP, no entanto, novas tecnologias sempre alteram seus componentes, principalmente no que tange à informação e à tomada de decisão, além de novas opções de táticas de

controle (Kogan, 1998). As principais mudanças no MIP, entre o final dos anos 1990 e anos 2000, foram a adoção generalizada de computadores, softwares e modelos matemáticos, agricultura e silvicultura de precisão, desenvolvimento de inseticidas mais seletivos (sintéticos ou naturais), desenvolvimento de variedades de plantas resistentes com uso da engenharia genética (transgênicos), identificação e aplicação de novos compostos semioquímicos e modificações no habitat, além da disseminação da própria filosofia do MIP através da internet (Kogan, 1998).

A partir da década de 2010, foi dado maior foco ao controle biológico, principalmente de pragas introduzidas (controle biológico clássico), devido ao aumento substancial de transporte de cargas e pessoas pelo mundo todo; novas tecnologias como o uso do RNAi e inibidores de proteinase no controle de pragas, uso de inteligência artificial e “*big data*” no monitoramento e avaliação de danos causados por pragas; utilização de drones no monitoramento, aplicação de inseticidas e liberação de agentes de controle biológico, entre outros. Outra tendência é que o controle químico continue se tornando cada vez mais específico, ou seja, mais focado na praga alvo. Estas tendências terão apoio do público leigo, por conta de uma maior consciência sobre os problemas ambientais. Além disso, técnicas de melhoramento, como a engenharia genética, poderão oferecer avanços, mesmo com algumas incertezas, para o desenvolvimento de árvores resistentes a pragas (Wylie & Speight, 2012).

Outro desafio é convencer cada vez mais os administradores florestais a consultarem especialistas no estágio inicial do empreendimento, antes mesmo do plantio ser feito e não os consultar apenas quando os problemas aparecerem. Os serviços de entomologia florestal não devem apenas resolver problemas quando surtos de pragas já estiverem instalados, mas sim serem baseados em prevenção, planejamento e uma boa infraestrutura (Wylie & Speight, 2012).

Uma importante lição aprendida e que não deveria ser esquecida é que jamais podemos depender de uma única técnica de controle, e que a filosofia do MIP deve perpetuar. O avanço do MIP para níveis cada vez mais altos de integração dependerá de uma maior compreensão da estrutura e dinâmica dentro do ambiente florestal. Qualquer ambiente florestal é a soma da escala ecológica e socioeconômica e nenhuma tecnologia nova será adotada, a menos que atinja os objetivos econômicos dos produtores e seja aceita pela sociedade (Kogan, 1998). O MIP muda os métodos de cultivo e, portanto, também altera a rotina do produtor florestal. Os produtores não dependem apenas dos insumos agrícolas,

mas também de várias ferramentas de tomada de decisão: que clone resistente usar, quando empregar pesticidas e qual utilizar, etc. A introdução do MIP requer adaptação não somente ao ambiente natural e às condições econômicas, mas, principalmente, às atitudes, valores e percepção do silvicultor.

REFERÊNCIAS

- BERRYMAN, A.A. Pest management decisions. In: BERRYMAN, A.A. Forest insects: principles and practices of population management. Plenum Press, 294 pp., 1986.
- HOSKINS, W.M., BORDEN, A.D.; MICHELbacher, A.E. Recommendations for a more discriminating use of insecticides. Proc. 6th Pac. Sci. Congr., v. 5, p. 119–123, 1939.
- KOGAN, M. Integrated pest management: historical perspectives and contemporary developments. Annual Review of Entomology, v. 43, p. 243-270, 1998.
- NEWSOM, L.D. The next rung up the integrated pest management ladder. Bulletin of the Entomological Society of America, v. 26, p. 369–374, 1980.
- ROLA, A.C.; OCAMPO, P.P. The socioeconomic component of integrated pest management. In: FAO Proceedings of regional consultative workshop on integrated pest management, 17-21, SEARCA, Los Banos, Laguna, Philippines. pp. 121-130, 1986.
- SMITH, R.F.; ALLEN, W.W. Insect control and the balance of nature. Scientific America, v. 190, p. 38–92, 1954.
- STERN, V.M.; SMITH, R.F.; VAN DEN BOSCH, R.; HAGEN, K.S. The integrated control concept. Hilgardia, v. 29, p. 81–101, 1959.
- WAINHOUSE, D. Integrated pest management. In: WAINHOUSE, D. Ecological methods in forest pest management. Oxford University Press, 248 pp., 2005.
- WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. Integrated pest management (IPM). In: WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. Insect pests in tropical forestry. 2nd Edition, CABI, 376 pp., 2012.

3. Peculiaridades e barreiras do manejo integrado de pragas florestais

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

Insetos estão presentes em todos os ecossistemas florestais do mundo e muitos exercem funções essenciais nesses ambientes, como ciclagem de nutrientes, dispersão de sementes, polinização, sucessão ecológica e fornecimento de produtos para o ser humano. Entretanto, a população de algumas espécies de insetos pode crescer descontroladamente e danificar árvores, competindo com os seres humanos pelos bens e serviços oferecidos pelas florestas e plantios florestais (Ciesla, 2011). Aproximadamente 70 milhões de hectares de florestas no mundo inteiro são danificadas por insetos todos os anos. Essa área é mais do que o dobro da atingida por incêndios florestais (FAO, 2005). Por isso, a prevenção e o controle das principais pragas florestais devem ser partes integrantes do manejo florestal (Ciesla, 2011).

Em 2021, ao pesquisar o termo “manejo integrado de pragas” (em inglês) na plataforma de busca de artigos científicos *Web of Science*, foram encontrados mais de 10.000 resultados. Mas, ao filtrar essa busca adicionando o termo “silvicultura” ou “floresta”, são encontrados pouco mais que 400 resultados, a partir do final da década de 1970. Ou seja, o estudo do manejo integrado de pragas (MIP) é mais comum e difundido na agricultura, horticultura e fruticultura, do que na área florestal (Wylie & Speight, 2012).

O manejo de pragas na silvicultura é um conceito conhecido há um bom tempo. Os princípios de que os insetos daninhos fazem parte dos ecossistemas florestais, causando impactos econômicos, ecológicos e sociais sobre a produ-

vidade ou outros valores, e que efeitos adversos devem ser prevenidos ou mantidos em níveis aceitáveis, compatíveis com os objetivos e práticas do manejo florestal, são fundamentais na proteção florestal desde o final do século XIX (Waters, 1980).

As primeiras abordagens no manejo de pragas florestais utilizaram medidas sustentáveis, como técnicas silviculturais e biológicas. Inseticidas sintéticos também passaram a ser utilizados, mas, felizmente, não é rotineiro, devido, principalmente, ao custo relativamente alto, principalmente em relação à aplicação. Inseticidas são usados mais em plantações florestais industriais do que em outros tipos de empreendimentos florestais (Nair, 2007).

As características das florestas, em diferentes partes do mundo, e seu histórico de exploração e manejo produziram combinações distintas de florestas naturais e plantações. O manejo eficaz desses ambientes dependerá do desenvolvimento de programas de MIP que reconheçam as características bioecológicas peculiares das pragas e que sejam adaptados à escala e diversidade do ambiente florestal, bem como ao seu valor econômico e ambiental (Wainhouse, 2005).

A estabilidade em ecossistemas florestais é, geralmente, atribuída a diversidade de espécies e, por isso, plantios mistos e florestas naturais, em teoria, seriam menos suscetíveis a insetos-pragas do que monocultivos. No entanto, tanto plantios florestais quanto florestas podem ser danificados por pragas e devem ser manejados com o objetivo de manter as árvores saudáveis e produtivas, com as pragas em níveis aceitáveis e sem afetar os objetivos do manejo. O manejo integrado de pragas florestais deve fornecer uma estrutura de tomada de decisão e ação projetadas para manter ou melhorar a sanidade florestal (FAO, 2001).

PLANTAÇÕES E FLORESTAS

Plantações florestais são mais parecidas com agroecossistemas do que com florestas naturais em termos de diversidade e estabilidade. Esse é um dos motivos pelo quais os termos “floresta” ou “floresta plantada” não sejam utilizados neste livro como sinônimo de plantios ou plantações florestais. Portanto, é esperado que plantios florestais sejam mais suscetíveis às pragas e doenças do que as florestas.

Embora essa afirmação seja correta, não quer dizer que as florestas nativas sejam imunes as pragas. Danos que variam desde uma simples alimentação que

não afeta o desenvolvimento das plantas até grandes surtos, causando mortalidade de árvores, também podem ocorrer em florestas nativas. No entanto, a frequência e a gravidade com que esses danos ocorrem são maiores em plantios. Em florestas nativas, os surtos incidem, geralmente, em áreas com poucas espécies e árvores muito adensadas, situação parecida com a monocultura (Nair, 2007). Surtos de pragas desfolhadoras em florestas nativas, em zonas temperadas do hemisfério norte, com baixa diversidade de espécies, são comuns. Já em florestas tropicais, poucos surtos de pragas ocorrem, confirmando a importância da diversidade de espécies na estabilização dos ecossistemas (Speight & Wainhouse, 1989).

Um conceito básico na dinâmica dos ecossistemas é que à medida que a diversidade aumenta, aumenta a sua estabilidade. Quanto maior o número de espécies vegetais e animais em um ecossistema, menores as chances de uma espécie atingir níveis populacionais que possam causar distúrbios nos outros componentes desse ambiente (FAO, 2001). Os problemas com pragas em monoculturas florestais costumam ser atribuídos a ausência de inimigos naturais, alta concentração de plantas hospedeiras em um mesmo local, ausência de hospedeiros alternativos; operações silviculturais e o manejo extensivo causam danos ou estresse nas árvores, favorecendo o estabelecimento inicial de algumas pragas e; muitos locais de plantio são inadequados para a espécie plantada (déficit hídrico, áreas alagadas, acidez do solo, solos pobres, etc.) (Ji et al., 2011). A falta de corredores ecológicos e de ilhas de vegetação nativa próximos aos plantios, uso de espécies ou variedades pouco adaptadas ao clima e ao solo, mudanças climáticas e aquecimento global, aumento nas introduções de pragas exóticas, pouco investimento na prevenção e controle de pragas e técnicas de controle desatualizadas ou utilizadas incorretamente também podem afetar a presença de pragas em plantios (Ji et al., 2011).

Algumas hipóteses principais são usadas para explicar a menor incidência de pragas em florestas nativas em relação aos plantios: a “hipótese de concentração de recursos”, a “hipótese dos inimigos” (Root, 1973; Carson et al., 2004), a “hipótese da evolução das pragas” (Nair, 2007) e a “hipótese da diversidade semioquímica” (Zhang & Schlyter, 2003).

Hipótese da concentração de recursos

O fator que geralmente impede que a população de um inseto atinja níveis de surto, geralmente, é a quantidade de alimento, ou seja, o número de hospedeiros.

deiros disponíveis. Por exemplo, a população de um inseto fitófago, com apenas um ou poucos hospedeiros, encontrará pouquíssimos hospedeiros adequados em uma floresta tropical, como a floresta Amazônica ou a Mata Atlântica, onde centenas e até milhares de espécies vegetais desenvolvem-se em um hectare de floresta e, por isso, a flutuação da sua densidade populacional mantém-se estável. Já plantios florestais, compostos por uma única ou poucas espécies arbóreas e cobrindo grandes áreas, fornecem uma quantidade praticamente infinita de alimento adequado para determinadas espécies fitófagas, resultando em surtos populacionais (FAO, 2001).

A monocultura também pode favorecer o desenvolvimento de pragas, já que facilita a localização das árvores hospedeiras devido à proximidade entre elas e reduz a dispersão das pragas do plantio (restringe a tendência dos herbívoros que chegam a um local com plantas hospedeiras de deixar a área). Quando se reduz a dispersão, também se reduz a exposição e o risco de mortalidade (Root, 1973; Carson et al., 2004).

Hipótese dos inimigos

Essa hipótese diz que a menor incidência de pragas, em áreas com múltiplas espécies, deve-se a maior ação de seus inimigos naturais. A grande diversidade vegetal pode fornecer presas ou hospedeiros alternativos para os inimigos naturais em períodos de escassez da praga no habitat; fornecer alimentação suplementar como pólen, néctar e *honeydew*, podendo aumentar a fecundidade e longevidade, ou seja, a eficácia dos inimigos naturais e; oferecer uma variedade de micro-habitats e microclimas, que servirão de abrigo para predadores e parasitoides. O aumento da eficácia do inimigo natural, portanto, é o que impediria o aumento populacional de um inseto a nível de surto em florestas naturais (FAO, 2001; Nair, 2007).

Hipótese da evolução de pragas

A seleção natural de genótipos de insetos mais adaptados aos hospedeiros plantados e ao ambiente do plantio florestal, também poderia explicar a maior incidência (Nair, 2007). Altas densidades populacionais, o ciclo de vida rápido, várias gerações por ano e a incapacidade das árvores de se defenderem, facilitam esse processo em plantios florestais.

Hipótese da diversidade semioquímica

Essa hipótese afirma que, em habitats mistos, com maior diversidade de plantas, e, conseqüentemente, maior quantidade de substâncias voláteis no ambiente, a localização e a escolha do hospedeiro sofreriam interferência, principalmente por parte de herbívoros especialistas guiados pelo olfato (Zhang & Schlyter, 2003).

PLANTAÇÕES MISTAS E MONOCULTURAS

O conceito de que a diversidade aumenta a estabilidade do ecossistema sugere que plantios mistos ou consorciados, como sistemas agrossilviculturais, integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF), entre outros, seriam menos afetados por pragas e doenças do que monocultivos. No entanto, existem vários exemplos demonstrando o contrário e, por isso, simplesmente aumentar um pouco a diversificação de um agroecossistema não é suficiente para reduzir os problemas com pragas.

Espécies florestais exóticas e nativas

Plantios com espécies exóticas

O plantio de espécies arbóreas exóticas tem a vantagem de, geralmente, passarem por um tempo sem ataques de pragas após serem introduzidas e cultivadas. Algumas práticas de manejo podem acabar fazendo com que esses plantios tornem-se suscetíveis as pragas, quando estas aparecerem. Entre as práticas, temos: o uso de espécies não adaptadas ao local de plantio; uso limitado de material genético com poucas espécies, clones, ou procedências; e árvores com baixo vigor pela alta densidade de plantio e falta de desbastes. As primeiras pragas e doenças quando surgem nessas árvores exóticas, podem vir de duas fontes: pragas nativas que se adaptaram ao hospedeiro exótico ou pragas exóticas, introduzidas acidentalmente (ou não) (FAO, 2001).

Pragas nativas em árvores exóticas

Insetos nativos podem se adaptar a plantações florestais exóticas. Besouros desfolhadores, cupins, lagartas desfolhadoras e formigas-cortadeiras nativas

adaptaram-se a várias espécies de eucaliptos e de pinus no Brasil. A broca-das-meliáceas, *Hypsipylla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae), um inseto nativo do Brasil, foi registrada atacando mogno-africano, uma espécie arbórea exótica no Brasil.

Pragas exóticas em árvores exóticas

A introdução de pragas exóticas pode apresentar um grande risco para espécies florestais exóticas. Esses organismos, na ausência de seus inimigos naturais, e com uma grande disponibilidade de hospedeiros adequados, podem apresentar surtos populacionais e causar grandes perdas, principalmente, quando essas árvores são pouco resistentes. Exemplos de pragas exóticas causando danos em essências florestais exóticas no Brasil são abordados neste livro (ver seção 16).

Plantios com espécies nativas

Plantios florestais da América do Norte, Ásia e Europa, em sua maior parte, são feitos com espécies nativas, principalmente coníferas. No Brasil, plantações de espécies arbóreas nativas não tiveram muito sucesso, principalmente, pela ocorrência de pragas e doenças, como é o caso do cedro e mogno, atacados pela broca-das-meliáceas e a seringueira, que sofre com uma doença conhecida como “mal-das-folhas”, transmitida por um fungo. Plantações com espécies nativas também são suscetíveis a danos causados por pragas e doenças nativas e exóticas.

PECULIARIDADES DO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS

Sistemas de cultivos tecnificados, iguais aos encontrados na agricultura intensiva, ainda não foram implementados na silvicultura, mas, mesmo assim, o MIP em sistemas florestais é mais complicado. A adoção do MIP é mais complexa em regiões tropicais onde, geralmente, há pouca consultoria especializada e infraestrutura econômica ou educacional (Wylie & Speight, 2012).

Insetos podem danificar árvores em qualquer estágio de desenvolvimento e, com isso, impedir os objetivos de manejo de plantios e florestas. Árvores são atacadas por uma grande variedade de insetos daninhos. Vários tipos de alimentação e injúrias ocorrem desde a semente até a colheita ou morte natural das ár-

vores. Essas injúrias podem ter consequências na aparência, taxa de crescimento, composição de espécies, densidade, distribuição de tamanho e de idade, etc. (Waters, 1980). Algumas pragas causam tantas perdas ou inviabilizam o plantio de certas espécies arbóreas, que os regimes de manejo tiveram que ser alterados ou tiveram que mudar as espécies plantadas (Ciesla, 2001).

No manejo de pragas florestais, uma filosofia de “antecipação” ao problema deve sobrepor a de “esperar para ver” que, geralmente, é usada em culturas agrícolas. “Prevenção” é a palavra mais importante quando se trata do manejo de pragas florestais. Se os problemas nunca surgirem, não será preciso resolvê-los. A prevenção é a única alternativa viável de manejo para muitas pragas florestais (p. ex. broqueadores) e muitas táticas de controle são difíceis de serem aplicadas e, às vezes, até impossível, do ponto de vista econômico (Wylie & Speight, 2012). Por isso, o monitoramento e controle de pragas devem estar totalmente incorporados ao planejamento e decisão gerais de um empreendimento florestal (Waters, 1980). Muito planejamento deve estar envolvido no manejo de pragas florestais, pois muitas decisões devem ser tomadas antes mesmo de se iniciar o plantio. Em uma situação ideal, o manejo de pragas não seria mais necessário após um cuidadoso planejamento econômico e silvicultural e é, por isso, que a entomologia (e toda a proteção florestal) devem ser consideradas como parte integrante na elaboração de projetos florestais (Wylie & Speight, 2012).

As ferramentas básicas do manejo integrado de pragas florestais são, essencialmente, as mesmas do MIP em cultivos agrícolas. No entanto, florestas nativas e mesmo os plantios florestais são, ecologicamente, mais diversificados e complexos. O crescimento, a composição, a estrutura e a função desses ambientes podem mudar ao longo do tempo, com ou sem intervenção humana. Ecossistemas florestais podem variar desde viveiros de mudas e plantios, muito parecidos com a agricultura, até florestas nativas. Ecossistemas florestais podem fornecer diversos usos e benefícios de caráter econômico e social, como madeira, produtos madeireiros e não-madeireiros, proteção a nascentes e cursos d’água, habitat para animais silvestres, recreação, valores paisagísticos, melhoria do microclima, entre outros. Portanto, os valores associados a esses bens e serviços podem variar (Waters, 1980).

O horizonte de planejamento ou rotação da cultura é muito maior na área florestal do que na agrícola, e os objetivos do manejo podem mudar dependendo do uso final do recurso florestal, localização geográfica, além de restrições legais, econômicas, sociais, políticas e organizacionais, que só tornam manejo flo-

restal, em especial, o manejo de pragas ainda mais complicado (Waters, 1980).

Os problemas com pragas florestais em regiões tropicais, incluindo o Brasil, foram por muito tempo ignorados. Alguns dos motivos para isso são: (i) pragas são inexistentes ou raras em florestas tropicais com muitas espécies arbóreas, quando comparadas às florestas temperadas com poucas espécies; (ii) os plantios florestais, onde os problemas com pragas são comuns, são relativamente recentes (no Brasil, principalmente após a lei de incentivos fiscais do final da década de 1960); (iii) pouco se sabe sobre o impacto econômico causado por pragas florestais, exceto em casos raros (como as formigas-cortadeiras) e; (iv) mesmo quando se sabe o impacto causado, não há método viável, eficaz, econômico e disponível para controlar as pragas (Nair, 2007).

O manejo de pragas florestais exige maior perícia, planejamento e prevenção que sistemas agrícolas convencionais e, assim, serviços de extensão são essenciais. Entomologistas florestais treinados devem estar disponíveis para colaborar em todas as fases de um empreendimento florestal. Entretanto, muitos países em desenvolvimento em regiões tropicais, como o Brasil, podem não ter acesso a esses serviços. Isso afeta, principalmente, produtores familiares e outros empreendimentos menores. Projetos florestais de grande escala, como nas grandes empresas do setor, por outro lado, tem a obrigação de investir em especialistas de manejo de pragas florestais. Revisões de literatura sobre diversas pragas estão disponíveis na internet, fazendo com que informações sobre o manejo de pragas florestais estejam mais acessíveis (Wylie & Speight, 2012).

Entomologistas de países tropicais têm o hábito infeliz de fazer recomendações de controle assim que os problemas com pragas aparecem, sem realizar qualquer análise crítica e sem testes de controle prévio de determinadas técnicas. Recomendações absurdamente caras, ambíguas, contraditórias, impraticáveis, ineficazes, prejudiciais ao ambiente ou, às vezes, até tolas acabam sendo feitas por esse tipo de profissional (Nair, 1986b).

O MIP, na área florestal, além de ser complicado, também pode ser caro. Análises de custo devem ser feitas antes de qualquer tomada de decisão. Essas análises indicarão se o prejuízo causado é maior que o custo de manejo das pragas. Em muitos casos, apesar do dano ser óbvio, não compensa controlá-las (Wylie & Speight, 2012). Análises desse tipo devem ser realizadas, sempre que necessárias, em todo tipo de projeto florestal (Wylie & Speight, 2012).

Pragas florestais atingem os plantios em vários estágios de desenvolvimen-

to das árvores. O manejo de pragas em sementes, viveiros e plantações jovens são parecidos com o MIP da agricultura, mas existem características exclusivas de plantios maduros, com árvores altas e com dossel fechado (Nair, 2007). Aplicações de inseticidas e agentes biológicos, como bactérias e fungos, em plantios maduros, quase sempre, requerem o uso de aeronaves. Pulverizadores costais ou acoplados em tratores dificilmente atingirão as copas de árvores em idades avançadas, além de colocar em risco a segurança de aplicadores. Nesse sentido, o uso dessas técnicas é muito mais complicado na silvicultura do que em sistemas agrícolas convencionais e é ainda mais difícil em países em desenvolvimento, devido ao alto custo de aplicação (Nair, 2007). VANT's (veículos aéreos não tripulados), ou drones, podem ser uma solução no futuro para reduzir os custos e facilitar a acessibilidade do uso dessas técnicas em plantios florestais em regiões tropicais. Essas áreas podem estar próximas a culturas agrícolas, criações de animais e comunidades, por essa via, a aplicação de agrotóxicos pode ter impacto ambiental e social negativo. O fenômeno da deriva é mais comum quando o inseticida é pulverizado de pontos altos, acima da copa das árvores. Portanto, o cuidado deve ser maior em aplicações no setor florestal do que na agricultura (Nair, 2007).

BARREIRAS DO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS FLORESTAIS

Os maiores problemas para o gerenciamento e a pesquisa com manejo de pragas florestais, em regiões tropicais como o Brasil, são: definir os níveis de dano econômico das pragas; monitorar as pragas; implementar as técnicas de manejo; trabalhar com orçamento muito baixo (Clarke, 1995); a falta de pessoal treinado, infraestrutura adequada e pesquisa direcionada.

Dificuldade em determinar limiares econômicos e de dano

O nível de dano econômico e o limiar econômico são difíceis de serem determinados na área florestal. Plantações florestais e florestas são ecossistemas de vida longa ou cultivos perenes de longa rotação e, por isso, fatores externos como políticas governamentais, economia florestal e pressão ambiental devem ser levados em consideração (Wylie & Speight, 2012).

Dificuldade em monitorar

O manejo de pragas florestais depende, fortemente, do monitoramento de pragas, para identificar os sítios com maiores densidades populacionais das pragas, em que os limiares econômicos possam ter sido ultrapassados. Plantios florestais, geralmente, ocupam grandes extensões de áreas e são, muitas vezes, de difícil acesso, tornando o monitoramento complexo de ser realizado ou impreciso (Wylie & Speight, 2012). Muitas tecnologias utilizadas no monitoramento de pragas florestais em países desenvolvidos, como uso de armadilhas com feromônios e armadilhas luminosas, geralmente, não estão disponíveis para pragas encontradas no Brasil ou têm custo elevado.

Dificuldade em usar técnicas de controle

Verdadeiras tecnologias sustentáveis devem ser acessíveis tanto em termos econômicos, quanto comparadas ao valor da cultura em questão. Pesquisas envolvendo o desenvolvimento de novas técnicas, principalmente moleculares e genéticas, são inúteis no manejo integrado de pragas florestais em países em desenvolvimento se forem complicadas, caras ou não estiverem disponíveis (Wylie & Speight, 2012). Métodos modernos e sofisticados de controle de pragas usados em países desenvolvidos (p. ex. aplicação aérea em ultra baixo volume, liberação aérea de agentes de controle biológico, predição baseada em modelos matemáticos, uso de feromônios, agentes virais, sistemas de alerta, etc.) são pouco usados devido a restrições tecnológicas e econômicas (Nair, 2007).

Dificuldades financeiras

O controle de pragas resulta em custos para o produtor, seja com medidas preventivas ou curativas. Quando o custo de controle é mais caro que o prejuízo causado pela praga, então não vale a pena controlá-la. Parece óbvio, mas essa análise raramente é feita, até mesmo em cultivos agrícolas. Os produtores rurais tomam suas decisões baseando-se na intuição das expectativas de lucro, através das suas experiências e cálculos simples (Nair, 2007).

A maioria dos projetos florestais em regiões tropicais operam com orçamento e margens de lucro muito baixas, ou as vezes até inexistentes, como em sistemas de integração lavoura-pecuária-floresta ou árvores urbanas. Esse problema é ainda maior para silvicultores familiares em pequenas propriedades. O

orçamento disponível pode não ser suficiente para pagar uma equipe de monitoramento e/ou usar as técnicas de controle necessárias para o manejo de pragas (Wylie & Speight, 2012).

Uma análise de custo benefício baseada no preço de mercado predominante do produto pode ser feita pelo agricultor, mas para um silvicultor é diferente. Quando a madeira é o produto final, os lucros só serão conhecidos após vários anos. Em plantios florestais para madeira serrada, por exemplo, a colheita só será feita 20 ou 30 anos após o plantio. Portanto, calcular os aspectos econômicos do manejo de pragas florestais é difícil. Vários critérios estão envolvidos nesses cálculos, gerando controvérsia até mesmo entre economistas. O lucro que será recebido após vários anos, mesmo em regimes de “curta” rotação, como para carvão e celulose, é difícil de ser comparado com o custo do controle em determinado momento (Nair, 2007).

Falta de pessoal especializado, infraestrutura adequada e pesquisa direcionada

O número de entomologistas florestais dedicados nessas regiões é pequeno comparado a área florestal plantada e ao número de entomologistas agrícolas. Em 1995, haviam apenas algo em torno de 120 entomologistas florestais em regiões tropicais (Skilling & Batzer, 1995). O número continua pequeno mesmo quando se inclui especialistas em proteção florestal (patologistas e especialistas em incêndios) e profissionais que trabalham com proteção, mas possuem apenas graduação e, muitas vezes, em áreas diferentes da engenharia florestal (Nair, 2007).

A maioria dos entomologistas florestais dessa região vieram de uma escola científica com maior ênfase em taxonomia, biologia e ecologia dos insetos, ao contrário da escola agrícola. Muitos se isolaram e não passaram por nenhum treinamento, mantiveram uma pesquisa de natureza acadêmica, sem aplicação prática (Nair, 2007). No Brasil, esse cenário tem mudado nos últimos anos, principalmente com estudos relacionados às pragas exóticas dos eucaliptos.

O gerenciamento da pesquisa nessas regiões não é feito corretamente e a busca para solução de problemas acaba sendo pouco priorizada. A maioria dos pesquisadores está interessada apenas na publicação de artigos científicos, pois assim são cobrados de suas instituições. As pesquisas acabam sendo individualizadas e fragmentadas, quando, na verdade, uma colaboração multidisciplinar seria necessária para desenvolver técnicas de manejo de pragas florestais (Nair, 2007).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Gerentes de empreendimentos florestais entendem e concordam com o conceito e os objetivos do MIP, mas acabam relutando em usar pois, muitas vezes, não é fácil realizar um conjunto de ações para manejar uma determinada praga e outras vezes não há provas da eficiência dessas ações sugeridas. Normalmente, a maioria das táticas de MIP não foram testadas, comprovadas ou são difíceis de serem avaliadas, ao contrário dos testes com agrotóxicos. É dever do entomologista florestal mostrar a eficácia dessas técnicas, para que os gerentes florestais passem a adotar ainda mais o MIP em plantios florestais (Nair, 2007).

A pesquisa com pragas florestais em regiões tropicais também pode ser melhorada através da cooperação internacional. A União Internacional de Organizações de Pesquisa Florestal, a IUFRO, tem um Grupo de Trabalho sobre “Proteção de Florestas nos Trópicos” com o tópico “Sanidade Florestal”, com participação de pesquisadores de países em desenvolvimento, facilitando o intercâmbio de informações entre cientistas do mundo todo (Nair, 2007).

No Brasil, o Programa de Proteção Florestal (PROTEF) do Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais (IPEF), em Piracicaba, São Paulo, tem feito avanços na pesquisa da entomologia florestal. Esse projeto é coordenado pela Faculdade de Ciências Agrônômicas da Universidade Estadual Paulista (FCA/UNESP) de Botucatu, São Paulo, e tem parcerias com a Embrapa Meio Ambiente, Embrapa Florestas, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Universidade de São Paulo (USP), empresas do setor florestal do país, e cooperação internacional de instituições da África do Sul e Austrália, nas atividades de pesquisa.

As técnicas de manejo e controle, discutidas nos próximos capítulos, com exceção das silviculturais, são abordadas na maioria dos livros sobre manejo de pragas agrícolas. No entanto, o modo como essas técnicas serão integrados e usadas dependerá do tipo de sistema (plantação ou floresta nativa), dos objetivos do manejo florestal e, principalmente, das características bioecológicas das pragas a serem manejadas.

REFERÊNCIAS

CIESLA, W. Forest insect management. In: CIESLA, W. (Ed.). Forest entomology: a global perspective. Wiley-Blackwell, 416 pp., 2011.

CLARKE, A. R. Integrated pest management in forestry: some difficulties in pursuing the holy-grail. Australian Forestry, v. 58, p. 147-150, 1995.

FAO. Protecting plantations from pests and diseases. Report based on the work of W.M. Ciesla. Forest Plantation Thematic Papers, Working Paper 10. Forest Resources Development Service, Forest Resources Division. FAO, Roma, 2001.

JI, L.; WANG, Z.; WANG, X.; AN, L. Forest insect pest management and forest management in China: an overview. *Environmental Management*, v. 48, p. 1107-1121, 2011.

NAIR, K.S.S. *Tropical Forest Insect Pests: Ecology, Impact, and Management*. Cambridge: Cambridge University Press, 2007. doi:10.1017/CBO9780511542695.

SPEIGHT, M.R.; WAINHOUSE, D. *The ecology and management of forest insects*. Clarendon Press, Oxford, UK, 1989.

WAINHOUSE, D. Forest and pest management. In: WAINHOUSE, D. (Ed.) *Ecological methods in forest pest management*. Oxford University Press, 249 pp, 2005.

WATERS, W.E. Forest pest management: concept and reality. *Annual Review of Entomology*, v. 25, p. 479-509, 1980.

WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. Integrated pest management (IPM). In: WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. (Eds) *Insect pests in tropical forestry*. CABI, 376 pp., 2012.

ZHANG, Q.H.; SCHLYTER, F. Redundancy, synergism and active inhibitory range of non-host volatiles in reducing pheromone attraction of European spruce bark beetle *Ips typographus*. *Oikos*, v. 101, p. 299-310, 2003.

4. Monitoramento de insetos-praga em plantações florestais

RONALD ZANETTI¹ & WILLIAN LUCAS PAIVA SILVA¹

¹ Universidade Federal de Lavras, Departamento de Entomologia, Campus Universitário s/n, Caixa Postal 3037, CEP 37200-000, Lavras, Minas Gerais, Brasil
zanetti@ufla.br, willian.ufla@gmail.com

INTRODUÇÃO

O monitoramento é a quantificação da densidade populacional de insetos ao longo do tempo (Kogan, 1998), sendo uma das principais ferramentas que sustenta o Manejo Integrado de Pragas (Bottrell & Smith, 1982). O monitoramento possibilita que os produtores florestais tomem decisões corretas para o controle de pragas, levando a ações assertivas em relação ao momento, tipo de controle, quantidades adequadas de produtos aplicados e avaliação da eficiência após a aplicação de alguma medida de controle (Morais et al., 1993).

Para que o monitoramento seja realizado com sucesso, é necessário conhecer os aspectos biológicos e ecológicos das diversas espécies de insetos considerados pragas potenciais (Altieri, 1999). Tais estudos ajudam na elaboração de planos de amostragem usados no monitoramento, mas ainda são escassos para muitos grupos de pragas florestais (Schnell e Schühli et al., 2016). Por isso, existem poucos planos de amostragem para insetos-praga de plantações florestais.

Neste capítulo, faremos uma revisão sobre os tipos e métodos de amostragem dos principais grupos de pragas em plantações florestais, enfatizando os programas de monitoramento já estabelecidos e descrevendo outros com potencial para serem usados.

MÉTODOS DE AMOSTRAGEM

Para avaliação correta das populações de pragas e inimigos naturais é necessário que se realizem amostragens (Abrol & Shankar, 2015). Para tanto, é importante pesquisar metodologias de avaliação populacional para o desenvolvimento de planos de amostragem. No manejo integrado de pragas florestais,

são empregados os seguintes métodos de avaliação de populações de pragas (ver Metcalf & Luckman, 1982):

Métodos absolutos: consistem na quantificação do número total de indivíduos de uma determinada amostra. Este método é pouco utilizado para avaliação populacional de insetos-praga em agrossistemas com o objetivo de tomada de decisão de controle, pois, na maioria das vezes, é praticamente impossível contar todos os insetos presentes em uma amostra devido ao tamanho reduzido, mobilidade dos insetos, altura das árvores e extensão dos plantios florestais. No entanto, para populações de formigas-cortadeiras utiliza-se desse método.

Métodos relativos: consistem em quantificar o número relativo de indivíduos presentes numa amostra. Esta avaliação pode ser feita através de contagem direta dos insetos existentes em uma amostra. É um dos métodos mais utilizados em plantações florestais por ser mais rápido, barato e eficiente que os demais. Normalmente, são utilizados aparelhos ou armadilhas para a contagem dos insetos. Os aparelhos usados nesse método são os de observação pessoal (aspirador de tubo, redes), de interceptação (armadilha de Malaise, redes, armadilha de solo), de interceptação e atração física (adesiva, luminosa, bandeja d'água), de interceptação e atração de feromônios ou cairomônios (frascos caçamosca, armadilha de feromônio sexual, armadilhas de iscas).

Índices populacionais: consistem na quantificação dos produtos metabólicos ou efeitos dos insetos presentes numa amostra, como por exemplo: percentagem de desfolha, percentagem de plantas atacadas e outros. É o método mais utilizado em plantações florestais e é semelhante ao método relativo, exceto pelo fato de não amostrar o inseto diretamente, mas seus produtos ou efeitos.

COMPONENTES DA AMOSTRAGEM

Os resultados das amostragens de pragas florestais podem ser influenciados por diversos fatores chamados de componentes de amostragem (Liebhold, 2012):

Pessoal: refere-se ao conhecimento da pessoa que faz a amostragem, chamada de monitor. Os monitores devem ser capacitados constantemente para evitar erros na coleta dos dados.

Mecânico: refere-se à precisão dos aparelhos ou equipamentos utilizados na amostragem. Devem ser calibrados constantemente.

Estatístico: refere-se à intensidade de amostragem a ser adotada. Esse componente é determinado na elaboração de um plano de amostragem e tem variado entre 2 e 10% em plantios florestais. O componente estatístico é diretamente proporcional ao custo da amostragem.

Econômico: refere-se ao custo da amostragem, que é um dos componentes do custo de controle. Deve-se calcular este custo para saber se compensa ou não a realização da amostragem. Geralmente, o custo da amostragem não pode ultrapassar 10% do valor do custo de controle.

PLANO DE AMOSTRAGEM

Um plano ou protocolo de amostragem refere-se à maneira como as amostragens devem ser realizadas em campo. Para o desenvolvimento de um plano de amostragem, é necessário obter as seguintes informações: distribuição espacial da população do inseto, tipo de amostragem, tamanho da amostra, instrumentos de amostragem e tipo de caminhamento (Roberts et al., 1993).

Distribuição espacial de populações de insetos

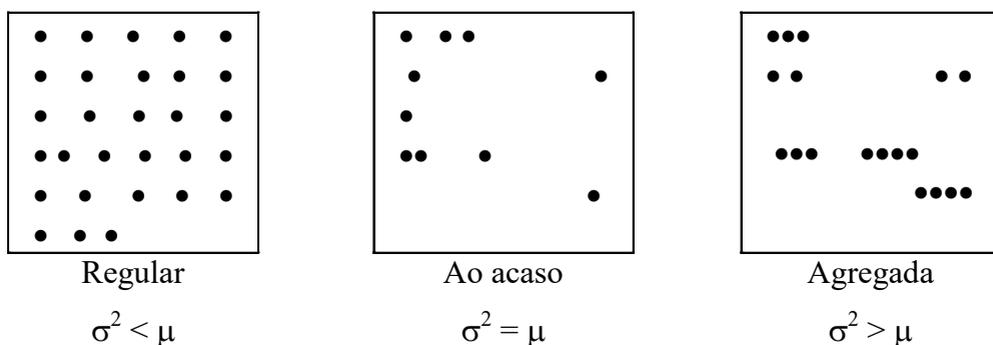


Figura 1. Tipos de distribuição espacial dos insetos no campo.

A distribuição espacial dos insetos refere-se à forma como eles se distribuem no campo e sua determinação prévia é imprescindível para a elaboração de um plano de amostragem (Roberts et al., 1993). Essa distribuição pode ser ao acaso, quando a distribuição dos organismos ocorre de maneira inteiramente casualizada (seguem uma distribuição de Poisson); agregada, quando os orga-

nismos tendem a se reunir em grupos (seguem uma distribuição binomial negativa) e regular, quando os organismos estão uniformemente distribuídos em uma população (seguem uma distribuição binomial positiva) (Hannan & Freeman, 2002) (Figura 1).

A distribuição dos insetos no campo pode ser determinada com base no índice de dispersão de Morizita (I_g), um método bastante usado, uma vez que independe do tipo de distribuição, do número de amostras e do tamanho da média, e pela Lei de Potência de Taylor (S^2), que mede a razão entre a variância e a média aritmética.

- Índice de dispersão de Morizita (I_g)

$$I_g = (N(\sum X^2 - \sum X)) / ((\sum X)^2 - \sum X)$$

em que, N= número total de amostras; X= número de insetos na amostra. Assim: $I_g = 1$, distribuição ao acaso; $I_g > 1$, distribuição agregada; e $I_g < 1$, distribuição regular.

A significância de I_g é dada pelo teste F

$$F_{calc.} = ((I_g(\sum X - 1) + N - \sum X) / (N - 1))$$

F tab.: $n_1 = N - 1$; $n_2 = \infty$

- Lei de potência de Taylor

$$S^2 = a \cdot m^b \text{ (exponencial) ou } \log S^2 = \log a + b \log m \text{ (logarítmica)}$$

em que: S^2 = variância; m= média; a e b= coeficientes da regressão. Assim: $b = 1$, distribuição ao acaso; $b > 1$, distribuição agregada; e $b < 1$, distribuição regular.

Tipos de amostragem

Comum

Esse tipo de amostragem é baseado no número fixo de amostras por unidade de área (ex.: 20 plantas/talhão). É mais usada em agrossistemas do que a amostragem sequencial, considerando que essa amostragem pode ser utilizada para qualquer tipo de distribuição dos insetos, além de ser mais operacional.

Sequencial

Envolve um número variável de amostras. As amostras são examinadas ao acaso, sequencialmente, até que a densidade acumulada de insetos atinja uma das classes de abundância previamente estipulada. Sua vantagem em relação à amostragem comum é o menor custo e tempo para amostrar a população do inseto alvo, porém só pode ser utilizada no caso da distribuição agregada dos insetos e é mais difícil de ser desenvolvida.

Para realizar a amostragem sequencial é necessária a elaboração de uma tabela ou ficha de campo, que deve conter quatro colunas: na primeira é indicado o número máximo de amostras a se avaliar; na segunda é indicado os valores do limite inferior; na terceira é indicado o valor acumulado das observações e, na última, coluna o limite superior. Para obtenção dos valores da tabela de campo devem-se seguir os seguintes passos:

1º) Estabelecer o limite das classes de dano.

O limite inferior (L_0) refere-se à densidade de insetos que não causam danos à cultura; o limite superior (L_1) refere-se à densidade de insetos que causam danos à cultura.

2º) Determinar os níveis de avaliação incorreta (erro)

α = probabilidade de aceitação de H_1 , quando H_0 é verdadeira

β = probabilidade de aceitação de H_0 , quando H_1 é verdadeira

Os valores mais comuns de α e β são 0,05 (5% de erro) ou 0,10 (10% de erro). Geralmente se usa $\alpha = \beta = 0,05$ (5% de erro).

3º) Estabelecer os valores dos limites que marcam as áreas de aceitação e rejeição (valores da coluna)

Limite inferior ----- $d_0 = b_n + h_0$

Limite superior ----- $d_1 = b_n + h_1$

em que: d = densidade acumulada (0 para o limite inferior, 1 para o superior), b = inclinação da linha (reta), n = número de parcelas examinadas, h = ponto de interseção da linha (0 para o limite inferior, 1 para o superior).

Para distribuição agregada (binomial negativa)

$$b = k \frac{\log(q_1/q_0)}{\log[(p_1 \times q_0)/(p_0 \times q_1)]}$$

$$h_0 = \frac{\log(\beta/(1-\alpha))}{\log[(p_1 \times q_0)/(p_0 \times q_1)]}$$

$$h_1 = \frac{\log((1-\beta)/\alpha)}{\log[(p_1 \times q_0)/(p_0 \times q_1)]}$$

$$k = \bar{x}^2 / (s^2 + \bar{x})$$

$$p_1 = L_1/k$$

$$p_0 = L_0/k$$

$$q_1 = 1 - p_1$$

$$q_0 = 1 - p_0$$

Para distribuição ao acaso (Poisson)

$$b = \frac{L_1 - L_0}{\log L_1 - \log L_0}$$

$$h_0 = \frac{\log(\beta/(1-\alpha))}{\log L_1 - \log L_0}$$

$$h_1 = \frac{\log((1-\alpha)/\beta)}{\log L_1 - \log L_0}$$

O valor de cada amostra deve ser somado de forma cumulativa e anotado na coluna correspondente. A partir da 10ª amostra (número 10 da primeira coluna), pode-se tomar as seguintes decisões:

- quando a nota acumulada for menor que a do limite inferior da tabela, interrompe-se a amostragem e se recomenda o controle;

- se a nota acumulada for maior que a do limite inferior e menor que a do limite superior, recomenda-se continuar com as amostragens;

- quando a nota acumulada for igual ou maior que a do limite superior, interrompe-se a amostragem e não se recomenda nenhum controle.

Pode ocorrer que, após amostrar a última amostra, a nota acumulada fique entre os limites inferior e superior. Nesse caso, a população de insetos no talhão é de tal ordem que impossibilita a tomada de decisão. Portanto, recomenda-se nova amostragem na metade da frequência, ou seja, se as amostragens estavam sendo realizadas mensalmente, passe a fazer amostragens quinzenais. Nesse período, a população da praga poderá aumentar ou diminuir, possibilitando uma melhor tomada de decisão.

Tamanho da amostra

Refere-se ao número de amostras por unidade de área (p. ex. 20 plantas/talhão, 5 amostras por hectare). O tamanho da amostra determina a intensidade amostral, ou seja, a quantidade de área amostrada em relação à área representada pela amostragem (p. ex. 1 amostra de 840 m² por 5 hectare, representa uma intensidade amostral de 1,68%). Sua determinação depende da distribuição espacial do inseto, pois as fórmulas de cálculo do tamanho da amostra variam com a distribuição, sendo:

- Fórmula para distribuição agregada

$$N = \left(\frac{1}{x} + \frac{1}{k} \right) / D^2, \text{ sendo } k = x^2 / (s^2 + x)$$

em que: N= tamanho da amostra; x= média; D= erro máximo admitido na amostra (p. ex. erro de 10%, então D= 0,1); k= índice de agregação; s²= variância.

- Formula para distribuição ao acaso

$$N = (t_{\alpha} s)^2 / (D.x)^2$$

em que: N= tamanho da amostra; x= média; D= erro máximo admitido

na amostra (p. ex. erro de 10%, então $D= 0,1$); t = valor do teste t ; α = nível de significância; s = desvio padrão.

Para a distribuição uniforme, o tamanho da amostra será igual a 1.

Tipos de caminhamento

O tipo de caminhamento representa a maneira como se deve deslocar no campo para realizar a amostragem (Roberts et al., 1993). A forma de caminhamento depende do tipo de amostragem, sendo espiral quando a amostragem é sequencial e ziguezague, cruz, “U” ou pontos, quando a amostragem é do tipo comum (Figura 2).



Figura 2. Tipos de caminhamento para realizar a amostragem em ambientes florestais.

Instrumentos de amostragem

São equipamentos utilizados para auxiliar a amostragem de insetos (Hokkanen, 1991). Existem diversos tipos, sendo que os mais utilizados em plantações florestais são:

- Armadilha luminosa: consiste de uma lâmpada fluorescente que emite luz negra, atrativa a insetos voadores de hábito noturno. Esses são capturados num recipiente cônico situado logo abaixo da lâmpada. Utilizada, principalmente, para amostrar lepidópteros.

- Armadilha adesiva: consiste de uma cartela colorida coberta de cola para capturar os insetos que são atraídos pela cor. Geralmente são de cor amarela ou azul e tem sido utilizada na amostragem de insetos sugadores e galhadores em campo e viveiros florestais.

- Armadilha de etanol: consiste de recipientes cônicos sobrepostos contendo etanol num frasco na parte inferior que é utilizada para amostrar besouros broqueadores.

- Armadilha de feromônios: consiste de cartelas adesivas ou recipientes cônicos, aplicados com uma isca de feromônio para a espécie-alvo. São mais comuns em florestas nativas e plantios florestais em regiões temperadas, para captura de besouros-de-ambrósia e lagartas-desfolhadoras.

- Frasco caça-mosca: recipiente plástico ou de vidro, contendo orifícios em forma de cone. No interior contém substâncias atrativas aos insetos. Utilizada para coleta de besouros serradores ou aneladores de espécies florestais.

- Sensoriamento remoto: é a coleta e interpretação de dados baseados na mensuração da energia eletromagnética refletida ou emitida por objetos de interesse, com variadas aplicações na área florestal. Refere-se ao uso de imagens de satélite, aviões tripulados e uso de drones (ou VANT's) para monitorar os danos ocasionados por muitos insetos florestais, especialmente os que causam mortalidade das árvores, desfolha ou descoloração das folhas, sendo de fácil visualização a longas distâncias.

PLANOS DE AMOSTRAGEM DE INSETOS-PRAGA EM PLANTIOS FLORESTAIS

Amostragens de besouros desfolhadores

Os besouros desfolhadores constituem um grupo de grande importância florestal, pois danificam as plantas na fase de mudas nos viveiros e no campo (Anjos & Majer, 2003; Zanuncio & Pires, 2008). Os danos ocorrem quando os coleópteros alimentam-se do limbo foliar, deixando somente as nervuras, o que é comumente conhecido como “rendilhamento” (Montes et al., 2014). Eles também danificam os brotos, ponteiros e partes apicais. Como consequência, as plantas ficam bifurcadas e paralisam o crescimento em altura. Esses insetos ocorrem preferencialmente na época chuvosa e atacam as mudas em grupos da borda para o centro dos talhões, formando as reboleiras. Plantios margeados por monocultura de pastagens podem ser mais infestados, pois larvas de algumas famílias de besouros desfolhadores alimentam-se de raízes de gramíneas. Mais de cinquenta espécies de besouros desfolhadores já foram citadas com potenciais de causarem danos significativos. Diante disso, o monitoramento sistemático para detecção de ocorrência de besouros desfolhadores é muito importante, principalmente nas regiões mais suscetíveis e com histórico de infestação (Mendes et al., 1998).

Plano de amostragem com transectos em linha

Essa amostragem é feita 15 a 30 dias pós-plantio, durante as operações de ronda, na época chuvosa, com o lançamento de transectos em linha de forma casual. Cada transecto corresponde a uma linha de plantio. Selecionam-se 3% das linhas de plantio, com no mínimo duas linhas por talhão. Em cada linha, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas pelos besouros, anotando-se a informação na ficha de amostragem e calculando-se a percentagem de mudas atacadas. O nível de controle é de 2 a 3% de mudas atacadas (Zanetti et al., 2010).

Plano de amostragem com parcelas retangulares

Ficha de amostragem de besouros desfolhadores		
Região:	Fazenda:	Projeto:
Talhão:	Área:	Data:
Espécie Planta:	Idade:	Monitor:
Espécie Inseto:		
Amostra	Número de mudas	
	Totais	Danificadas
Total		
% Mudas atacadas:	Ação:	

Figura 3. Ficha de monitoramento de besouros desfolhadores florestais.

Essa amostragem é feita semanalmente durante as operações de ronda após 15 a 30 dias pós-plantio com o lançamento de cinco parcelas quadradas de 10 linhas por 10 plantas locadas (Matrangolo et al., 2014), na borda do talhão, local normalmente mais crítico. Em cada parcela, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas pelos besouros e se calcula a percentagem de mudas atacadas (Figura 3). O nível de controle é de 2 a 3% de mudas atacadas.

Mafia et al. (2014) sugerem um método de parcelas semelhante para ava-

liar a ocorrência e infestação de besouros desfolhadores, porém não citaram os níveis de controle. Os talhões de plantio ou de condução de rebrota devem ser vistoriados semanalmente até o completo desaparecimento dos insetos. Em cada foco de ocorrência instalam-se quatro parcelas com 20 plantas em três diferentes pontos de amostragem. Esses pontos devem ser estabelecidos na borda do talhão, local normalmente mais crítico em termos de infestação; em pontos representativos da média de infestação da área efetivamente afetada (com presença de insetos e de danos); e em pontos representativos da média geral quando a infestação ocorre de forma generalizada, não sendo possível diferenciar áreas críticas. Os talhões atacados devem ser caracterizados quanto à idade (meses), altura média das plantas (m), tamanho total da área (ha) e área efetivamente atacada (ha). Nas parcelas de avaliação, devem ser determinadas a incidência (% de plantas atacadas), a severidade de desfolha (% de desfolha por planta atacada) e o número de insetos (n) por planta atacada. A severidade é estimada com base no estudo desenvolvido por Souza (2008). Após a coleta dos dados, determina-se a razão entre o número de insetos e a altura das plantas, a qual é denominada população relativa, para fins de avaliação do nível crítico dos surtos (Mafia et al., 2014). Os dados devem ser anotados para cada talhão, especificando o tipo de manejo (plantio ou condução de rebrota) e a espécie de besouro desfolhador presente em cada local.

Plano de amostragem com armadilhas luminosas

Os coleópteros são coletados através de armadilhas luminosas com luz negra, acionadas durante a noite, instaladas a dois metros de altura. O modelo de armadilha é o “Luiz de Queiroz”, com luz negra de lâmpada fluorescente de 15 W, alimentadas por bateria de 12 V. Um saco coletor deve ser acoplado no funil da armadilha, no qual se coloca um papel de jornal cortado em tiras, para evitar o contato entre os indivíduos capturados, evitando, assim, que os espécimes coletados sejam danificados (Garlet et al., 2016). Estas armadilhas devem ser acionadas quinzenalmente. A intensidade amostral varia de acordo com a área a ser amostrada. Este tipo de amostragem é mais indicado para levantamentos e estudos de flutuação populacional, mas não para a tomada de decisão de controle.

Amostragens de lagartas desfolhadoras

As lagartas desfolhadoras constituem um dos principais grupos de insetos daninhos de plantações florestais (Zanuncio et al., 1993a). As lagartas raspam a folha e consomem todo o limbo foliar, atacando a planta de baixo para cima, preferindo folhas mais velhas. Ao contrário dos besouros desfolhadores, o surto de lagartas ocorre preferencialmente nos períodos mais secos e em plantações com idade mais avançada.

Plano de amostragem com parcelas ao acaso

Neste plano, a estimativa da população de lagartas desfolhadoras é feita pelo número de lagartas por 100 folhas e pela percentagem de desfolha. As duas maneiras de avaliação são feitas simultaneamente, uma vez que algumas espécies de lagartas passam o dia nas copas e outras na base do tronco (Zanuncio et al., 1993b). Dessa forma, a avaliação conjunta é mais assertiva do que cada uma isoladamente. As inspeções de campo são realizadas quinzenalmente no período crítico de seca. As inspeções de campo deverão ser realizadas contornando-se todo o perímetro dos talhões para avaliar o tipo de distribuição e o nível de infestação (Figura 4).



Figura 4. Tipos de distribuição de populações de lagartas desfolhadoras em plantios florestais.

Devem-se alocar três parcelas no ponto crítico de infestação (maior severidade aparente) e mais três parcelas nos pontos de intensidade mediana. As parcelas devem ser alocadas de forma representativa e aleatória. Cada parcela será composta de três repetições, sendo cada repetição constituída por uma árvore. Coletar no terço médio-inferior de cada árvore um ramo representativo e avaliar o número de lagartas pequenas (<3 cm) e grandes (>3 cm) e o número de folhas por ramos.

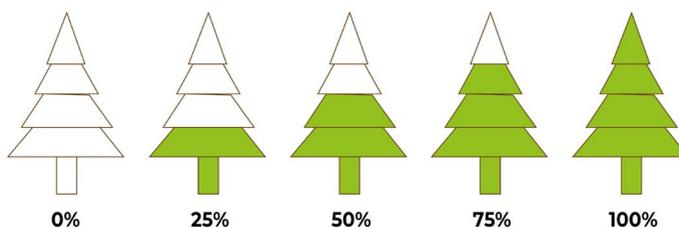


Figura 5. Nível de desfolha causado por lagartas desfolhadoras em plantios florestais.

FICHA DE AMOSTRAGEM DE LAGARTAS DESFOLHADORAS				
Região:	Fazenda:		Projeto:	
Talhão:			Monitor:	
Fase do plantio:		Data do monitoramento:		
Área (ha):	Espécie:		Idade (anos):	
Amostra	Número de			% Desfolha
	Folhas	Lagartas	Lagartas/100folhas	
Média:				
Ação:				
Desenho do talhão				
Observação:				
Ass. Monitor:			Ass. Supervisor:	

Figura 6. Ficha de monitoramento e avaliação do combate a lagartas desfolhadoras.

Para isso, estender uma lona embaixo da árvore e empregar um podão com haste telescópica e remover o ramo com o máximo cuidado para evitar a saída dos insetos. Em seguida, avaliar o nível de desfolha das mesmas árvores, conforme abaixo: 0%, 25%, 50%, 75% e 100% (Figura 5), anotar as informações na ficha de monitoramento (Figura 6) e calcular o número de lagartas/100 folhas = número de lagartas / número de folhas x 100. Depois calcular a média do número de lagartas/100 folhas e da percentagem de copa com desfolha. O nível de controle é 6 lagartas/100 folhas e/ou 25% de copa com desfolha.

Plano de amostragem com pesagem de excrementos

Baseia-se na coleta dos excrementos dos insetos com um pano estendido sob a planta e depois, aplicando-se índices de digestibilidade, estima-se a população presente (Zanuncio et al., 1993b). Para tanto, é necessário conhecer a digestibilidade aparente e o peso seco dos excrementos, para estimar o peso seco das folhas e a área foliar consumida, além do tamanho da população de insetos. Esses dados podem ser obtidos em laboratório, bastando-se criar os insetos e medir, para cada estágio: a área foliar consumida, o tamanho e o peso seco das fezes e a relação área-peso das folhas. Trata-se de um método muito pouco usado na área florestal para estimar a densidade populacional, pois demanda estudos prévios de laboratório e, também, pelo fato da ocorrência simultânea de diversas espécies de lagartas numa mesma área. Entretanto, esse plano tem sido utilizado para verificar a efetividade da aplicação de inseticidas, ao se medir o aumento ou a redução da quantidade de fezes antes e após a aplicação.

Plano de amostragem de adultos

As populações de lepidópteros desfolhadores são amostradas através de armadilhas luminosas a cada quinze dias (Zanuncio et al., 1993a). Os indivíduos capturados são identificados e quantificados por armadilha, resultando nas seguintes situações: situação normal: média quinzenal de indivíduos/armadilha < 5; situação de alerta: média quinzenal de indivíduos/armadilha = 5 a 100; situação de vistoria: média quinzenal de indivíduos/armadilha = 100 a 3000; situação de surto: média quinzenal de indivíduos/armadilha > 3000. Nas situações de vistoria e surto, devem-se vistoriar os talhões para detectar possíveis infestações e realizar as amostragens para a tomada de decisão de controle.

Amostragens de broqueadores

Os broqueadores são insetos que perfuram o tronco, galhos ou ponteiros das plantas vivas ou mortas. Eles abrem galerias que matam ou danificam a planta ou seus produtos. No Brasil, os insetos broqueadores podem causar sérios problemas, principalmente, nas regiões produtoras de pinus e em algumas regiões produtoras de eucalipto (Moraes & Berti Filho, 1974). O monitoramento é feito principalmente através de amostragens de detecção, uma vez que ainda não se tem o nível de controle estabelecido para as espécies de broqueadores.

Plano de amostragem com árvore-armadilha para vespa-da-madeira (Sirex noctilio)

A amostragem consiste na instalação de árvores armadilhas para monitorar a presença da vespa e inocular o nematoide *Deladenus siricidicola* (Penteado et al., 2002). A instalação é feita entre agosto e setembro. Devem-se escolher cinco árvores agrupadas de diâmetro menor que 20 cm e fazer um entalhe de 45° para a aplicação de um herbicida no entalhe (p. ex.: dicamba, 48%), num volume de 2 mL/10 cm de circunferência. Isso provoca estresse e morte da árvore, pois a vespa é atraída por árvores senescentes ou decadentes, ovipositando preferencialmente em árvore já infestadas por outras vespas. O número e o local das árvores armadilhas dependem da distância do plantio em relação ao local onde foi detectada a presença da praga pela última vez, de acordo com a tabela abaixo (Tabela 1).

Tabela 1. Distância de ocorrência, número de armadilhas a instalar e local de instalação de árvore armadilha para a vespa-da-madeira, *Sirex noctilio*.

Distância de ocorrência	Número de armadilhas a instalar	Local de instalação
> 50 km	1 a cada 10.000 m	Borda da área
11 a 50 km	1 a cada 1.000 m	Borda da área
1 a 10 km	1 a cada 500 m	Borda da área
0 km	1 a cada 500 m	Em todo plantio numa malha de 500m

As armadilhas são instaladas no limite do plantio voltado para o local da última ocorrência da praga. Caso a praga já esteja presente no plantio, instalar

uma armadilha a cada 25 ha em todo o plantio. A vistoria é realizada entre fevereiro e agosto do ano seguinte, devendo-se derrubar as árvores e procurar o sinal do inseto, como a presença de manchas azuladas radiais ou perfurações de saída dos adultos. Após a vistoria e a detecção das árvores infestadas, podem-se aplicar os métodos de controle apropriados, principalmente o controle biológico e o silvicultural.

Plano de amostragem sequencial da vespa-da-madeira

Esse método de amostragem sequencial desenvolvido pela EMPRAPA-Florestas é usado para estimar o nível de infestação da praga, porém não é usado para a tomada de decisão de controle (Penteado et al., 2002). O número de amostras não tem tamanho fixo, mas determinado à medida que é feita a amostragem (ver capítulo 16.4.4). Deve-se amostrar no mínimo 68 árvores e anotar o número delas atacadas pela vespa; se esse número for igual ou superior a 34, considerar amostra suficiente para calcular a percentagem de ataque; caso contrário, deve-se continuar o processo, amostrando mais seis árvores, totalizando 74 árvores amostradas e assim sucessivamente. Uma vez determinado a suficiência amostral, deve-se calcular a percentagem de árvores atacadas, dividindo o número de árvores atacadas pelo número de árvores amostradas.

Plano de amostragem com transecto em linha para a broca-do-eucalipto (*Phoracantha* spp.)

A broca-do-eucalipto *Phoracantha* spp. (Coleoptera: Cerambycidae) (ver capítulo 16.3.6) ataca plantas mais velhas e suas larvas constroem galerias regulares e, quando maduras, perfuram obliquamente a madeira para empupar, danificando a madeira. Os sintomas característicos de árvores vivas atacadas incluem amarelecimento, murcha e seca das folhas em seções, da ponta para a base, com emissão de brotações, podendo ocorrer a partir do início das chuvas. Quando as plantas são atacadas por grande número de larvas, pode ocorrer o anelamento e morte da planta (Ribeiro, 2001). Essa broca não possui nível de controle determinado e, portanto, as amostragens são feitas para estimar a infestação, distribuição e intensidade de postura. O monitoramento da broca-do-eucalipto pode ser feito durante o período seco de forma sistemática, avaliando uma linha de plantio a cada 50 linhas. Na linha são avaliadas 10 árvores espaçadas a cada 50 árvores. Conta-se o número de árvores atacadas (vivas e mortas) e se calcula

a percentagem de árvores atacada. Essa amostragem não é usada para a tomada de decisão de controle.

Plano de amostragem com árvore armadilha para a broca-do-eucalipto

Para o cálculo da distribuição e da intensidade de postura em condições de campo desses insetos, são utilizadas toras armadilhas de *Corymbia citriodora* (Myrtaceae), espécie preferidas pela broca-do-eucalipto (Lima et al., 1988). Toras com 2,20 m de comprimento e entalhes são dispostas no campo sobre tapumes e cobertas com ramos e folhas da própria árvore. As toras devem ser distribuídas em número de cinco por armadilha, espalhadas pelo plantio (Ribeiro, 2001). As armadilhas são instaladas a cada 15 km e substituídas a cada 15 dias, quando essas toras são minuciosamente analisadas, observando-se o número de posturas por tora, o total de ovos por postura e o número de larvas eclodidas.

Plano de amostragem com armadilha de etanol para besouros-de-ambrósia

Xyleborus spp. e *Premnobius* spp. (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) atacam coníferas, folhosas e palmáceas, perfurando galerias para o cultivo de seu fungo simbiote e para procriação. O fungo causa manchas na madeira e sua conseqüente desvalorização. O dano é caracterizado pelo número de galerias abertas no interior da madeira, bem como pela presença do fungo de coloração preta. Estes insetos não possuem nível de controle determinado e, portanto, as amostragens são feitas para estimar a infestação, porém não podem ser utilizadas para a tomada de decisão de controle. A amostragem pode ser feita com armadilhas etanólicas na área para detectar e monitorar escolitídeos (Dorval et al., 2004). A armadilha consiste em vários cones plásticos de cor preta sobrepostos, contendo um recipiente com etanol na parte inferior. Deve-se instalar de uma a três armadilhas/ha a 1 m do solo e proceder à contagem do número de besouros por armadilha mensalmente.

Plano de amostragem com toretes-armadilha para o gorgulho-do-pinus (*Pissodes castaneus*)

O gorgulho-do-pinus *Pissodeos castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) (ver capítulo 16.4.3) é um besouro cujas larvas broqueiam os ponteiros de *Pinus*

spp. Os sintomas apresentados pelas árvores atacadas são acículas mortas ou com coloração amarelada ou avermelhada nos ramos mais altos. Partes da casca que tendem a se soltar devido à seca do tronco e a morte da árvore, que ocorre do ápice para a base. Ele pode ser amostrado através da instalação de toretes-armadilhas (Iede et al., 2004). As armadilhas são constituídas de 16 toretes de pinus recém-cortados, com 1 m de comprimento e 8-10 cm de diâmetro, desramados e empilhados a cada 15 a 20 ha de plantio. Deve-se fazer a retirada das armadilhas entre 30 e 60 dias, para evitar reinfestação a partir dos toretes. Os toretes atacados devem ser eliminados. As armadilhas devem ficar em locais de fácil acesso, se possível protegidas do sol e devem ser instaladas apenas nos plantios onde a praga esteja presente. Este método consiste de uma amostragem para detecção e ocorrência.

Amostragens de formigas-cortadeiras

As formigas-cortadeiras compõem o principal grupo de insetos praga em plantios florestais (ver seção 15.1). Possuem alta capacidade de desfolha e seu forrageamento pode ocorrer em todas as épocas do ano, e em todas as idades dos plantios (Zanetti et al., 2014). Os danos consistem na desfolha das partes apicais das plantas em formato de semicírculos. As avaliações no campo devem ser feitas semestralmente ou anualmente em cada talhão em plantações com mais de 24 meses de idade.

Plano de amostragem com parcelas de tamanho fixo

Consiste num método de amostragem comum com parcelas de tamanho fixo entre 180 e 1080 m², com largura correspondente ao espaçamento de duas a três entrelinhas de plantio para facilitar a sua marcação no campo. São lançadas ao acaso no talhão, num caminhamento em ziguezague, numa intensidade de uma parcela para cada 3 a 5 hectares ha (Reis & Zanetti, 2005). Essa variação é devido aos ajustes regionais de cada plano. A amostragem inicia-se no escritório com o preenchimento do cabeçalho da ficha de monitoramento (Figura 7), que contém informações sobre a unidade de manejo a ser avaliada. Deve-se também fazer um desenho dessa unidade, identificando a posição de cada amostra. Depois o monitor deve localizar medir e contar os formigueiros presentes em cada amostra, anotando a informação na tabela de campo. A densidade e área dos ninhos de formigas cortadeiras por hectare foi obtida pelo estimador de área proporcional.

$$DP \text{ (Área Proporcional)} = (10000 \times \sum_{i=1}^n Nf) / (\sum_{i=1}^n AT)$$

$$(10000 \times \sum_{i=1}^n Nf) / (\sum_{i=1}^n AT)$$

em que: DP = número ou área de ninhos/ha; Nf = número ou área de ninhos por parcela; AT = área de cada parcela; n = número de parcelas (i = 1, 2, ...n).

FICHA DE MONITORAMENTO DE FORMIGAS-CORTADEIRAS					
Fazenda:				Projeto:	
Talhão:				Monitor:	
Fase do plantio:			Data do monitoramento:		
Área (ha):		Espécie:		Idade (anos):	
Amostra	Área de Sauveiros				
	Form1	Form2	Form3	Form4	Total
Média/Amostra					
Média/ha					
Desenho do Talhão					
Observações:					
Data: / /					
				ASS. MONITOR	ASS. SUPERVISOR

Figura 7. Ficha de amostragem de formigas-cortadeiras com parcelas ao acaso.

Um estudo conduzido em região de cerrado do município de Bocaiúva, Minas Gerais, estimou o tamanho ótimo das parcelas pelo método da curvatura máxima, obtendo-se tamanho ótimo de 430 m² para amostrar a densidade de sauveiros (n/ha) e de 796 m² para a área de sauveiros (m²/ha). Isso significou uma intensidade amostral de 2,64% ou 1,32%, que é equivalente ao lançamento de uma parcela de 840 m² a cada três ou seis hectares, para um erro esperado de 5% ou 10%, respectivamente (Caldeira et al., 2005). A estimativa do tamanho ótimo das parcelas para amostragem de ninhos de *Acromyrmex* spp. em áreas de pré-plantio de pinus, na Argentina, foi de 614 m² para amostrar a densidade de formigueiros. A intensidade amostral recomendada foi de 10,5%, resultando no lançamento de 1,5 parcelas de 700 m²/ha, com um erro esperado de 24% (Cantarelli et al., 2006). Para *Acromyrmex crassispinus* em plantio de *Pinus taeda* (Pinaceae) em Santa Catarina, as parcelas variaram de 180 m² a 530 m² (Nickele et al., 2009).

Plano de amostragem com transectos em faixas

Os transectos em faixas são parcelas de comprimento variável, igual ao da linha de plantio, e largura fixa, variando de 6 a 9 m. O primeiro transecto é normalmente lançado a partir da terceira ou quinta linha de plantio, sendo os demais lançados sistematicamente a cada 96 e 180 metros de distância até o término do talhão. A amostragem inicia-se no escritório com o preenchimento do cabeçalho da ficha de monitoramento (Figura 8), que contém informações sobre a unidade de manejo a ser avaliada. Depois o monitor deve ir até o local e lançar o primeiro transecto no sentido do alinhamento do plantio, em caminhamento em espiral. Na medida em que se desloca dentro da parcela, ele deve localizar medir e contar os formigueiros presentes nela, além de contar o número de árvores da linha de plantio, para poder calcular o comprimento do transecto, anotando a informação na tabela de campo. Terminada a amostra, desloca-se até a outra percorrendo a distância predeterminada. No trajeto, pode-se avaliar a presença de sauveiros ou dados na borda do talhão, que serve para decidir sobre o combate de borda ou de defesa. A densidade e área dos ninhos de formigas cortadeiras por hectare foi obtida pelo estimador de área proporcional.

$$DP (\text{Área Proporcional}) = \frac{(10000 \times \sum_{i=1}^n Nf)}{(\sum_{i=1}^n AT)}$$

$$\frac{(10000 \times \sum_{i=1}^n Nf)}{(\sum_{i=1}^n AT)}$$

em que: DP = número ou área de ninhos/ha; Nf = número ou área de ninhos por

transecto; AT = área de cada transecto; n = número de transectos ($i = 1, 2, \dots, n$).

O lançamento de transectos de 9 m de largura a cada 120 m de distância, a partir da sétima linha de plantio em eucaliptais de Montes Claros, Minas Gerais, representou melhor o censo, com maior percentual de saueiros amostrados (10,3%), seguido por aqueles das linhas oito e seis com, respectivamente, 9,86% e 9,57% (Zanuncio et al., 2004). As linhas de plantio 1, 3, 5, 7 ou 9 não puderam ser utilizadas para o lançamento do primeiro transecto, com distância de 96 m em relação ao segundo, para estimar a área (m^2/ha) e a densidade de saueiros (n/ha) em região de cerrado no município de Bocaiúva, Minas Gerais, por apresentarem menor erro de estimativa populacional e menor custo com amostragem (Caldeira et al., 2005). A quinta linha foi selecionada por ter apresentado maior valor numérico de correlação e ter alinhamento mais regular do que as duas primeiras (Zanuncio et al., 2002). A melhor distância entre os transectos em faixa foi definida como 96 m, lançados a partir da terceira linha de plantio, com intensidade amostral de 6,25% em um plano de amostragem com transectos em faixa para eucaliptais no município de Belo Oriente, na região do Vale do Rio Doce, Minas Gerais (Reis & Zanetti, 2005). As melhores distâncias entre transectos em faixa foram de 192, 120, 120 e 168 m para Abaeté, Bom Despacho, Ibitita e Martinho Campos, em Minas Gerais, respectivamente (Pinto, 2006).

FICHA DE MONITORAMENTO DE FORMIGAS-CORTADEIRAS									
Fazenda:					Espécie/Clone:				
Projeto:					Espaçamento:				
Talhão:					Monitor:				
Área (ha):									
Amostra	Compr. Amostra	Dano Borda	Quenquém	Tanajura/Olheiro	Área Saúva > 1 m ²				
Média/Am									
Área/ha									
Desenho do Talhão									
Observações:									
Data: / /									
					ASS. MONITOR			ASS. SUPERVISOR	

Figura 8. Ficha de amostragem de formigas-cortadeiras com transectos em faixas.

Plano de amostragem pela técnica do “pior foco”

O plano do pior foco baseia-se na procura de focos de desfolha nos talhões, selecionando aquele com desfolhamento mais intenso e medindo a quantidade de colônias, a área de cada uma delas, o total de árvores danificadas, o grau de desfolhamento delas e a área do foco (Anjos et al., 1993). Com os dados, é possível estimar a densidade e a área de ninhos e das plantas danificadas por hectare por interpolação simples, usando a área do foco como tamanho amostral. Esse método de amostragem sempre superestima a população uma vez que as amostras são locadas nos pontos de maior infestação. No entanto, permitiu reduzir o controle em 30% das áreas monitoradas, além de reduzir 58% na quantidade de intervenções de controle e a intensidade de desfolhas nas plantas (Magestade & Anjos, 1995).

Plano de amostragem de quadrantes

Esse plano consiste no estabelecimento de 50 pontos distribuídos sistematicamente na área a ser amostrada, sendo cada um distante pelo menos 50 m entre si. Em cada ponto, deve-se localizar o formigueiro mais próximo em cada quadrante e registrar a distância do ninho em relação ao ponto (Figura 9). A estimativa da população pode ser feita pelos estimadores de Prodan, Pollard e Cottam & Curtis. O método Prodan mede a distância dos seis ninhos mais próximos do ponto de amostragem e considera a distância do sexto ninho para calcular a densidade populacional, porque o coeficiente de variação torna estável este número (Prodan, 1968). O método do quadrante permite o cálculo da densidade individual usando os estimadores Cottam & Curtis e de Pollard. O primeiro usa a raiz quadrada da área média ocupada por indivíduo, considerando o plano em torno do ponto amostral dividido em quatro quadrantes e de cada indivíduo com base num espaçamento quadrado (Cottam & Curtis, 1956). O segundo considera o plano em torno do ponto de amostragem como circular e também dividido em quatro quadrantes (Pollard, 1971).

$$DP(\text{Cottam \& Curtis}) = 10000 / \left(\frac{\sum_{i=1}^n M^2}{n} \right)$$

$$DP(\text{Pollard}) = \left(\frac{4(4n - 1)}{\pi \sum_{i=1}^n \sum_{j=1}^4 r^2_{ij}} \right) \times 10000$$

$$DP(\text{Prodan}) = 55000 / \pi (R6)^2$$

Em que: n = número de pontos de amostragem ($i = 1, 2, \dots, n$); M = distância média dos ninhos em cada ponto de amostragem; j = número de amostras em cada ponto de amostragem; r = distância do ponto de amostragem ao formigueiro; R_6 = raio dos sexto formigueiro medido (m).

Esse método foi desenvolvido para eucaliptais na região do Vale do Rio Doce, Minas Gerais, para estimar a densidade de ninhos de formigas-cortadeiras (Reis et al., 2008). O estimador de Pollard apresentou maior precisão que o estimador Cottam & Curtis para o método de quadrantes, com população estimada semelhante ao censo e erro médio de 8,80%. Os métodos de amostragem com quadrantes com os estimadores de Pollard e método de Prodan com estimador de Prodan são adequados para serem utilizados em programas de monitoramento nessa região.

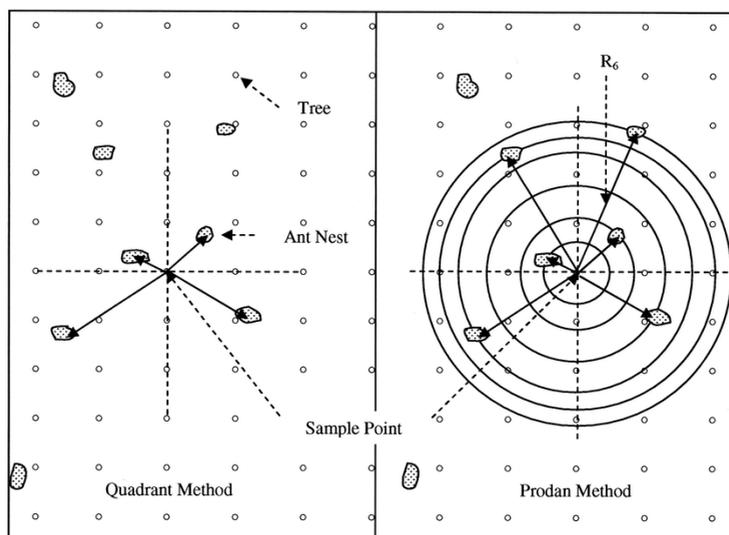


Figura 9. Esquema do método quadrantes em um talhão de eucalipto, mostrando os pontos amostrais e quatro formigueiros posicionados em cada um dos seus respectivos quadrantes e o método de Prodan com seis ninhos e seus raios. Fonte: (Reis et al., 2008).

Plano de amostragem sequencial

Consiste no lançamento de 10 parcelas de 20 m² próximas à borda do talhão, de maneira a circundar todo o perímetro do talhão. A distância entre amostras deve ser de no mínimo 35 m. Em seguida, as parcelas são lançadas num caminhamento em espiral em direção ao centro do talhão. Se houver ninhos na parcela, esta é considerada infestada. O número acumulado de unidades amos-

trais infestadas é obtido e, a partir da décima unidade amostral examinada, compara-se com o limite inferior e superior do plano. Se este valor acumulado for menor que o limite inferior, interrompe-se a amostragem e não se recomenda o controle. Caso o valor acumulado seja maior que o limite superior, interrompe-se a amostragem e se recomenda o controle. Permanecendo este valor entre os limites, a amostragem continua até a 32ª amostra. Se ao final da última amostra o valor acumulado permanecer entre o limite inferior e superior, deve-se interromper a amostragem e realizar uma nova após seis meses. Os dados devem ser coletados e anotados na ficha de amostragem (Figura 10).

Outro plano de amostragem sequencial foi desenvolvido em eucaliptais, na região do Vale do Rio Doce, Minas Gerais (Mendonça, 2008). Foram estimadas linhas de decisão de um plano de amostragem sequencial baseado na metodologia de Iwao e o nível de controle usado foi de 9 m² de formigueiros por hectare, conforme descrito por (Zanetti et al., 2003).

Ficha de Amostragem Sequencial de Formigas-cortadeiras			
Amostra	Limite inferior	Valor acumulado	Limite superior
1	-		-
2	-		-
3	-		-
4	-		-
5	-		-
6	-		-
7	-		-
8	-		-
9	-		-
10	1		3
11	1		3
12	2		3
13	2		4
14	3		5
15	3		5
16	4		6
17	4		6
18	5		7
19	5		8
20	6		8
21	7		9
22	7		10
23	8		11
24	9		12
25	10		13
26	11		13
27	12		14
28	13		15
29	14		17
30	15		18
31	16		19
32	17		20

Figura 10. Ficha de amostragem sequencial de formigas-cortadeiras, mostrando as linhas de decisão de controle em função do número de amostras de 20 m² examinadas (N).

Plano de amostragem com krigagem

Consiste no lançamento de transectos em faixas de comprimento igual ao da linha de plantio e largura de 17,5m, os quais devem ser lançados a partir da terceira ou quinta linha de plantio a cada intervalo de 100 m de distância (Figura 11) (Lasmar et al., 2012). O monitor deve localizar, medir e georeferenciar os formigueiros na medida em que se desloca dentro do transecto. Os dados são analisados por meio de “krigagem” ordinária, sendo os valores estimados pela fórmula:

$$\hat{Z}(X_0) = \sum_{i=1}^n \lambda_i Z(X_i)$$

Em que: $\hat{Z}(X_0)$ é a estimativa do ponto não amostrado (X_0); λ_i é o peso que cada valor avaliado recebe, conforme a estrutura de continuidade espacial; e $z(x_i)$ é o valor do ponto amostrado (Vieira, 2000). Com isso é possível mapear as áreas infestadas por formigas cortadeiras, onde é necessário o controle, usando um valor de nível de controle.

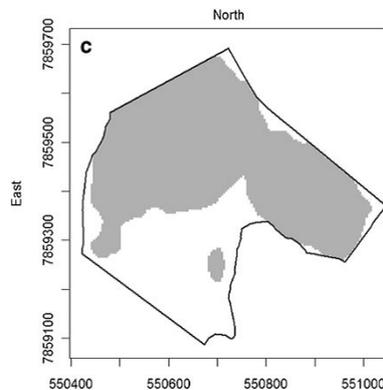


Figura 11. Mapa de krigagem da distribuição de ninhos de formigas-cortadeiras em um talhão de eucalipto no cerrado de Minas Gerais.

Mendonça (2008) utilizou métodos geoestatísticos para a determinação da distribuição espacial de ninhos de formigas cortadeiras em região de Mata Atlântica e verificou que existe dependência espacial entre os referidos. Entretanto, foram utilizadas apenas partes dos talhões para essa avaliação, o que não permitiu uma abordagem mais ampla dos resultados.

Amostragem de pragas de viveiros florestais

As principais pragas que podem danificar as mudas florestais nos viveiros são as lagartas-rosca e lagartas-enroladeiras, besouros-desfolhadores, ácaros, pulgões e moscas-minadoras. Deve-se fazer um levantamento constante dos danos às mudas em viveiros, para a sua detecção imediata e verificar a necessidade do tratamento, em cada unidade de manejo, que pode ser um canteiro ou uma casa-de-vegetação.

Plano de amostragem com parcelas quadradas

Deve-se selecionar três pontos aleatórios em cada unidade de manejo e lançar uma amostra de 0,5 x 0,5 m em cada ponto. Em cada ponto, contar o número total de mudas e o número de mudas danificadas pelos insetos e calcular a percentagem de mudas danificadas (Figura 12). O nível de controle para as pragas de viveiros é de 2 a 5 % de mudas atacadas (Zanetti, 2008).

Ficha de monitoramento de pragas de viveiros		
Viveiro:	Canteiro:	Data:
Espécie:	Idade:	Monitor:
Praga:		
Amostra	Número de mudas	
	Totais	Danificadas
Total		
% Mudas atacadas:	Ação:	
Observações:		
Data:	Ass. Monitor:	Ass. Supervisor:

Figura 12. Ficha de monitoramento de pragas em viveiros florestais.

Amostragens de cupins-de-raiz

Os cupins-de-raiz (ver seção 15.5) são pragas que afetam o desenvolvimento inicial do eucalipto nas regiões tropicais e subtropicais (Nair & Varma, 1985). Estes insetos podem atacar as mudas desde os primeiros 15 dias do plantio até dois anos de idade, e a maioria dos ataques ocorrem nos primeiros meses no campo (Nair & Varma, 1985; Wilcken, 1992). O monitoramento dos danos e do nível de presença em plantios novos é prática constante em empreendimentos florestais brasileiros, principalmente pelo fato de que grande parte desses é feito em áreas onde anteriormente existiam pastagens em processo de degradação, com ocorrência de espécies de cupins como *Heterotermes tenuis* e *Cornitermes cumulans* (Leitão-Lima, 2005). Portanto, conhecer o histórico de ocupação de uma nova área de plantio é imprescindível.

Plano de amostragem com transectos em linha

Ficha de Monitoramento de Cupins e Avaliação de Mudanças Atacadas		
Região:	Fazenda:	Projeto:
Talhão:	Área:	Data:
Espécie Planta:	Idade:	Monitor:
Amostra	Número de mudas	
	Totais	Danificadas
Total		
% Mudanças atacadas:	Ação:	

Figura 13. Ficha de monitoramento e avaliação de mudas atacadas por cupins.

Essa amostragem é feita quinzenalmente durante as operações de ronda pós-plantio, com o lançamento de transectos ao acaso, correspondentes às linhas de plantio. Selecionam-se 3% das linhas de plantio, com, no mínimo, duas linhas

por talhão. Em cada linha, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas, anotando-se a informação na ficha de amostragem e se calculando a percentagem de mudas atacadas (Figura 13). O nível de controle é de 2 a 5% de mudas atacadas (Zanetti et al., 2010).

Plano de amostragem com iscas de papelão

A amostragem pré-plantio pode ser realizada dividindo toda a área de plantio em parcelas de 50 x 50 m (2500 m²). No centro de cada parcela, é enterrado um rolo de papelão corrugado (Termitrap[®]) pelo menos 30 dias antes do plantio. A avaliação é feita pouco antes do plantio, contando-se os ninhos do cupim-subterrâneo *Syntermes* spp. (montículos de terra solta) em cada parcela e o número de cupins nas iscas de papelão. As parcelas que tiverem densidade maior que um ninho de *Syntermes* ou mais de 10 cupins por isca devem ser controlados através do plantio de mudas tratadas previamente com calda inseticida (Santos, 2008). As demais recebem mudas não tratadas.

Amostragem de cupins-de-cerne

O cupim de cerne *Coptotermes testaceus* ataca árvores formadas (com mais de dois anos) destruindo o seu interior. Esses cupins penetram na planta hospedeira através das raízes, cicatrizes deixadas no tronco pela derrama de galhos, locais de apodrecimento da casca e constroem galerias pelo interior do tronco, alastrando-se no sentido ascendente a alturas variadas, destruindo o cerne e deixando as árvores ocas.

Plano de amostragem de parcelas em linha para cupins-de-cerne

Este método é utilizado somente para estimativa da densidade de cupins de cerne em plantios florestais. O tamanho das parcelas corresponde a uma linha de 40 plantas, lançadas ao acaso no talhão, sendo o número mínimo de parcelas para a região de João Pinheiro, Minas Gerais, de 29, 22 e duas parcelas, respectivamente para *E. camaldulensis*, *E. urophylla* e *C. citriodora*, e em quatro, sete e seis parcelas para a região de Bocaiúva, Minas Gerais, respectivamente para *E. camaldulensis*, *E. urophylla* e *E. cloeziana*. Em cada parcela, conta-se o número total de plantas e o número de plantas atacadas, definindo a porcentagem de plantas atacadas (Zanetti et al., 2005).

Amostragem de besouros-serradores

Os besouros-serradores (ver seção 15.7) são coleópteros que roletam galhos ou troncos das plantas, provocando a queda destes, que são usados para o desenvolvimento de sua fase jovem (Bernardi et al., 2011). O monitoramento de besouros-serradores é feito principalmente através de amostragens de detecção, uma vez que ainda não se tem o nível de controle estabelecido para nenhuma das espécies.

Plano de amostragem com frascos caça-mosca

A amostragem consiste na instalação de frascos tipo caça-mosca (garrafas plásticas ou de vidro) com orifícios de ± 2 cm de diâmetro, para permitir a entrada dos besouros, contendo, em seu interior, solução de melaço a 10% como atraentes, para captura dos adultos. Os frascos devem ser colocados nas bordas dos plantios no início da época chuvosa, distanciados 50 m uns dos outros (Fernandes et al., 2010). As avaliações são feitas quinzenalmente contando o número de besouros por frasco. Em seguida, deve-se trocar o melaço (Cantarelli & Costa, 2014).

Amostragem de insetos sugadores

Insetos sugadores são comuns em plantios florestais. Seu comportamento alimentar e associação com outros organismos, como as formigas e o fungo causador da fumagina, provocam danos diretos e indiretos ao seu hospedeiro. Vários métodos têm sido utilizados para monitorar a população de sugadores que atacam árvores (Iede et al., 2003).

Plano de amostragem com armadilhas adesivas amarelas para pulgão-gigante-do-pinus

O monitoramento dos pulgões do gênero *Cinara* (ver capítulo 16.4.1) e de seus inimigos naturais deve ser uma prática incorporada permanentemente nos programas de manejo florestal (Iede, 2003). No Brasil, estes insetos aparecem, principalmente, entre o outono e o inverno, sendo que, em dias quentes, eles desaparecem (Penteado et al., 2000). O monitoramento de *Cinara* spp. em plantios de *Pinus* spp. pode ser realizado através de armadilhas amarelas (tipo Möericke). A cada hectare devem ser instaladas cinco armadilhas, uma no centro e as outras

em cada canto do quadrilátero conformado, colocada em suportes de madeira de 1,30 m de altura. As armadilhas devem ser coletadas a cada quinze dias e os pulgões removidos com pincel fino, colocados em frascos contendo etanol 70%, para posterior identificação, triagem e contagem. Este é um método de detecção e quantificação.

Plano de amostragem com parcelas de tamanho fixo para o pulgão-gigante-do-pinus

Estudos sobre a sazonalidade e quantificação de pulgões, em diferentes regiões, podem ser realizados através da metodologia desenvolvida por Kfir & Kirsten (1991). Neste método, cinco árvores são escolhidas aleatoriamente por hectare e abatidas semanalmente. O número de colônias de afídeos e seu tamanho devem ser estimados e registrados para cada árvore, as quais são caracterizadas como pequenas, médias, grandes e muito grandes, se forem constituídas por 2-10, 11-50, 51-400 ou >400 pulgões, respectivamente. Santos et al. (2003b) desenvolveram um método de amostragem simples, também através da seleção de árvores aleatórias, para o pulgão-gigante-do-pinus. Neste método, são avaliadas 10 árvores por talhão a cada quinze dias. O grau de infestação é medido através de uma escala de notas para o comprimento das colônias nos ramos, que varia entre 0, sem presença do pulgão, até 4, para ramos com mais de 60 cm ocupados pelo afídeo. Para contagem total do número de afídeos, Santos et al. (2003a) consideram que 25 pulgões/cm é um parâmetro que possibilita extrapolar o número de pulgões para o ramo e para a planta inteira.

Plano de amostragem com armadilhas adesivas para percevejo-bronzeado e psilídeo-de-concha

O monitoramento do percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (ver capítulo 16.3.7) e do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (ver capítulo 16.3.3) tem sido realizado com sucesso através de armadilhas adesivas amarelas (10 x 7,5 cm) com adesivo em ambas as faces (Alvarenga, 2018). As armadilhas são colocadas de 200 a 500 ha, instaladas a aproximadamente 1,30 m de altura do solo nos troncos das árvores, distantes 10 m da estrada. A verificação das armadilhas é feita quinzenalmente, contando em campo o número de adultos e ninfas do percevejo-bronzeado e do psilídeo-de-concha. Armadilhas com elevado número de indivíduos são encaminhadas para contagem em laboratório. O nível de controle utilizado para estes sugadores é de cinco insetos por armadilha/

talhão (Alvarenga, 2018). Em regiões livres da praga, o monitoramento de detecção é realizado com a instalação dos cartões em pontos de risco: plantios em margens de rodovias, viveiro, aeroportos, pátios de madeira. Tanto o psilídeo-de concha quanto seu parasitoide são atraídos pelo cartão adesivo amarelo, o que facilita o monitoramento do inimigo natural (Wilcken et al., 2010).

Amostragem do percevejo-bronzeado através de sensoriamento remoto

O percevejo-bronzeado, *T. peregrinus*, suga a seiva das plantas causando alteração na coloração da mesma, seguido de seca e quedas das folhas, deixando a copa das árvores com aspecto ressecado ou “bronzeado”. Esta alteração, causada na copa dos plantios, pode ser detectada por técnicas de sensoriamento remoto (Santos et al., 2017). A amostragem pode ser realizada por imagens *Landsat 8 Operational Land Imager* (OLI), com imagem multiespectral (azul, verde, vermelho, infravermelho próximo e infravermelho) de ondas curtas (0,45 a 1,65 μ m), com resolução espacial de 30 m. Após aquisição das imagens e correção radiométrica (Santos et al., 2017), deve-se realizar uma análise de variância multivariada permutacional (PERMANOVA) (Anderson, 2001), para definir os padrões de refletância entre as áreas infestadas e saudáveis. De posse destes dados, realiza-se uma análise de predição de infestação, através de uma análise parcial por mínimos quadrados (PLS-DA) para predição de dados categóricos (Pérez-Enciso & Tenenhaus, 2003). Nesse sentido, este método detecta talhões saudáveis e atacados com uma precisão de 76,7% (Santos et al., 2011).

Amostragem de insetos galhadores

As pequenas vespas-galhadoras *Leptocybe invasa* (capítulo 16.3.5) e *Epi-chrysocharis burwelli* (capítulo 16.3.2) foram detectadas no Brasil na década de 2000 e são nativas da Austrália. As galhas causam deformação nas folhas, quando presentes na nervura central e pecíolo, e desfolha e ressecamento de ponteiros, quando presentes nos ramos mais finos. Esses danos podem levar a parada de crescimento de mudas e árvores, podendo comprometer a produtividade de clones suscetíveis (Masson, 2015).

Plano de amostragem com armadilhas amarelas adesivas

O monitoramento de insetos galhadores é feito através de amostragens de detecção. Para isso, é recomendada a instalação de armadilhas amarelas adesivas de 10 x 12 cm, com duas faces, totalizando 120 cm² por face para coletas de adultos com avaliação semanal (Masson, 2015). Estas armadilhas são colocadas em cinco transectos separados de 20 m, e, em cada transecto, são instaladas cinco armadilhas, a cada 20 m, totalizando 25 armadilhas. Cada armadilha deve ser instalada entre duas árvores, suspensa por um barbante a uma altura aproximada de 1,8 m do solo. As armadilhas são coletadas mensalmente, durante um período de 12 meses, totalizando 300 coletas. Um ramo amostral de cerca de 50 cm de comprimento é coletado do terço médio de cada árvore, com podão de cabo telescópico de aproximadamente 6 m de altura, para a avaliação de galhas e emergência de adultos no campo. As galhas são quantificadas na mesma coleta e nas árvores em que são alocadas as armadilhas adesivas. O número total de folhas, galhas em folhas, galhas em ramos, galhas em pecíolos e de orifícios de emergência de adultos por ramo coletado devem ser quantificados.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O sucesso das ações do manejo integrado de pragas florestais é baseado na capacidade de avaliar a presença, a localização, a densidade populacional e o impacto das pragas. Prever onde surtos de pragas florestais são mais prováveis de acontecer e detectá-los, na fase inicial, pode melhorar a eficiência e a eficácia do manejo de pragas. Saber quais talhões estão mais vulneráveis, permite que o monitoramento seja concentrado em áreas menores e mais definidas e a detecção de surtos iniciais dá-nos tempo para planejar melhor as medidas de controle, fornecendo base para a tomada de decisão, evidenciando quais táticas de controle mais apropriadas para cada caso.

A tomada de decisão para o controle ou não de uma praga florestal é, geralmente, de responsabilidade do gerente florestal ou do produtor florestal. Mas é responsabilidade do entomologista florestal fornecer dados confiáveis e precisos para servir de base para a decisão.

REFERÊNCIAS

- ABROL, D. P.; SHANKAR, U. Integrated Pest Management. In: GUPTA, S. K. (Ed.). . Breeding Oilseed Crops for Sustainable Production: Opportunities and Constraints. first edit ed. London: Academic Press is an imprint of Elsevier, 2015. p. 584.
- ALTIERI, M. A. The ecological role of biodiversity in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, v. 74, n. 1–3, p. 19–31, 1999.
- ALVARENGA, T. Monitoramento de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) e *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em eucaliptais no cerrado. Trabalho de conclusão de curso, v. Entomologia, n. Universidade Federal de Lavras, 2018.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, v. 26, n. 1, p. 32–46, 2001.
- ANJOS, D.; MOREIRA, D.; DELLA LUCIA, T. M. C. Manejo integrado de formigas cortadeiras em reflorestamentos. In: DELLA-LUCIA, T. (Ed.). . As formigas cortadeiras. Primeira e ed. Viçosa: Editora Folha de Viçosa, 1993. p. 262.
- ANJOS, N. DOS; MAJER, J. D. Leaf-eating beetles in brazilian eucalypt plantations. *School of Environmental Biology*, v. 1, p. 33, 2003.
- ANJOS, N. dos; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C. Pragas do eucalipto e seu controle. *Informe Agropecuário, Belo Horizonte*, v. 12, n. 141, p. 53, set. 1986.
- BERNARDI, O. et al. Besouros cerambycidae associados a *Eucalyptus* spp. no município de Pinheiro Machado, RS. *Ciência Florestal*, v. 21, n. 1, p. 23–30, 2011.
- BOTTRELL, D. G.; SMITH, R. F. Integrated pest management: This economical approach to environmentally sound pest control has dim prospects for increased federal support. *Environmental Science and Technology*, 1982.
- CALDEIRA, M. A. et al. Distribuição espacial de saúveiros (Hymenoptera: Formicidae) em eucaliptais. *Cerne*, v. 11, n. 1, p. 34–39, 2005.
- CANTARELLI, E. B. et al. Plano de amostragem de *Acromyrmex* spp. (Hymenoptera: Formicidae) em áreas de pré-plantio de *Pinus* spp. *Ciência Rural*, v. 36, n. 2, p. 385–390, 2006.
- CANTARELLI, E. B.; COSTA, E. C. *Entomologia Florestal Aplicada*. 1º edição ed. Santa Maria: [s.n.].
- CATELLA, A.C.; FERNANDES, D.A.; MESQUITA, R.C.C. Ocorrência e frequência de ataque de térmitas na vegetação arbóreo-arbustiva de cerrado, Sete Lagoas, MG. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 12., 1985, Campinas, SP. Resumos ... Campinas, SP: SBZ, 1985. p. 82.
- COTTAM, G.; CURTIS, J. T. The Use of Distance Measures in Phytosociological Sampling. *Ecology*, v. 37, n. 3, p. 451–460, 1956.
- DEJEAN, S., GONZALEZ, I. AND CAO, K.A.L., 2013. mixOmics: Omics data integration project. R package version, 5.
- DORVAL, A.; PERES-FILHO, O.; MARQUES, E. N. Levantamento de Scolytidae (Coleoptera) em plantações de *Eucalyptus* spp. em Cuiabá, estado de Mato Grosso. *Ciência Florestal*, v. 14, n. 1, p. 47–58, 2004.
- FERNANDES, F. L. et al. A low-cost trap for Cerambycidae monitoring in forest plantations in Brazil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 45, n. 9, p. 1044–1047, 2010.
- FORTI, L.C.; ANDRADE, M.L. de. Populações de cupins. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, R.L. (eds.). Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 29-51.
- GARLET, J.; COSTA, E. C.; BOSCARDIN, J. Levantamento da entomofauna em plantios de *Eucalyptus* spp. Por meio de armadilha luminosa em São Francisco de Assis - RS. *Ciencia Florestal*, v. 26, n. 2, p. 365–374, 2016.
- GELADI, P.; KOWALSKI, B. R. Partial least-squares regression: a tutorial. *Anal Chim Acta*,

v. 185, p. 1–17, 1986.

GRIFFITHS, D.A. Maximum likelihood estimation for the beta-binomial distribution and an application to the household distribution of the total number of cases of a disease. *Biometrics*, Berkshire, v. 29, n. 4, p. 637–648, Dec. 1973.

HANNAN, M. T.; FREEMAN, J. The Population Ecology of Organizations. *American Journal of Sociology*, v. 82, n. 5, p. 929–964, 2002.

HIJMANS, R. J. et al. Raster: raster: Geographic data analysis and modeling. R package, version, v. 2, n. 2–31, 2011.

HOKKANEN, H. Trap cropping in pest management. *Annual Review of Entomology*, v. 36, p. 139–38, 1991.

IEDE, E. T.; REIS FILHO, W.; PENTEADO, S. D. R. C. Ocorrência de *Pissodes castaneus* (De Geer) (Coleoptera: Curculionidae) em Pínus, na Região Sul do Brasil. Comunicado Técnico: Embrapa Floresta, p. 1–6, 2004.

ISHIKAWA, D. et al. Recent progress of near-infrared (NIR) imaging--development of novel instruments and their applicability for practical situations--. *Analytical sciences : the international journal of the Japan Society for Analytical Chemistry*, v. 30, n. January, p. 143–50, 2014.

KFIR, R.; KIRSTEN, F. Seasonal abundance of *Cinara cronartii* (Homoptera: Aphididae) and the effect of an introduced parasite, *Pauesia* sp. (Hymenoptera: Aphidiidae). *Journal of Economic Entomology*, v. 84, n. 1, p. 243–246, 1991.

KOGAN, M. Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. *Annual Review of Entomology*, v. 43, n. 1, p. 243–270, 1998.

LEE, K.E.; WOOD, T.G. Termites and soils. New York: Academic Press, 1971. 251 p.

LEITÃO-LIMA, P. S. *Cornitermes cumulans* Kollar, 1832 (Isoptera: Termitidae): preferência a diferentes substratos e avaliação de danos em plantas de Eucalipto. Tese (Doutorado). Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2005.

LIEBHOLD, A. M. Forest pest management in a changing world. *International Journal of Pest Management*, v. 58, n. 3, p. 289–295, 2012.

LIMA, L.M.; LENCART, P.; LOPES, O.; PAIVA, M.R.; ARAUJO, J. Ciclo de vida de *Phoracantha semipunctata* Fab. (Coleoptera, Cerambycidae) em Portugal. In: Encontro nacional sobre proteção do eucalipto contra *Phoracantha semipunctata* Fab., 1, 1988, Lisboa. Anais... Lisboa: ACEL - Associação das Empresas de Celulose e Papel, 1988. p.5-19.

MAFIA, R. G.; MENDES, J. E. P.; CORASSA, J. D. N. Análise comparativa dos surtos e danos causados pelos besouros desfolhadores *Costalimaita ferruginea* (Fabricius, 1801) e *Costalimaita lurida* (Lefèvre, 1891) (Coleoptera: Chrysomelidae) em plantios de eucalipto. *Revista Árvore*, v. 38, n. 5, p. 829–836, 2014.

MAGESTADE, J.G.; ANJOS, N. Sistema Protatu para monitoramento de formigas cortadeiras. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 15., 1995, Caxambu. Anais... Caxambu: SEB, 1995. p.544.

MASSON, M. V. Dinâmica populacional e manejo de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) em plantações de eucalipto. [s.l.] Tese de Doutorado - UNESP, 2015.

MATRANGOLO, C. A. R. et al. Distribuição espacial dos danos de *Heilipodus naevulus* em plantio de clones de eucalipto. *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 81, n. 2, p. 119–125, 2014.

MENDES, J. E. P.; ANJOS, N.; CAMARGO, F. R. A. Monitoramento do besouro amarelo. *Folha Florestal*, v. 91, p. 8–9, 1998.

MENDONÇA, L. A. Geoestatística na amostragem seqüencial de ninhos de formigas cortadeiras em eucaliptais em região de mata atlântica. [s.l.] Tese de Doutorado - UFLA, 2008.

MEVIK, B. H.; CEDERKVIST, H. R. Mean squared error of prediction (MSEP) estimates for principal component regression (PCR) and partial least squares regression (PLSR). *Journal of Chemometrics*, v. 18, n. 9, p. 422–429, 2004.

MEVIK, B.-H.; WEHRENS, R. The pls package: Principal component and partial least squares

regression in R. J Stat Softw, v. 18, n. 2, 2007.

MONTES, S. M. N. . et al. Avaliação de danos de adultos de *Costalimaita ferruginea* (Fabricius) (Col.: Crysomelidae) em *Eucalyptus* spp. na região de Presidente Prudente, SP. Arquivos do Instituto Biológico, v. 79, n. 3, p. 431–435, 2014.

MORAES, J. G.; BERTI FILHO, E. Coleobrocas que ocorrem em essências florestais. IPEF, n. 9, p. 27–42, 1974.

MORAIS, E. J. et al. Sistema monitorado de controle de formigas cortadeiras na Mannesmann. Anais do III Curso de Atualização no Controle de Formigas Cortadeiras, p. 51–61, 1993.

NAIR, K. S. S.; VARMA, R. V. Some ecological aspects of the termite problem in young eucalypt plantations in Kerala, India. Forest Ecology and Management, v. 12, n. 3–4, p. 287–303, 1985.

NAIR, K. S. S.; VARMA, R. V. Some ecological aspects of the termite problem in young eucalypt plantations in Kerala, India. Forest Ecology And Management, Amsterdam, v. 12, n. 3, p. 287–303, 1985.

NEGRÃO, I. de O. Avaliação de métodos de estimação dos parâmetros da distribuição beta-binomial via simulação Monte Carlo. Lavras: UFLA, 2000. p. 72. (Dissertação – Mestrado em Estatística e Experimentação Agropecuária).

NICKELE, M. A. et al. Densidade e tamanho de formigueiros de *Acromyrmex crassispinus* em plantios de *Pinus taeda*. Pesq. agropec. bras., v. 4, n. 4, p. 347–353, 2009.

NOGUEIRA, S.B.; SOUZA, A.J. de. “Cupim do cerne”, *Coptotermes testaceus* (Isoptera: Rhinotermitidae), uma praga séria para eucaliptos nos cerrados. Brasil Florestal, Brasília, v. 14, n. 61, p. 27–29, 1987.

OKSANEN, A. J. et al. Package vegan: Community ecology package, version 2.3-2. R-package, 2015.

PENTEADO, S. D. R. C. et al. Ocorrência, distribuição, danos e controle de pulgões do gênero *Cinara* em *Pinus* spp. no Brasil. Floresta, v. 30, n. 12, p. 55–64, 2000.

PENTEADO, S.; IEDE, E. TADEU; FILHO, W. R. Manual para o controle da vespa da madeira em plantios de pinus. Embrapa, n. Dezembro, p. 38, 2002.

PÉREZ-ENCISO, M.; TENENHAUS, M. Prediction of clinical outcome with microarray data: a partial least squares discriminant analysis (PLS-DA) approach. Human genetics, v. 112, n. 5–6, p. 581–592, 2003.

PERUMAL, K.; BHASKARAN, R. Supervised classification performance of multispectral images. Journal of Computing, v. 2, n. 2, p. 124–129, 2010.

PINTO, R. Amostragem e distribuição espacial de colônias de formigas cortadeiras (Hymenoptera: Formicidae) em eucaliptais. [s.l.] Tese Doutorado - UFV, 2006.

POLLARD, J. H. On distance estimators of density in randomly distributed forests. Biometrics, v. 27, n. 4, p. 991–1002, 1971.

REIS, M. DE A.; ZANETTI, R. Distribuição espacial e tamanho ótimo de parcelas para amostragem de formigueiros em eucaliptais da Cenibra. Anais do 17° SIMPÓSIO DE MIRMECOLOGIA, p. 271–273, 2005.

REIS, M. et al. Sampling of leaf-cutting ant nests (Hymenoptera: Formicidae) in eucalyptus plantations using quadrant and prodan methods. Sociobiology, v. 51, n. 1, p. 21–29, 2008.

RIBEIRO, GENÉSIO T. Ocorrência, caracterização e inimigos naturais do broqueador *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) em eucalipto no Brasil. [s.l.] Tese de Doutorado - UFV, 2001.

ROBERTS, E. A.; RAVLIN, F. A.; FLEISCHER, S. J. Spatial data representation for integrated pest management programs. American Entomologist, v. 39, n. 2, p. 92–108, 1993.

SALES JR., L.G. Relação entre a ocorrência de cupinzeiros e as plantas cultivadas no sítio Betânia, Caucaia, CE. In: Congresso Brasileiro De Zoologia, 12., 1985, Campinas, SP. Resumos ... Campinas, SP: SBZ, 1985. p. 82-83.

SANTOS, A. Amostragem de cupins subterrâneos em plantios de eucalipto e persistência de resíduos de fipronil em substrato de mudas e na calda inseticida. Dissertação, Universidade Federal de Lavras, 2008.

SANTOS, A. et al. Multispectral characterization, prediction and mapping of *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) attack in Eucalyptus plantations using remote sensing. *Journal of Spatial Science*, v. 62, n. 1, p. 127–137, 2017.

SANTOS, A. L. dos; WIKLER, C.; ANDRADE, F. M. Flutuação populacional do pulgão-do-pinus na Manasa Florestal. In: Simpósio sobre *Cinara* spp. em Pinus, 1., 2003a, Curitiba. Anais... Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

SANTOS, A. L. dos; WIKLER, C.; ANDRADE, F. M. Metodologia de amostragem do pulgão-do-pinus. In: Simpósio sobre *Cinara* spp. em Pinus, 1., 2003b, Curitiba. Anais... Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

SANTOS, A. L. dos; WIKLER, C.; ANDRADE, F. M. Nichos ecológicos preferenciais do pulgão-do-pinus em árvores de *Pinus taeda* com idades entre zero e três anos. In: Simpósio sobre *Cinara* spp. em Pinus, 1., 2003c, Curitiba. Anais... Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; ANJOS, N. dos; ZANUNCIO, T.V. Danos em povoamentos de *Eucalyptus grandis* pelo cupim de cerne *Coptotermes testaceus* Linneé, 1785 (Isoptera: Rhinotermitidae). *Revista Árvore, Viçosa*, v. 14, n. 2, p. 155-163, 1990.

SCHNELL E SCHÜHLI, G. et al. A review of the introduced forest pests in Brazil. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, v. 51, n. 5, p. 397–406, 2016.

SOUZA, R. M. et al. Capacidade de reposição foliar em eucaliptos atacados por *Costalimaita ferruginea* (Fabricius). In: Congresso florestal estadual, 10° seminário mercosul da cadeia madeireira, 1., 2008, Nova Prata. Anais... Nova Prata: 2008.

TENENHAUS, M., 1998. La régression PLS: théorie et pratique. Paris: Editions Technip.

VIEIRA, S.R. Geoestatística em estudos de variabilidade espacial do solo. In: NOVAIS, R.F.; ALVAREZ V., V.H. & SCHAEFER, G.R., eds. Tópicos em ciência do solo. Viçosa, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2000. v.1, p.1-54.

WILCKEN, C. et al. Bronze bug *Thaumastocoris Peregrinus* Carpintero and Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) on *Eucalyptus* in Brazil and its distribution. *Journal of Plant Protection Research*, v. 50, n. 2, p. 201–205, 2010.

WILCKEN, C. F. Danos de cupins subterrâneos *Cornitermes* sp. (Isoptera: Termitidae) em plantios de *Eucalyptus grandis* e controle com inseticidas no solo. *Anais Sociedade Entomológica do Brasil, Londrina*, v. 21, n. 3, p. 329-338, 1992.

WOOD, T.G.; SANDS, W.A. The role of termites in ecosystems. In: BRIAN, M.V. (ed.). *Production ecology of ants and termites*. Cambridge: Cambridge University Press, 1978. p. 245-292.

ZANETTI, R. et al. An overview of integrated management of leaf-cutting ants (Hymenoptera: Formicidae) in Brazilian forest plantations. *Forests*, v. 5, n. 3, p. 439–454, 2014.

ZANETTI, R. et al. Estimation of wood volume losses by heartwood termites (Insecta: Isoptera) in *Eucalyptus* plantations in the Brazilian Savannah. *Sociobiology*, v. 45, n. 3, p. 619–630, 2005a.

ZANETTI, R. et al. Level of economic damage for leaf-cutting ants (Hymenoptera: Formicidae) in *Eucalyptus* plantations in Brazil. *Sociobiology*, v. 42, n. 2, p. 433–442, 2003.

ZANETTI, R. et al. Manejo integrado de pragas florestais. Editora UFLA, 2010.

ZANETTI, R. et al. Spatial distribution and sampling methodology of heartwood termite (Isoptera: Rhinotermitidae) attacks in *Eucalyptus* spp. plantations in the Brazilian Savannah. *Sociobiology*, v. 46, n. 3, p. 655–665, 2005b.

ZANETTI, R. Manejo de pragas de viveiros florestais. In: DAVID, A. C.; AMARAL-SILVA, E. (Eds.). *Produção de sementes e mudas de espécies florestais*. Lavras: Editora UFLA, 2008. p. 125–139.

ZANUNCIO, J. C. et al. Levantamento e flutuação populacional de lepidópteros associados à eucaliptocultura. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 28, n. 10, p. 1121–1127, 1993a.

ZANUNCIO, J. C. et al. Manual of forest pests: Volume I: Lepidopteran defoliators of Eucalyptus: biology, ecology and control. Manual de pragas em florestas: Volume 1: Lepidoptera desfolhadores de Eucalipto: biologia, ecologia e controle., p. 140, 1993b.

ZANUNCIO, J. C. et al. Sampling methods for monitoring the number and area of colonies of leaf-cutting ants (Hymenoptera: Formicidae) in Eucalyptus plantations in Brazil. *Sociobiology*, v. 44, n. 2, p. 337–344, 2004.

ZANUNCIO, J. C. et al. Spatial distribution of nests of the leaf cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae) in plantations of *Eucalyptus urophylla* in Brazil. *Sociobiology*, v. 39, n. 2, p. 231–242, 2002.

ZANUNCIO, J. C.; PIRES, E. M. Pragmas do Eucalipto. *Informe Agropecuário*, v. 29, n. 242, p. 43–64, 2008.

5. Controle físico

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

TÉCNICAS DE CONTROLE FÍSICO DE INSETOS

Aquecimento e resfriamento

A radiação solar pode ser usada para aumentar a mortalidade das larvas de besouros-de-casca. Árvores infestadas com esses insetos são cortadas e processadas em diferentes comprimentos, colocadas expostas à luz do sol e embrulhadas em plástico. Isso produz temperaturas altas que matam as larvas e, por isso, essa técnica é usada na redução de população de *Dendroctonus ponderosae* nos EUA (Negrón et al. 2001).

O uso do calor ou frio em excesso pode, também, ser usado no controle de cupins-de-madeira-seca em edificações. Ar quente pode ser aplicado nas estruturas utilizando aquecedores de propano de alta potência. Já o frio, pode ser usado em espaços ocultos, em paredes de madeira ou em estruturas. Nitrogênio líquido é bombeado para dentro desses espaços até atingir uma temperatura baixa e letal para os cupins (Ciesla, 2011). Pragas também podem ser controladas por aquecimento através de água ou vapor quente, principalmente, no controle de pragas de frutos e grãos.

Livros e outros materiais celulósicos infestados podem ser congelados em freezers com temperatura entre -20 e -25° C, por vários dias, matando os insetos. Esse material é, então, descongelado lentamente. Esse tipo de material deve ser embrulhado em sacos plásticos para retirar o máximo de ar dentro deles, evitando a condensação.

Aquecimento com infravermelho

O infravermelho corresponde a frequência do espectro eletromagnético entre 0,3 a 430 THz, entre a luz visível e as micro-ondas. A radiação infravermelha é emitida por objetos ou substâncias quentes e absorvida por tecidos vivos, e pode controlar pragas pelo aquecimento. Essa técnica já foi utilizada em pragas de grãos armazenados, mas a pesquisa e o uso dessa técnica não têm sido comuns.

Atmosfera modificada e controlada

Essa técnica envolve o controle e/ou modificação da composição ou pressão atmosférica em ambientes ou recipientes fechados. A atmosfera modificada pode alterar as concentrações dos gases normalmente presentes na atmosfera (CO_2 , N_2 e O_2), tornando-a letal aos insetos ali presentes. A modificação da atmosfera de ambientes destinados ao armazenamento de sementes, frutos ou madeira, busca atingir ambientes com baixíssimas concentrações de oxigênio, pela adição de gás carbônico, nitrogênio, ozônio ou recirculação de produtos da combustão. O CO_2 , quando utilizado em grande quantidade na modificação atmosférica, poderá agir apenas por sua toxicidade, mesmo que exista oxigênio suficiente no ambiente. Essa técnica pode ser usada junto ao controle químico com gases tóxicos, através da fumigação. Equipamentos como cilindros de gás, válvulas reguladoras e ventiladores podem ser usados para aumentar a eficiência dessa técnica.

Essa tática é atóxica, ecológica, segura e totalmente inerte a produtos florestais como o papel, madeira e outros produtos celulósicos. Os gases CO_2 ou N_2 têm efeitos mínimos sobre a qualidade dos produtos tratados. Não causam oxidação ou corrosão em metais, escurecimento ou esmaecimento de pigmentos. Tem a vantagem de não deixar resíduos tóxicos, porém o longo tempo de exposição necessário e o custo de aplicação podem limitar essa técnica. Também garante maior segurança do aplicador comparada aos fumigantes químicos como fosfina e brometo de metila.

A atmosfera modificada tem sido empregada no controle de cupins-de-madeira-seca em peças de madeira com valor histórico ou de grande valor agregado. Objetos de madeira infestados são colocados em grandes embalagens plásticas herméticas, nas quais a troca dos gases é feita. Os insetos morrem por falta de ar ou desidratação em poucos dias (Carrano-Moreira, 2014). Essa técnica é muito

utilizada por conservadores e restauradores devido a sua facilidade de uso e alta eficácia. O armazenamento em ambientes herméticos tem sido usado para grãos produzidos na agricultura, mas também pode ser usado no controle de pragas de sementes e frutos florestais.

A atmosfera também pode ter sua umidade, pressão e temperatura modificadas. A temperatura e umidade relativa do ar podem ser alteradas para promover a maior eficiência dos tratamentos de modificação atmosférica, eliminando os insetos por asfixia e/ou desidratação. Existe uma estreita correlação entre a pressão parcial do O₂ restante e a taxa de mortalidade em ambientes com vácuo ou com baixa pressão. Esse tipo de tratamento pode ser feito em câmaras de vácuo rígidas (mais caras) ou em locais com forros flexíveis utilizando uma bomba de vácuo (menor custo). Pressões muito baixas (25 a 50 mm Hg de pressão absoluta) podem ser obtidas com o auxílio de uma bomba de vácuo (Navarro et al., 2012). Tratamentos utilizando CO₂ podem ser feitos de maneira mais rápida (questão de horas) usando altos níveis de pressão (10-37 bar) em câmaras metálicas projetadas para suportar altas pressões. Por ter um alto custo inicial, esse tipo de tratamento é mais indicado para produtos de alto valor.

Fogo

Incêndios naturais são essenciais no funcionamento ecológico de vários ecossistemas, como por exemplo, o Cerrado. Incêndios controlados também podem contribuir no manejo de pragas em algumas situações (Wainhouse, 2005). Eles podem ser usados, com cuidado, no controle da vegetação que compete com as árvores e acelerar a ciclagem de nutrientes. Com isso, podem intensificar o crescimento das árvores e aumentar a resistência a insetos, com maior disponibilidade de nutrientes e água no solo.

O uso racional do fogo também pode reduzir diretamente populações de insetos, como os que vivem ou empupam na serapilheira do plantio florestal ou que se alimentam em partes baixas da copa. Incêndios controlados foram utilizados no final da década de 60 em plantios de eucalipto infestados por *Thyrintheina arnobia* e *Euselasia apisaon* em Minas Gerais, mas o calor gerado não foi suficiente para destruir os insetos que estavam na parte superior das árvores. Também foi utilizado em surtos de *Sarsina violascens* em eucaliptos em Minas Gerais, com grande eficiência, já que as lagartas aglomeram-se na base do tronco, enquanto pupas e adultos dessa espécie escondem-se no sub-bosque (Zanuncio, 1993).

O fogo também já foi utilizado no controle de formigas-cortadeiras do gênero *Acromyrmex*. Os ninhos dessas formigas ficam muito próximos a superfície e muitas espécies utilizam restos de gravetos e folhas secas para a nidificação. Então, muitas empresas utilizavam fogo para eliminá-los através da própria queima, como também através da falta de substrato para o fungo simbiote, já que as áreas queimadas ficavam desprovidas de vegetação viva. No entanto, essa técnica apresenta efeitos nocivos ao meio ambiente e organismos não alvo e não tem sido mais utilizada (Oliveira et al., 2011).

No entanto, efeitos de incêndios sobre as árvores podem variar, pois não dependem apenas do acúmulo de material vegetal para manter o fogo, mas também das condições climáticas (Wainhouse, 2005). Incêndios muito intensos que danificam as árvores podem aumentar a suscetibilidade a pragas. Mais de mil hectares de eucalipto incendiados ficaram altamente suscetíveis e acabaram sofrendo um surto de grandes proporções dos besouros do gênero *Premnobius* (Curculionidae: Scolytinae) em Bocaiúva, Minas Gerais, no ano de 2018. Essa técnica também pode destruir a vegetação do sub-bosque, habitat de pequenos mamíferos insetívoros (p. ex.: camundongos), além de poder afetar negativamente artrópodes predadores e parasitoides, que se abrigam ou se alimentam dessas plantas (Berryman, 1986).

O fogo é muito importante no controle de broqueadores de madeira, sendo usado na destruição de material infestado, como galhos, ramos, mudas e até árvores inteiras que estejam infestadas por pragas como besouros-serradores, coleobrocas, vespa-da-madeira, vespa-da-galha e muitas outras, impedindo que essas pragas completem seu ciclo de vida.

Luz

Insetos, geralmente, possuem dois tipos de órgãos fotorreceptores: os olhos compostos e os ocelos. As sensibilidades espectrais dos fotorreceptores presentes nesses órgãos determinam o comprimento de onda da luz visível para cada inseto. Muitos insetos enxergam na região do ultravioleta (UV), invisível para humanos. Um olho composto de inseto contém três tipos de células fotorreceptoras com sensibilidade nas regiões do UV, azul e verde (Shimoda & Honda, 2013).

A luz pode afetar o comportamento e o desenvolvimento dos insetos de várias maneiras. A resposta mais comum de um inseto à luz é a fototaxia. A fototaxia pode ser positiva, quando os insetos movem-se em direção à luz (podendo

ser usada na captura de insetos com armadilhas), ou negativa, quando os insetos afastam-se da fonte de luz (pode ser usado na repelência deles) (Shimoda & Honda, 2013).

Insetos podem ser atraídos por fontes de luz durante a noite, e armadilhas que se aproveitam desse comportamento podem ser usadas no manejo de pragas. Armadilhas luminosas e elétricas são alguns exemplos. Armadilhas luminosas podem ser equipadas com diferentes lâmpadas, de acordo com o objetivo da captura. Essas armadilhas, geralmente, são compostas por três partes: fonte de luz, aparato de captura e recipiente de coleta. Armadilhas luminosas foram utilizadas na tentativa de conter um surto de *T. arnobia* em Itu, São Paulo na década de 70. O equipamento foi eficiente na captura dos insetos adultos, coletando até 3.000 indivíduos em uma só armadilha, mas não foi suficiente para controlar a praga (Zanuncio, 1993). Em um surto de *Psorocampa denticulata* no ano de 1989 foram coletados aproximadamente 180 kg de mariposas dessa espécie (Zanuncio, 1993).

O uso de armadilhas luminosas é mais uma ferramentas do manejo integrado ou para situações específicas, como focos emergentes, onde a população de insetos e a área infestada ainda são pequenas. As armadilhas luminosas também necessitam de acesso à rede elétrica (ou baterias, energia solar, gás), têm alto custo, coletam apenas a fase adulta do inseto, podem servir como atrativo e aumentar ainda mais a incidência para praga, capturar espécies não-alvo, além de ser influenciada por condições climáticas. As armadilhas luminosas são mais importantes, nos plantios florestais, quando utilizadas no monitoramento da flutuação populacional de pragas (p. ex.: lepidópteros desfolhadores de eucalipto), na avaliação da eficiência de técnicas de controle, na verificação da presença e da abundância de espécies de insetos nesses povoamentos em estudos de entomofauna, do que no controle em si (Zanuncio, 1993).

Insetos diurnos podem ser atraídos pela luz durante à noite. No entanto, fontes artificiais de luz são menos eficazes (ou ineficazes) para controlar pragas durante o dia, quando comparado à intensidade da luz do sol. Dispositivos coloridos têm sido usados na captura de pragas diurnas, na forma de armadilhas coloridas ou armadilhas adesivas coloridas (Shimoda & Honda, 2013). A mais comum é a de cor amarela, atraindo importantes pragas florestais exóticas do eucalipto, como percevejo-bronzeado, psilídeo-de-concha e vespa-da-galha, além de pragas de viveiros florestais, como cigarrinhas, pulgões, moscas brancas, tripses e moscas-minadoras.

Lâmpadas que emitem iluminação amarela ou verde têm sido usadas para repelir a atividade de mariposas noturnas e, assim, reduzir os danos a frutas, vegetais e flores em viveiros. Instalações de viveiros de mudas cobertas com filme que filtra a radiação UV podem reduzir a incidência de pragas como moscas-brancas e tripses (Shimoda & Honda, 2013).

Novos produtos como as lâmpadas de LED, disponíveis em vários comprimentos de onda, podem ser fabricados com certa facilidade e baixo custo devido aos avanços na tecnologia (Shimoda & Honda, 2013). Novas técnicas de controle utilizando a luz estão começando a surgir e as antigas, possivelmente, terão seus custos reduzidos.

Radiação ionizante

Essa técnica expõe produtos infestados à radiação, visando esterilizar, matar ou prevenir a emergência de insetos, danificando seu DNA. Esta técnica inclui três tipos de radiação ionizante: raios-gama de cobalto-60 e césio-137, elétrons de alta energia e raios-x. Os raios gama são os mais utilizados no controle de pragas pós-colheita, já que esses raios podem penetrar em paletes de madeira utilizado no transporte de cargas (Morrison, 1989).

Níveis baixos de radiação podem controlar algumas pragas de frutas, sem alterar sua qualidade (Johnson & Vail, 1988; Drake et al., 1994). Baixas doses de radiação podem não causar a morte instantânea dos insetos, e, por isso, inspetores de alfândega ou consumidores podem encontrar insetos ainda vivos nos produtos tratados.

O alto custo inicial do investimento para construir as instalações, que devem incluir um sistema de proteção da radiação e outros equipamentos auxiliares, é um dos principais contras do uso da radiação. Consumidores de produtos tratados com essa técnica também demonstram preocupação com possíveis resíduos radioativos e o seu efeito, principalmente, sobre produtos alimentícios.

Rádio frequência e micro-ondas

A região de rádiofrequência (RF) é representada pela faixa do espectro eletromagnético entre as frequências de áudiofrequência e as do infravermelho. A transmissão de rádio é feita, geralmente, na região entre e 10 kHz e 100 GHz, com comprimentos de onda de 30.000 m e 3 mm respectivamente. O termo “micro-ondas” é usado para designar ondas dentro da região da RF com frequências

maiores que 1 GHz (comprimentos de onda menores que 30 cm). Portanto, o termo “radiofrequência” aplica-se a um espectro de frequências ou comprimentos de onda de energia eletromagnética bem amplo, e as “micro-ondas” referem-se à extremidade mais alta de frequência dentro das RF.

O uso da energia de RF no controle de insetos foi iniciado no final da década de 20. O aquecimento dielétrico ocorre quando um material contendo moléculas de água é submetido a um campo eletromagnético que muda de direção rapidamente. As moléculas de água começam a girar e se alinham na mesma direção do campo elétrico, e a fricção molecular da água gera calor interno no material. Materiais dielétricos (isto é, a maioria dos produtos agrícolas e florestais) podem armazenar energia elétrica e convertê-la em calor. Insetos, quando expostos a campos elétricos de RF com frequência e intensidade altas, podem receber um aumento rápido da temperatura por absorverem essa energia, e morrer. No entanto, “efeitos não-térmicos” também já foram observados, e se torna difícil separá-los dos efeitos térmicos na mortalidade dos insetos.

Pragas de alimentos, sementes, madeira e outros produtos armazenados podem ser controlados pelo aquecimento dielétrico utilizando RF ou de micro-ondas, quando o aquecimento dielétrico de RF utiliza frequências na faixa das micro-ondas. Uma das vantagens do aquecimento dielétrico é que, se os insetos puderem ser aquecidos separadamente, ou seja, se absorverem energia mais rapidamente do que o material infestado, eles podem ser mortos ao atingir altas temperaturas sem danificar o material hospedeiro. Por exemplo, o fator de perda dielétrica é maior em larvas de Lepidoptera do que em nozes, absorvendo mais energia quando submetidas a mesma intensidade de campos eletromagnéticos, aquecendo e matando, preferencialmente, as larvas (Ikediala et al., 2000a).

Equipamentos de micro-ondas começaram a ser vendidos no comércio na década de 60, principalmente, na culinária. Mas também podem ser usados no manejo de pragas de grãos armazenados, materiais de herbários e museus, tecidos e madeira. Essa tecnologia está disponível na Califórnia sendo usada no controle de cupins-de-madeira-seca, desde 1989, mas com pouca eficácia comprovada (Lewis et al., 2000). Os efeitos das micro-ondas foram testados, em laboratório, no cupim-de-madeira-seca *Incisitermes minor* (Blattodea: Kalotermitidae). Pranchas de *Pseudotsuga menziesii* (Pinaceae) foram infestadas com esses cupins e levadas para fornos de microondas de 500, 1.000 e 2.000 W, com comprimento de onda de 2,4 GHz. A mortalidade mínima atingida foi acima de 84%, independentemente da potência do forno e atingiu a mortalidade total nos

tratamentos com maior tempo de exposição.

Testes com micro-ondas foram feitos para controlar *Rhynchophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae), uma das principais pragas das palmeiras na região do Mediterrâneo. Micro-ondas com comprimento de onda de 2,45 GHz foram usadas, aumentando a temperatura para até 70° C em algumas regiões do tecido, apenas dois minutos depois do aparelho ser ligado. O aquecimento por micro-ondas pôde matar os insetos, ao aumentar a temperatura, sem danificar as palmeiras. A fisiologia das palmeiras não foi alterada apesar das altas temperaturas em alguns pontos do fuste e apenas a parte externa ficou desidratada (Massa et al., 2011).

Fornos convencionais e de micro-ondas foram testados para desinfetar toras com *Agrilus planipennis* (Coleoptera: Buprestidae). A temperatura de 65° C eliminou esse inseto das toras infestadas. No entanto, os fornos micro-ondas não foram tão eficazes quanto fornos convencionais, provavelmente, pela distribuição desigual de calor (Nzokou et al., 2008). Por outro lado, os bons resultados de controle de larvas de *Bursaphelenchus xylophilus* (Coleoptera: Cerambycidae) utilizando essa técnica podem indicar que o tratamento a nível comercial com micro-ondas (2,45 GHz) pode vir a ser uma alternativa viável ao uso de brometo de metila e aos fornos convencionais (Fleming et al., 2005). O besouro-asiático (*Anoplophora glabripennis*) é uma das principais pragas de árvores urbanas e florestas comerciais nos Estados Unidos. Por isso, o Departamento de Agricultura dos EUA (USDA) exige que todos os materiais com embalagem em madeira oriundos da China sejam fumigados, tratados termicamente ou com conservantes contra esse besouro. A viabilidade da irradiação de micro-ondas a 2,45 GHz foi testada como alternativa, sugerindo que esse tratamento pode erradicar esses besouros em embalagens de madeira maciça (Fleming et al., 2003).

Técnicas de controle que utilizam RF e micro-ondas não deixam resíduos nos produtos e são seguras para os aplicadores e o meio ambiente. No entanto, precisam ser melhoradas devido ao alto custo de energia, aquecimento desigual nas partes tratadas e eventuais perdas de qualidade dos produtos tratados.

Som

Insetos possuem comportamentos complexos para a localização e acasalamento de parceiros sexuais, incluindo exibição visual, feromônios sexuais e comunicação sonora (estridulação) (Berryman, 1986). Com isso, o uso de sons artificiais tem sido usado no controle de pragas florestais, como a cigarra (*Que-*

sada gigas) (Hemiptera: Cicadidae). Essa técnica consiste no uso de armadilhas sonoras emitindo um som atrativo à espécie, já que sua frequência sonora, períodos e duração dos sons emitidos são conhecidos (ver capítulo 15.2.4).

Frequências sonoras menores que 20 Hz são chamadas de infrassom e as mais altas que a audição humana (maior que 20 kHz) chamadas de ultrassom. Insetos possuem corpos gasosos microscópicos e estáveis que podem oscilar com o uso do ultrassom. Sensores de ultrassom também podem ser utilizados no monitoramento de insetos em grãos armazenados e árvores urbanas.

Umidade

A secagem de madeira processada em estufas nas serrarias é um meio muito eficaz, embora relativamente caro, de eliminar pragas na madeira, principalmente as quarentenárias. O acúmulo de amido no alburno na madeira aumenta a suscetibilidade ao ataque de broqueadores. A secagem lenta em temperaturas relativamente baixas podem diminuir esse acúmulo de amido e reduzir a suscetibilidade ao ataque de insetos xilófagos (Barbosa & Wagner, 1989). Pragas que atacam madeira serrada podem afetar as exportações. Ela pode ser embargada ou tratamentos caros, como a secagem em estufa, podem ser exigidos antes de exportá-la para regiões livres de pragas. Insetos broqueadores, como besouros-de-casca e besouros-de-ambrósia, podem ser controlados quando as toras são expostas a estufas com temperaturas de aproximadamente 71° C, entre 2 e 6 horas, dependendo do tamanho da tora (Barbosa & Wagner, 1989). No entanto, essa técnica não é efetiva em toras não processadas (Wainhouse, 2005). Em 2018, houve um grande surto de besouros do gênero *Premnobius* (Curculionidae: Scolytinae) em 1000 ha de *Eucalyptus* spp. em Bocaiúva, Minas Gerais. A recomendação dada para controlar esse surto foi cortar todas as árvores e processar em toras de dois metros de comprimento, para deixá-las expostas ao sol no campo, visando a uma secagem mais rápida, controlando a praga pela redução drástica de umidade.

Sementes florestais infestadas por insetos como besouros bruquídeos e larvas de lepidópteros podem impactar programas de melhoramento de árvores e plantios florestais, pois podem ter a sua viabilidade reduzida. Muitas dessas sementes podem ser secas matando as larvas desses insetos e impedindo a emergência e disseminação de pragas em áreas livres de infestação (Barbosa & Wagner, 1989).

A madeira, em alguns casos, pode ter que ser armazenada por um longo período de tempo. Proteger grandes volumes do ataque de insetos e fungos xi-

lófagos é um problema sério de logística. O armazenamento molhado tem sido usado, com sucesso, para esse fim. A madeira é armazenada em lagos ou represas, mas colocar e retirar as toras desses locais pode ser uma tarefa difícil e onerosa, além do risco de poluição causada por substâncias lixiviadas dos troncos. Por isso, o armazenamento de toras empilhadas em solo seco com um sistema com aspersores é uma solução mais prática (Wainhouse, 2005). Esse tipo de armazenamento é mais eficiente quando as pilhas podem ser colocadas próximas a fonte de madeira, com instalações e equipamentos para bombear a água de um reservatório local, minimizando os prejuízos causados pela água efluente para a qualidade da água e para organismos aquáticos locais. Os efluentes podem ser captados e reciclados para maior sustentabilidade. O método será mais eficaz com uma boa distribuição da água na pilha. Toras de coníferas e árvores folhosas foram armazenadas por longos períodos com mudanças mínimas na qualidade da madeira, como aumentos na porosidade e na redução da resistência física da madeira, sem, no entanto, afetar a proporção de madeira para uso na construção civil que pode ser obtida a partir das toras (Wainhouse, 2005).

O uso excessivo de água, através da inundação, pode destruir ninhos subterrâneos de cupins presentes em sistemas radiculares (Ciesla, 2011). Ninhos pequenos de *Acromyrmex* foram controlados pela inundação em plantios de arroz no Rio Grande do Sul (Della Lucia & Araújo, 2000).

REFERÊNCIAS

- BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. Introduction to forest and shade tree insects. Academic Press, 652 pp.
- BERRYMAN, A.A. Forest insects: principles and practice of population management. Plenum Press, New York & London, 279 pp., 1986.
- CARRANO-MOREIRA, A.F. Táticas de modificação, regulação e controle de pragas. In: CARRANO, MOREIRA, A.F. (Ed) Manejo integrado de pragas florestais: fundamentos ecológicos, conceitos e táticas de controle. Technical Books, 349 pp, 2014.
- CIESLA, W. Management of forest insect pests. In: CIESLA, W. (Ed.). Forest entomology: a global perspective. Wiley-Blackwell, 416 pp., 2011.
- DELLA LUCIA, T.M.C.; ARAUJO, M.S. Formigas-cortadeiras: Atualidades no combate. In: ZAMBOLIN, L. (Ed.). Manejo integrado – doenças, pragas e plantas daninhas. Viçosa, MG: UFV/ Departamento de Fitopatologia, p. 245-273, 2000.
- DRAKE, S.R.; MOFFITT, H.R.; EAKIN, D.E. Low dose irradiation of “rainier” sweet cherries as a quarantine treatment. Journal of Food Processing and Preservation, v. 18, n. 6, p. 473-481, 1994.
- FLEMING, M.R.; HOOVER, K.; JANOWIAK, J.J.; FANG, Y.; WANG, X.; LIU, W.; WANG, Y.; HANG, X.; AGRAWAL, D.; MASTRO, V.C.; LANCE, D.R.; SHIELD, J.E.; ROY, R. Microwave irradiation of wood packing material to destroy the Asian longhorned beetle. Forest Products Journal, v. 53, n. 1, p. 46-52, 2003.

FLEMING, M.R.; JANOWIAK, J.J.; KIMMEL, J.D.; HALBRENDT, J.M.; BAUER, L.S.; MILLER, D.L.; HOOVER, K. Efficacy of commercial microwave equipment for eradication of pine wood nematodes and cerambycid larvae infesting red pine. *Forest Products Journal*, v. 55, n. 12, p. 226-232, 2005.

IKEDIALA, J.; TANG, J.; DRAKE, S.; NEVEN, L. Dielectric Properties of Apple Cultivars and Codling Moth Larvae. *Trans. ASAE.*, 43, 1175–1184, 2000.

JOHNSON, J.A.; VAIL, P.V. Posttreatment survival, development, and feeding of irradiated Indianmeal moth and navel orangeworm larvae (Lepidoptera: Pyralidae). *Journal of Economic Entomology*, v. 81, p. 376-380, 1988.

LEWIS, V.R.; POWER, A.B.; HAVERTY, M.I. Laboratory evaluation of microwaves for control of the western drywood termite. *Forest Products Journal*, v. 50, n. 5, p. 79-87, 2000.

MASSA, R.; CAPRIO, E.; DE SANTIS, M.; GRIFFO, R.; MIGLIORE, M.D.; PANARIELLO, G.; PINCHERA, D.; SPIGNO, P. Microwave treatment for pest control: the case of *Rhynchophorus ferrugineus* in *Phoenix canariensis*. *Bulletin OEPP/EPP Bulletin*, v. 41, p. 128-135, 2011.

MORRISON, R.M. An Economic Analysis of Electron Accelerators and Cobalt60 for Irradiating Food. U.S. Department of Agriculture, Economic Research Service, Technical Bulletin #1762, June, 1989.

NAVARRO, S.; TIMLICK, B.; DEMIANYK, C.J.; WHITE, N.D.G. Controlled or modified atmospheres. In.: Hagstrum, D.W.; Philips, T.W.; Cuperus, G. *Stored Product Protection*, Kansas State University, 358 ff., 2012.

NEGRÓN, J.F., SHEPPERD, W.D., MATA, S.A. ET AL. 2001. Solar treatments for reducing survival of mountain pine beetle in infested ponderosa and lodgepole pine logs. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Fort Collins, CO, Research Paper RMS-RP-30, 11 pp.

OLIVEIRA, M.A.; ARAÚJO, M.S.; MARINHO, C.G.S.; RIBEIRO, M.M.R.; DELLA LUCIA, T.M.C. Manejo de formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. *Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Editora UFV, 421 p., 2011.

SHIMODA, M.; HONDA, K. Insect reactions to light and its applications top est management. *Applied Entomology and Zoology*, v. 48, p. 413-421, 2013.

WAINHOUSE, D. The role of silviculture. In: WAINHOUSE, D. (Ed.) *Ecological methods in forest pest management*. Oxford University Press, 249 pp, 2005.

ZANUNCIO, J.C.; SANTANA, D.L.Q.; NASCIMENTO, E.C.; SANTOS, G.P.; ALVES, J.B.; SARTÓRIO, R.C.; ZANUNCIO, T.V. *Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biologia, ecologia e controle*. Editora Folha de Viçosa, IPEF/SIF, 140 pp., 1993.

6. Controle mecânico

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

O controle mecânico pode ser definido como táticas de controle direto de insetos, com o objetivo de alcançar a supressão numérica imediata de pragas através do contato mecânico ou no uso de barreiras que as impeçam de atingir a planta hospedeira. É mais eficiente quando integrado em sistemas de manejo que incorporam várias táticas de controle, cada uma com objetivos específicos.

Técnicas de controle mecânico podem ser muito eficazes, mas costumam ser trabalhosas. Geralmente, têm impacto imediato nas populações das pragas-alvo, embora nem sempre controlem espécies com um alto potencial reprodutivo. Nesses casos, outras táticas devem ser usadas ou o controle mecânico deve ser repetido. A repetição pode ser economicamente inviável para algumas dessas táticas.

Muitos desses procedimentos podem ser aplicáveis em plantios florestais, outros serão viáveis apenas em pequena escala e com uso limitado, como na arborização urbana, árvores individuais de alto valor e viveiros de mudas. Por outro lado, algumas táticas como a remoção e destruição de árvores infestadas podem representar soluções emergenciais em situações de perdas iminentes ou em que uma praga exótica possa se dispersar (Barbosa & Wagner, 1989).

TÉCNICAS DE CONTROLE MECÂNICO DE INSETOS

Barreiras

Barreiras físicas, como as cercas, podem ser necessárias para o sucesso do estabelecimento das árvores em áreas com presença de herbívoros, como em sistemas consorciados de lavoura-pecuária-floresta e em proteção de árvores e plantas em projetos de recuperação de nascentes. Mas o uso de barreiras em árvores individuais também pode reduzir os danos causados por insetos praga (Wainhouse, 2005). Esse método é usado, principalmente, em insetos que transitam livremente pelas árvores, de árvore em árvore ou em espécies ou estágios sem asas.

Essas barreiras podem ser tanto físicas, como obstáculos intransponíveis no caminho do inseto (p. ex.: cones, pneus, embalagens) ou químicas (p. ex.: géis, inseticidas, tintas e vernizes). As barreiras podem ter um custo relativamente elevado e o tempo de manuseio necessário, na sua instalação, pode aumentar o custo da mão de obra. Essa técnica é mais útil em infestações pequenas, em árvores individuais ou áreas pequenas (Barbosa & Wagner, 1989).

O uso de barreiras para proteger a copa das árvores é uma das técnicas mais antigas e mais usadas em pequenas áreas, para evitar o ataque de formigas-cortadeiras. Os tipos mais comuns usados contra essas pragas são o uso de cones plásticos invertidos, tiras plásticas embebidas em graxa ou vaselina, garrafas pet e gel adesivo ao redor dos troncos das árvores (Oliveira et al., 2001; Oliveira et al., 2011). As barreiras devem ser vistoriadas e reparadas constantemente para ter seu efeito prolongado na proteção às árvores, principalmente quando são utilizados gel, graxa ou óleo queimado.

Mudas florestais plantadas em locais infestados por cupins na África têm os sacos plásticos cortados, mas deixados ao redor do substrato, formando uma barreira protetora. Essas mudas também são plantadas em covas rasas, com parte do saco acima do solo. No entanto, sem o tratamento com calda inseticida no substrato da muda, a barreira criada aos cupins é praticamente inútil (Wylie & Speight, 2012). No Brasil, em áreas com registro de ataque de cupins-de-raíz, é recomendado banhar o substrato das mudas em calda cupinicida, antes do plantio, criando assim uma barreira química a essas pragas.

Catação manual

O controle de pragas por métodos mecânicos como a catação manual dos insetos, seja na forma de ovo, larva, pupa ou adulto, pode ser simples, efetivo e ambientalmente correto. A catação é, geralmente, empregada apenas em países onde a mão de obra é relativamente barata (Wylie & Speight, 2012). Em viveiros de mudas na Ásia, costumam inundar os canaletões com água, forçando grilos e lagartas-roscas a saírem dos túneis, e então os insetos são pegos manualmente (Baksha, 1990; Sharma et al., 2005). No Brasil, tem se utilizado a catação manual em muitas pragas. Essa técnica reduziu em 92% o número de mudas de *Eucalyptus grandis* atacadas por lagarta-roscas em viveiros (Anjos et al., 1981). Também é recomendada para o manejo de besouros cai-cai (ver capítulo 15.4.7) e na coleta de tanajuras, visando reduzir a infestação de saúveiros.

Desalojamento por água ou ar

Desalojar mecanicamente alguns insetos, pode controlá-los de maneira efetiva. Esguichar água sobre pressão é usado para remover insetos de árvores e reduzir sua população (Barbosa & Wagner, 1989). Nos Estados Unidos, pulverizadores são utilizados para esguichar água sob alta pressão (até 600 psi) removendo insetos em árvores urbanas (Olkowski et al., 1974).

Insetos podem ser removidos das plantas hospedeiras usando ar aspirado ou soprado (Khelifi et al., 2001). Jatos de ar comprimido utilizam a energia de maneira mais eficiente para remover os insetos, que devem ser coletados depois. Insetos móveis são mais fáceis de serem removidos que aqueles que se fixam às plantas, como cochonilhas. O controle mecânico pneumático é pouco seletivo e seu efeito em organismos não-alvo precisa ser melhor avaliado. Tem pouca aplicação na área florestal, podendo ser usado em árvores individuais de pequeno porte ou em viveiros de mudas.

Destruição de habitats

Habitats utilizados para abrigo ou alimentação de insetos podem ser removidos ou destruídos como tática de controle. Besouros-serradores do gênero *Oncideres* (ver seção 15.7) podem ter sua população reduzida drasticamente pela coleta dos galhos roletados. A poda de galhos infestados com galhadores ou cochonilhas e posterior destruição também é viável em pequenas árvores e arbustos ornamentais (Ciesla, 2011).

A remoção e a destruição de árvores infestadas e colonizadas por besouros-de-ambrósia e de casca é recomendada, principalmente, se o material infestado puder ser utilizado, reduzindo o prejuízo (Berryman, 1986). Após um surto de besouros do gênero *Premnobius* em eucaliptos, em Bocaiúva, Minas Gerais, em 2018, foi recomendado o corte das árvores infestadas, e estas ainda puderam ser utilizadas na fabricação de carvão, diminuindo o prejuízo dos 1000 ha de plantios atacados.

A escavação de ninhos de formigas-cortadeiras do gênero *Atta* pode ser viável em colônias de até quatro meses de idade, quando a rainha se encontra em painéis mais rasos no solo (até 20 cm de profundidade) e pode ser morta ou em ninhos de *Acromyrmex* que costumam ser mais rasos. Também é recomendada em áreas pequenas, devido ao custo da operação.

Esmagamento

Besouros-broqueadores em árvores vivas, geralmente, provocam a exsudação de gomose ou serragem por um orifício. Larvas vivendo nesses ambientes, no início do desenvolvimento, podem ser esmagadas com um arame fino introduzido nesses orifícios (Carrano-Moreira, 2014).

Técnica da batida

Esse método é utilizado em amostragem de alguns insetos, mas pode ser utilizado também no controle de pragas, principalmente, em pequenos pomares. As árvores são agitadas e os insetos caem no solo sobre um lençol plástico e, posteriormente, são recolhidos e eliminados (Carrano-Moreira, 2014).

REFERÊNCIAS

- BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. Silvicultural control of forest insects. In: BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. (Eds) Introduction to forest and shade tree insects. Academic Press, 639 pp., 1989.
- BAKSHA, M.W. Some major forest insect pests of Bangladesh and their control. Buletin No. 1, Forest Entomology Series, Forest Research Institute, Chitagong, Bangladesh, 19p., 1990.
- BERRYMAN, A.A. Forest insects: principles and practice of population management. Plenum Press, New York & London, 279 pp., 1986.
- CARRANO-MOREIRA, A.F. Táticas de modificação, regulação e controle de pragas. In: CARRANO, MOREIRA, A.F. (Ed) Manejo integrado de pragas florestais: fundamentos ecológicos, conceitos e táticas de controle. Technical Books, 349 pp, 2014.

CIESLA, W. Management of forest insect pests. In: CIESLA, W. (Ed.). *Forest entomology: a global perspective*. Wiley-Blackwell, 416 pp., 2011.

KHELIFI, M.; LAGUË, C.; LACASSE, B. Pneumatic control of insects in plant protection. In: VINCENT, C.; PANNETON, B.; FLEURAT-LESSARD, F. (Eds). *Physical Control in Plant Protection*. Berlin/Paris: Springer/INRA. 329 pp., 2001.

OLIVEIRA, M.A.; ARAÚJO, M.S.; MARINHO, C.G.S.; RIBEIRO, M.M.R.; DELLA LUCIA, T.M.C. Manejo de formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. *Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Editora UFV, 421 p., 2011.

OLIVEIRA, M.A.; ANTUNES, E.C.; DELLA LUCIA, T.M.C.; DE SOUZA, D.J. Gel adesivo: barreira física contra formigas-cortadeiras – viável? *Bahia Agrícola*, v. 4, p. 80-82, 2001.

OLKOWSKI, W.; PINNOCK, C.; TONEY, W.; MOSHER, G.; NEASBITT, W.; VAN DEN BOSCH, R.; OLKOWSKI, H. An integrated insect control program for street trees. *California Agriculture*, v. 28, p. 3-4, 1974.

SHARMA, A.; VERMA, T.D.; SOD, A. Some important insect pests of poplars in the western Himalayas and their management. *Indian Forester*, v. 131, n. 4, p. 553-562, 2005.

WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. Management systems III: Plantation stage. In: WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. (Eds) *Insect pests in tropical forestry*. CABI, 376 pp., 2012.

7. Controle legislativo

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

O controle legislativo consiste num conjunto de práticas baseadas em leis, portarias e outros dispositivos legais. Esses dispositivos podem dispor sobre as obrigações de silvicultores em evitar a entrada de pragas exóticas e a propagação de pragas domésticas, normatizando o serviço quarentenário e fiscalizando a produção, comercialização e uso de agrotóxicos (Carrano-Moreira, 2014).

Análises de risco de pragas

Análises de risco de pragas são feitas quando acordos entre parceiros comerciais internacionais são firmados. Essas análises identificam espécies com potencial para se tornarem pragas, em caso de introdução acidental, potenciais vias de entrada e reconhecimento e identificação do inseto e sintoma de material infestado. Especialistas em entomologia florestal dos Estados Unidos conduziram análises para verificar o risco de pragas na importação de toras e cavacos não processados de outras partes do mundo, durante a década de 90 (Ciesla, 2011).

Inspeção de produtos e mercadorias importados

Inspeções de commodities agrícolas e produtos florestais são realizadas em portos de entrada para interceptar e eliminar espécies exóticas associadas a essas mercadorias (para ver as principais vias de entrada de insetos exóticos, consultar o capítulo 16.1). O alto risco de introdução de insetos na madeira torna, também, essencial inspecionar os recipientes de madeira em que esses produtos chegam, como embalagens e paletes, especialmente em madeiras com remanescentes de casca, para averiguar a presença de broqueadores (Ciesla, 2011).

A inspeção de produtos e mercadorias importadas, geralmente, é feita por amostragem, já que o volume de mercadorias é enorme. Cargas consideradas de “alto risco” são amostradas mais intensivamente. Essas cargas são aquelas em

que pragas quarentenárias foram encontradas no passado ou que a origem é de partes do mundo com clima e geografia semelhantes ao país importador e que possam abrigar possíveis pragas. A eficácia da inspeção irá depender da natureza do material e como ele é transportado. Cargas a granel são fáceis de serem totalmente verificadas, já contêineres cheios são difíceis de serem inspecionados de maneira minuciosa. A intensidade de inspeção varia de um país para outro. Nos Estados Unidos, apenas 2% dos contêineres são inspecionados. Na Nova Zelândia, uma ilha em que qualquer introdução de organismos pode ser catastrófica, 16% dos contêineres estão sujeitos a pelo menos uma “inspeção de porta” (Wainhouse, 2005).

Cumprir todos os exigentes padrões internacionais de fitossanidade (p. ex.: exigir a remoção de casca de coníferas antes de exportar), pode custar caro, principalmente, para padrões que utilizam técnicas que necessitam de muita mão de obra. Certificados fitossanitários que acompanham madeira e ou produtos madeireiros importados são emitidos pelos exportadores como garantia de que o produto foi inspecionado e não contém organismos potencialmente prejudiciais, de acordo com a regulamentação fitossanitária do importador. Esses certificados também auxiliam no rastreamento de possíveis vias as quais as pragas quarentenárias podem ter sido introduzidas. A conformidade é verificada através de inspeções para garantir a exclusão de materiais proibidos e o cumprimento de todos requisitos. Cargas contendo organismos quarentenários podem ser rejeitadas, especialmente, quando contém grande infestação ou as remessas de uma determinada fonte estão contaminadas com certa frequência (Wainhouse, 2005).

Padrões internacionais e regionais

A prevenção de introdução de pragas exóticas deve envolver um alto nível de cooperação internacional. A Convenção Internacional para Proteção dos Vegetais (CIPV) é um tratado internacional que estabelece padrões visando impedir a introdução, o estabelecimento e a disseminação de pragas de vegetais e seus produtos, promovendo medidas adequadas para seu manejo. Os esforços da CIPV estão, em sua maioria, voltados para pragas agrícolas, mas as florestais, também, são abordadas (Ciesla, 2011).

A CIPV utiliza várias Normas Internacionais de Medidas Fitossanitárias (NIMF's) visando reduzir a introdução dessas pragas, sem reduzir o fluxo de mercadorias. As NIMF's estabelecem princípios e recomendações para a aplicação dessas medidas por países membros da Organização Mundial do Comércio

(OMC). Grande parte das mercadorias é transportada em embalagens ou suportes feitos de madeira e, por isso, o setor florestal foi um dos mais pressionados em relação a medidas fitossanitárias. O imenso volume de material transportado no comércio mundial, a baixa qualidade e as diferentes origens da madeira tornam difícil a inspeção dessas cargas (Iede, 2012).

Entre essas normas, destaca-se a de número 15 (NIMF 15), que estabelece padrões para materiais de embalagens feitas de madeira utilizadas no comércio internacional e que tenham espessura maior que 6 mm. Ela visa, especialmente, impedir a disseminação de insetos broqueadores de madeira (Ciesla, 2011). A NIMF 15 é válida para todo o tipo de embalagem de madeira (p. ex.: engradados, estantes, paletes, etc.), exigindo que esses materiais sejam tratados por calor ou fumigados com brometo de metila e, posteriormente, marcados com um selo de vistoria. Esses tratamentos são eficazes para muitas pragas encontradas nesse tipo de embalagem e são viáveis tecnicamente e economicamente (Iede, 2012). Embalagens de papel, plástico ou painéis de madeira estão excluídas dessa NIMF. A NIMF 15 foi revisada em 2009, exigindo que as embalagens sejam feitas com madeira descascada, para atender as restrições impostas pela União Europeia (UE) (Ciesla, 2011). A viabilidade do uso de micro-ondas e da fumigação com fluoreto de sulfurila, iodeto de metila, cianeto de hidrogênio, entre outros, tem sido estudada para substituir o brometo de metila, um produto químico destruidor da camada de ozônio (Iede, 2012).

Organizações de proteção de plantas a nível regional também podem atuar resguardadas pela CIPV. O Comitê de Sanidade Vegetal (COSAVE) é uma organização intergovernamental regional responsável pela cooperação em assuntos relacionados à defesa fitossanitária na América do Sul. Foi fundado em 1989, pelos governos da Argentina, Brasil, Chile, Paraguai e Uruguai, com adesão do Peru em 2013 e com a entrada da Bolívia em tramitação desde 2018 (COSAVE, 2018). Entre os objetivos do COSAVE estão:

- Fortalecer a integração fitossanitária regional e desenvolver ações integradas para resolver problemas fitossanitários de interesse comum aos países membros;
- Ampliar a capacidade dos países membros em manter e melhorar sua situação fitossanitária voltada para o desenvolvimento sustentável, facilitando o comércio internacional e contribuindo para a proteção do meio ambiente, em benefício do setor agrícola e florestal e da sociedade como um todo;
- Desenvolver e incentivar a implementação de normas fitossanitárias re-

gionais e ações coordenadas destinadas a proteger e melhorar a fitossanidade da produção agrícola e florestal, bem como a flora nativa, com ênfase na equivalência de medidas ou sistemas.

Quarentena

O comércio mundial globalizado tem aumentado a movimentação de organismos de quarentena e daqueles cujos potenciais prejudiciais ainda é pouco conhecido. Mas o comércio internacional não é o único mecanismo que pode interferir no aparecimento de novas pragas. Muitas pragas podem vir a se estabelecer em locais, antes inadequados, por conta das mudanças climáticas no planeta (Wainhouse, 2005). Com o aumento do plantio de espécies florestais exóticas, pragas nativas acabam se adaptando aos novos hospedeiros, gerando preocupação não apenas localmente, mas também para a região de origem da espécie florestal.

A palavra quarentena tem origem no latim e significa 40, referindo-se ao número de dias de isolamento obrigatório de navios que chegavam aos portos da Europa no século XIV, evitando a transmissão de doenças por seus passageiros (Kahn, 1989). A quarentena de plantas, ou serviço quarentenário, é discutida dentro da fitossanidade e abrange várias medidas com o objetivo de reduzir o risco de novas introduções de pragas e o uso de métodos para manejá-las e erradicá-las em caso de estabelecimento (Wainhouse, 2005). Os procedimentos de quarentena para pragas florestais incluem restringir o movimento de madeira potencialmente infestada, produtos madeireiros e não-madeireiros e mudas de áreas infestadas para áreas não infestadas (Ciesla, 2011). A quarentena também pode ser utilizada na importação de agentes de controle biológico clássico (ver capítulo 16.2).

Medidas preventivas são feitas pelo país exportador para reduzir o risco de introduções, mas a quarentena pode ser feita antes ou após a exportação, dependendo da importância do grau de risco que a praga representa (Wainhouse, 2005). Os tratamentos podem ser exclusivos para as cargas infestadas, quando a infestação é pouco frequente e a praga é de fácil detecção nas mercadorias (Wainhouse, 2005). A secagem de madeira serrada em fornos é muito eficaz na eliminação de pragas quarentenárias, porém é um processo caro. Raios gama e aquecimento em toras não processadas foram testados com pouco sucesso. A maneira mais eficaz de combater pragas quarentenárias na entrada do país é através da fumigação com brometo de metila, no entanto, substitutos vêm sendo

testados por motivos já explicados anteriormente (Wainhouse, 2005).

Pragas quarentenárias são aquelas com elevado potencial daninho, mas que ainda não foram constatadas no país (pragas exóticas), aquelas que já foram introduzidas, porém não estão totalmente disseminadas e aquelas que são nativas (domésticas), mas restritas ao local de origem. Fornecer informações sobre essas pragas é importante para identificar riscos conhecidos e, como regra geral, as medidas fitossanitárias devem tê-las como alvo. As listas de pragas quarentenárias estão sempre sujeitas a acréscimo e alterações (ver capítulo 16.1). Por isso, adotar medidas fitossanitárias focando apenas nas pragas listadas e associadas a mercadorias é menos efetivo do que seguir uma abordagem “genérica” com medidas direcionadas aos materiais vegetais, produtos florestais ou embalagens que possam conter pragas quarentenárias (Wainhouse, 2005).

Os programas de quarentena mais abrangentes e sofisticados são feitos para pragas “chave”, ou seja, aquelas que causam os maiores danos econômicos, são feitos em grandes áreas e muitas vezes envolvem o governo, através de órgãos florestais nacionais, como a Embrapa Florestas. A colaboração do governo é importante quando melhorias na infraestrutura são necessárias, permitindo acesso a áreas isoladas, coordenando ações em plantios e florestas de vários proprietários ou quando é necessário impor quarentenas internas (Wainhouse, 2005).

O gerenciamento dos riscos fitossanitários deve envolver colaboração entre parceiros comerciais na operação de procedimentos padronizados, que buscam reduzir o risco de novas introduções e asseguram a conformidade do processo. Os governos nacionais são as autoridades competentes para legislar sobre medidas fitossanitárias, mas padrões internacionais voluntários são a base para acolher as exigências do livre comércio. A CIPV tem sido fundamental no desenvolvimento desses padrões.

Um serviço quarentenário bem regulamentado é parte essencial do MIP. Em países onde a silvicultura industrial é feita com grandes monoculturas de espécies exóticas, como no Brasil, é importante identificar e tomar medidas adequadas para reduzir o risco de introduções. O controle biológico clássico e o uso de material resistente são as estratégias de manejo mais adequadas se essas pragas exóticas acabarem introduzidas de forma acidental (Wainhouse, 2005).

Medidas obrigatórias de controle

O controle legislativo também busca definir regulamentação e normas para silvicultores, de modo a reduzir ou evitar a disseminação de alguma praga-chave em determinada espécie florestal. Esses mecanismos legais criados em formas de leis, decretos e resoluções, normalmente, são de âmbito regional, onde a praga alvo causa problemas frequentes (Carrano-Moreira, 2014). Esses mecanismos são mais de caráter educativo do que punitivo e reforçam as boas práticas de manejo de pragas florestais, sendo altamente eficazes na redução da incidência e disseminação dessas pragas.

Em alguns países, existem leis que limitam o tempo em que toras podem ficar armazenados na floresta ou no plantio sem proteção contra insetos (Wainhouse, 2005). O uso de diferentes clones, em um plantio florestal, é muito importante do ponto de vista da fitossanidade, tanto que alguns países criaram mecanismos legais sobre o número mínimo de clones a serem utilizados no estabelecimento de plantios florestais (Muhs, 1993).

No Brasil, a Lei Estadual nº 9.482, de 24 de dezembro de 1991, do estado do Rio Grande do Sul, torna obrigatório o controle de *Oncideres impluviata* (Coleoptera: Cerambycidae) em plantios de acácia-negra (*Acacia mearnsii*) (Fabaceae) naquele estado, e inclui punição a quem descumprir. O Decreto nº 48.304, de 29 de agosto de 2011, regulariza essa lei. Já a Portaria nº 154/2011, da Secretaria de Agricultura, Pecuária e Agronegócio do Estado do Rio Grande do Sul, institui o uso do fogo em restos culturais, em plantios de acácia-negra, como medida sanitária contra *Oncideres* spp.. Diferentemente dos dois dispositivos anteriores, essa portaria obriga o controle de todas as espécies do gênero *Oncideres* atacando plantios de acácia-negra no Rio Grande do Sul (ver seção 15.7). A Portaria nº 280, de 15 de dezembro de 2016, da Agência de Defesa Agropecuária do Paraná (ADAPAR), regulamenta as exigências de métodos de monitoramento e controle da vespa-da-madeira em plantios de pinus no estado. Proprietários ou possuidores de árvores do gênero *Pinus*, com no mínimo sete anos de idade e em áreas com pelo menos cinco hectares contínuos, devem adotar métodos de amostragem e detecção da vespa-da-madeira (ver capítulo 16.4.4).

Outro exemplo é a Lei Federal nº 4.797, de 20 de outubro de 1965, que torna obrigatório o uso de madeiras tratadas por empresas concessionárias de serviços públicos. Essa lei faz com que madeiras utilizadas em serviços de utilidade pública, como o transporte ferroviário (p. ex.: dormentes) e serviços telefônicos e de fornecimento de energia elétrica (p. ex.: postes) sejam tratadas, assegurando

que essas peças resistam por mais tempo ao ataque de organismos xilófagos. A punição para a desobediência dessa lei é de multa de 5 a 20% do valor da madeira que não foi tratada.

Apesar de não exigir o controle de uma praga específica, a Lei nº 2.848, de 07 de dezembro de 1940, do Código Penal brasileiro, prevê pena de reclusão de dois a cinco anos, além de multa, para aqueles que difundirem, intencionalmente, doenças ou pragas em plantios agrícolas e florestais, florestas nativas ou animais no Brasil.

Lei dos agrotóxicos e receituário agrônomo

O uso de pesticidas é altamente regulado no mundo todo. A maioria dos países exige que os pesticidas, incluindo inseticidas, sejam registrados por agências governamentais especializadas, para usos específicos. Essas leis regem aspectos da fabricação, comercialização, armazenamento, segurança e recolhimento de embalagens de agrotóxicos. No Brasil, a Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989, conhecida como a “Lei dos Agrotóxicos”, legisla sobre a distribuição, a venda e o uso de pesticidas. Características de armazenamento, formulação, toxicidade, rotulagem e destinação das embalagens também são normatizadas. Todo pesticida usado, comprado e recomendado no Brasil, deve ser registrado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). O registro garante que eles sejam rotulados de maneira informativa e preventiva e, se usados de acordo com a bula, não causarão efeitos negativos a saúde humana, organismos não-alvo e ao ambiente.

O uso de inseticidas registrados deve ser consistente com as instruções contidas no rótulo do produto. As informações necessárias para registro de um inseticida são fornecidas pelo fabricante e podem incluir a molécula química do princípio ativo, risco alimentar e não-alimentar, risco para a saúde humana e organismos não-alvo, o destino ambiental e possíveis resíduos, entre outros (Ciesla, 2011). O Decreto nº 4074, de 4 de janeiro de 2002, regulamenta a “Lei dos Agrotóxicos” em relação à pesquisa, ao transporte, à propaganda comercial, à importação e à exportação, à inspeção e à fiscalização de agrotóxicos, entre outros aspectos.

A Lei nº 7.802 também determina a necessidade do receituário agrônomo. O receituário agrônomo, assim como uma receita médica, é um parecer técnico necessário para a compra e utilização de agrotóxicos, tornando o seu uso mais racional e mais eficiente. Engenheiros florestais e agrônomos, registrados no conselho da categoria, podem assinar o receituário. Nesse documento, são informados o nome do usuário, localização e nome da propriedade, área

que receberá o tratamento com pesticidas, espécies cultivadas, nome da praga, doença ou planta daninha causando problemas, nome comercial, quantidade e dose (L/ha, mL/kg, kg/ha, g/m²) do produto, época e modo de aplicação e registro junto ao conselho da categoria (Carrano-Moieira, 2014).

Inseticidas microbianos, semioquímicos e a base de extratos vegetais, como o óleo de nim, são geralmente classificados como “inseticidas biológicos”, “biopesticidas” ou “orgânicos”. O registro para esses produtos é bem menos rigoroso do que para inseticidas sintéticos. Enquanto o registro de um pesticida sintético demora anos para ser registrado no Brasil, um inseticida “biológico” é registrado em poucas semanas. Em 2018, tramitava no Congresso o Projeto de Lei nº 6299/2002, conhecida como o “PL do veneno”, que busca reduzir o tempo necessário para registro de pesticidas sintéticos. Esse projeto de lei tenta diminuir a burocracia do processo de registro de pesticidas, reduzindo o tempo e aumentando o número de produtos registrados disponíveis. Para isso, o novo texto prega que a competência para o registro, normatização e reavaliação dos pesticidas fique somente a cargo do Ministério da Agricultura, retirando essas funções dos órgãos federais da saúde (ANVISA) e do meio ambiente (IBAMA). Isso tem sido alvo de polêmicas já que, segundo os críticos da PL, o uso de agrotóxicos apresenta riscos à saúde e ao ambiente, e, por isso, não poderia sair da fiscalização desses órgãos.

REFERÊNCIAS

- CARRANO-MOREIRA, A.F. Táticas de modificação, regulação e controle de pragas. In: CARRANO, MOREIRA, A.F. (Ed) Manejo integrado de pragas florestais: fundamentos ecológicos, conceitos e táticas de controle. Technical Books, 349 pp, 2014.
- CIESLA, W. Management of forest insect pests. In: CIESLA, W. (Ed.). Forest entomology: a global perspective. Wiley-Blackwell, 416 pp., 2011.
- COSAVE. Ficha Informativa del Comité de Sanidad Vegetal (COSAVE). <http://www.cosave.org/pagina/ficha-informativa-del-comite-de-sanidad-vegetal-cosave>. 2018.
- IEDE, E.T. A CIPV e as normas internacionais de medidas fitossanitárias NIMF 15: a evolução dos tratamentos quarentenários de madeira. In: IEDE, E.T.; PENTEADO, S.R.C.; FILHO, W.R. (Eds) Anais do Seminário Internacional sobre Pragas Quarentenárias Florestais, Curitiba, Paraná, 20 a 22 de junho de 2012, p. 11-14, 2012.
- KAHN, R. P. Plant protection and quarantine. Vol. I. Biological concepts. CRC Press Boca Raton, 1989.
- MUHS, H. J. Policies, regulations and laws affecting clonal forestry. In: Clonal forestry. Vol. 2 Conservation and application (eds. M. R. Ahuja and W. J. Libby), pp. 215–227. Springer-Verlag, Berlin, 1993.
- WAINHOUSE, D. Plant health. In: WAINHOUSE, D. (Ed.) Ecological methods in forest pest management. Oxford University Press, 249 pp, 2005.

8. Controle silvicultural

PEDRO GUILHERME LEMES¹, LEANDRO SILVA DE OLIVEIRA¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

As mudas produzidas nos viveiros são destinadas ao plantio em campo ou em meio urbano, onde se espera que, em quase sua totalidade, desenvolvam-se até a idade de colheita ou durem muito tempo na arborização, mesmo vários anos após o plantio. Durante esse período, várias práticas de manejo podem ser usadas, de maneira integrada, visando reduzir os níveis populacionais das pragas (Wylie & Speight, 2012). Os problemas com pragas, muitas vezes, só são observados após o plantio das árvores em extensas áreas. Como, onde e o que plantar são decisões que o gerente florestal deve tomar e que tem o potencial de influenciar os possíveis danos gerados por pragas e doenças no plantio florestal (Wainhouse, 2005). Técnicas silviculturais podem ser usadas visando reduzir ou prevenir os problemas com insetos desde o plantio até a colheita. No entanto, dependendo da forma como são conduzidos os plantios florestais, podem-se criar condições favoráveis aos insetos, aumentando as chances de surtos ocorrerem ou podendo torná-los ainda piores (Wylie & Speight, 2012).

Controle silvicultural é qualquer alteração nos métodos de plantio, condução, manejo, colheita florestal ou em árvores urbanas, visando reduzir os danos causados por insetos e evitar condições que sejam favoráveis ao inseto alvo (Figura 1). De maneira geral, o controle pode ser alcançado em um local onde as ótimas condições para crescimento das árvores sejam diferentes da praga. Essa técnica baseia-se no conhecimento das condições que favorecem ou inibem o desenvolvimento, a sobrevivência e a reprodução de um inseto praga. O controle silvicultural não é tão difundido como outras técnicas de controle de pragas florestais, porque atua de maneira indireta e, geralmente, visa ao controle preventivo e a longo prazo (Barbosa & Wagner, 1989).

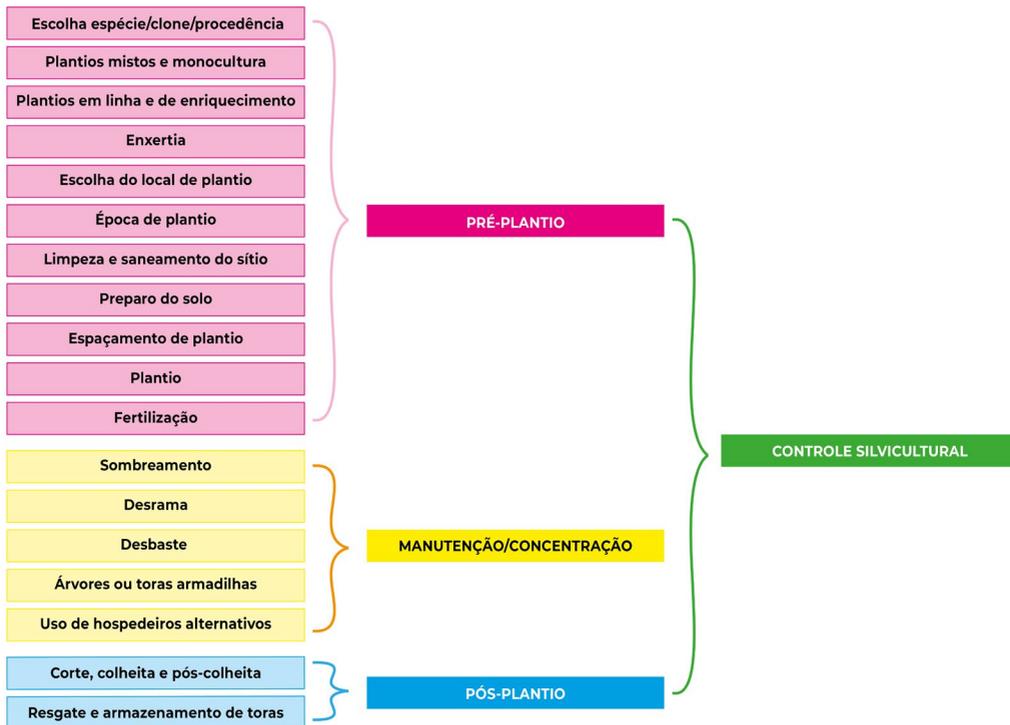


Figura 1. Exemplos de estratégias de controle silvicultural e fase da rotação em que podem ser aplicadas.

O controle silvicultural, apesar de muitas vezes ser efetivo e evitar as condições que levam aos surtos e ao dano, pode ser totalmente inviável. As recomendações de controle podem conflitar com objetivos comerciais do plantio, não sendo economicamente viável, podendo atrapalhar as operações de colheita florestal ou, ainda, resultar em outros efeitos indesejáveis. Por exemplo, um plantio equiâneo, com idade mais avançada, pode facilitar a mecanização da colheita, mas também aumenta as chances de ocorrência de surtos de pragas. Por outro lado, a assincronização do crescimento poderá reduzir a eficiência da colheita. Além disso, muitas espécies florestais não se desenvolvem bem em ambientes sombreados, característicos de talhões com idades diferentes (Barbosa & Wagner, 1989).

Os efeitos das operações silviculturais, como o desbaste, são bastante complexos. Além de alterar a densidade das árvores, pode provocar mudanças no microclima, na dinâmica de crescimento do talhão e na vegetação do sub-bosque. Essas mudanças podem afetar os organismos de diferentes maneiras, podendo causar efeitos positivos ou negativos nos níveis de dano. Portanto, deixar de

usar certas técnicas silviculturais no manejo de pragas, pode ser tão importante quanto usá-las.

Outro exemplo, de como o manejo florestal pode contribuir para o manejo de pragas é a seleção de espécies ou clones adaptados, evitando, assim, plantas que são sabidamente suscetíveis a pragas (Wainhouse, 2005). As táticas adotadas para uma praga alvo, idealmente, deveriam ser baseadas no conhecimento da biologia e ecologia da praga, da dinâmica do talhão e de como esses fatores podem afetar tanto a abundância, quanto o dano causado pela praga (Wainhouse, 2005). As técnicas silviculturais no manejo de pragas não se resumem apenas aos desbastes e seleção de espécies, mas também a todas aquelas relacionadas às condições edafoclimáticas do local de plantio, ao preparo do terreno antes do plantio e manejo da madeira no pós-colheita, além do gerenciamento do plantio em situações de desastres, como incêndios florestais e quebra de árvores pelo vento (Wainhouse, 2005).

O sucesso do controle silvicultural poderá ser definido pela (i) precisão dos dados sobre os fatores que afetam a densidade populacional e a sobrevivência da praga; (ii) a viabilidade econômica e técnica das operações silviculturais necessárias; (iii) a interferência dessas manipulações nos objetivos finais do manejo florestal e; (iv) o tempo necessário para que as técnicas silviculturais tenham efeito sobre a praga. Os principais fatores que determinam a sobrevivência e a densidade populacional de um inseto alvo são alimento (qualidade e quantidade do hospedeiro), inimigos naturais e o microclima. Logo, o controle silvicultural busca diminuir a disponibilidade de hospedeiro, melhorar sua resistência e a efetividade dos inimigos naturais, além de proporcionar um microclima desfavorável ao inseto alvo (Barbosa & Wagner, 1989).

O controle silvicultural pode fornecer táticas eficientes de controle e proteção a injúrias causadas por insetos. Apesar dessas técnicas terem efeito indireto, com respostas mais lentas na dinâmica populacional das pragas e com resultados a longo prazo, elas diminuem a ocorrência de surtos no plantio (Barbosa & Wagner, 1989). Nesse capítulo, serão abordadas técnicas silviculturais usadas em diferentes fases do manejo florestal e, quando possível, exemplos da silvicultura brasileira serão utilizados.

Escolha da espécie, procedências e clones

A escolha da espécie, da procedências e de clones adequados às condições edafoclimáticas do local de plantio é, muitas vezes, ignorada, quer seja para a constituição de áreas comerciais ou na arborização urbana. Quando isso ocorre, as árvores podem se desenvolver mal, perdendo o seu vigor vegetativo, aumentando o risco de incidência, diminuindo a resistência ao ataque de pragas e a capacidade de recuperação de injúrias. Estudos sobre a escolha de espécies e seleção de materiais genéticos superiores concentram-se apenas em empreendimentos de maior porte no Brasil. Estudos detalhados sobre a espécie que se pretende introduzir são conduzidos em relação à ecologia, à qualidade da madeira, à susceptibilidade a pragas e doenças, etc. Através do conhecimento detalhado da espécie e de testes experimentais em programas de melhoramento, pode-se avaliar se ela terá ou não condições de suprir as exigências de mercado e, provavelmente, adaptar-se às novas condições ecológicas.

A escolha de materiais genéticos, espécies, procedências ou clones para plantio em determinado sítio, parte do princípio de que uma determinada região possui características ambientais e de microclima com potenciais e limitações ao crescimento vigoroso da futura árvore. Outro fator importante na escolha é ter conhecimento se a espécie, na sua zona de ocorrência natural, apresenta problemas fitossanitários muito graves. Muitas espécies extremamente valiosas, tais como o cedro (*Cedrella fissilis*) (Meliaceae) e o mogno (*Swietenia macrophylla*) (Meliaceae), são intensamente atacadas por insetos, inviabilizando o estabelecimento de plantações.

Em situações nas quais as pragas exibirem certa preferência por uma espécie florestal hospedeira, pode se evitar a utilização dessa espécie e usar uma espécie não-hospedeira, pretendendo, assim, reduzir os danos causados (Barbosa & Wagner, 1989). Por exemplo, em plantios de *Corymbia citriodora*, com grandes surtos da vespa-da-galha-do-citriodora (*Epichrysocharis burwelli*) (Hymenoptera: Eulophidae), deve-se escolher outra espécie de eucalipto para ser plantada, já que essa praga é bastante específica. No entanto, nem sempre a troca de uma espécie por outra irá resolver o problema. Na década de 80, os plantios de *E. cloeziana*, em Minas Gerais, estavam sendo fortemente atacados por lagartas-desfolhadoras. Por outro lado, foi descoberto que a espécie *E. camaldulensis* era muito resistente a essas pragas, então, a maioria dos plantios foram substituídos por clones com essa espécie. Entretanto, ela é altamente suscetível aos insetos sugadores exóticos que adentraram ao Brasil, nos anos 2000, como

o psilídeo-de-concha (*Glycaspsis brimblecombei*) (Hemiptera: Aphalaridae) e o percevejo-bronzeado (*Thaumastocoris peregrinus*) (Hemiptera: Thaumastocoridae), os quais causaram grandes problemas a esses plantios.

De maneira geral, espécies florestais classificadas como secundárias ou clímax na região de ocorrência natural são menos tolerantes, em função de perda de vigor vegetativo e, portanto, tornam-se mais suscetíveis ao ataque de pragas (Barbosa & Wagner, 1989). Na arborização urbana, espécies exóticas são recomendadas para plantio somente quando existirem estudos de adaptação ou experiências práticas de seu uso nos locais pretendidos ou, ainda, em casos particulares, se são espécies análogas em ecologia a espécies secundárias (ou clímax) nativas (Westveld et al., 1950).

Plantios mistos e monocultura

A manutenção de uma maior biodiversidade é uma tática silvicultural importante e que pode reduzir os danos de insetos-praga. No entanto, os plantios florestais comerciais de muitos países são constituídos essencialmente por poucas espécies, em sua maioria, exóticas, adaptadas às condições edafoclimáticas, com rápido crescimento e com uso múltiplo (Ciesla, 2011). No Brasil, existem aproximadamente 8 milhões de hectares de plantios florestais, dos quais 5,6 milhões são com eucalipto e 1,6 milhões com pinus (IBÁ, 2017). A atividade florestal concentrada apenas na exploração de um ou dois gêneros florestais para os plantios pode aumentar o risco de um inseto nativo adaptar-se às grandes áreas de monocultura ou de uma praga exótica ser introduzida e se estabelecer (Ciesla, 2011). Um exemplo dessa situação foi constatado pelo ataque da *Hypsi-pyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae), popularmente conhecida como broca-das-meliáceas, atacando frutos de mogno-africano (*Khaya ivorensis*) em Minas Gerais (Lemes et al., 2019).

A diversificação do plantio também pode ser feita com árvores de idades diferentes. Mesmo que uma dada espécie predomine em uma grande extensão de área, a variação na idade pode reduzir os danos causados por insetos. Essa tática funciona melhor com insetos cujo incremento populacional é favorecido com a presença de árvores mais maduras (Barbosa & Wagner, 1989). Por exemplo, áreas extensas de monoculturas com dominância de árvores maduras de uma espécie ou clone de eucalipto preferido são importantes no desenvolvimento de espécies como o percevejo-bronzeado. Por outro lado, áreas com dominância de árvores jovens são mais vulneráveis a surtos da vespa-da-galha (*Leptocybe invasa*) (Hymenoptera: Eulophidae).

Uma das afirmações mais comuns na silvicultura é que árvores plantadas em sistemas de monocultura estão mais propensas a problemas com pragas do que aquelas em sistemas mistos (Wylie & Speight, 2012). Um talhão, onde todos os indivíduos pertencem à mesma espécie, é conhecido como monoespecífico. Uma monocultura, na verdade, é um cenário onde ocorre uma sucessão de um talhão puro por outro com a mesma espécie (Wormald, 1992). No entanto, se considerarmos que monocultura é um plantio ou floresta dominada por uma única espécie arbórea, então é possível dizer que até em florestas naturais podem ocorrer monoculturas. É o caso de muitas florestas em regiões temperadas, dominadas totalmente por apenas uma espécie. No entanto, esses ecossistemas, mesmo com dominância de uma única espécie arbórea, têm uma alta biodiversidade vegetal, animal e microbiana, além de variação na idade e genética das árvores. Já os monocultivos plantados, principalmente aqueles que muitos chamam de “florestas de produção”, são ambientes menos diversos, com mesma idade e, em alguns casos, com baixíssima ou nenhuma variabilidade genética, como é o caso dos plantios clonais (Wylie & Speight, 2012).

A ideia central que explica os surtos em monoculturas refere-se à oferta de alimento, aos locais de reprodução, aos abrigos, etc., disponível para pragas que, em sua maioria, são especialistas. Se uma árvore hospedeira é muito apropriada para esse inseto, e todo o plantio é feito com essa espécie, então a praga terá recursos praticamente ilimitados e surtos serão esperados. Os insetos passam a ter mais dificuldades na localização e utilização de hospedeiros conforme se misturam as espécies de árvores em uma área de plantio, reduzindo os danos.

No entanto, nem sempre os plantios mistos reduzem os danos com pragas. Plantar o mogno (*S. macrophylla*) em plantio misto com *E. urophylla* no Brasil reduziu de 71 para 25% a incidência com a broca-das-meliáceas (Neto et al., 2004), mas no México, os níveis de infestação foram semelhantes em monoculturas ou plantios mistos (Perez-Salicrup & Esquivel, 2008).

Plantios em linhas e plantio de enriquecimento

As técnicas de plantio em linha e de enriquecimento normalmente são usadas em florestas tropicais secundárias com manejo para extração de toras, tanto para a regeneração de espécies nativas, quanto para espécies florestais economicamente importantes que não se desenvolvem bem em condições de plantio. Linhas ou faixas de vegetação são limpas dentro da floresta e as mudas das árvores de interesse são plantadas (Wylie & Speight, 2012).

O efeito sobre o ataque de pragas de insetos, no entanto, pode variar. Em florestas de Gana, o mogno-africano (*Khaya ivorensis*) (Meliaceae) plantado em floresta úmida semidecídua, teve menor taxa de ataque de *Hypsipyla robusta* (Lepidoptera: Pyralidae) em condições de sombra densa comparada ao céu aberto (Opuni-Frimpong et al., 2008). No entanto, o crescimento nessas condições é muito lento e limita o uso dessa técnica. O cedro (*Cedrela* spp.) e o mogno (*Swietenia* spp.) plantados em linhas dentro da Amazônia peruana não apresentaram redução dos ataques da broca-das-meliáceas (Yamazaki et al., 1990). Isso pode ter ocorrido devido à grande suscetibilidade dessas espécies e à habilidade extremamente eficiente da praga em encontrar o hospedeiro. Mudanças de *S. macrophylla* plantadas em áreas abertas dentro da floresta pelo corte seletivo de madeira, tiveram redução nos ataques da broca e maior crescimento em altura, em comparação àquelas oriundas de regeneração natural (Lopes et al., 2008).

Enxertia

A enxertia é o processo de inserção da parte superior de uma planta em outra, através da implantação do ramo, gema ou borbulha da planta a ser multiplicada (cavaleiro) sobre o porta-enxerto (cavalo). A aplicação de maior sucesso da enxertia na área florestal corresponde à enxertia de copa praticada em seringueira (*Hevea brasiliensis*), pela qual se procede a substituição da copa por outra copa resistente dos clones produtivos, porém susceptíveis ao fungo *Microcyclus ulei*, agente causador da doença do “mal-das-folhas”.

Com relação aos aspectos entomológicos, plantas enxertadas em espécies ou variedades resistentes também podem sofrer menos danos pelas pragas. Enxertos de *Cedrella odorata* (Meliaceae), suscetível a *H. grandella*, foram colocados em porta-enxertos de *Toona ciliata* (Meliaceae), espécie resistente, demonstrando que enxertar espécies suscetíveis em porta-enxertos resistentes afeta a sobrevivência e o desenvolvimento das larvas dessa broca (Perez et al., 2010).

Escolha do local de plantio

Gerentes florestais estão sempre envolvidos na definição dos locais do futuro plantio ou na implementação de um projeto de arborização urbana. Isso pode incluir tanto a seleção de um sítio adequado, bem como a reforma de uma área recém-colhida. A escolha adequada do sítio permite que o referido seja capaz de propiciar condições ideais para o desenvolvimento das árvores, além de não apresentar estresses e, assim, garantir que a futura árvore tenha pleno vigor (Barbosa & Wagner, 1989).

A remoção de árvores e a presença de restos vegetais na área de plantio podem fornecer condições que aumentem o número de espécies de insetos-praga e, conseqüentemente, tornar difícil o estabelecimento de novas mudas. Ainda são escassos estudos sobre o efeito do preparo desses locais sobre a incidência ou severidade de futuros surtos de pragas. Nesse aspecto, mesmo quando as árvores são plantadas dentro de sua área endêmica, o local selecionado deve fornecer as condições necessárias para que elas cresçam com vigor. As árvores urbanas podem ter que conviver com altas concentrações de poluentes do ar, solos compactados, baixa umidade e pouco espaço para o crescimento radicular (Barbosa & Wagner, 1989).

O uso de ferramentas associado a geotecnologias, que permitem auxiliar no manejo silvicultural dos plantios, agilizando a tomada de decisões, têm sido implementadas na área florestal, constituindo o que se nomeia “silvicultura de precisão” (Casaroli et al., 2018). A geração de mapas temáticos destaca-se dentre as diversas possibilidades que o geoprocessamento oferece no ramo florestal. O geoprocessamento possibilita uma simulação de determinada situação complexa, representada em mapas de fácil interpretação (Panichelli & Gnansounou, 2008). Através desta ferramenta, podem-se definir em formas de zoneamentos, regiões com maior aptidão para plantio de determinada espécie, relacionando fatores como precipitação, temperatura, unidades de conservação e classificação de solos.

Dados de temperatura e precipitação, fatores importantes para o desenvolvimento da espécie em questão, são utilizados, na maioria das vezes, na elaboração dos zoneamentos edafoclimáticos para espécies florestais, além de outros fatores relevantes (Ribeiro, 2011; Castro, 2009; Brito, 2013; Casaroli et al., 2018). No Brasil, já foram realizados estudos sobre zoneamentos edafoclimáticos para diferentes espécies florestais, como por exemplo, eucalipto e pinus (Ribeiro, 2011 e Castro, 2009, Flores et al., 2016).

Os números de trabalhos relacionados ao zoneamento edafoclimáticos, entretanto, são baixos no que tange ao número de espécies florestais, o que restringe a implantação de plantios de diversas espécies. Acrescenta-se, ainda, a ausência de informações sobre a adaptação em diferentes regiões, inclusive no que atine à ocorrência de pragas e doenças. Isso representa um entrave para a expansão dos plantios, especialmente no caso do Brasil, devido às grandes extensões de terras e à ampla diversidade nas características de solos e condições climáticas.

Época de plantio

A escolha da época de plantio pode inviabilizar o encontro entre o estágio mais vulnerável das árvores e o surto populacional da praga, reduzindo o sucesso do estabelecimento da praga e os danos causados. Por exemplo, o besouro-amarelo-do-eucalipto (*Costalimaita ferruginea*) (Coleoptera: Chrysomelidae) tem maior incidência nos meses de novembro e dezembro na região Sudeste. Portanto, nesses locais, deve-se iniciar o plantio preferencialmente em janeiro, quando a população desses insetos é menor (Carrano-Moreira, 2014). Em geral, no setor florestal, os plantios são realizados preferencialmente no período de maior pluviosidade com vistas de garantir maior sobrevivência das mudas plantadas. Dessa forma, a tomada de decisão da definição da melhor época de plantio considera diversos aspectos, sejam eles econômicos ou silviculturais. As situações, nas quais a ocorrência de determinadas pragas seja decisiva para o sucesso do empreendimento florestal, poderão ser decisivas para a escolha da época de plantio.

Limpeza e saneamento do sítio de plantio

Atividades de desrama, desbaste, poda e colheita podem deixar muito material vegetal que serve como local de reprodução para muitas pragas, a menos que algo seja feito com esses resíduos. Simplesmente, deixá-los amontoados aos lados, enleirados na vizinhança do plantio, pode ser um problema já que muitas pragas serão atraídas para esses locais. Vários insetos como besouros broqueadores das famílias Cerambycidae e Curculionidae (principalmente sub-famílias Platypodinae e Scolytinae) podem se desenvolver nesses materiais. Esses insetos, quando ocorrem em surtos populacionais por conta da oferta de material vegetal deixado no campo, podem causar problemas em árvores vivas e vigorosas (Speight & Wainhouse, 1989). Não é possível remover todos os restos vegetais resultantes das operações florestais, mas pelo menos os pedaços maiores devem ser removidos, descascados, picados ou, em último caso, queimados (Wylie & Speight, 2012).

O uso de herbicidas ou capina manual com enxada, para o controle de plantas daninhas, em plantios jovens, deve ser feito com cuidado para evitar a deriva e injúrias mecânicas nas árvores. Árvores jovens de pinus, afetadas pela deriva de herbicidas ou golpes de enxada, ficam mais predispostas ao ataque do gorgulho *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) (ver capítulo 16.4.3) (Iede et al., 2007).

Preparo do solo

O preparo do solo, antes do plantio, pode favorecer o desenvolvimento e sobrevivência das árvores e diminuir os danos por pragas (Wainhouse, 2005). Alguns métodos que alteram as condições locais do solo, diminuindo a competição com plantas daninhas e aumentando disponibilidade de nutrientes são a aração, a gradagem e a subsolagem.

O revolvimento de camadas superficiais do solo pode controlar algumas pragas, provocando o ressecamento quando são expostas ou matando diretamente as fases de vida desses insetos que habitam o solo (Carrano-Moreira, 2014). A gradagem em plantios de eucalipto atacados por *Psorocampa denticulata* (Lepidoptera: Notodontidae) foi utilizada para controle das pupas (Zanetti, 2005). Ninhos de saúva na fase inicial e de quenquéns, além de alguns cupinzeiros, quando superficiais ou com menos de meio metro de profundidade, podem ser controlados mecanicamente através da aração (Anjos et al., 1998).

O número de empreendimentos florestais que adotam práticas de cultivo mínimo e plantio direto tem crescido devido a uma maior preocupação ambiental (Carrano-Moreira, 2014). A adoção do cultivo mínimo em larga escala, no preparo do solo, acarretou no emprego da subsolagem como principal atividade na etapa de implantação do plantio, principalmente em áreas de reforma. O cultivo mínimo pode ser positivo para reduzir problemas com cupins-de-raiz em plantios de eucalipto. A presença de maior quantidade de matéria orgânica sob o solo faz com que os cupins tenham uma fonte de alimento alternativa e ataquem menos as raízes das mudas recém-plantadas. As rainhas de *Atta* spp. preferem formar suas colônias em locais mais limpos, e, por isso, em locais com cultivo mínimo, há uma menor densidade de saúveiros. Por outro lado, em áreas de cultivo mínimo é mais difícil a localização de ninhos de formigas-cortadeiras de pequenas dimensões, para realizar o combate pré-plantio.

Espaçamento de plantio

A densidade de árvores, na maioria dos plantios, é determinada pelos objetivos do manejo e pelas características locais. Durante o plantio, as árvores são distribuídas com certa distância entre si, entre linhas e entre plantas. Geralmente, a parte econômica e os objetivos do manejo irão determinar o número de árvores no plantio. O número de árvores deve ser suportado por um sítio adequado, no qual as árvores poderão se estabelecer e desenvolver.

O espaçamento de plantio pode exercer uma importante interferência em surtos de pragas. Números ideais para o espaçamento entre plantas e a área basal já foram formulados para algumas pragas nos Estados Unidos (Barbosa & Wagner, 1989). O critério produtivo e econômico tem determinado a escolha do espaçamento a ser adotado nos plantios comerciais, principalmente para eucalipto e pinus, sendo as pragas deixadas em segundo plano.

Em alguns casos, uma densidade maior de árvores pode ser plantada, permitindo alguma perda para pragas, minimizando os prejuízos na produtividade final. Essa estratégia pode não ser viável em plantios com árvores matrizes, como em áreas de produção de sementes dentro de programas de melhoramento (Wainhouse, 2005). Nos projetos florestais, principalmente destinados à produção de madeira para serraria, à medida que as árvores crescem, são comuns os regimes de desbaste, refletindo no aumento do vigor das árvores remanescentes e reduzindo a competição por recursos (Barbosa & Wagner, 1989).

As árvores, quando crescem muito adensadas, acabam suprimidas e perdem vigor, o que pode provocar a infestação de pragas secundárias. Por outro lado, árvores muito espaçadas podem sofrer com a forte insolação e os ventos, além de não poder garantir um retorno financeiro adequado (Barbosa & Wagner, 1989).

Plantio

Assim que a estratégia de plantio for definida, as mudas devem ser transferidas do viveiro para o local definitivo de plantio. Algumas espécies podem necessitar de controle químico preventivo, como é o caso do eucalipto que, normalmente, necessita de proteção contra os cupins-de-raiz. Contudo, algumas técnicas silviculturais também podem ser importantes para evitar problemas com pragas. Todo e qualquer estresse deve ser evitado, para não atrair os insetos e manter o vigor para o estabelecimento da muda no campo. Por exemplo, deve-se evitar o transporte de mudas na parte de trás de caminhões abertos por longos períodos em dias muito quentes e ensolarados. Mudas muito velhas, comumente denominadas de “passadas”, também podem ser um problema (Wylie & Speight, 2012).

Mudas que serão usadas podem sofrer estresse abiótico devido às condições de produção, armazenamento e transporte ao sítio de plantio. O estresse causado pelo transplante pode diminuir a resistência ou a tolerância da planta ao ataque de pragas e patógenos. Enovelamento e seca de raízes das mudas e

armazenamento prolongado podem reduzir o sucesso de estabelecimento e o crescimento inicial das mudas (Wainhouse, 2005).

Pragas e patógenos associados às árvores do ciclo anterior podem atacar as mudas recém-plantadas em plantios onde será conduzida a reforma. Essas pragas correlacionadas ao dano, que pode aumentar devido ao antigo ambiente do plantio ou pela rotação adotada no manejo florestal, são conhecidas como “pragas silviculturais” (Wainhouse, 2005). Besouros cai-cai do gênero *Lampetis* e *Psiloptera* (ver capítulo 15.5.7), que não causam grandes problemas em plantios adultos de eucalipto, podem inviabilizar a condução de rebrotas por atacar os ramos e ponteiros. O destocamento após o corte raso, visando eliminar fontes de alimento e reprodução, pode ser efetivo, apesar de ser um método de controle muito trabalhoso e, muitas vezes, inviável economicamente (Wainhouse, 2005).

Fertilização mineral

O uso de fertilizantes em plantios florestais, geralmente, está relacionado ao estabelecimento de novos plantios para melhorar as condições do solo e suprir as demandas nutricionais das espécies plantadas, produzindo árvores mais vigorosas. Entretanto, a fertilização também pode ser uma forma de melhorar a resistência das árvores a algumas pragas. A fertilização além de aumentar a concentração de nitrogênio, pode também diminuir a de compostos secundários a base de carbono (Koricheva et al. 1998; Wainhouse et al. 1998; Warren et al. 1999). Menos carbono é alocado para esses compostos quando o crescimento é estimulado pela adubação. Porém, as árvores nem sempre respondem da mesma maneira à fertilização. A fertilização pode afetar a nutrição e a defesa de uma única árvore, mas também pode gerar efeitos em nível de talhão, que poderão influenciar os danos com pragas e patógenos (Wainhouse, 2005).

As mudas, crescendo rapidamente, podem ficar suscetíveis por menos tempo e o aumento do número de folhas pode deixá-las mais tolerantes ao desfolhamento (Wainhouse, 2005). Por outro lado, em alguns casos, pode ocorrer exatamente o contrário (Carrano-Moreira, 2014). Fatores como o grau de especialização hospedeira, os hábitos alimentares e a intimidade da associação com o hospedeiro podem influenciar a resposta do inseto a fertilização da sua planta hospedeira (Mattson, 1980; Price, 1991; Kytö et al., 1996).

Insetos que se desenvolvem de maneira muito ligada aos seus hospedeiros (p. ex.: brocas de ponteiros, insetos galhadores e pulgões), geralmente, aumentam sua densidade populacional em árvores com crescimento vigoroso induzido

pela fertilização. Por outro lado, algumas pragas podem apresentar baixa ou nenhuma alteração na severidade de danos frente aos teores de nitrogênio do seu hospedeiro, bem como se alimentar apenas de partes da árvore, em que o teor de nitrogênio tenha pouca alteração em resposta à fertilização (Wainhouse, 2005).

O boro (ácido bórico) não foi eficiente para o controle da broca-das-meliáceas (*Hypsipyla grandella*) (Lepidoptera: Pyralidae) quando aplicado em mudas de mogno, mas melhorou o desenvolvimento das plantas (Conde, 2006). A aplicação de ácido bórico, via pulverização aérea, também foi recomendada para o controle dos psilídeos-de-ponteiros (*Ctenarytaina spatulata*) (Hemiptera: Aphalaridae) em plantios adultos de eucalipto. Os plantios com eucalipto adubados com fósforo tiveram redução de 35% no desfolhamento por saúva-limão (*Atta sexdens rubropilosa*) (Hymenoptera: Formicidae: Attini) (Anjos, 2004). Plantios de eucalipto bem nutridos também podem ser menos suscetíveis a lagartas-desfolhadoras (Wilcken, 2008).

Sombreamento

Há, na literatura, alguns exemplos do efeito do sombreamento na proteção de plantios florestais contra as injúrias provocadas por pragas (Wylie & Speight, 2012). Plantar o mogno sob a sombra de outras árvores foi sugerido como estratégia para redução dos danos causados por *Hypsipyla* spp.. Estudos com sombreamento artificial demonstraram redução na oviposição e no peso das pupas destes insetos (Mahroof et al., 2002).

Desrama ou poda

A desrama ou poda dos ramos de uma árvore é uma prática silvicultural que agrega valor à madeira a ser produzida em um povoamento florestal. No entanto, a referida pode ser empregada na arborização urbana com diferentes objetivos, seja para formação, adequação, limpeza e, em último caso, de emergência com a retirada de árvores que colocam em risco à segurança de pessoas e da infraestrutura urbana.

Os galhos mais baixos das árvores são removidos manualmente, à medida que crescem em muitos plantios florestais. A desrama pode melhorar a qualidade do fuste e da madeira, facilitar o acesso de trabalhadores e de máquinas, reduzir os riscos de incêndios; ou, em sistemas agroflorestais, fornecer lenha ou forragem animal (Evans & Turnbull, 2004). Dependendo da maneira como é

realizada, as feridas resultantes da desrama podem se tornar vias de entrada para insetos que, em condições normais, seriam incapazes de invadir as árvores. Por isso, é necessário cuidado para não deixar grandes injúrias mecânicas no tronco ou nos tocos dos galhos (Wylie & Speight, 2012). Outro desafio é definir o que será feito com o material podado, se o referido não for utilizado, sendo a alternativa mais prática deixá-lo depositado sobre o solo nos plantios desbastados (Wainhouse, 2005).

Muitos produtores florestais removem os galhos com facas ou facões, deixando tocos compridos nos fustes e danificando a casca. O uso de ferramentas com o corte em serra é recomendado, já que remove os galhos tão rápido quanto instrumentos com lâminas de corte e, ao mesmo tempo, faz um corte mais preciso e rente ao fuste (Wilson, 1993). A poda, apesar desses riscos, pode ser usada no controle silvicultural de pragas. Galhos e ramos infestados com pragas podem ser cortados e destruídos (Wylie & Speight, 2012).

A poda já foi sugerida como medida silvicultural no controle de *Hypsipylla* spp., em plantios de mogno (*Swietenia* spp.), na Costa Rica. Galhos e ponteiros com sinais de broqueamento são cortados e destruídos (Cornelius, 2001), permitindo que brotos novos ou não infestados tenham dominância apical (Wylie & Speight, 2012). A poda de galhos mais baixos de *Eucalyptus globulus* (Myrtaceae), durante o verão, foi recomendada na Austrália (Collett & Neumann, 2002). Esse processo pode acelerar o desenvolvimento em altura e o fechamento da copa, o que dificulta os surtos de alguns insetos desfolhadores.

A poda pode melhorar a qualidade do tronco em algumas espécies florestais no final do ciclo, mas também pode aumentar a vulnerabilidade às pragas e aos patógenos. A remoção de grande parte da folhagem durante as podas pode causar perda de área fotossinteticamente ativa, o que pode aumentar a suscetibilidade a algumas pragas (Christiansen & Fjone, 1993; Solheim et al., 1993).

Desbaste

O desbaste é a principal atividade silvicultural para aperfeiçoar a produtividade e qualidade da madeira na colheita final (Evans 1992; Savill et al., 1997). A densidade inicial dos talhões jovens é progressivamente reduzida após uma série de desbastes durante o ciclo da cultura, reduzindo a competição por luz, água e nutrientes e mantendo o plantio vigoroso. A redução da densidade das árvores também produz efeitos no talhão como um todo. Por exemplo, pode afetar o microclima dentro do talhão e a vegetação do sub-bosque. Em talhões

de espécies mistas ou florestas naturais, o desbaste pode alterar a composição de espécies (Wainhouse, 2005).

Nas operações de desbaste seletivo, árvores doentes ou infestadas são removidas, mantendo um talhão saudável e eliminando o foco da infestação. O desbaste conduzido especialmente para retirar árvores atacadas por pragas ou patógenos é referido como “desbaste sanitário”. Essa técnica é mais apropriada para controle de pragas que atacam árvores individualmente, como cochonilhas que colonizam os troncos e galhos, e alguns besouros broqueadores, principalmente aqueles com desenvolvimento lento. Em talhões com árvores jovens, a recomendação principal é remover árvores que podem atuar como foco da infestação no talhão, reduzindo o incremento populacional e a dispersão da praga. Em talhões com árvores mais velhas e atacadas, os “desbastes de resgate” podem ser usados para remover as árvores antes que percam seu valor comercial (Wainhouse, 2005). O período, a intensidade do desbaste e o critério usado na escolha das árvores a serem removidas são a base para o uso dessa técnica como método silvicultural de controle (Wainhouse, 2005).

A redução da densidade das árvores pode recriar condições de abertura de copas semelhantes a talhões jovens, podendo favorecer algumas pragas. De maneira semelhante, as árvores nas bordas do talhão, seja pelo corte raso ou pela construção de estradas, são expostas a condições ambientais mais estressantes, tais como maior intensidade de ventos, déficit hídrico, radiação solar e luminosidade em comparação ao interior do talhão, podendo afetar a suscetibilidade dessas árvores às pragas (Wainhouse, 2005). O desbaste também pode aumentar os danos de pragas que utilizam os tocos ou restos vegetais resultantes dessas operações (Wainhouse, 2005).

Árvores que antes ficavam completamente sombreadas podem ficar expostas diretamente à insolação após o desbaste. Isso pode aumentar a temperatura da casca e afetar o desenvolvimento e o voltinismo de alguns insetos, como broqueadores. Alguns insetos desfolhadores também podem ser favorecidos pela exposição das árvores, principalmente nas bordas, como resultado de mudanças nutricionais nas árvores expostas (Nealis & Lomic, 1994; Kouki et al., 1997).

O processo de colheita e extração das árvores do desbaste pode provocar injúrias mecânicas nos troncos das árvores. As raízes também podem ser danificadas diretamente, ou indiretamente, através da compactação causada pelo trânsito de máquinas pesadas. Essas injúrias podem resultar na entrada de fungos (Hessburg et al., 2001; Vasiliauskas, 2001) e facilitar o ataque de besouros broqueadores.

A alta densidade de árvores por talhão pode facilitar a dispersão de algumas pragas. O desbaste pode aumentar a intensidade do ataque e o período de vulnerabilidade das árvores a pragas como broqueadores de ponteiros, que atacam árvores jovens em talhões menos densos e antes do fechamento da copa (Berisford, 1988).

As mudanças que ocorrem nos talhões após os desbastes são muito complexas e tornam difícil prever como cada inseto irá responder a esta prática silvicultural. Além disso, é impreciso separar os efeitos da mudança na densidade de árvores do talhão daqueles ligados ao microclima ou do crescimento das árvores. No entanto, algumas medidas genéricas de manejo silvicultural dos talhões para o manejo de pragas existem (Wainhouse, 2005). No Brasil e em vários países, onde a vespa-da-madeira *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae) estabeleceu-se, talhões muito adensados de *Pinus* spp. são muito suscetíveis ao ataque dessa praga. Por isso, o desbaste é uma das principais táticas silviculturais no manejo dessa praga (Gaiad et al., 2003; Dodds et al., 2007).

Árvores ou toras armadilhas

Muitos insetos, especialmente pragas secundárias como as brocas de madeira, preferem infestar árvores caídas ou derrubadas ao invés daquelas em pé. Por isso, árvores estressadas podem ser usadas para proteger os plantios. Algumas árvores de um talhão podem ser sacrificadas e usadas em uma tática conhecida como árvores ou toras armadilhas. Um pequeno número de árvores em talhões suscetíveis ao ataque de pragas broqueadoras, em estresse por déficit hídrico ou por desfolhamento, por exemplo, é abatido e as toras empilhadas produzindo estímulos que atraem possíveis pragas. Assim que as toras armadilhas são infestadas, elas podem ser queimadas, descascadas ou receber tratamento com inseticida para eliminar os insetos antes que uma nova geração emerja (Wylie & Speight, 2012). Essa tática, no entanto, tem poucos exemplos de uso no Brasil. Um exemplo é o uso para monitoramento e controle da vespa-da-madeira no sul do país (Bedding & Iede, 2005). Árvores vivas são estressadas com doses de herbicida, e se tornam atrativas para a oviposição da vespa. Em seguida, essas árvores são monitoradas em busca de sinais da praga e, se necessárias, medidas de controle biológico são tomadas (ver capítulo 16.4.4).

Uso de hospedeiros alternativos e manipulação da cobertura vegetal

A presença de um sub-bosque não competitivo pode evitar o estabelecimento de novos ninhos de formigas-cortadeiras. As rainhas preferem áreas limpas e sem cobertura vegetal para a formação de novas colônias, pois facilita a escavação e a presença de inimigos naturais é menor (Anjos et al., 1998). A densidade de saúveiros pode ser até 18 vezes maior em áreas limpas em comparação a áreas com cobertura vegetal (Almeida et al., 1983).

Muitas pragas florestais brasileiras, que utilizam mirtáceas nativas como hospedeiro, acabam utilizando o eucalipto como hospedeiro alternativo (Carraño-Moreira, 2014). Logo, os remanescentes de florestas com espécies nativas na bordadura do plantio podem servir tanto como reservatório de pragas quanto de inimigos naturais (Speight et al., 2008). A eliminação das plantas de maricá (*Mimosa bimucronata*) (Fabaceae), hospedeira nativa do serrador-da-ácacia-negra (*Oncideres impluviata*) (Coleoptera: Cerambycidae), deve ser feita em áreas de vegetação nativa próxima aos plantios de acácia-negra (*Acacia mearnsii*) (Fabaceae) para reduzir a disseminação dessa praga nos plantios.

A adoção de faixas ou ilhas vegetação nativa entre os plantios, conhecido como plantio em mosaico, compreende uma estratégia amplamente utilizada para manipular a cobertura vegetal. Áreas de vegetação nativa da propriedade, como as áreas de preservação permanente (APPs) e áreas de reserva legal (RL) são mantidas próximas aos talhões dos plantios florestais. Esse manejo dos plantios torna o ecossistema mais heterogêneo, favorecendo a proliferação e a manutenção de inimigos naturais e fontes alternativas de alimento para as pragas (Santos et al., 2002).

A manutenção ou o estabelecimento de reservas de vegetação nativa são essenciais para promover o controle biológico natural de muitas pragas em plantios florestais, principalmente em regiões de Cerrado, onde o sub-bosque é pouco desenvolvido. Por isso, empresas florestais tem mantido, nesses locais, áreas de vegetação nativa próximas aos plantios de eucaliptos (Santos et al., 2002). A diversidade de Lepidoptera foi maior no local onde o plantio florestal margeia o fragmento de cerrado preservado do que no centro dos talhões de *E. cloeziana*. O uso de faixas de vegetação nativa em plantios de eucalipto pode aumentar a diversidade, tanto de insetos quanto de plantas, e acaba diminuindo a densidade populacional das principais lagartas desfolhadoras e, assim, diminuindo os riscos de surtos (Zanuncio et al., 1998).

A lagarta desfolhadora *Oxydia vesulia* (Lepidoptera: Geometridae) foi menos frequente em plantios de *E. cloeziana* com faixas de Cerrado do que em sistemas sem faixas (Santos et al., 2002). O número de indivíduos adultos de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Noctuidae) coletados em armadilhas luminosas foi menor ($n = 240$) em plantios com faixa de Cerrado do que em plantios de *E. cloeziana* sem faixa de vegetação nativa ($n = 1378$) (Zanuncio et al., 2016) (Figura 2).

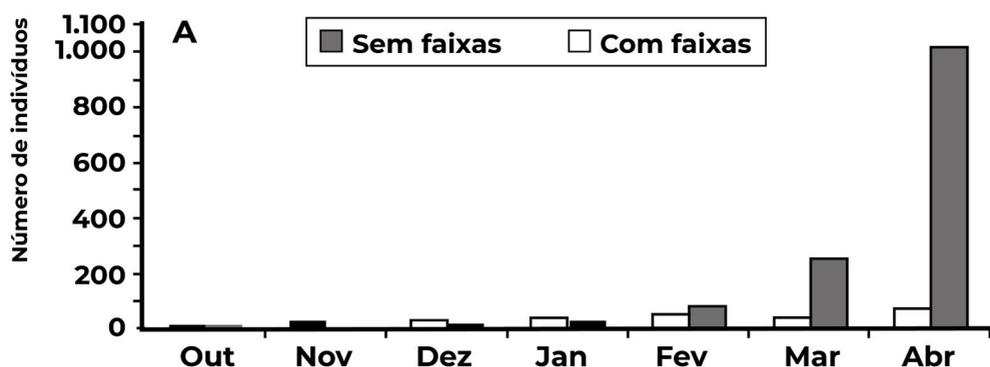


Figura 2. Indivíduos adultos de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Noctuidae) coletados mensalmente com armadilhas luminosas em plantios de *Eucalyptus cloeziana* em sistemas com faixa e sem faixa de vegetação nativa em Minas Gerais, Brasil. Fonte: Zanuncio et al., 2016.

Corte, colheita e pós-colheita

A “higiene florestal” foi um dos primeiros usos do controle silvicultural de pragas (Vité, 1989). A remoção de restos de vegetais e árvores morrendo durante o desbaste e a colheita pode prevenir a infestação de besouros-de-ambrósia que poderiam atacar árvores vivas. Essas medidas são importantes na redução de danos por essas pragas, mas agora são utilizadas com mais cuidado, pela importância dos restos vegetais na ciclagem de nutrientes e na importância de árvores mortas e desses restos na bioecologia de espécies não-alvo (Wainhouse, 2005). A época em que serão realizados o desbaste ou a colheita pode afetar a disponibilidade de restos vegetais durante o período em que essas pragas estão mais ativas, podendo reduzir o risco de incremento populacional para algumas espécies (Wainhouse, 2005).

A madeira fica vulnerável a ataques e degradação de pragas durante as operações de colheita. Toras de coníferas, por exemplo, podem ser usadas como

habitat de reprodução para besouros-de-ambrósia, causando a formação de manchas azuis na madeira, depreciando o valor comercial e aumentando a incidência em árvores próximas (Wainhouse, 2005).

O corte das árvores ao final do ciclo é o objetivo principal de um empreendimento florestal. Logo, não se recomenda deixar toras não processadas no plantio ou nas periferias dos talhões por muito tempo, sob o risco de acumular insetos-praga, mas não é fácil definir quanto tempo as toras podem ficar dessa maneira. Em regiões tropicais, a madeira é infestada por broqueadores e patógenos em apenas alguns meses ou até mesmo semanas. A atividade de corte nunca deve ser feita sem antes haver um comprador para a madeira, e quanto o corte for feito, a remoção e processamento rápido das toras podem reduzir os riscos de infestação (Wylie & Speight, 2012). Existem leis, em alguns países, que limitam o tempo que as toras podem ficar armazenadas no campo sem a devida proteção. Essas leis atendem às normas de boas práticas florestais e são bastante efetivas na redução do número de toras nos plantios, nas épocas em que as pragas estão mais ativas.

Durante as operações de corte, o fluxo de madeira do plantio pode se tornar lento e medidas para reduzir a incidência de pragas podem ser necessárias. O simples empilhamento de madeira pode proteger as toras mais internas das pilhas e ser eficaz, se as toras mais externas forem removidas após o ataque e antes da emergência dos adultos (Wainhouse, 2005). As toras também podem ser tratadas com inseticidas, receber aspersão de água ou serem cobertas de alguma maneira, para serem protegidas contra os insetos (Jääskelä et al., 1997). Mesmo após as toras serem removidas do plantio, elas ainda podem atuar como um foco de infestação, e por isso a escolha de um local para armazená-las é importante para reduzir os riscos de ataque (Wainhouse, 2005). Em alguns casos, as toras necessitam ser descascadas, como é recomendado no manejo da broca-do-eucalipto (*Phoracantha* spp.) (Coleoptera: Cerambycidae). Esses insetos colocam seus ovos entre a casca e o lenho, e quando a casca é retirada, esses não encontram um local adequado para realizar a oviposição.

A mudança da duração do ciclo de corte é uma forma de reduzir a incidência de pragas que atacam árvores em talhões mais velhos. A colheita em talhões de idade avançada é mais comum em coníferas com possibilidade de ataque de besouros-de-casca, mas árvores velhas também podem ficar mais vulneráveis a insetos defolhadores, com maior taxa de mortalidade comparado a plantios jovens com mesmos níveis de desfolhamento (Wainhouse, 2005).

Pragas que se utilizam de tocos deixados após o corte podem causar problema às árvores jovens que foram plantadas para a reforma do local. O destocamento após as atividades de corte e colheita é uma maneira de controlar esse tipo de praga e, em alguns casos, pode ser economicamente viável (Greig 1984; Thies et al. 1994; Pratt, 1998). Um período de repouso mais extenso também pode ajudar a reduzir a intensidade do ataque às árvores da próxima rotação.

Resgate e armazenamento de toras a longo prazo

Em alguns casos, os surtos de pragas podem se tornar tão prejudiciais que algumas árvores devem ser cortadas e processadas para que as árvores remanescentes não sejam afetadas e evitar que a madeira estrague, tornando as árvores não comercializáveis. O corte de resgate é quando árvores atacadas e susceptíveis são totalmente removidas e tratadas, evitando ataques de pragas e degradação da madeira (Wylie & Speight, 2012). Árvores mortas durante surtos de pragas podem ser aproveitadas e as perdas reduzidas se o processamento da madeira ocorrer antes de acontecer uma degradação significativa (Wylie & Speight, 2012).

O resgate e o armazenamento de madeira de árvores derrubadas pelo vento são importantes para prevenir a sua degradação por ataque de pragas ou patógenos. Porém, o mais importante é evitar que essas árvores derrubadas sirvam de reservatório para insetos broqueadores, podendo afetar o restante do plantio (Wylie & Speight, 2012). Essas operações de resgate apresentam ainda melhores resultados se forem feitas no tempo certo (Wylie & Speight, 2012).

O armazenamento das toras na água tem sido usado com sucesso no armazenamento de madeira por vários anos. As toras podem ser deixadas em lagos, mas colocá-las e tirá-las pode ser trabalhoso, e ainda há o risco de poluição por conta da lixiviação dos troncos. Por isso, armazenar as toras em pilhas em terra firme e molhar através de um sistema de aspersão é uma alternativa mais prática (Wylie & Speight, 2012).

A secagem da madeira, principalmente utilizando métodos artificiais, é uma prática que pode eliminar o ataque de fungos e insetos. No entanto, esta prática não torna a madeira imune ao ataque, uma vez que existem cupins e besouros que podem danificar tanto a madeira com altos teores de umidade, como os que preferem a madeira seca. As famílias de besouros Scolytidae e Platypodiidae e algumas espécies de Cerambycidae e Curculionidae (Abreu et al., 2002)

destacam-se entre os que atacam árvores recém-abatidas. Lyctidae, Bostrichidae e Anobiidae são famílias de besouros que atacam madeira seca, preferindo umidade abaixo de 50% (Gray, 1972). No entanto, a secagem da madeira tem sua relevância e evita a alteração indesejável de suas propriedades, devido à ação de agentes físicos, químicos e biológicos. A secagem da madeira reduz substancialmente os prejuízos causados por organismos xilófagos, os agentes deterioradores mais importantes.

Integração com outras técnicas de controle

Apesar das táticas de controle silvicultural terem sido apresentadas separadamente, normalmente, várias dessas técnicas são utilizadas em conjunto. Toda praga tem preferências por algum hospedeiro específico (primário ou alternativo) e determinado clima, sendo afetada de uma maneira específica pela mudança de vigor do seu hospedeiro. Entender as interações inseto-planta, permite-nos executar uma abordagem melhor das técnicas silviculturais (Barbosa & Wagner, 1989).

O controle silvicultural de insetos é alcançado modificando o regime de manejo dentro dos talhões ou os métodos de cultivo e colheita, reduzindo o dano causado por insetos. Ele requer o conhecimento das condições do ambiente que são favoráveis às pragas. Após alterar essas condições, manipula a composição das espécies, vegetação nativa e hospedeiros alternativos, estrutura e idade do talhão e vigor geral para criar condições subótimas para as pragas. Essas práticas silviculturais, por fazerem parte corriqueira do manejo florestal, são muitas vezes as técnicas mais efetivas no manejo de insetos florestais.

REFERÊNCIAS

- ABREU, R. L. S.; SALES-CAMPOS, C.; HANADA, R. E.; VASCONCELOS, F. J.; FREITAS, J. A. Avaliação de danos por insetos em toras estocadas em indústrias madeireiras de Manaus, Amazonas, Brasil. *Revista Árvore*, v.26, n.6, p.789-796, 2002.
- ALMEIDA, A.F.; ALVES, J.E.M.; MENDES FILHO, J.M.A.; LARANJEIRO, A.J. A avifauna e o sub-bosque como fatores auxiliares no controle biológico das saúvas em florestas implantadas. *Silvicultura*, v. 8, p. 145-150, 1983.
- ANJOS, N.; DELLA-LUCIA, T.M.C.; MAYHÉ-NUNES, A.J. Guia prático sobre formigas cortadeiras em reflorestamentos. Editora Graff Cor Ltda, 97 pp., 1998.
- BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. Silvicultural control of forest insects. In: BARBOSA, P.; WAGNER, M.R. (Eds) *Introduction to forest and shade tree insects*. Academic Press, 639 pp., 1989.
- BEDDING, R.A.; IEDE, E.T. Application of *Bedingia sericidicola* for *Sirex* woodwasp control. In: GREWAL, P.S.; EHLERS, R.U.; SHAPIRO-ILAN, D.I. (Eds.). *Nematodes as biocontrol*

agents. CAB International, 528 pp., 2005.

BERISFORD, C. W. The nantucket pine tip moth. In: BERRYMAN, A. A. (Ed.) Dynamics of forest insect populations patterns, causes, implications, Springer, 604 pp., 1988.

BRITO, B. V.; CASAROLI, D.; PEREIRA, G. W. M.; ROSA, F. O.; ALVES, J. J. Aptidão edafoclimática da cultura do mogno africano para o estado de Goiás utilizando uma ferramenta SIG. In: Simpósio Brasileiro De Sensoriamento Remoto, 16., 2013, Foz do Iguaçu. Anais... São José dos Campos: INPE, 2013. p. 60-65.

CARLYLE, J.C. Nutrient management in a *Pinus radiata* plantation after thinning: the effect of thinning and residues on nutrient distribution, mineral nitrogen fluxes, and extractable phosphorus. Canadian Journal of Forest Research, v. 25, p. 1278–1291, 1995.

CARRANO-MOREIRA, A.F. Táticas de modificação, regulação e controle de pragas. In: CARRANO, MOREIRA, A.F. (Ed) Manejo integrado de pragas florestais: fundamentos ecológicos, conceitos e táticas de controle. Technical Books, 349 pp, 2014.

CASAROLI, D.; ROSA, F. O.; ALVES, J. J.; EVANGELISTA, A. W. P.; BRITO, B. V.; PENA, D. S. Aptidão edafoclimática para o mogno-africano no Brasil. Ciência Florestal, v. 28, n. 1, p. 357-368, 2018.

CASTRO, F. S.; PEZZOPANE, J. E. M; PEZZOPANE, J. R. M; CECÍLIO, R. A.; XAVIER, A. C. Zoneamento agroclimático para espécies do gênero *Pinus* no estado do Espírito Santo. Floresta, v. 40, n. 1, p. 235-250, 2010.

CHRISTIANSEN, E.; FJONE, G. Pruning enhances the susceptibility of *Picea abies* to infection by the bark beetle-transmitted blue-stain fungus, *Ophiostoma polonicum*. Scandinavian Journal of Forest Research, v. 8, p. 235–245, 1993.

CONDE, R.A.R. Controle silvicultural e mecânico da broca do cedro *Hypsipyla grandella* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae) em sistema agroflorestal. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural Amazônica, 74 pp., 2006.

COLLETT, N.G.; NEUMANN, F. G. Effects of simulated chronic defoliation in summer on growth and survival of blue gum (*Eucalyptus globulus* Labill.) within young plantations in northern Victoria. Australian Forestry, v. 65, n. 2, p. 99-106, 2002.

CORNELIUS, J.P. The effectiveness of pruning in mitigating *Hypsipyla grandella* attack on young mahogany (*Swietenia macrophylla* King) trees. Forest Ecology and Management, v. 148, p. 287-289, 2001.

CIESLA, W. Management of forest insect pests. In: CIESLA, W. (Ed.). Forest entomology: a global perspective. Wiley-Blackwell, 416 pp., 2011.

DODDS, K.I.; COKE, R.R.; GILMORE, D.W. Silvicultural options to reduce pine susceptibility to attack by a newly detected invasive species, *Sirex noctilio*. Northern Journal of Applied Forestry, v. 24, n. 3, p. 165-167, 2007.

EVANS, J. Plantation forestry in the tropics: tree planting for industrial, social, environmental, and agroforestry purposes, 2a ed. Oxford University Press, 424 pp., 1992.

EVANS, J.; TURNBUL, J.W. Plantation forestry in the tropics: the role, silviculture, and use of planted forests for industrial, social, environmental, and agroforestry purposes. Oxford University Press, 467 pp., 2004.

FLORES, T.B.; ALVARES, C.A.; SOUZA, V.C.; STAPE, J.L. Eucalyptus no Brasil - zoneamento climático e guia para identificação. IPEF, 447 pp., 2016.

FOX, L.R.; MOROW, P.A. Eucalypt responses to fertilization and reduced herbivory. Oecologia, v. 89, p. 214-222, 1992.

GAIAD, D.C.M.; FIGUEIREDO, F.A.; OLIVEIRA, E.B.; PENTEADO, S.R.C. Evolution of *Sirex noctilio* infestation in relation to diameter distribution of *Pinus taeda*. Floresta, v. 33, n. 1, p. 21-29, 2003.

GRAY, B. Economic tropical forest entomology. Annual Review of Entomology, v. 17, p. 313-335, 1972.

GREIG, B.J.W. Management of East England pine plantations affected by *Heterobasidion*

- annosum* root rot. European Journal of Forest Pathology, v. 14, p. 393 – 397, 1984.
- HESSBURG, P. F.; GOHEEN, D. J.; KOESTER, H. Association of black stain root disease with roads, skid trails, and precommercial thinning in Southwest Oregon. Western Journal of Applied Forestry, v. 16, p. 127–135, 2001.
- IBÁ. Relatório 2017. Indústria brasileira de árvores, 80 pp., 2017.
- IEDE, E. T., REIS FILHO, W., PENTEADO, S. MARQUES, F. de A.; CALDATO, N. Monitoramento e Controle de *Pissodes castaneus* em *Pinus* spp. Embrapa Florestas: Circular técnica 130: 1-8, 2007.
- JÄÄSKELÄ, M.; PELTONEN, M.; SAARENMAA, H.; HELIÖVAARA, K. Comparison of protection methods of pine stacks against *Tomicus piniperda*. Silva Fennica, v. 31, p. 143–152, 1997.
- KORICHEVA, J.; LARSSON, S.; HAUKIOJA, E. Insect performance on experimentally stressed woody plants: a meta-analysis. Annual Review of Entomology, v. 43, p. 195-216, 1998.
- KOUKI, J.; MCCULLOUGH, D. G.; MARSHALL, L. D. Effects of forest stand and edge characteristics on the vulnerability of jack pine stands to jack pine budworm (*Choristoneura pinus pinus*) damage. Canadian Journal of Forest Research, v. 27, p. 1765–1772, 1997.
- KYTÖ, M.; NIEMELÄ, P.; LARSSON, S. Insects on trees: population and individual response to fertilization. Oikos, v. 75, p. 148–159, 1996.
- LOPES, J.C.A.; JENINGS, S.B.; MATNI, N.M. Planting mahogany in canopy gaps created by comercial harvesting. Forest Ecology and Management, v. 25, p. 300-307, 2008.
- MAHROOF, R.M.; HAUXWELI, C.; EDIRISINGHE, J.P.; WATT, A.D.; NEWTON, A.C. Effects of artificial shade on attack by the mahogany shoot borer, *Hypsipyla robusta* (Moore). Agricultural and Forest Entomology, v. 4, p. 283-292, 2002.
- MATTSON JR., W. J. Herbivory in relation to plant nitrogen content. Annual Review of Ecology and Systematics, v. 11, p. 119–161, 1980.
- NEALIS, V. G.; LOMIC, P. V. Host-plant influence on the population ecology of the jack pine budworm, *Choristoneura pinus* (Lepidoptera: Tortricidae). Ecological Entomology, v. 19, p. 367–373, 1994.
- NETO, A.B.G.; FELFILI, J.M.; DA SILVA, G.F.; MAZZEI, L.; FAGG, C.W.; NOGUEIRA, P.E. Evaluation of mahogany homogenous stands, *Swietenia macrophylla* King., compared to mixed stands with *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake, 40 months after planting. Revista Árvore, v. 28, n. 6, p. 7-784, 2004.
- OPUNI-FRIMPONG, E.; KARNOSKY, D. F.; STORER, A. J.; COBINAH, J.R. Silvicultural systems for plantation mahogany in Africa: influences of canopy shade on tree growth and pest damage. Forest Ecology and Management, v. 25, p. 328-333, 2008.
- PANICHELLI, L.; GNANSOUNOU, E. GIS-based approach for defining bioenergy facilities location: A case study in Northern Spain based on marginal delivery costs and resources competition between facilities. Biomass and Bioenergy, v. 32, n. 4, p. 289-300, 2008.
- PEREZ, J.; EIGENBRODE, S.; HILJE, L.; TRIPEPI, R.; AGUILAR, M.E.; MESÉN, F. Leaves from grafted Meliaceae species affect survival and performance of *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) larvae. Journal of Pest Science, v. 83, p. 95-104, 2010.
- PEREZ-SALICRUP, D. R.; ESQUIVEL, R. Tree infection by *Hypsipyla grandella* in *Swietenia macrophylla* and *Cedrela odorata* (Meliaceae) in Mexico's Southern Yucatan Peninsula. Forest Ecology and Management, v. 25, p. 324-327, 2008.
- PRATT, J.E. Economic appraisal of the benefits of control treatments. In: WOODWARD, S; STENLID, J.; KARJALAINEN, R.; HÜTTERMANN, A. (Eds.). *Heterobasidium annosum* biology, ecology, impact and control. CAB International, pp. 315–331, 1998.
- PRICE, P. W. The plant vigor hypothesis and herbivore attack. Oikos, v. 62, p. 244–251, 1991.
- RIBEIRO, C. A. D.; PEZZOPANE, J. R. M.; PEZZOPANE, J. E. M; LOOS, R. A.; XAVIER,

- A. C.; CECÍLIO, R. A.; NEVES, M. A. Delimitação de microrregiões agroclimáticas e suas relações com o potencial produtivo da cultura do eucalipto. *Floresta*, v. 41, n. 4, p. 779 - 786, 2011.
- SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, T.V.; VINHA, E.; ZANUNCIO, J.C. Influência de faixas de vegetação nativa em povoamentos de *Eucalyptus cloeziana* sobre população de *Oxydia vesulia* (Lepidoptera: Geometridae). *Revista Árvore*, v. 26, n. 4, p. 499-504, 2002.
- SAVILL, P.; EVANS, J.; AUCLAIR, D.; FALCK, J. *Plantation silviculture in Europe*. Oxford University Press, Oxford, 312 pp., 1997.
- SOLHEIM, H.; LANGSTRÖM, B.; HELLQVIST, C. Pathogenicity of the blue-stain fungi *Leptographium wingfieldii* and *Ophiostoma minus* to Scots pine: effect of tree pruning and inoculum density. *Canadian Journal of Forest Research*, v. 23, p. 1438–1443, 1993.
- SPEIGHT, M.R.; WAINHOUSE, D. *Ecology and management of forest insects*. Clarendon Press, 384 pp., 1989.
- SPEIGHT, M.R.; HUNTER, M.D.; WATT, A.D. *Ecology of insects: concepts and applications*. John Wiley & Sons, 628 pp., 2008.
- THIES, W.G.; NELSON, E.E.; ZABOWSKI, D. Removal of stumps from a *Phellinus weirii* infested site and fertilization affect mortality and growth of planted Douglas-fir. *Canadian Journal of Forest Research*, v. 24, p. 234–239, 1994.
- VASILIAUSKAS, R. Damage to trees due to forestry operations and its pathological significance in temperate forests: a literature review. *Forestry*, v. 74, p. 319–336, 2001.
- VITÉ, J. P. The European struggle to control *Ips typographus* - past, present and future. *Holarctic Ecology*, v. 12, p. 520–525, 1989.
- WAINHOUSE, D.; ASHBURNER, R.; WARD, E.; ROSE, J. The effect of variation in light and nitrogen on growth and defence in young Sitka spruce. *Functional Ecology*, v. 12, 561–562, 1998.
- WAINHOUSE, D. The role of silviculture. In: WAINHOUSE, D. (Ed.) *Ecological methods in forest pest management*. Oxford University Press, 249 pp., 2005.
- WARREN, J. M.; ALLEN, H. L.; BOOKER, F. L. Mineral nutrition, resin flow and phloem chemistry in loblolly pine. *Tree Physiology*, v. 19, p. 655–663, 1999.
- WESTVELD, M.; MACALONEY, H. J.; HANSBROUGH, J. R. Forest crop security: the right tree on the right site. *The Forestry Chronicle*, v. 26, p. 144-151, 1950.
- WILSON, L.F. China's Masson pine forest: cure or curse? *Journal of Forestry*, v. 91, 30-33, 1993.
- WORMALD, T.J. *Mixed and pure forest plantations in the tropics and subtropics*. FAO Forestry Paper, Rome, 1992.
- WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. Management systems III: Plantation stage. In: WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. (Eds) *Insect pests in tropical forestry*. CABI, 376 pp., 2012.
- YAMAZAKI, S.; TAKETANI, A.; FUJITA, K.; VASQUES, C. P.; IKEDA, T. Ecology of *Hypsipyla grandella* and its seasonal changes in population density in Peruvian Amazon forest. *Japan Agricultural Research Quarterly*, v. 24, p. 149-155, 1990.
- ZANETTI, R. Métodos de controle usados no MIP. Notas de aula de Entomologia Florestal: Manejo Integrado de Pragas Florestais, Universidade Federal de Lavras - UFPA, 2005.
- ZANUNCIO, J.C.; MEZZOMO, J.A.; GUEDES, R.N.C.; OLIVEIRA, A.C. Influence of strips of native vegetation on Lepidoptera associated with *Eucalyptus cloeziana* in Brazil. *Forest Ecology and Management*, v. 108, p. 85-90, 1998.
- ZANUNCIO, J.C.; TAVARES, W.S.; RAMALHO, F.S.; LEITE, G.L.D.; SERRÃO, J.E. *Sarsina violascens* spatial and temporal distributions affected by native vegetation strips in eucalyptus plantations. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 51, n. 6, p. 703-709, 2016.

9. Uso da resistência de plantas no MIP florestal

JAQUELINE MAGALHÃES PEREIRA¹ & JÉSSICA FERREIRA SILVA¹

¹Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia, Av. Esperança, S/N, Campus Samambaia, Goiânia, Goiás, CEP 74690-900, jaquelinemagalhaesufg@gmail.com

CONCEITOS DE RESISTÊNCIA

Planta resistente é aquela que, devido à sua condição genotípica, é menos danificada ou infestada que outra, em igualdade de condições (Rosetto, 1973). Este conceito implica que a resistência é relativa e hereditária. A resistência é relativa, pois não é uma característica absoluta, ou seja, necessita de comparação de duas ou mais plantas. A resistência é hereditária, já que as progênies manifestarão a mesma resistência (Lara, 1991). A resistência de uma planta a inseto trata-se de uma soma relativa de qualidades hereditárias que a planta possui, em que, os resultados serão influenciados conforme o grau de dano que o inseto danifica (Painter, 1951).

As plantas quando sofrem injúrias ou oviposição de um determinado inseto, apresentam níveis de respostas diferentes, denominados como graus de resistência. Esses graus são classificados em: a) imunidade: a planta não sofre dano causado pelo inseto em qualquer condição, mas é um conceito teórico; b) alta resistência: quando a planta apresenta pouco dano em relação ao dano médio sofrido pelas demais plantas avaliadas; c) resistência moderada: a planta sofre um dano menor que o dano médio causado nas plantas da mesma espécie; d) suscetibilidade: o dano é semelhante ao dano médio sofrido; e) alta suscetibilidade: dano bem maior do que a média dos genótipos (Lara, 1991; Boiça Júnior et al., 2011).

TIPOS DE RESISTÊNCIA

Os tipos de resistência são três: a antixenose, a antibiose e a tolerância da planta a insetos (Painter, 1951).

Antixenose

A antixenose ou não-preferência (termo em desuso, pois não reflete uma característica da planta) é definida quando uma planta é menos utilizada para alimentação, oviposição ou abrigo por insetos em condições de igualdade com outras plantas (Lara, 1991). Diferentes estímulos que influenciam o inseto ocorrem nesse tipo de resistência, como estímulos para localização ou não da planta (atraente ou repelente), para interrupção ou não da movimentação (arrestante ou repelente), para início ou não da alimentação (incitante ou supressor) e para manutenção ou não da alimentação (estimulante e deterrente) (Lara, 1991).

Os tipos de não-preferência são verificados com testes com e sem chance de escolha. O teste com chance de escolha, os insetos são liberados em locais com mais de uma variedade de planta, e podem escolher em qual irão se alimentar e/ou ovipositar. No teste sem chance de escolha, o inseto é confinado em apenas uma planta (Lara, 1991). A planta pode apresentar um grau de resistência em testes com chance de escolha, mas quando essa variedade é cultivada separadamente, pode expressar outro tipo de resistência (Lara, 1991). Por isso, em pesquisas relacionadas a não preferência deve-se utilizar os dois testes para estudar o comportamento da planta em situações diferentes.

O uso da resistência, através da antixenose, é uma das táticas de manejo para o percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae). Esse inseto tem preferência por algumas espécies de eucalipto e o uso de espécies de não-preferência torna-se uma alternativa de controle (Santadino et al., 2009). Em híbridos de *Eucalyptus* (*E. pellita* x *E. tereticornis* e *E. saligna* x *E. botryoides*) foi possível observar esse tipo de resistência a *T. peregrinus* (Menezes et al., 2011). Pesquisas com níveis diferentes de infestação do *Thaumastocoris australicus* Kirkaldy (Heteroptera: Thaumastocoridae) em algumas espécies de eucalipto, mostraram que *E. camaldulensis*, *E. tereticornis* e o híbrido de *E. camaldulensis* x *E. grandis* foram suscetíveis a esse inseto (Jacobs & Neser, 2005).

A resistência de eucalipto ao psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) em espécies, procedências e clones vem sendo estudada. Os níveis de resistência de eucaliptos ao psílideo-de-concha foram avaliados e a não-preferência de oviposição em *Corymbia citriodora* foi observada. A resistência de genótipos de eucalipto ao psílideo-de-concha, em teste com chance de escolha no laboratório foi avaliada. *Eucalyptus grandis*, *E. urophylla*, e os clones VM-1, I-144, C-219 e H-13 expressaram não-preferência

para oviposição (Pereira et al., 2013). Os genótipos *E. camaldulensis* e o clone 3025 foram altamente suscetíveis ao psílideo-de-concha. Clones comerciais de *E. camaldulensis* e *E. urophylla* foram avaliados ao ataque do mesmo inseto e observou-se que o clone de *E. camaldulensis* é altamente suscetível e os de *E. urophylla* foram classificados como resistentes (Camargo et al., 2014).

A susceptibilidade de clones de *Eucalyptus* spp. a *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) foi avaliada e notou-se que os clones “urograndis” I-224, I-144 e H13 tiveram a menor ocorrência de galhas deste inseto (Guerreiro et al., 2015). A preferência de *Atta laevigata* por diferentes espécies, híbridos e clones de eucaliptos foi avaliada e observou-se que clones de *E. urophylla* x *E. grandis* são suscetíveis a esta espécie (Santos et al., 2015). No entanto, em áreas com *E. camaldulensis* e *C. citriodora* apresentaram resistência ao ataque da mesma formiga.

Clones resistentes a artrópodes também são uma opção para o manejo de pragas da seringueira. Dez clones de seringueira foram avaliados e verificou-se que os clones IAC 15, PB 28/59, IAC 40, IAC 300 e IAN 3156 apresentaram não-preferência a *Calacarus heveae* Feres e *Tenuipalpus heveae* Baker (Silva et al., 2010). Em ensaios de laboratório, com intuito de avaliar o desfolhamento de ácaros sobre clones de seringueira, observou-se que o clone FX 3899 foi resistente a *C. heveae* por não preferência e/ou antibiose (Vieira et al., 2013). Os clones FX 2784 e FX 3864 foram suscetíveis ao ataque dos ácaros *C. heveae*, *T. heveae* e *Eutetranychus banksi* McGregor (Castro et al., 2013). O clone RRIM 600 e PB 235 são suscetíveis ao ataque do *T. heveae* e *Phyllocoptruta seringueirae* Feres, respectivamente (Daud & Feres, 2007).

Antibiose

A antibiose é um efeito adverso da planta no inseto (Lara, 1991). Esses efeitos podem afetar o ciclo de vida do inseto, causando mortalidade nos primeiros instares e na transformação em adultos; reduzir o tamanho ou de peso; alterar a proporção sexual; reduzir a fecundidade; e alterar o tempo de vida (Smith, 2005; Boiça Júnior et al., 2012). Algumas variáveis biológicas são avaliadas no período de desenvolvimento do inseto na pesquisa da antibiose. Na fase larval, normalmente, são avaliados os números de instares, período por instar, período total, deformação, viabilidade e sobrevivência. Na fase pré-pupa, avalia-se somente o período pré-pupal. Na fase de pupa, o período pupal, sobrevivência pupal, deformação pupal, peso da pupa com 24 horas e a razão sexual. Nos adul-

tos são avaliados a longevidade com alimento e o número de ovos por fêmea. Durante a fase de ovo, avalia-se somente a viabilidade.

Em estudos realizados com *Thyrinteina arnobia* Stoll (Lepidoptera: Geometridae) em eucaliptos foi possível observar que *Corymbia citriodora*, *Corymbia torelliana* e *E. camaldulensis* afetaram negativamente a biologia deste inseto (Wilcken, 1996). Vários genótipos de eucalipto foram selecionados e avaliados em relação a resistência sobre a *T. arnobia*. *Eucalyptus brassiana*, *E. grandis*, *E. robusta*, *E. saligna* e *E. tereticornis* foram susceptíveis a *T. arnobia*. No entanto, o híbrido *C. torelliana* x *C. citriodora* e a espécie *E. dunnii* expressaram antibiose e/ou antixenose a este inseto. A biologia de *T. peregrinus* foi estudada em diferentes espécies de *Eucalyptus* e verificou-se que *E. urophylla* e *E. grandis* apresentaram melhores resultados para o desenvolvimento e reprodução desse inseto (Soliman et al., 2012).

Tolerância

A tolerância é a regeneração ou a capacidade da planta em suportar ao ataque de um inseto, não afetando o comportamento e sua biologia. Essa capacidade de regenerar é através de emissão de novos ramos, perfilhos ou por outro método de recompor o tecido danificado (Lara, 1991).

CAUSAS DA RESISTÊNCIA

A resistência pode ser determinada por vários fatores, dentre eles: físicos (radiações), químicos (substâncias que atuam no comportamento e metabolismo do inseto, propriedades nutricionais) e morfológicos (tipos de formação da epiderme, dimensões, dureza da epiderme foliar e disposição das estruturas da planta) e outros como a fisiologia da planta, são as principais causas dos diferentes graus de resistência (Lara, 1991).

A causa da resistência é possível de ser observada em eucalipto, pois quando esta cultura sofre injúrias por insetos, a defesa induzida é ativada, aumentando assim, a produção de compostos secundários. Esses compostos são normalmente óleos essenciais, taninos e fenóis (Fox e MacAuley, 1977). Poucos estudos estão relacionados as causas de resistência, mas a avaliação da concentração de fenólicos totais e lignina em clones de *E. camaldulensis* e *C. citriodora* foi realizada e verificou que a cera epicuticular das folhas está associada a expressão de

resistência a *G. brimblecombei*. Uma camada mais espessa de cera epicuticular nas folhas pode ser considerada umas das causas de alta mortalidade das ninfas desse inseto.

RESISTÊNCIA NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

A resistência de plantas a insetos é reconhecida como ideal dentro do conjunto de táticas de controle de pragas pois ocorre a diminuição da população de insetos pragas sem interferir no ecossistema. A resistência de plantas a insetos apresenta um efeito cumulativo e persistente, sem aumento nos custos de produção (Lara, 1991). Desta forma, trata-se de uma alternativa para diminuição do uso de produtos químicos. No entanto, para o manejo integrado de pragas florestais, há pouco conhecimento sobre genótipos resistentes (Laranjeiro, 1994).

O uso da resistência de plantas isoladamente ou consolidada com adoção de outros métodos de controle (químico, controle biológico e controle cultural) (Boiça Júnior & Campos, 2010) mantém a população de insetos em equilíbrio e reduz o uso de produtos químicos. Desta forma, torna-se necessário monitorar as áreas, aplicar metodologias de amostragem, conhecer a biologia dos artrópodes e tomar decisões adequadas para o manejo florestal.

PLANTAS GENETICAMENTE MODIFICADAS

O uso de plantas geneticamente modificadas auxilia no controle de pragas, além de diminuir o uso do controle químico. O gene que produz os cristais da bactéria *Bacillus thuringiensis* é inserido nas plantas, e com a ingestão, estes atuam no intestino dos insetos, levando-os a morte, principalmente em indivíduos das ordens Lepidoptera e Coleoptera (Grochulski et al., 1995).

Na área florestal, plantas de álamo (*Populus nigra* L.) foram modificadas geneticamente para expressar o gene de *B. thuringiensis* para o controle de *Apochemia cineraius* (Lepidoptera: Geometridae) e *Lymantria dispar* (Lymantriidae: Lepidoptera) (Wang et al., 1996). Além disso, uma expressão de gene que codifica inibidor de proteases (tripsina Kunitz) da soja (*Glycine max* L.) foi utilizada no álamo. Dessa forma, a planta transgênica apresentou resistência a

L. dispar e *Clostera anastomosis* (Notodontidae: Lepidoptera) (Confalonieri et al., 1998). Plantas geneticamente modificadas de álamo também foram eficientes para o controle de *Chrysomela populi* (Chrysomelidae: Coleoptera), causando mortalidade das larvas. No entanto, o gene expressado foi Atcys atuando no inibidor de proteases do tipo cisteína Atcys, esse gene está presente em *Arabidopsis thaliana* (Delledonne et al., 2001).

Plantas geneticamente modificadas de *E. camaldulensis* via método indireto por *Agrobacterium* expressando o gene cry3A, apresentaram resistência a *Chrysophtharta bimaculata* (Chrysomelidae: Coleoptera) (Harcourt et al., 2000). Os inibidores de proteases são utilizados para expressar resistência principalmente em insetos da ordem Lepidoptera, estudos realizados por Leo et al. (2001) demonstraram a eficiência do inibidor de tripsina de mostarda MTI-2 para controle de *Plutella xylostella* (Plutellidae) e *Mamestra brassicae* (Noctuidae). No entanto, esse gene de expressão não causou mortalidade em *Spodoptera littoralis* (Noctuidae), apenas alterações nos ínstars. Estudos sobre plantas, geneticamente modificadas, tornam-se necessários para controle de insetos pragas e auxiliam no manejo das culturas.

REFERÊNCIAS

- BARRER, P. M.; CHERRETT, J. M. Some factors affecting the site and pattern of leaf-cutting activity in the ant *Atta cephalotes* L. *Journal of Entomology*, v. 47, p. 15-27, 1972.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L.; CAMPOS, A. P. Resistência de plantas a insetos: ensino, pesquisa e extensão. In: BUSOLI, A. C.; ANDRADE, D. J.; JANINI, J. C.; BARBOSA, C. L.; FRAGA, D. F.; SANTOS, L. C.; RAMOS, T. O.; PAES, V. S. (Eds.). Tópicos em entomologia agrícola – III. Jaboticabal: Funep, p. 11-12, 2010.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L.; SILVA, A. G.; BOTEGA, D. B.; RODRIGUES, N. E. L.; SOUZA, B. H. S.; PEIXOTO, M. L.; SOUZA, J. R. Resistência de plantas e o uso de produtos naturais como táticas de controle no manejo integrado de pragas. In: BUSOLI, A. C.; FRAGA, D. F.; SANTOS, L. C.; ALENCAR, J. R. C. C.; GRIGOLLI, J. F. J.; JANINI, J. C.; SOUZA, L. A.; VIANA, M. A.; FUNICHELLO, M. (Eds.). Tópicos em entomologia agrícola – IV. Jaboticabal: Gráfica e Editora Multipress, p. 139-158, 2011.
- CAMARGO, J. M. M.; ZANOL, K. M. R.; DE QUEIROZ, D. L.; DEDECECK, R. A.; OLIVEIRA, E. B.; MELIDO, R. C. N. Resistência de clones de *Eucalyptus* ao psilídeo-de-concha. *Pesquisa Florestal Brasileira*, v. 34, n. 77, p. 91-97, 2014.
- CASTRO, E. B.; NUVOLONI, F. M.; MATTOS, C. R. R.; FERES, R. J. F. Population fluctuation and damage caused by phytophagous mites on three rubber tree clones. *Neotropical Entomology*, v. 42, n. 1, p. 95-101, 2013.
- CONFALONIERI, M.; ALLEGRO, G.; BALESTRAZZI, A.; FOGHER, C.; DELLEDONNE, M. Regeneration of *Populus nigra* transgenic plants expressing a Kunitz proteinase inhibitor (KTI3) gene. *Molecular Breeding*, v. 4, p. 137-145, 1998.
- DELLEDONNE, M.; ALLEGRO, G.; BELENGHI, B.; BALESTRAZZI, A.; PICCO, F.; LEVINE, A.; ZELASCO, S.; CALLIGARI, P.; CONFALONIERI, M. Transformation of white poplar (*Populus alba* L.) with a novel *Arabidopsis thaliana* cysteine proteinase inhibitor and analysis of insect pest resistance. *Molecular Breeding*, v. 7, p. 35-42, 2001.

GROCHULSKI, P.; MASSON, L.; BORISOVA, S.; PUSZTAI-CAREY, M.; SCHWARTZ, J. L.; BROUSSEAU, R.; CYGLER, M. *Bacillus thuringiensis* CryIA (a) Insecticidal Toxin: Crystal Structure and Channel Formation. *Journal of molecular biology*, v. 254, n. 3, p. 447-464, 1995.

GUERREIRO, J. C.; QUIQUI, E. M. D.; OLIVEIRA, A. H. M. D.; MACIEL, J. P.; DILELI, M. W.; FERREIRA-FILHO, P. J. Susceptibility of *Eucalyptus* spp. (Myrtales: Myrtaceae) and clones to *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) in Paraná, Brazil. *Florida Entomologist*, v. 98, n. 2, p. 787-789, 2015.

JACOBS, D. H.; NESER, S. *Thaumastocoris australicus* Kirkaldy (Heteroptera: Thaumastocoridae): a new insect arrival in South Africa, damaging to *Eucalyptus* trees: research in action. *South African Journal of Science*, Lynnwood, v. 101, n. 5, p. 233-236, 2005.

JESUS, F. G.; NOGUEIRA, L.; BOICA, A. L.; RIBEIRO, Z. A.; ARAÚJO, M. S.; ZANUNCIO, J. C. Resistance of *Eucalyptus* spp. genotypes to eucalyptus brown looper *Thyrntina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae). *Australian Journal of Crop Science*, v. 9, n. 11, p. 1016-1021, 2015

LARA, F. M. Princípios de resistência de plantas a insetos. São Paulo: Ícone, 1991, p. 336.

LEO, F.; BONADE-BOTTINO, M.; CECI, L.R.; GALLERANI, R.; JOUANIN, L. Effects of a mustard trypsin inhibitor expressed in different plant on three lepidopteran pests. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, v. 31, p. 593-602, 2001.

MENEZES, M. J. S.; LORENCETTI, G. A. T.; DALLACORT, S.; OLIVEIRA, T. M.; POTRICH, M.; SILVA, E. R. L. Preferência alimentar de *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) a diferentes espécies do gênero *Eucalyptus*. In: Congresso de Ciência e Tecnologia da UTFPR Câmpus Dois Vizinhos. Anais... Dois Vizinhos, p. 98-101, 2011.

OLIVEIRA, H. G.; LACERDA, F. G.; MARINHO, C. G. S.; DELLA LUCIA, T. M. C. Atratividade de *Atta sexdens* rubropilosa por plantas de eucalipto atacadas previamente ou não por *Thyrntina arnobia*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 39, n. 3, p. 285-287, 2004.

PAINTER, R. H. Insect resistance in crop plants. Mcmilan, New York, 1951, 520 p.

PEREIRA, J. M.; BALDIN, E. L. L.; SOLIMAN, E. P.; WILCKEN, C. F. Attractiveness and oviposition preference of *Glycaspis brimblecombei* Moore in *Eucalyptus* spp. *Phytoparasitica*, v. 41, n. 2, p. 117-124, 2013.

RIBEIRO, Z. A.; SOUZA, B. H. S.; COSTA, E. N.; MENDES, J. E. P.; MAFIA, R. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L. *Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 (Hemiptera: Psyllidae) em eucaliptos: oviposição não-preferência e antibiose. *Euphytica*, v. 202, n. 2, p. 285-295, 2015.

ROSSETTO, C. J. Resistência de plantas a insetos. Piracicaba: ESALQ, 1973. 171 p.

SANTANA, D. D. Q.; COUTO, L. Resistência intra-específica de eucaliptos a formigas-cortadeiras. *Boletim de Pesquisa Florestal*, Colombo, n. 20, p.13-21, 1990.

SANTOS, J. O. P.; PERES FILHO, O.; SOUZA, M. D.; DORVAL, A. Preferência de *Atta laevigata* F. Smith, 1858 (Hymenoptera: Formicidae) por diferentes espécies e híbridos de eucaliptos. *Brazilian Journal of Agriculture-Revista de Agricultura*, v. 90, n. 1, p. 42-53, 2015.

SMITH, C. M. Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 2005. 426 p.

SOLIMAN, E. P.; WILCKEN, C. F.; PEREIRA, J. M.; DIAS, T. K.; ZACHÉ, B.; DAL POGETTO, M. H.; BARBOSA, L. R. Biology of *Thaumastocoris peregrinus* in different *Eucalyptus* species and hybrids. *Phytoparasitica*, v. 40, n. 3, p. 223-230, 2012.

WANG, G.; CASTIGLIONE, S.; CHEN, Y.; LI, Y.; MANG, K.; SALA, F. Poplar (*Populus nigra* L.) plants transformed with a *Bacillus thuringiensis* toxin gene: insecticidal activity and genomic analysis. *Transgenic Research*, v. 5, p. 289-301, 1996.

WILCKEN, C. F. Biologia de *Thyrntina arnobia* (Stoll, 1782) (Lepidoptera: Geometridae) em espécies de *Eucalyptus* e em dieta artificial. 1996. 129 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1996.

10. Controle biológico no MIP florestal

LEONARDO RODRIGUES BARBOSA¹, BÁRBARA MONTEIRO DE CASTRO E CASTRO²,
EVERTON PIRES SOLIMAN³, CARLOS FREDERICO WILCKEN⁴, EDSON TADEU IEDE¹,
JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária- Embrapa Florestas, 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. leonardo.r.barbosa@embrapa.br, edson.iede@embrapa.br

²Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Av. P.H. Rolfs, s/n, Centro, CEP 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

³Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

⁴Departamento de Proteção Vegetal, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", 18610-307, Botucatu, São Paulo, Brasil. cwilcken@fca.unesp.br

DEFINIÇÕES SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO

A expressão “controle biológico” foi utilizada pela primeira vez em 1919 por Harry Scott Smith para designar o uso de organismos vivos para suprimir a densidade e o impacto de um organismo praga específico. Essa definição estabelece dois dos principais fundamentos do método de controle. Em primeiro lugar, muitos organismos são consumidos por outros na natureza e, em muitos casos, reduzem, drasticamente, populações de espécies presas. Em segundo, o controle biológico reduz a população de pragas ao invés de erradicar, permitindo ao inimigo natural persistir no agroecossistema e manter as pragas em baixas densidades populacionais durante longos períodos. Liberações complementares e métodos adicionais são necessários, em alguns casos, para atingir o nível adequado de controle.

Um inimigo natural efetivo deve apresentar as características como adaptabilidade às condições ambientais, especificidade a determinado hospedeiro/presa, alta capacidade de busca e de crescimento populacional em relação a seu hospedeiro/presa, particularmente em baixas densidades do hospedeiro/presa, sincronização sazonal com o hospedeiro/presa e sobrevivência em períodos de ausência do hospedeiro/presa.

Agentes biológicos são de diversas classes, incluindo predadores e parasitoides referidos como entomófagos alimentando-se de insetos. Patógenos (bactérias, fungos, nematoides, protozoários e vírus) são agentes entomopatogênicos capazes de causar doenças em insetos.

Agentes entomófagos

Predadores são indivíduos de vida livre que requerem um grande número de presas para completar o seu ciclo de vida e apresentam comportamento predatório nos estágios ninfal ou larval e adulto. Estes inimigos naturais estão presentes em várias ordens de insetos, principalmente em Coleoptera (Coccinellidae e Carabidae), Dermaptera (Forficulidae e Labiduridae), Diptera (Syrphidae e Asilidae), Hemiptera (Anthocoridae, Pentatomidae e Reduviidae), Hymenoptera (Vespididae) e Neuroptera (Chrysopidae). *Brachygastra lecheguana* Latreille (Hymenoptera: Vespididae), *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae), *Cycloneda sanguinea* L. (Coleoptera: Coccinellidae), *Labidura riparia* Pallas (Dermaptera: Labiduridae), *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae), *Podisus nigrispinus* Dallas (Hemiptera: Pentatomidae) e *Porasilus barbiellinii* Curran (Diptera: Asilidae) são predadores importantes para o manejo de pragas na silvicultura.

Parasitoides são insetos que matam, normalmente, um único hospedeiro. Estes inimigos naturais podem atacar e se desenvolver em todos os estágios do hospedeiro, ou seja, ovo, larva ou ninfa, pupa e adulto. O parasitoidismo é semelhante ao parasitismo, exceto no fato do hospedeiro ser morto, quando adultos de vida livre emergem, alimentando-se, em geral, de néctar e substâncias açucaradas. Representantes destes inimigos naturais são, principalmente, da ordem Hymenoptera e poucos de Diptera (Tachinidae). *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Aphidiidae), *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae), *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Aphidiidae), *Teleonomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae), *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *Trissolcus basalis* Wollaston (Hymenoptera: Scelionidae) são parasitoides importantes para o manejo de pragas na silvicultura brasileira.

O parasitismo é dividido em categorias:

a) Quanto à relação com outros parasitoides:

Parasitoide primário: espécie que se desenvolve, exclusivamente, sobre

hospedeiros não parasitados.

Hiperparasitoides (parasitoide secundário): parasitoides que parasitam outro parasitoide (o parasitoide do parasitoide) com vários níveis de hiperparasitismo.

b) Quanto ao número de parasitoides por hospedeiro:

Parasitoide solitário: uma larva do parasitoide completa seu desenvolvimento por hospedeiro.

Parasitoide gregário: várias larvas do parasitoide completam o seu desenvolvimento em um hospedeiro.

c) Quando a posição no corpo do hospedeiro:

Endoparasitoides: parasitoides que se alimentam e desenvolvem no interior do corpo do hospedeiro.

Ectoparasitoide: parasitoides que se alimentam e desenvolvem no exterior do corpo do hospedeiro, em geral fixo ou inserido no sistema tegumentar.

d) Quanto à escolha do hospedeiro:

Parasitoidismo múltiplo: mais de uma espécie de parasitoide vive no mesmo hospedeiro, no interior ou exterior do corpo, sendo que geralmente, apenas um sobrevive.

Superparasitoidismo: vários indivíduos de uma mesma espécie de parasitoides desenvolvem-se em um mesmo hospedeiro, situação mais comum com endoparasitoides solitários que destroem ou suprimem fisiologicamente as larvas ou ovos excedentes, sobrevivendo, normalmente, um indivíduo dominante.

Autoparasitoidismo ou **adelfoparasitoidismo:** parasitoide que parasita a própria espécie (p. ex.: machos de *Coccaphagus scutellaris* (Hymenoptera: Aphelinidae) são parasitoides obrigatórios das fêmeas).

Cleptoparasitoidismo: parasitoide ataca, apenas, hospedeiros vulneráveis, parasitados por outras espécies, sendo que, no caso de multiparasitoidismo, em que há competição entre espécies, o cleptoparasitoide geralmente domina.

Parasitoides heterónimos: a fêmea e o macho de uma espécie de parasi-

toide escolhem espécies hospedeiras diferentes.

Parasitoides poliembrionias: o adulto coloca um ovo (ou outro tipo de propágulo) no hospedeiro, que se divide em múltiplos propágulos com desenvolvimento independente, produzindo múltiplos indivíduos.

e) Quanto de exploração do hospedeiro

Parasitoide cenobionte (ou coinobionte): a larva do parasitoide mata o hospedeiro, apenas, após o término do seu desenvolvimento.

Parasitoide idiobionte: parasitoides que matam o hospedeiro antes da emergência e se desenvolvem em cadáveres. O parasitoide dispõe, apenas, dos recursos que o hospedeiro tem no momento da oviposição ou inoculação para completar seu desenvolvimento.

Agentes entomopatogênicos

Os entomopatógenos, para controle de insetos-praga, são encontrados, principalmente, na forma de inseticidas microbianos. Fungos são os principais microrganismos causadores de doenças em insetos na natureza com a ocorrência de epizootias. Estes agentes biológicos possuem elevado potencial para o controle de pragas, devido à sua grande variabilidade genética, largo espectro de hospedeiros e infecção via tegumento dos insetos. Os principais gêneros de fungos entomopatogênicos são *Aschersonia*, *Aspergillus*, *Beauveria*, *Fusarium*, *Hirsutella*, *Lecanicillium*, *Metarhizium*, *Nomurae*, *Paecilomyces*, *Sporothrix*, *Sorosporella* e *Tolypocladium*.

Bactérias entomopatogênicas pertencem, principalmente, às famílias Bacillaceae e Enterobacteriaceae, penetrando no inseto por via oral. Bactérias esporulantes são as mais utilizadas, comercialmente, devido à presença de estruturas de resistência denominada endósporos que garantem sua manutenção em ambientes com condições desfavoráveis. Bactérias utilizadas no controle microbiano de insetos devem apresentar alta virulência e capacidade invasora, além da produção de toxinas. As principais bactérias utilizadas no controle biológico são: *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* no controle de lagartas, *B. thuringiensis* var. *israelensis* e *Lysinibacillus sphaericus* para larvas de pernilongos e outros mosquitos (Diptera) e *B. thuringiensis* var. *tenebrionis* para controle de coleópteros.

Vírus são organismos acelulares e parasitos intracelulares obrigatórios, in-

fectando insetos por via oral, sendo altamente específicos por se desenvolverem e se reproduzirem em células hospedeiras e serem, estreitamente, associados ao hospedeiro. Os principais vírus utilizados no controle biológico de insetos são conhecidos como baculovírus.

Nematoides entomopatogênicos são organismos não segmentados, parasitas obrigatórios ou facultativos que causam a morte de insetos devido à relação simbiótica ou mutualística com bactérias dos gêneros *Photorhabdus* e *Xenorhabdus*. Esses nematoides liberam bactérias na hemocele do hospedeiro, as quais produzem metabólitos secundários causando a morte do referido e proporcionando condições para seu desenvolvimento e reprodução. As principais espécies de nematoides associados a insetos são famílias Heterorhabditidae, Mermithidae, Neotylenchidae e Steinernematidae.

TIPOS DE CONTROLE BIOLÓGICO

As estratégias do controle biológico podem variar com o tipo (predador, parasitoide, patógenos) e a origem do inimigo natural (nativo ou exótico), se o inimigo natural é liberado ou manipulado, se o controle é imediato ou em longo prazo. Essas estratégias são agrupadas em três categorias.

Controle biológico clássico: é a introdução intencional de um inimigo natural exótico visando seu estabelecimento permanente e o controle de pragas exóticas, eventualmente nativas, em longo prazo. O processo de introdução de um inimigo natural envolve a identificação e exploração do centro de origem, procedimentos de quarentena e produção massal, liberação, estabelecimento e avaliações pós-estabelecimento. O sucesso de um programa de controle biológico clássico só poderá ser alcançado alguns anos após as liberações, sendo uma tática muito utilizada em sistemas nos quais o controle de pragas não precisa ser imediato e o nível de dano econômico é maior tolerando-se alguns danos como em florestas nativas ou plantios florestais.

Controle biológico aumentativo: é a criação massal do inimigo natural em biofábricas e distribuição e liberação no campo, com a introdução dos referidos de forma regular em liberações inoculativas ou inundativas. A liberação intencional de um organismo vivo como agente de controle biológico que visa a sua multiplicação e ao controle da praga durante um período prolongado, mas não permanentemente, é designada como liberação inoculativa. Nesta estratégia,

a expectativa é de controlar a praga com a descendência ou gerações sucessivas dos inimigos naturais liberados. Este tipo de liberação é aplicado em culturas perenes ou semiperenes, como os plantios florestais. Nas liberações inundativas, somente os indivíduos do inimigo natural que foram liberados, devem controlar a praga, sendo mais utilizados contra pragas-chaves que não foram suprimidas por inimigos naturais existentes na área (estabelecidos) ou introduzidos, em culturas anuais ou perenes.

Controle biológico por conservação: Esta tática consiste em preservar ou aumentar a população de inimigos naturais existentes através de técnicas de manejo com efeitos prejudiciais sobre pragas em longo prazo. As principais técnicas são o uso racional de inseticidas e o controle silvicultural para prover alimentos (pólen, néctar, presas ou hospedeiros alternativos), abrigo e microclima favorável. O cultivo mínimo é usado no manejo dos pulgões-gigantes-do-pinus (*Cinara* spp.) no sul do país. A cobertura vegetal mantém a umidade do solo adequada e garante proteção contra raios UV favorecendo a proliferação do fungo entomopatogênico *Lecanicillium lecanii*, melhorando o controle biológico dessas pragas (Reis Filho et al., 2005; Iede & Reis Filho, 2009).

HISTÓRICO E EVOLUÇÃO DO CONTROLE BIOLÓGICO NO BRASIL

Sistemas de controle biológico são parte da gestão de pragas na agricultura, silvicultura e em cultivos protegidos de olerícolas. Os primeiros programas antecederam a era moderna de pesticidas, embora muitos agentes de controle biológicos foram introduzidos para combater pragas resistentes a inseticidas e acaricidas.

O primeiro registro de controle biológico data do século III A.C. quando chineses utilizaram as formigas predadoras *Oecophylla smaragdina* Fabricius (Hymenoptera: Formicidae) no controle de desfolhadores e coleobrocas em citros. Outros inimigos naturais começaram a ser estudados e entre 1602 a 1706, surgiram os primeiros relatos sobre parasitismo de insetos. Em 1835, a infecção pelo fungo *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin em lagartas de bicho-da-seda, *Bombyx mori* L. (Lepidoptera: Bombycidae) foi o primeiro registro experimental de microrganismo patogênico a insetos. O primeiro caso de sucesso de controle biológico ocorreu em 1888, quando a joaninha *Rodolia cardinalis*

Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) foi importada da Austrália para o controle da cochonilha *Icerya purchasi* Maskell (Hemiptera: Margarodidae) em citros na Califórnia (DeBach, 1964). Desde então, muitos exemplos de sucesso de controle biológico em diferentes partes do mundo têm sido documentados.

Em 1921, o primeiro inimigo natural foi importado para o Brasil (Tabela 1), com a introdução de *Prospaltella berlesei* Howard (Hymenoptera: Aphelinidae) visando ao controle de *Pseudaulacaspis pentagona* Targioni (Hemiptera: Diaspididae), mas sem sucesso. Os principais problemas enfrentados incluíam a falta de estudos sistemáticos sobre a criação de insetos ou programas interdisciplinares e multidisciplinares, com poucos programas isolados sendo conduzidos, individualmente, por pesquisadores.

A intensificação da agricultura no século XX, o aumento do comércio internacional e a transferência de pragas em todo o mundo, a introdução de novas culturas e a demanda dos consumidores por produtos “livres de defeitos” contribuíram para uma dependência excessiva do controle químico atingindo pico com a síntese do DDT (diclorodifeniltricloroetano) em 1939, pelo químico suíço Paul Hermann Müller que recebeu o Prêmio Nobel. Em 1967, a introdução de inimigos naturais voltou a receber importância no Brasil (Tabela 1), mas voltou a aumentar, apenas com a criação do sistema de quarentena “Costa Lima” pela Embrapa (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária), em 1991 e cerca 770 espécies de parasitoides, predadores (incluindo ácaros) e patógenos foram importados desde então.

Inimigos naturais foram importados para o controle de pragas florestais no Brasil, incluindo, *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae) para controlar o psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae); *Selitrichodes neseri* Kelly & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) contra a vespa-da-galha *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) e *Cleruchoides noackae* Lin e Huber (Hymenoptera: Mymaridae) contra o percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero e Dellape (Hemiptera: Thaumastocoridae).

Tabela 1. Inimigos naturais introduzidos no Brasil com ano da introdução (ano), origem e praga alvo (adaptado de Parra, 2014)

Inimigo natural	Ano	Origem	Praga alvo
<i>Encarsia berlesei</i> (Hym.: Aphelinidae)	1921	EUA	<i>Pseudaulacaspis pentagona</i> (Hem.: Diaspididae)
<i>Prorops nasuta</i> (Hym.: Bethyidae)	1923	África	<i>Hypothenemus hampei</i> (Col.: Curculionidae)
<i>Aphelinus mali</i> (Hym.: Encyrtidae)	1928	Uruguai	<i>Eriosoma lanigerum</i> (Hem.: Aphididae)
<i>Tetrastichus giffardianus</i> (Hym.: Eulophidae)	1937	Havaí, EUA	<i>Ceratitidis capitata</i> (Dip.: Tephritidae)
<i>Macrocentrus ancyliivorus</i> (Hym.: Braconidae)	1944	EUA	<i>Grapholita molesta</i> (Lep.: Tortricidae)
<i>Neodusmetia sangwani</i> (Hymenoptera: Encyrtidae)	1967	Texas, EUA	<i>Antonina graminis</i> (Hemiptera: Pseudococcidae)
<i>Cotesia flavipes</i> (Hym.: Braconidae)	1970s	Trindade e Tobago, Paquistão	<i>Diatraea saccharalis</i> (Lep.: Crambidae)
Diversas espécies de parasitoides (Hymenoptera) e predadores (Coleoptera)	1970s	Vários países	Pulgões do trigo
<i>Trichogramma pretiosum</i> (Hym.: Trichogrammatidae)	1990s	Colômbia	<i>Tuta absoluta</i> (Lep.: Gelechiidae)
<i>Ageniaspis citricola</i> (Hym.: Encyrtidae)	1998	Florida, EUA	<i>Phyllocnistis citrella</i> (Lep.: Gracillariidae)

A evolução do controle biológico no Brasil resulta de programas com passos sequenciais envolvendo pesquisadores de diferentes áreas. O programa com *Trichogramma* teve influência francesa, especialmente do Dr. Jean Voegelé do INRA (*Institut National de la Recherche Agronomique*) de Antibes e foi iniciado no Brasil para pragas florestais e agrícolas em Piracicaba, em 1984. Outros programas importantes, desenvolvidos no país, incluem o usado para o manejo de pragas florestais, iniciados pelo Prof. José Cola Zanuncio, da Universidade Federal de Viçosa (UFV) e, atualmente, coordenado pelo professor Prof. Carlos Frederico Wilcken, da Universidade Estadual Paulista (UNESP).

O banco de dados BIOCAT, de introduções de agentes de controle biológico de insetos para controle de insetos-praga e elaborado pelo Centro Internacional de Agricultura e Biociências (CABI), registrou em sua última atualização em 2010, 6.158 introduções com 2.384 diferentes agentes de controle biológicos de insetos contra 588 espécies de pragas em 148 países. Ao longo de 1870 e 2010, os Estados Unidos foi o país com maiores investimentos em liberações de agentes de controle biológico com registro de 1956 introduções, enquanto o Brasil registrou 48 (Cock et al., 2016).

CONTROLE BIOLÓGICO EM CULTIVOS FLORESTAIS

A homogeneização mundial dos recursos genéticos em cultivos florestais e o aumento das taxas de dispersão de pragas exóticas resultam em ampla distribuição de pragas, chegando às vezes a uma distribuição global em uma década. O risco associado a pragas novas e emergentes é globalmente compartilhado e o controle biológico representa um componente importante na estratégia para reduzir esse risco. Pragas que se estabeleceram fora de sua faixa nativa são cada vez mais prováveis de serem estabelecidas em hospedeiros adequados em outros lugares do mundo. A crescente uniformidade genética em escala global do domínio generalizado de um reduzido número de espécies de crescimento rápido, em grande parte pinheiros, eucaliptos, acácias e álamo, é um agravante no contexto florestal.

Leptocybe invasa, a vespa-da-galha, é o exemplo mais notável de uma ameaça emergente e global de cultivos florestais. Essa vespa era desconhecida até seu primeiro relato em Israel em 2000, mas, em menos de uma década, expandiu sua distribuição da Austrália para pelo menos 25 países em todos os continentes, exceto a Antártida, e ameaça o cultivo contínuo de numerosas espécies de eucaliptos e híbridos (Tabela 2). A expansão dos problemas de fitossanidade, na silvicultura, ultrapassou o desenvolvimento de redes apropriadas para conviver com ameaças em uma escala espacial. O controle biológico das pragas florestais está entre as estratégias mais promissoras e os benefícios de adotar uma perspectiva global para promover a fitossanidade florestal são, particularmente, reais no contexto do controle biológico.

Tabela 2. Pragas de plantações de eucalipto e pinheiros, faixa estabelecida (faixa), ano e país da primeira detecção (A/P), ano global (AG), agentes de biocontrole estabelecidos (agentes), faixa estabelecida (faixa) e ano de introdução (ano) de agentes de controle biológico introduzidos com sucesso (Garnas et al., 2012)

Insetos praga				Agente de controle biológico		
Praga ¹	Faixa ²	A/P	AG ³	Agentes	Faixa ⁴	Ano
<i>Cinara cronartii</i> (P)	A	1974 (AS)	–	<i>Pauesia</i> sp.	A	1983 (África do Sul)
<i>Ctenarytaina eucalypti</i> (E)	A, As, Au, E, AN, AS	1889 (NZ)	1991	<i>Psyllaephagus pilosus</i>	E, AN, AS	1993 (EUA)
<i>Glycaspis brimblecombei</i> (E)	A, E, AN, AS	1998 (EUA)	–	<i>Psyllaephagus bliteus</i>	AS ⁵ , AN, E ⁵	2000 (EUA)
<i>Gonipterus scutellatus</i> (E)	A, As, AU, E, AN, AS	1890 (NZ)	1994	<i>Anaphes nitens</i>	A, E, AN, AS	1916 (África do Sul)
<i>Leptocybe invasa</i> (E)	A, As, E, AN, AS	2000 (Isr.)	2008	<i>Quadrastichus mendelli</i> ; <i>Selitrichodes</i> spp.; <i>Megastigmus</i> spp.	As	2007 (Israel)
<i>Ophelimus maskelli</i> (E)	A, As, E	2000 (It.)	–	<i>Closterocerus chamaeleon</i>	As, E	2005 (Israel)
<i>Orthotomicus erosus</i> (P)	A, AU, AN, AS,	1968 (AS)	2004	<i>Dendrosoter caenopachoides</i>	A	1984 (África do Sul)
<i>Paropsis charybdis</i> (E)	AU	1900s (NZ)	–	<i>Enoggera nassaui</i>	AU	1987 (Nova Zelândia)
<i>Phorocantha recurva</i> (E)	A, E, AN, AS	1906 (AS)	–	<i>Megalyra fasciipennis</i> ; <i>Avetianella longoi</i> ; <i>Syngaster lepidus</i>	A, AN	1910 (África do Sul)
<i>Phorocantha semipunctata</i> (E)	A, AU, E, AN, AS	1870s (NZ)	–	<i>Megalyra fasciipennis</i> ; <i>Avetianella longoi</i> ; <i>Syngaster lepidus</i>	A, AN	1910 (África do Sul)

(continua)

Tabela 2. Continuação.

Insetos praga				Agente de controle biológico		
Praga ¹	Faixa ²	A/P	AG ³	Agentes	Faixa ⁴	Ano
<i>Rhyacionia buoliana</i> (P)	AN, AS	1914 (EUA)	–	<i>Ogrilus obscurator</i> ; <i>Temelucha interruptor</i> ; <i>T. turionum</i> ; <i>Pimpla turionellae</i> ; <i>Trichogramma nerudai</i>	AN, AS	1928 (EUA)
<i>Sirex noctilio</i> (P)	A, AU, AN, AS	~1900 (NZ)	2005	<i>Deladenus siricidicola</i> ; <i>Ibalia leucospoides</i> ; <i>Megarhyssa</i> spp.; <i>Rhyssa</i> spp.; <i>Schlettererius cinctipes</i>	A, AU, AN, AS	1928 (NZ)
<i>Thaumastocoris peregrinus</i> (E)	A, AS, E	2003 (AS)	–	<i>Cleruchoides noackae</i>	AS	2010 (Chile)
<i>Trachymela tincticollis</i> (E)	A	1982 (AS)	–	<i>Enoggera reticulata</i>	A	1986 (AS)
<i>Uraba lugens</i> (E)	AU	1992 (NZ)	–	<i>Cotesia urabae</i>	AU	2010 (NZ)

¹ E: eucalipto, P: Pinus. ² A: África (excluindo África do Norte), As: Ásia, AU: Austrália, AN: América do Norte, AS: América do Sul, E: Europa (incluindo a África do Norte). O continente de origem foi incluído para pragas conhecidas por terem sido introduzidas em países fora dos limites históricos da sua faixa. ³ Pragmas são consideradas globais quando atingem todos os outros continentes (não necessariamente todos os países), onde sua árvore hospedeira é plantada como exótica. ⁴ Corresponde ao agente de controle biológico mais amplamente distribuído. ⁵ Introduzido acidentalmente. EUA: Estados Unidos da América, AS: África do Sul, Isr.: Israel, It.: Itália, NZ: Nova Zelândia.

EXEMPLOS DE CASOS DE SUCESSO EM PLANTIOS FLORESTAIS

A silvicultura tem inúmeros exemplos de programas bem-sucedidos de controle biológico com redução do controle químico e/ou outros métodos. Os primeiros exemplos de controle biológico na silvicultura datam do início dos anos 1900 com dois predadores introduzidos contra *Eriococcus coriaceus* Maskell (Hemiptera: Eriococcidae) em eucalipto na Nova Zelândia e um parasitoide de ovo contra o besouro *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae). O controle biológico clássico dos pulgões *Pineus pini* e *Pineus boerneri* (Hemiptera: Adelgidae) com predadores especializados das ordens Coleoptera, Diptera e Hemiptera tem sido bem-sucedido no Chile, Havaí e em vários países do leste e sul África. O controle da vespa-da-madeira, pelo nematoide *Deladenus siricidicola*, produziu excelentes resultados na Austrália, onde foi desenvolvido originalmente com a criação e inoculação de nematoides exportada e adotada por vários países do hemisfério sul, incluindo o Brasil.

O uso de inimigos naturais tem reduzido danos por pragas do gênero *Sirex*, apesar dos níveis diferentes de sucesso. Na África do Sul, os danos por *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae) foram calculados em torno de 109 milhões de dólares em 2007, para produtores e processadores após surtos graves nos anos anteriores, com o potencial de aumento para 266 milhões de dólares ou mais, se surtos com níveis equivalentes ocorrerem em todas as regiões de pinho do país. Esses surtos foram controlados, pelo menos em parte, com o nematoide *D. siricidicola*. Os custos de criação e implantação desse inimigo natural são mínimos comparados àqueles associados a perdas potenciais.

Principais pragas florestais e controle biológico

Formigas-cortadeiras

As formigas-cortadeiras dos gêneros *Atta* (saúvas) e *Acromyrmex* (quenquéns) são as principais pragas dos plantios florestais brasileiros (Zanetti et al., 2003) representando mais de 75% dos custos no controle de pragas florestais. Fungos entomopatogênicos, como *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bas-*

siana têm sido testados no combate a formigas-cortadeiras. Estudos em laboratório mostraram mortalidade de 70 e 20% de indivíduos de *Acromyrmex* spp. com iscas à base desses fungos, respectivamente. Resultados semelhantes foram obtidos com *Atta sexdens* em laboratório, mas não em campo, devido, principalmente, à dificuldade de aplicação e do comportamento social desses insetos, reduzindo a eficiência do controle. No entanto, esses fungos são ineficientes em matar formigueiros no campo.

A utilização dos nematoides *Aphelencooides composticola*, *Ditylenchus myceliophagus*, *Rhabditis* spp. e *Steinernema carpocapsae* foi testada no controle de formigas, porém sem resultados animadores.

Canthon virens Mannerheim (Coleoptera: Scarabaeidae) captura e decapita as rainhas de *Atta* spp. para ovipositar em seu gáster e parasitoides dípteros da família Phoridae ovipositam na cabeça ou tórax de soldados e operárias, dessas formigas que morrem após serem devoradas pelas larvas do parasitoide. No entanto, a eficiência de controle de ambos é considerada pequena.

Lagartas desfolhadoras

Um programa de controle biológico de lepidópteros desfolhadores de eucalipto foi desenvolvido em Minas Gerais, através da criação massal e liberação do parasitoide *Trichogramma soaresi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Esse parasitoide foi criado em laboratório (UFMG) e liberado para controlar um foco de *Blera varana* (Lepidoptera: Notodontidae), em 16 hectares de *E. cloeziana*, o que foi altamente eficiente. Entretanto, esse programa foi extinto.

O único programa de controle biológico de lepidópteros desfolhadores em plantios florestais em atividade no Brasil é o de produção de pentatomídeos predadores (Zanuncio et al., 2006), principalmente do gênero *Podisus* (Torres et al., 2006), desenvolvido pela Universidade Federal de Viçosa (UFV) que visa incrementar a tecnologia de produção desses percevejos. Pentatomídeos têm sido produzidos em larga escala com presas alternativas como larvas de bicho-da-seda, mosca doméstica e tenébrio. A tecnologia está difundida em várias empresas florestais que mantêm laboratórios de criação e realizam liberações em áreas de surtos de lagartas.

A bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt) é a mais importante dentre os patógenos para o controle de lagartas. Esse entomopatógeno produz proteínas tóxicas que, ingeridas pelas lagartas, provocam a ruptura da parede intestinal,

levando-as à morte por inanição e septicemia. Produtos à base dessa bactéria estão disponíveis no mercado. O Bt é o método mais empregado no controle de lagartas desfolhadoras na silvicultura.

Percevejo-bronzeado

Thaumastocoris peregrinus é uma praga relativamente nova em cultivos florestais no Brasil e, portanto, em opções de manejo, ainda estão sendo desenvolvidas. No Brasil, os inimigos naturais, em geral, como a *Atopozelus opsimus* Elkin (Hemiptera: Reduviidae), *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) e fungos entomopatogênicos como *Beauveria bassiana* e *Zoophthora radicans* (Brefeld) Batko (Entomophthorales: Entomophthoraceae) foram observados atacando ou infectando ninfas e adultos desse inseto.

No entanto, estes inimigos naturais não parecem ser efetivos em controlar as populações desse inseto. O controle biológico clássico, com a importação do parasitoide *Cleruchoides noackae* (Hymenoptera: Mymaridae) da Austrália, é a principal opção para o manejo do percevejo-bronzeado no Brasil.

Psilídeo-de-concha

O psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae), inseto de origem australiana, utiliza várias espécies do gênero *Eucalyptus* como hospedeiro. Essa praga foi observada no Brasil pela primeira vez em 2003, no estado de São Paulo, infestando híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla*. A facilidade de adaptação às condições climáticas brasileiras, a rápida dispersão e a extensão das áreas plantadas com eucalipto, sugerem que o controle deste psilídeo deve ser feito a partir do estabelecimento de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), baseado no monitoramento da praga e suas interações com o ambiente e outros organismos. Medidas de erradicação são inviáveis e o controle químico oneroso e pouco eficiente.

A importação de oito parasitoides da Austrália foi realizada pelos Estados Unidos e, apenas, uma espécie (*Psyllaephagus bliteus* Riek. (Hymenoptera: Encyrtidae)) estabeleceu-se no campo e tem controlado a praga com resultados satisfatórios. Esse parasitoide foi detectado no Brasil em ninfas de *G. brimblecombei*. Esse agente de controle biológico provavelmente foi introduzido acidentalmente no Brasil, juntamente com a praga.

Vespa-de-galha

A vespa-de-galha, *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae), uma praga exótica, é originária da Austrália. Esse inseto é partenogenético, ou seja, fêmeas dão origem a novas fêmeas sem a presença do macho. Portanto, seu potencial de crescimento populacional é enorme.

Em 2015, o Ministério da Agricultura concedeu a permissão para importação da África do Sul do parasitoide *Selitrichodes neseri* Kelly e La Salle (Hymenoptera: Eulophidae), uma vespa que coloca seus ovos dentro das galhas e suas larvas alimentam-se de *L. invasa*. Estudos estão sendo realizados na Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da UNESP e na Embrapa Florestas onde serão traçadas as estratégias para criação e liberação em campo desse parasitoide.

Vespa-da-madeira

O nematoide *Deladenus siricidicola* é o principal agente de controle biológico da vespa-da-madeira, *Sirex noctilio*, e foi importado para o Brasil em 1990. Este microrganismo infecta as larvas da vespa no tronco, tornando as vespas adultas estéreis. Os parasitoides *Ibalia leucospoides* (Hymenoptera: Ibalidae), *Rhyssa* sp. e *Megarhyssa* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) são outros inimigos naturais que podem auxiliar no controle biológico deste inseto.

Pulgões-gigantes-do-pínus

Os pulgões-gigantes-do-pínus *Cinara atlantica* Wilson e *Cinara pinivora* Wilson (Homoptera: Aphididae), originários Canadá e dos EUA, foram registrados no Brasil em 1996. Estes afídeos inserem o estilete nos ramos ou brotações durante a alimentação, causando clorose, deformação e queda de acícula, redução no desenvolvimento da planta, entortamento do fuste e superbrotação em *Pinus* spp..

Um projeto cooperativo entre Embrapa Florestas, Departamento de Zoologia da UFPR, FUNCEMA (Fundo Nacional de Controle de Pragas Florestais) e Museu de História Natural de Illinois foi elaborado no Brasil para a implantação de um programa de MIP para o pulgão-gigante-do-pínus, baseado, principalmente, na utilização do controle biológico e de métodos silviculturais.

O controle biológico dos pulgões-gigantes-do-pínus foi baseado na seleção, coleta, introdução, quarentena, avaliação, criação, liberação e estabeleci-

mento de parasitoides, da região de origem da praga e, também, com estudos de inimigos naturais locais como predadores (coccinelídeos, crisopídeos e sirfídeos) e fungos entomopatogênicos.

Parasitoides foram coletados, nos Estados Unidos, de 2001 a 2003, em diferentes locais de ocorrência de plantios de pinus, visando à obtenção de uma maior diversidade de espécies e maior variabilidade genética de cada espécie de parasitoide. *Pauesia bicolor* e *Pauesia proceptali* (Hymenoptera: Braconidae) e *Xenostigmus bifaciatus* (Hymenoptera: Braconidae) foram os parasitoides introduzidos no Brasil.

Xenostigmus bifaciatus passou por quarentena, foi multiplicado em laboratório e liberado entre 2002 e 2004 nos estados de Santa Catarina, Paraná e São Paulo. O estabelecimento do parasitoide foi confirmado em todas as áreas de liberação e algumas de suas colônias tiveram parasitismo próximo a 100% e a dispersão desse parasitoide atingiu, em seis meses, até 80 km de seu local de liberação (Reis Filho et al., 2004). *Xenostigmus bifaciatus* foi, também, registrado em locais sem liberações, como no Estado do Rio Grande de Sul e no Uruguai. A capacidade de dispersão, o potencial de parasitismo e a adaptação desse parasitoide às condições brasileiras torna o referido um dos principais agentes de controle biológico do pulgão-gigante-do-pinus.

O fungo entomopatogênico, *Lecanicillium* sp. (Moniliaceae), desenvolve-se, naturalmente, no ambiente em condições favoráveis e infectou colônias de *C. atlantica* e *C. pinivora* em campo. Coccinelidae são os predadores mais abundantes dessa praga, representando até 82% da população de seus inimigos naturais. *Cycloneda sanguinea* Linnaeus, *Eriopis connexa* Germar, *Harmonia axyridis* Pallas, *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Olla v-nigrun* Mulsant e *Scymnus (Pullus)* sp. foram encontradas associadas a *C. atlantica* em campo.

REFERÊNCIAS

- COCK, M.J.W.; MURPHY, S.T.; KAIRO, M.T.K.; THOMPSON, E.; MURPHY, R.J.; FRANCIS, A.W. Trends in the classical biological control of insect pests by insects: an update of the BIOCAT database. *BioControl* v. 61, p. 349-363, 2016.
- GARNAS, J.R.; HURLEY, B.P.; SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M.J. Biological control of forest plantation pests in an interconnected world requires greater international focus. *International Journal of Pest Management*, v. 58, p. 211-223, 2012.
- PARRA, J.R.P. Biological Control in Brazil: An overview. *Scientia Agrícola*, v. 71, p. 345-355, 2014.
- REIS FILHO, W.; PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T. Controle biológico do pulgão-gigante-do-pinus, *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae), pelo parasitoide *Xenostigmus bifasciatus*

(Hymenoptera: Braconidae). Colombo: Embrapa Florestas, v. 3 p. (Comunicado técnico, 122), 2004.

TORRES, J.B.; ZANUNCIO, J.C.; MOURA, M.A. The predatory stinkbug *Podisus nigrispinus*: biology, ecology and augmentative releases for lepidoperan larval control in Eucalyptus in Brazil. CAB Reviews Perspectives in Agriculture Veterinary Science Nutrition and Natural Resources v. 1, p. 1-18, 2006.

ZANETTI, R., ZANUNCIO, J.C., VILELA, E.F., LEITE, H.G., JAFFE, K., OLIVEIRA, A.C. Level of economic damage for leaf-cutting ants (Hymenoptera: Formicidae) in *Eucalyptus* plantations in Brazil. Sociobiology, v. 42, p.433-442, 2003.

ZANUNCIO, J.C.; LEMOS, W.P.; LACERDA, M.C.; ZANUNCIO, T.V.; SERRÃO, J.E.; BAUCE, E. Age-dependent fecundity and fertility life tables of the predator *Brontocoris tabidus* (Heteroptera: Pentatomidae) under field conditions. Journal of Economic Entomology, v. 99, p.401-407, 2006.

11. Controle comportamental

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

A comunicação química tem papel essencial na vida dos insetos, permitindo-lhes avaliar o ambiente a sua volta através da mudança em seu comportamento. Substâncias químicas que mediam o comportamento dos insetos podem ser chamadas de químicos comportamentais, químicos modificadores de comportamento ou, simplesmente, semioquímicos. A palavra semioquímico vem do grego “semeon”, que significa sinal. Os semioquímicos são moléculas orgânicas usadas na transmissão de mensagens químicas que podem modificar o comportamento ou a fisiologia de um organismo (El-Sayed, 2015). Insetos utilizam sinais químicos para localizar hospedeiros, fontes de alimento, parceiros sexuais, evitar competição e inimigos naturais e superar as defesas de seus hospedeiros/presas. Os semioquímicos podem transmitir uma mensagem em distâncias mais longas do que outros meios de comunicação em insetos (El-Shafie & Faleiro, 2017).

Feromônios são substâncias emitidas por um organismo para induzir respostas comportamentais em outro da mesma espécie, podendo ser de alarme, sexuais e os de trilha de comida, afetando o comportamento ou a fisiologia de indivíduos da mesma espécie (van Tol et al., 2001). Aleloquímicos são sinais emitidos e recebidos por espécies diferentes, podendo ser cairomônios ou alo-mônios, se beneficiarem o organismo receptor ou emissor, respectivamente. Um semioquímico pode funcionar em mais de uma dessas categorias, dependendo da espécie receptora. Feromônios de agregação de alguns besouros broqueadores também podem atuar como cairomônios atraindo seus predadores (El-Shafie & Faleiro, 2017). Algumas terminologias usadas para sinais químicos são demonstradas na Figura 1.

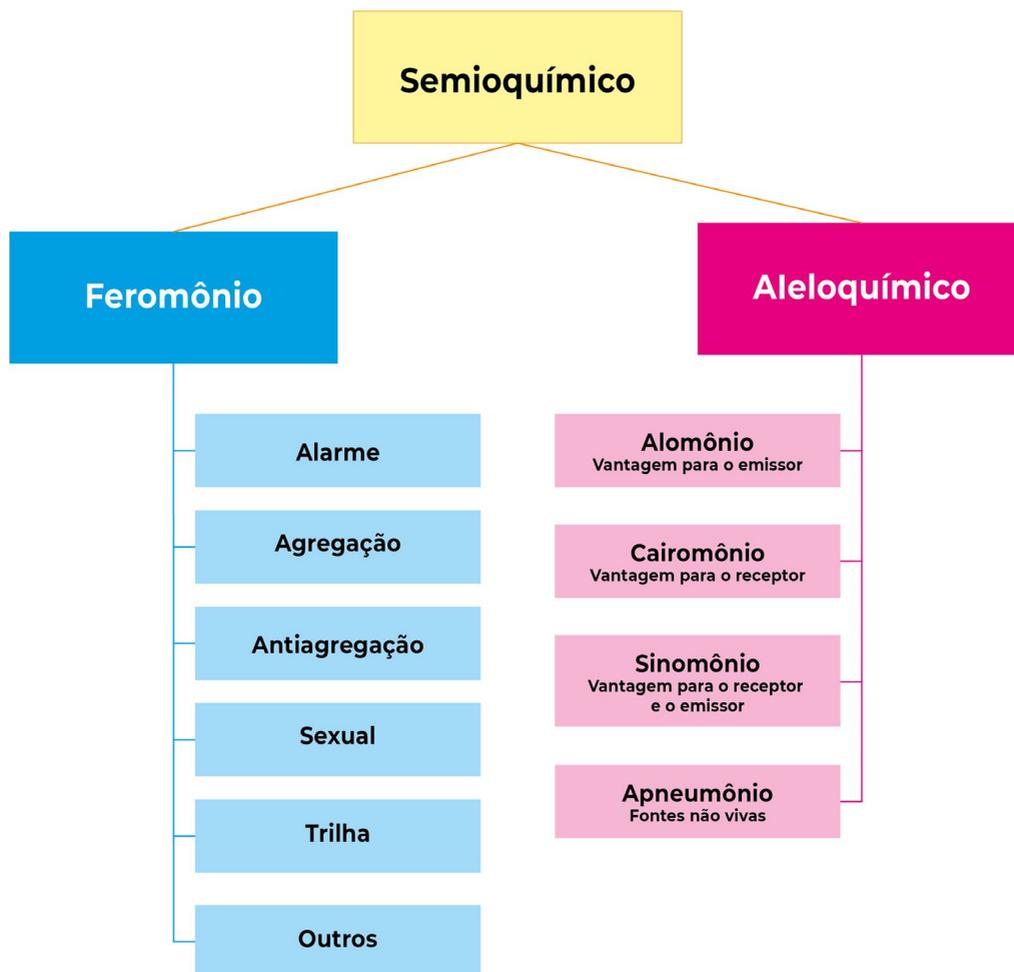


Figura 1. Terminologia utilizada no estudo dos semioquímicos (adaptada de Norin, 2007).

Os semioquímicos também podem ser classificados pelo tipo de comportamento que elicitam no organismo receptor. Os atrativos fazem com que o receptor oriente-se na direção de uma fonte emissora, os repelentes provocam a reação oposta, os incitantes induzem a realização de um comportamento específico, como a alimentação, por exemplo, e os deterrentes fazem o indivíduo interromper tal comportamento.

Os semioquímicos são específicos para cada espécie e não causam efeitos adversos ao meio ambiente. Essas vantagens tornam o controle comportamental uma ferramenta importante no manejo de pragas agrícolas e florestais, principalmente em sistemas de cultivo orgânico (El-Shafie & Faleiro, 2017). Muitas das pesquisas com semioquímicos traduziram-se na prática, no monitoramento e

controle de insetos. Apesar do uso de semioquímicos contra pragas ter vantagens em relação aos inseticidas convencionais, eles ainda são pouco utilizados. O sistema olfativo dos insetos é bastante aguçado e quantidades ínfimas de semioquímicos são necessárias para o controle. A tecnologia precisa ser transferida ao silvicultor de maneira mais eficiente e é preciso conhecer mais sobre a comunicação química entre insetos e plantas (Norin, 2007).

Os semioquímicos são componentes importantes em programas de manejo integrado de pragas florestais em países do Hemisfério Norte, atuando como ferramentas eficientes no monitoramento e/ou redução populacional de certas pragas. No entanto, ainda são pouco usados no manejo de pragas na silvicultura em regiões tropicais (Nadel et al., 2012). Embora estudos com semioquímicos tenham sido conduzidos para vários insetos nas regiões tropicais e no Hemisfério Sul, essa técnica tem sido pouco usada em plantios florestais. O alto custo da pesquisa, desenvolvimento e aplicação de semioquímicos em programas de monitoramento e/ou controle, provavelmente, é o principal motivo para sua baixa adoção, mesmo em plantios florestais industriais dessas regiões (Rodríguez & Niemeyer, 2005; Brockerhoff et al., 2006; Carle & Holmgren, 2008; FAO, 2011).

Muitas pesquisas, táticas e produtos formulados usados no Hemisfério Norte foram aplicados em plantações florestais no Hemisfério Sul. Por exemplo, na Austrália e na Nova Zelândia, semioquímicos são usados para monitorar pragas quarentenárias em áreas de alto risco, como aeroportos, portos e florestas próximas a esses locais (Cole, 2005; Brockerhoff et al., 2006a; Wylie et al., 2008). A pesquisa pode melhorar a precisão do monitoramento da dispersão e dos níveis populacionais das pragas. Isso é muito importante devido ao uso de inseticidas sintéticos ser cada vez mais restrito em plantios florestais, devido à toxicidade e proibição por parte da certificação florestal, como o *Forestry Stewardship Council* - FSC (Rametsteiner & Simula 2003; Lemes et al., 2016).

À medida que mais estudos são desenvolvidos com semioquímicos em plantios florestais no Hemisfério Sul e em regiões tropicais, é necessário avaliar quais pragas e tipos de sistema florestal que o controle comportamental será implementado, pois essa tática não é adequada para todos tipos de pragas (El-Sayed et al., 2009). Os primeiros casos de sucesso darão maior confiança aos produtores de que o uso de semioquímicos é viável no manejo integrado de pragas (MIP) florestais.

SEMIOQUÍMICOS NO MIP

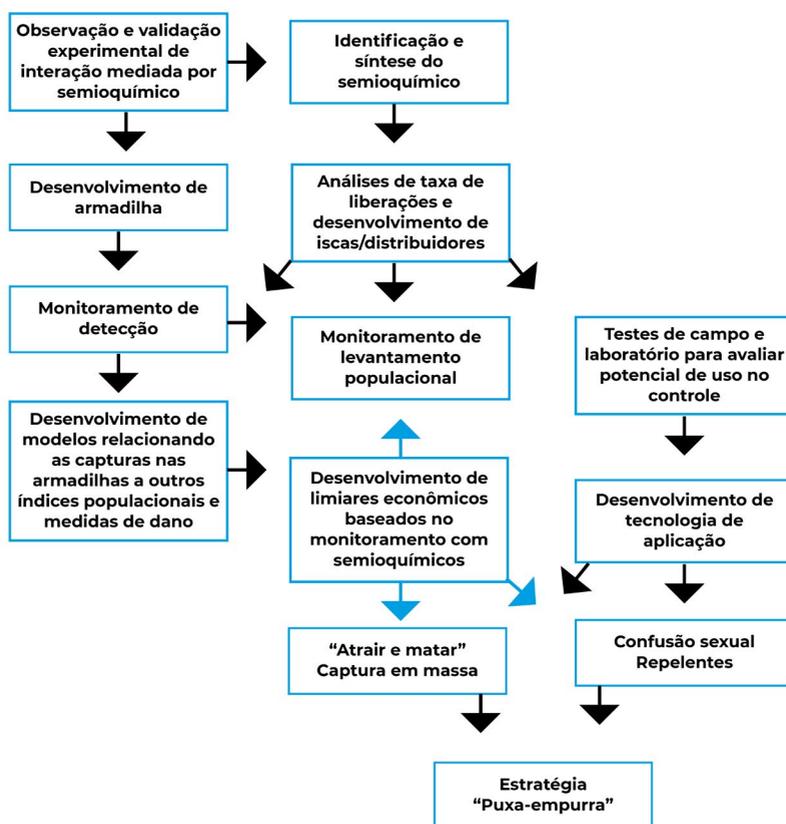


Figura 2. Pesquisas e desenvolvimentos necessários para a implementação de semioquímicos em programas de MIP florestais. Setas pretas indicam fluxo de informação. Setas azuis indicam que a informação poderia ser usada para melhorar aquela tática (adaptado de Evenden & Silk, 2016).

Os semioquímicos vêm sendo utilizados no manejo de pragas há mais de 100 anos. A confiança dos insetos nos sinais transmitidos através dos semioquímicos em sua sobrevivência, reprodução e outros aspectos biológicos fazem deles excelentes ferramentas no manejo integrado de pragas florestais. No entanto, várias etapas de pesquisa e desenvolvimento devem ocorrer antes que os semioquímicos possam ser eficazes e, então, incorporados em programas de MIP (Figura 2). O uso efetivo de semioquímicos em campo depende da disponibilidade comercial e formulação apropriada para fornecer uma taxa de liberação ideal durante um período prolongado.

Os feromônios sexuais são os mais utilizados no manejo de insetos, principalmente, de Lepidoptera. Feromônios de agregação, também, são bastante usados no manejo de Coleoptera de importância econômica. Pragas agrícolas e florestais importantes como o besouro-de-casca *Dendroctonus ponderosae* em *Pinus* spp. (Curculionidae: Scolytinae), a broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae), a lagarta-do-cartucho *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), e a traça-do-tomateiro *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae), têm sido manejadas, com certo sucesso, utilizando essa técnica (El-Shafie e Faleiro, 2017).

Os semioquímicos têm sido utilizados no manejo integrado de pragas, principalmente, com as seguintes estratégias (El-Shafie & Faleiro, 2017):

- Detecção precoce de espécies invasoras e em monitoramentos para delimitar áreas de ocorrência;
- Monitoramento das populações de espécies endêmicas para definir o melhor momento para aplicação de defensivos;
- Avaliação da eficácia de estratégias de controle usadas através do monitoramento pós-aplicação;
- Melhoria da amostragem de insetos, comparada a outras técnicas, auxiliando a tomada de decisão;
- Aumento das taxas de predação/parasitismo de predadores e parasitoides no controle biológico;
- Redução direta da população de pragas;

Neste capítulo, iremos abordar o uso de semioquímicos na detecção precoce de espécies invasoras, no monitoramento e controle de pragas, que são os usos mais comuns na área florestal.

Detecção precoce de espécies invasoras

Um dos usos mais comuns de semioquímicos no Hemisfério Sul é na detecção precoce e no monitoramento de dispersão de pragas florestais com potencial invasivo. A captura de insetos exóticos em portos e aeroportos, que foram importados em material infestado, procura impedir ou desacelerar a dispersão dessas pragas em áreas florestais adjacentes. Após serem detectados nas armadilhas ou inspeções fitossanitárias realizadas em materiais vegetais ou produtos florestais, várias armadilhas podem ser colocadas em torno das fontes de infestação. A

aplicação das armadilhas com isca de feromônio no tempo certo irá depender do conhecimento prévio de potenciais espécies invasoras e, principalmente, da disponibilidade de iscas de feromônio específicas. Regiões portuárias são, geralmente, afastadas de locais adequados para a reprodução de muitas dessas pragas. Logo, ao impedir a dispersão a partir deles, provavelmente, o estabelecimento dessas espécies exóticas será comprometido (Wainhouse, 2005). As armadilhas de feromônio são mais sensíveis que outras ferramentas de amostragem, portanto, são muito úteis na detecção da introdução e dispersão de espécies invasoras (Sweeney et al. 2006).

Monitoramento

Outro uso muito importante dos semioquímicos no manejo de pragas florestais é no monitoramento da dispersão e nos níveis populacionais da praga alvo. O monitoramento com armadilhas semioquímicos pode ser importante em alguns dos maiores programas de MIP florestais, permitindo a detecção e avaliação do impacto e alcance dessas espécies. O monitoramento é feito tanto com cairomônios quanto com feromônio, em várias armadilhas disponíveis para diferentes tipos de insetos.

As armadilhas de cairomônios são empregadas, principalmente, no monitoramento da densidade populacional de besouros-de-casca e besouros-de-ambrósia (Curculionidae: Scolytinae). Apesar de alguns semioquímicos terem sido descobertos para uso com várias espécies, existem iscas com cairomônios para monitoramento e detecção de pragas específicas (Wainhouse, 2005). Armadilhas à base de feromônios podem ser mais efetivas no monitoramento do que as com cairomônios, já que a atração provocada por feromônios é mais específica. Armadilhas de feromônios são mais eficazes com pragas que estão presentes em densidades populacionais muito baixas (Hosking et al. 2003). O uso de feromônios no monitoramento das pragas tem uma série de vantagens, entre elas: *(i)* são muito específicos e poucos organismos não-alvo são capturados; *(ii)* funcionam mesmo a grandes distâncias e podem monitorar mesmo em baixas densidades populacionais e; *(iii)* quantidades ínfimas do feromônio são necessárias para surtir efeito (Witzgall et al., 2010).

Além de auxiliar na detecção, a captura desses insetos ao longo do tempo pode indicar o período sazonal de voo (Grant et al., 2002; Rocchini et al., 2003) e auxiliar no ajuste do melhor momento para aplicação de técnicas de controle (Régnière & Nealis, 2002). Através dos insetos coletados pode se obter infor-

mações como a razão sexual (Borden et al., 2008), reprodução (Bergh et al., 1988), disseminação de doenças (Sweeney & McLean, 1987), e na avaliação da diversidade genética, usada para determinar o caminho percorrido pela praga até a invasão em espécies introduzidas (Carter et al., 2009).

Armadilhas com feromônios não são muito utilizadas na previsão de densidades populacionais e danos de pragas, pois além do alto custo, os modelos não são precisos. Limiares econômicos feitos com base no número de insetos aprisionados em armadilhas de feromônio foram desenvolvidos apenas para algumas pragas que tiveram estudos aprofundados e usados no manejo integrado. O monitoramento com feromônios é útil, principalmente, no monitoramento de pragas florestais com surtos cíclicos, em que sua abundância pode aumentar rapidamente e causar muitos danos aos plantios ou florestas (Evenden & Silk, 2016).

Controle

Semioquímicos também são utilizados no controle de algumas pragas florestais, podendo afetar o comportamento e interferir na reprodução e/ou sobrevivência, regulando a densidade populacional das pragas (Evenden & Silk, 2016). Essas substâncias têm sido empregadas, principalmente, com as táticas de confusão sexual, captura em massa com armadilhas e/ou repelindo pragas de alimentos e locais de oviposição (Agelopoulos et al., 1999).

Confusão sexual

A confusão sexual é feita através da liberação de grandes quantidades de feromônio sexual sintetizado no local de ocorrência da praga, visando interromper o comportamento de encontrar parceiros e de cópula (Bartell, 1982). Essa tática tem sido empregada, principalmente, no controle de lepidópteros (Witzgall et al. 2010). Os insetos podem seguir um produto químico atraente, através da sua pluma de odor. Eles localizam a fonte desta pluma voando contra o vento até sua origem. Quanto mais peculiar for esse químico, os limites da pluma de odor ficam mais delimitados, pois há menor interferência. Por isso, os feromônios, únicos para as espécies, são atrativos mais fortes do que cairomônios, que podem ser encontrados em espécies diferentes (p. ex.: um cairomônio pode ser emitido tanto por uma árvore hospedeira quanto por outra espécie não hospedeira). Essa técnica manipula o comportamento sexual dos insetos, podendo levar a uma redução populacional (El-Shafie & Faleiro, 2017). A confusão sexual busca

aumentar a interferência de fundo ao ponto em que o inseto de um sexo tenha dificuldade na localização do emissor de outro sexo. Isso pode ser feito através da saturação, quando o inseto tem dificuldade em localizar uma pluma de odor, ou criando vários pontos de emissão de odor artificial no ambiente, fazendo com o que o inseto desperdice energia e tempo localizando fontes erradas. O uso dessa técnica não impede completamente a realização de cópulas, mas o atraso provocado no acasalamento das fêmeas pode reduzir a fecundidade em torno de 50% (Baker, 2011). Toda fêmea adulta de insetos tem um tempo para se reproduzir, e qualquer atraso pode afetar negativamente seu *fitness* e a habilidade de selecionar os melhores locais para a oviposição. Existem três formas em que essa técnica pode atuar:

I. Atração competitiva ou seguimento de falsa trilha: os machos respondem às plumas de feromônio sintético emitidas pelos distribuidores ao invés da pluma do odor natural emitida pelas fêmeas. É um mecanismo dependente de densidade e é mais eficiente em baixas densidades populacionais.

II. Camuflagem: o ambiente fica completamente saturado com o feromônio sintético e o macho não consegue localizar as fêmeas dentro do plantio. Funciona de maneira independente da densidade.

III. Perda de sensibilidade ou desequilíbrio sensorial: o sistema olfativo e/ou sistema nervoso central dos machos podem ficar habituados ou adaptados aos odores devido à superexposição ao feromônio sintético.

O objetivo da confusão sexual é evitar o acasalamento da praga-alvo, interrompendo ou atrapalhando a comunicação entre macho e fêmea. Os insetos permanecem vivos, mas desorientados durante o uso dessa técnica, enquanto são mortos ou removidos nas técnicas da captura em massa ou “atrair e matar” (Wylie & Speight, 2012). A confusão sexual é a técnica de controle comportamental mais utilizada no manejo de pragas.

A concentração do feromônio deve permanecer suficientemente alta no local correto e o número de encontro entre machos e fêmeas deve ser baixo para que o acasalamento seja interrompido e a população comece a diminuir em densidade na próxima geração. Portanto, essa técnica é mais apropriada em baixas densidades populacionais (Wainhouse, 2005). Vasilhames plásticos que liberam feromônio, a uma taxa controlada por vários dias, e microcápsulas ou tiras plásticas impregnadas com feromônios atraentes podem ser usados.

As populações a serem controladas devem ser isoladas, sem outras fontes

próximas de fêmeas acasaladas, que podem dispersar para áreas tratadas. Logo, espécies, com baixa mobilidade, são candidatas potenciais ao uso dessa técnica. No entanto, os machos podem procurar pelas fêmeas usando pistas visuais para localizá-las próximo a fonte de feromônio sintético. A eficiência da orientação a curta distância e a densidade populacional afetam a frequência de encontros e, portanto, podem afetar a eficácia da confusão sexual.

Os feromônios sexuais são formulados de várias maneiras que podem influenciar sua taxa de liberação, como e onde eles serão aplicados (Sanders, 1997). Formulações dispersíveis na forma de microcápsulas liberam quantidades muito pequenas durante um período limitado, mas podem ser aplicadas com equipamento de pulverização tradicional e proporcionando uma distribuição razoavelmente uniforme. Outras formulações imitam um indivíduo do sexo oposto ao que se deseja confundir, consistindo em lascas de plástico, flocos ou fibras que liberam feromônio a uma taxa de emissão aproximada do inseto, durante um período relativamente longo. Formulações em fita ou cordas têm altas taxas de liberação potencial durante um longo período, porém precisam ser colocadas manualmente.

Captura em massa com armadilhas

A captura massal de insetos com armadilhas é usada na redução direta de populações de pragas. Uma grande quantidade de armadilhas de feromônio é usada eliminando os adultos, reduzindo a população e os danos larvais subsequentes (Baker, 2011). Na captura em massa, um número adequado de armadilhas com isca atraente é usado com o objetivo de suprimir as pragas pela aniquilação tanto de machos e/ou fêmeas (Wylie & Speight, 2012). A captura em massa com armadilhas é semelhante a técnica do “atrair e matar”, entretanto os insetos atraídos ficam contidos na armadilha e são fisicamente/mecanicamente removidos da população (Evenden & Silk, 2016).

A maioria das tentativas de uso dessa técnica foi feita em pragas florestais na Europa e na América do Norte, principalmente com besouros broqueadores (Wylie & Speight, 2012). Essa técnica vem sendo utilizada há séculos para controle de besouros-de-casca em países do Hemisfério Norte, utilizando árvores armadilhas para capturar e eliminar esses insetos. Algumas árvores hospedeiras eram derrubadas para cada árvore que estivesse infestada, e os besouros que as atacavam eram eliminados, queimando ou tratando as árvores armadilhas com inseticidas. Este método pode utilizar tanto feromônios de agregação quanto cai-

romônios produzidos pelo hospedeiro. Atualmente, com a evolução da identificação e síntese de feromônios e cairomônios, apareceram armadilhas adesivas iscadas com feromônio, armadilhas de tubo e funil que imitam árvores, entre outras (El-Shafie & Faleiro, 2017). Algumas armadilhas podem ser improvisadas, utilizando garrafas PET, como as que são usadas no controle e monitoramento da broca-do-olho-do-coqueiro (*Rhynchophorus palmarum*) (Coleoptera: Curculionidae) (ver figura 5 do capítulo 15.6.5).

Armadilhas de tubo iscadas com feromônio foram usadas na supressão de um grande surto de besouro broqueadores na região da Escandinávia no início da década de 80. Mais de 500 mil armadilhas foram usadas somente na região sul da Noruega, capturando quase 3 bilhões de besouros nesse período. Sistemas de captura massal também podem ser usados para suprimir populações de besouros-de-ambrósia em locais de processamento de madeira. A área a ser controlada é relativamente pequena nesses locais e o objetivo é evitar que esses besouros ataquem as toras que aguardam o processamento (El-Shafie & Faleiro, 2017). Devido ao alto custo de adquirir e instalar um grande número de armadilhas em um ecossistema florestal, essa técnica é mais recomendada para talhões de alto valor (Borden, 1993) ou pequenas áreas manejadas, em regiões áridas (Lindgren & Fraser, 1994). Os feromônios também podem ser usados em uma modificação da técnica da árvore armadilha. Árvores mais adequadas para a reprodução de besouros-de-casca são impregnadas com feromônios atraentes e as árvores logo são cortadas e os besouros são mortos por trituração. Árvores tratadas com inseticidas ou herbicidas também podem ser impregnadas com feromônio, formando um ambiente ruim para o desenvolvimento desses besouros e levando as suas larvas a morte antes de emergirem (El-Shafie & Faleiro, 2017).

Feromônios sexuais poderiam, em teoria, ser usados em armadilhas para captura massal. Nesse caso, como apenas um dos sexos seria capturado, essa técnica teria efeito parecido com o da confusão sexual, porque reduziria a possibilidade de encontros e cópulas, reduzindo a população na próxima geração. No entanto, os alvos mais frequentes de captura em massa têm sido os besouros-de-casca e besouros-de-ambrósia, porque ambos os sexos podem ser atraídos com o uso de feromônios de agregação. A captura em massa pode atuar na redução da dispersão, diminuição dos danos à madeira ou redução da taxa reprodutiva, variando conforme as características das pragas e o local onde as armadilhas são colocadas (Wainhouse, 2005). Feromônios sexuais podem ser mais eficazes, principalmente, em sistemas em que são emitidos por machos e que atraíam as fêmeas, como na broca-do-olho-do-coqueiro. As fêmeas da broca ficam aprisio-

nadas, reduzindo diretamente a postura dos ovos. Essa técnica é mais recomendada para insetos com densidade populacional relativamente baixa, que vivem muito tempo antes da postura, os quais colocam poucos ovos e com larvas emergentes que causam muito dano (Oehlschlager et al., 2002).

Árvores-armadilha e armadilhas de captura têm a desvantagem de que dentro dos talhões elas podem iniciar um ataque de “transbordamento”, atraindo e concentrando as pragas para dentro da floresta ou plantio, sendo necessário o monitoramento das árvores próximas, evitando a formação de novos focos de surto. Árvores-armadilha também exigem muita mão de obra e necessitam de monitoramento cuidadoso para garantir que sejam removidas ou eliminadas antes de serem totalmente tomadas pelas pragas e, assim, evitar a reemergência de adultos ou permitir o desenvolvimento das fases juvenis. A aplicação de inseticida no tronco pode impedir o desenvolvimento dessas pragas, reduzindo a necessidade de monitoramento regular. As vantagens do uso de armadilhas são que os insetos capturados não se reproduzem e as armadilhas podem ser instaladas em locais onde, provavelmente, serão mais eficientes (Wainhouse, 2005).

As armadilhas e iscas usadas na captura em massa devem ser projetadas visando maximizar as capturas dos insetos, mas os insetos podem responder de maneira complexa e incompreendida, portanto é difícil atingir isso na prática (Muirhead-Thomson, 1991). Nesse sentido, essas armadilhas são, geralmente, uma mistura entre o design para captura com o menor custo e a facilidade de manuseio, características importantes quando se pensa no uso dessa técnica em larga escala dentro de plantios florestais.

Atrair e Matar

Esta técnica, como o próprio nome sugere, utiliza um semioquímico para atrair o inseto a uma armadilha com alguma substância letal (esterilizante, inseticida ou patógeno). Essa técnica também pode ser denominada “atrair e esterilizar” ou “atrair e infectar”, dependendo da substância letal utilizada. O uso dessa técnica pode reduzir a densidade populacional, matando a praga alvo, reduzindo sua fecundidade ou causando epizootias (El-Shafie & Faleiro, 2017).

Essa técnica difere muito pouco da captura massal com armadilhas. Na tática de “atrair e matar”, o inseto atraído pelo semioquímico não é “aprisionado” na armadilha, mas acaba morto pelo agente letal ou esterilizante, eliminando boa parte da população após um curto período de tempo (El-Sayed et al., 2009).

As formulações para essa técnica combinam uma substância atrativa (semioquímico) e uma substância tóxica para matar a praga. Essa técnica é muito usada no manejo de besouros-da-casca, já que ambos os sexos destes besouros respondem aos feromônios de agregação e aos voláteis emitidos pelas árvores durante a colonização das árvores (Conn et al., 1983).

Repelentes

Um repelente é uma substância que impede ou inibe os insetos de encontrar, alimentar-se e/ou ovipositar em um hospedeiro atrativo (Mafrá-Neto et al., 2014). Semioquímicos com efeito repelente estão disponíveis para o manejo de algumas pragas florestais. No entanto, o seu uso no campo é limitado devido à maior disponibilidade de outras técnicas mais baratas e eficazes, à falta de formulações adequadas e à regulação junto aos órgãos de registro (Isman, 2006). Os repelentes podem ser usados sozinhos ou combinados com substâncias atrativas, numa estratégia conhecida como “empurra-puxa”. Essa estratégia protege um recurso, tornando-o pouco atrativo ou inadequado para a praga (empurra), enquanto as atrai para uma armadilha, na qual serão removidas (puxa) (Cook et al., 2007).

A maioria desses repelentes e inibidores são alomônios produzidos pelas plantas que inibem os danos e a alimentação de insetos, mas existem feromônios antiagregantes, produzidos por alguns besouros-de-casca, para repelir membros da mesma espécie de árvores já colonizadas. A função desses feromônios de antiagregação é evitar uma superpopulação em árvores colonizadas, reduzindo a competição. Estes feromônios são utilizados na supressão de ataques de besouros-de-casca em hospedeiros suscetíveis, na proteção de árvores individuais ou para confundir a orientação do inseto com o hospedeiro (El-Shafie & Faleiro, 2017).

Muitos metabólitos vegetais foram identificados como repelentes e detergentes, mas poucos foram testados na prática. Uma exceção é o óleo de pinho, um subproduto da indústria de celulose e papel, que foi testado com sucesso contra várias pragas florestais. Repelentes e detergentes são promissores na proteção de árvores individuais de alto valor, como árvores usadas na arborização urbana, parques e jardins.

EXEMPLOS DO ESTUDO E USO DE SEMIOQUÍMICOS EM PRAGAS FLORESTAIS BRASILEIRAS

A pesquisa com feromônios de insetos tem evoluído no Brasil, tanto na identificação, biossíntese, síntese e testes de campo. O aumento do interesse no assunto levou a formação de encontros nacionais (Zarbin et al., 2007). O primeiro Encontro Brasileiro de Ecologia Química (I EBEQ) foi realizado na Universidade Federal do Paraná em dezembro de 1999, e a décima edição do evento foi realizada em 2017 na Universidade Federal de São Carlos. No entanto, são poucos os exemplos de pesquisas e do uso de semioquímicos na silvicultura brasileira.

Feromônios de trilha podem separar colônias simpátricas dos cupins *Coptotermes gestroi* e *Heterotermes tenuis* (Rhinotermitidae). A especificidade da trilha de feromônio nessas espécies deve-se, possivelmente, a diferenças quantitativas do componente comum do feromônio da trilha, apesar de que componentes secundários podem neutralizar esse efeito quantitativo (Arab et al., 2004). Este componente comum foi identificado como (3Z,6Z,8E)-dodecatrien-1-ol e já foi sintetizado (Batista-Pereira et al., 2004a).

Um feromônio sexual liberado por machos e um feromônio de contato liberado pelas fêmeas da broca-da-erva-mate *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae) parecem exercer papel importante na comunicação dessa espécie (Fonseca & Zarbin, 2009). Três componentes específicos de machos foram detectados em cromatografia gasosa: (E)-6,10-dimetilundeca-5,9-dien-2-ona (geranil-acetona), (E)-6,10-dimetilundeca-5,9-dien-2-ol; e acetato de (E)-6,10-dimetilundeca-5,9-dien-2-ila (componente principal) (Vidal et al., 2010). A liberação destes compostos está ligada ao tempo de fotoperíodo e a presença da planta hospedeira no local (Fonseca et al., 2010). Machos fornecidos com ramos verdes de erva-mate liberaram mais voláteis que aqueles sem alimento (Fonseca et al., 2009), suportando a tese de que os machos sequestram a geranil acetona da planta hospedeira durante a alimentação, utilizando-a como um precursor na síntese de feromônios. Esses feromônios foram encontrados, predominantemente, na região do protórax em machos, sugerindo que esta seja a região onde são produzidos.

Extratos das glândulas de feromônio da mariposa-do-álamo *Condylorrh-*

za vestigialis (Crambidae) são atraentes aos machos e pelo menos um de seus componentes teve resposta antenal masculina. A identificação desta molécula poderá auxiliar no monitoramento e detecção do início do período de voo sazonal, além de auxiliar no desenvolvimento de novos métodos de controle para esta importante praga de *Populus* spp. no Brasil (Ambrogi et al., 2009).

Feromônios foram estudados em ninfas e adultos do percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Thaumastocoridae) visando à busca por novas formas de controle. Os voláteis identificados das exúvias ninfais foram benzaldeído, octanol, (E)-2-octenol, ácido octanóico, decanal e ácido hexanoico e os de indivíduos adultos foram os butirato de 3-metilbut-2-en-1-ila e butirato de 3-metilbut-3-en-1-ila (Martins et al., 2012). As possíveis funções dessas misturas de feromônios voláteis estão sendo estudados. Um composto específico de machos de *T. peregrinus*, butanoato de 3-metilbut-2-enila, também foi identificado. Este composto funcionou como um feromônio de agregação de machos coespecíficos, mas as fêmeas não mostraram preferência, demonstrando que esse composto não está envolvido na comunicação sexual (González et al., 2012). O possível uso desses feromônios no manejo do percevejo-bronzeado precisa ser pesquisado.

Os principais feromônios de formigas-cortadeiras são: alarme, reconhecimento de indivíduos da mesma colônia, da rainha, marcação de trilha e recrutamento, marcação de folhas e de território. Duas táticas para o controle de formigas-cortadeiras utilizando semioquímicos têm sido exploradas: (i) a desorganização do sistema social da colônia, levando ao declínio e morte e; (ii) incorporação de feromônios em iscas formicidas aumentando a sua atratividade (Vilela, 1994). Nessa segunda tática, pode ocorrer a redução no tempo de descoberta das iscas, menor tempo de incorporação das iscas no formigueiro e maior recrutamento das operárias (Howse, 1990; Howse & Knapp, 1990).

O éster 4-metilpirrole-2-carboxilato de metila foi identificado como o feromônio de trilha produzido nas glândulas de veneno de operárias de *Acromyrmex subterraneus subterraneus* (Nascimento et al., 1994). Esse composto e a mesma função também foram caracterizados em outras formigas-cortadeiras, sozinho ou combinado com pirazinas alquiladas. Outros elementos voláteis também podem estar presentes no feromônio de alarme, dependendo da espécie e da casta. O componente predominante no feromônio de trilha da glândula de veneno de *Atta laevigata* foi o metil 4-metilpirrole-2-carboxilato. Análises químicas mostraram a presença de três compostos no feromônio de trilha produzido

na glândula de veneno de *A. opaciceps*, identificados como 2,5-dimetilpirazina, 3-etil-2,5-dimetilpirazina e 4-metilpirrole-2-carboxilato de metila (Campos et al., 2016). O 4-metilpirrole-2-carboxilato de metila foi testado em laboratório como componente de iscas formicidas para *A. cephalotes*, *A. sexdens* e *Acromyrmex octospinosus*. Os resultados não foram tão promissores, mas esse composto pode ter importância no futuro das formulações de iscas no manejo de formigas-cortadeiras em plantios florestais (Robinson e Cherrett, 1978).

Operárias de *A. sexdens rubropilosa* demonstram comportamento agressivo com companheiras de colônia quando entram em contato com o sesquiterpeno β -eudesmol, presente nas folhas de *Eucalyptus maculata*, atuando como alomônio. O β -eudesmol pode alterar a composição química da cutícula das operárias que entraram em contato, prejudicando o reconhecimento de colegas do ninho, liberando comportamentos de alarme e causando a agressão em companheiras de ninho (Marinho et al., 2008). Machos de *A. sexdens rubropilosa* produzem uma secreção nas glândulas mandibulares, que contém uma mistura de 4-metil-3-heptanol e 4-metil-3-heptanona, responsável pela reação excitabilidade e agressividade de operárias fora do ninho no momento da enxameação sexual (Bento et al., 2007).

Feromônios sexuais mediam o comportamento de acasalamento de *Thyrinteira arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) e a interação entre machos e fêmeas. Isto abre perspectivas para estudos da ecologia química, isolamento e identificação do feromônio desta espécie (Batista-Pereira, et al. 2004b). A interação dos voláteis dos óleos essenciais *Eucalyptus grandis*, com as antenas de fêmeas e machos de *T. arnobia*, foi avaliada. Vinte e oito dos 40 compostos presentes nesse óleo essencial, a maioria terpenoides, provocaram respostas nas antenas de machos e fêmeas de *T. arnobia* (Batista-Pereira, et al., 2006). Muitos dos terpenoides presentes nesse óleo provocam efeitos atraentes, repelentes e estimulantes de alimentação.

A fêmea da broca-das-meliaceas, *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae), produz um feromônio sexual na atração dos machos. Os compostos desses feromônios são (Z)-9-tetradecen-1-ol; (Z,E)-9,12-tetradecadien-1-ol; acetato de (Z)-9-tetradecen-1-ilo e acetato de (Z,E)-9,12-tetradecadien-1-ila (Pineda-Ríos et al., 2016). Além desses dois compostos identificados em insetos coletados na América Central, mais dois compostos foram identificados compondo a mistura de feromônios sexuais de *H. grandella*: (9Z)-tetradecen-1-ol e acetato de (9Z)-tetradecenilo. Em testes de campo, armadilhas com a mistura contendo os qua-

tro compostos foram atrativas aos machos, enquanto as que utilizavam apenas os dois primeiros compostos encontrados não. Essa nova mistura de feromônios de *H. grandella* tem potencial para uso no monitoramento ou controle comportamental dessa praga (Blassioli-Moraes et al., 2017).

Fatores que afetam o ataque da broca-das-meliáceas são pouco conhecidos. O β -cariofileno, presente nos óleos essenciais de *Swietenia macrophylla* (Meliaceae) foi considerado o principal constituinte responsável pela resposta das antenas dos adultos de *H. grandella* a essa planta. Esse conhecimento é essencial para o desenvolvimento de métodos efetivos de controle comportamental contra essa praga (Soares et al., 2003).

Três componentes do feromônio sexual de contato na vespa-da-madeira *Sirex noctilio* provocaram respostas copulatórias nos machos: (Z)-7-heptacoseno, (Z)-7-nonacoseno e (Z)-9-nonacoseno. Mas não existe evidência da existência de um feromônio sexual de longo alcance nessa espécie. Outras pistas (auditivas, olfativas, táteis e visuais) podem estar envolvidas na localização e seleção do parceiro. O uso de árvores-armadilha estressadas com herbicidas tem sido para atração das vespas e para monitoramento e manejo dessa praga em plantios de pinus.

O principal exemplo de controle comportamental com o uso de feromônios no manejo de pragas florestais no Brasil, possivelmente, é no monitoramento e controle da broca-do-olho-do-coqueiro, *R. palmarum*. O método de controle mais usado no Brasil para mitigação deste inseto em plantios de palmáceas é capturando adultos com o uso de armadilhas contendo o feromônio de agregação da espécie, 2(E)-6-metil-2-hepten-4-ol, junto com cairomônios (tecidos vegetais com alto poder de fermentação como pedaços de palmeiras, cana-de-açúcar e abacaxi). Dois produtos comerciais estão registrados pelo Ministério da Agricultura, Agropecuária e Abastecimento (MAPA) para uso na cultura do coqueiro (AGROFIT, 2017): o RMD-1® e o Rincoforol®.

USO DE HORMÔNIOS NO CONTROLE COMPORTAMENTAL

O desenvolvimento de substâncias sintéticas capazes de interferir no crescimento, desenvolvimento e metamorfose de insetos surgiu com a necessidade de tecnologias de controle de pragas mais seletivas, com menores riscos a or-

ganismos não-alvo e ao meio ambiente (Altstein et al., 1993). Hormônios são substâncias químicas produzidas em glândulas endócrinas, que controlam vários processos fisiológicos dentro do corpo de um organismo (Barbosa & Wagner, 1988). Químicos que competem, imitam ou interferem nos hormônios e, conseqüentemente, na fisiologia dos insetos são chamados de reguladores de crescimento de insetos (RCI), e também ficaram conhecidos como a terceira geração de inseticidas. No entanto, os RCI são bastante diferentes dos inseticidas normalmente utilizados no manejo de pragas. Os RCI são tóxicos aos insetos, pois exercem influência no desenvolvimento, metamorfose ou reprodução das pragas, alterando o funcionamento normal do sistema endócrino, e sua ação é muito mais lenta do que inseticidas sintéticos (Hoffman & Lorenz, 1998).

Os principais hormônios envolvidos no ciclo de vida dos insetos são os neuro-hormônios (neuropeptídeos), ecdisteróides (hormônios responsáveis pela muda e metamorfose) e hormônios juvenis (HJ) (sesquiterpenos). Ecdisteróides e HJ são responsáveis pelo controle de muda e metamorfose durante as fases de larva e pupa dos insetos (Hoffman & Lorenz, 1998). Os hormônios dos insetos são produzidos em quantidades ínfimas e, por isso, são difíceis de serem produzidos naturalmente. Eles foram caracterizados quimicamente e seus análogos são sintetizados. A estrutura química dos análogos, em alguns casos, pode ser levemente alterada para maximizar seus efeitos. Os principais RCI são análogos dos hormônios juvenis, também conhecidos como juvenoides, inibidores de síntese de quitina e agonistas de ecdsona. Quando esses compostos tiveram seu uso proposto pela primeira vez, acreditava-se que os insetos não conseguiriam desenvolver resistência a substâncias que imitam seus próprios hormônios. No entanto, vários insetos já demonstraram ter desenvolvido resistência aos RCI. Suspeita-se que a maioria das resistências a esses compostos resulta da resistência à penetração na cutícula e da capacidade de metabolizar esses compostos (Hoffman & Lorenz, 1998). Além disso, algumas moléculas baseadas no sistema dos HJ são bastante comuns a todos os insetos e podem afetar outras espécies não-alvo, e inibidores da síntese de quitina podem apresentar efeitos nocivos a outros artrópodes. Sua aplicação ainda é limitada, não só pela ação lenta, mas também pela pequena faixa de estágios do ciclo de vida dos insetos os quais são efetivos (Wylie & Speight, 2012).

São poucos os exemplos de uso de RCI no manejo de pragas florestais no Brasil e no mundo. Dimilin®, formulado com diflubenzuron (inibidor de síntese de quitina), foi testado em laboratório em lagartas de *T. arnobia* na década de

70, em Piracicaba, São Paulo. Esse composto causou redução na emergência de adultos nas dosagens de 0,5, 1,5 e 2,5 kg/ha. Em teste semelhante realizado em Viçosa, Minas Gerais, uma mortalidade de 80% foi atingida utilizando 0,5 kg/ha do produto. Esse mesmo produto foi aplicado com pulverizador costal motorizado em um surto de *T. arnobia* em *E. grandis* em Presidente Olegário, Minas Gerais, em 1982, na dosagem 200g por 200 L água/ha, atingindo controle semelhante ao uso de piretroides. Em 1984, este produto foi aplicado em ultra-baixo volume com avião em um plantio de *E. grandis* com dois anos e meio de idade, altamente infestado por essas lagartas, no município de João Pinheiro, Minas Gerais. Foram usadas as dosagens de 100, 300 e 600 g/ha na vazão de 3 L em mistura de óleo diesel/ha, e se concluiu que, para atingir uma mortalidade de 80%, deve-se utilizar de 504 a 572 g desse produto por hectare (Zanuncio et al., 1993).

TÉCNICA DO INSETO ESTÉRIL

O conceito da técnica do inseto estéril (TIE) foi desenvolvido pelo americano Edward Fred Knipling na década de 30 e implementado pela primeira vez na década de 50. A ideia central é criar massalmente um inseto, esterilizar por radiação ionizante e, por fim, liberar indivíduos esterilizados na área. Uma dose de radiação que atingiu 100% de esterilidade em machos e fêmeas devido à indução de mutações letais dominantes foi selecionada. Fêmeas virgens que copulassem com um macho estéril não produziriam prole viável. Foi previsto que, com várias liberações sucessivas, com excesso de machos estéreis, a população da praga alvo poderia ser erradicada. Conforme a população diminui, a proporção entre machos estéreis e férteis aumenta a cada nova geração, até que as chances de uma fêmea acasalar com um macho silvestre sejam quase nulas. Essa característica, de se tornar mais eficiente à medida que a densidade populacional da praga diminui, é uma característica singular dessa técnica (Scott & Benedict, 2015). O objetivo dessa técnica é erradicar ou suprimir a densidade populacional de pragas, reduzindo os danos às culturas. A TIE é totalmente específica, não polui e não causa resistência das pragas (Hendrichs & Robinson, 2009). Esse método é bastante complexo e caro, porém é muito útil na erradicação de pragas severas e para impedir o estabelecimento e infestação de uma praga invasora. Portanto, para que essa técnica alcance sucesso, alguns critérios precisam ser atendidos (Knipling, 1955):

i) Habilidade em criar massalmente o inseto em laboratório a baixo custo.

ii) O inseto deve ocorrer em baixas densidades populacionais no campo. Isso pode ocorrer naturalmente ou com a aplicação de outra técnica de controle, como químico e biológico.

iii) A esterilização não deve causar efeitos adversos no comportamento de acasalamento e a expectativa de vida dos machos.

iv) Habilidade de dispersar os machos estéreis de maneira que possam competir com machos silvestres pelas fêmeas virgens.

Um programa de erradicação de pragas utilizando a TIE só será viável se realizado, principalmente, em locais com isolamento geográfico e/ou climático, aplicada em área total, tendo toda a população da praga na região como alvo e não em áreas isoladas. Barreiras fitossanitárias entre regiões devem ser feitas para evitar o risco de reinfestações em áreas sem isolamento geográfico ou climático (Dias & Garcia, 2014).

Os avanços técnicos em ecologia comportamental, criação massal em laboratório, melhoramento genético, redes globais de informação e parcerias, sistemas de monitoramento e liberação aérea, combinados à crescente demanda por produtos agrícolas e florestais sem pragas e sem uso de inseticidas sintéticos no mercado, têm aumentado o uso da TIE em programas de manejo integrado de pragas (Hendrichs & Robinson, 2009).

REFERÊNCIAS

AGELOPOULOS, N.; BIRKETT, M.A.; HICK, A.J.; HOOPER, A.M.; PICKETT, J.A.; POW, E.M.; SMART, L.E.; SMILEY, D.W.M.; WADHAMS, L.J.; WOODCOCK, C.M. Exploiting semiochemicals in insect control. *Pesticides Science*, v. 55, p. 225–235, 1999.

ALTSTEIN, M.; AHARONSON, N.; MENN, J.J. OVERVIEW: New targets for insect management in crop protection. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*. v. 2, p. 5-12, 1993.

AMBROGI, B.G.; FONSECA, M.G.; CORACINI, M.D.A.; ZARBIN, P.H.G. Calling behaviour and male response towards sex pheromone of poplar moth *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). *Journal of Pest Science*, v. 82, p. 55-60, 2009.

ARAB, A.; COSTA-LEONARDO, A.M.; BATISTA-PEREIRA, L.G.; DOS SANTOS, M.G.; CORREA, A.G.; BLANCO, Y.C. Trail-pheromone specificity of two sympatric termites (Rhinotermitidae) from southeastern Brazil. *Sociobiology*, v. 43, p. 377-387, 2004.

BAKER, T.C. Insect pheromones: useful lessons for Crustacean pheromone programs? In: Breithaupt, T.; Thiel, M. (Eds) *Chemical communication in Crustacean*. Springer Science + Business Media LLC, 2011. DOI: 10.1007/978-0-387-77101-4_27.

BARTELL, R.J. Mechanisms of communication disruption by pheromone in the control of Lepidoptera: a review. *Physiological Entomology*, v. 7, p. 353–364, 1982.

BATISTA-PEREIRA, L.G.; FERNANDES, J.B.; CORRÊA, A.G.; SILVA, M.F.G.F.; VIEIRA, P.C. Electrophysiological responses of eucalyptus brown looper *Thyriniteina arnobia* to essential oils of seven *Eucalyptus* species. Journal of the Brazilian Chemical Society, v. 17, n. 3, p. 555-561, 2006. <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-50532006000300019>.

BATISTA-PEREIRA, L.G.; SANTOS, M.G.; CORRÊA, A.G.; FERNANDES, J.B.; DIETRICH, C.R.R.C.; PEREIRA, D.A.; BUENO, O.C.; COSTA-LEONARDO, A.M. Electroantennographic responses of *Heterotermes tenuis* (Isoptera: Rhinotermitidae) to synthetic (3Z,6Z,8E)-Dodecatrien-1-ol. Journal of the Brazilian Chemical Society, v. 15, n. 3, p. 372-377, 2004a. DOI: 10.1590/S0103-50532004000300006

BATISTA-PEREIRA, L.G.; WILCKEN, C.F.; PEREIRA-NETO, S.D.; MARQUES, E.N. Comportamento de Chamamento de *Thyriniteina arnobia* (Stoll) (Lepidoptera: Geometridae) em *Psidium guajava*, *Eucalyptus grandis* e em dieta artificial. Neotropical Entomology, v. 33, n. 1, p. 21-28, 2004b.

BENTO, J.M.S.; DELLA LUCIA, T.M.C.; NASCIMENTO, R.R.; BERGMAN, J.; MORGAN, D.E. Response of workers of *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae) to mandibular gland compounds of virgin males and females. Physiological Entomology, v. 32, p. 283-286, 2007.

BERGH, J.C.; SEABROOK, W.D.; EVELEIGH, E.S. The mating status of field-collected male spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) (Lepidoptera: Tortricidae), in relation to trap location, sampling method, sampling date, and adult emergence. The Canadian Entomologist, v. 120, p. 821-830, 1988.

BLASSIOLI-MORAES, M.C.; BORGES, M.; LAUMANN, R.A.; BORGES, R.; VIANA, A.R.; THOMAZINI, M.J.; SILVA, C.C.A.; OLIVEIRA, M.W.M.; BOFF, M.I.C. Identification and field evaluation of a new blend of the sex pheromone of *Hypsipyla grandella*. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 52, n. 11, p. 977-986, 2017. Doi: 10.1590/s0100-204x2017001100003

BORDEN, J.H. Semiochemicals and bark beetle populations: Exploitation of natural phenomena by pest management strategists. Holarctic Ecology, v. 12, p. 501-510, 1989.

BORDEN, J.H. Strategies and tactics for the use of semiochemicals against forest insect pests in North America. In: LUMSDEN, R.D.; VAUGHN, J.L. Pest management: biologically-based technologies. American Chemical Society, p. 265-279, 1993.

BORDEN, J.H.; LAFONTAINE, J.P.; PURESWARAN, D.S. Synergistic blends of monoterpenes for aggregation pheromones of the mountain pine beetle (Coleoptera: Curculionidae). Journal of Economic Entomology, v. 101, p. 1266-1275, 2008.

BÖRÖCZKY, K.; CROOK, D.J.; JONES, T.H.; KENNY, J.C.; ZYLSTRA, K.E.; MASTRO, V.C.; TUMLINSON, J.H. Monoalkenes as contact sex pheromone components of the woodwasp *Sirex noctilio*. Journal of Chemical Ecology, v. 35, p. 1202-1211, 2009. DOI: 10.1007/s10886-009-9693-6

BROCKERHOFF, E.G.; JONES, D.C.; KIMBERLEY, M.O.; SUCKLING, D.M.; DONALDSON, T. Nationwide survey for invasive wood-boring and bark beetles (Coleoptera) using traps baited with pheromones and kairomones. Forest Ecology and Management, v. 28, p. 234-240, 2006.

CARLE, J.; HOLMGREN, P. Wood from planted forests: a global outlook 2005-2030. Forests Products Journal, v. 58, p. 6-18, 2008.

CARTER, M.E.; SMITH, M.T.; TURGEON, J.J.; AND HARRISON, R.G. Analysis of genetic diversity in an invasive population of Asian long-horned beetles in Ontario, Canada. The Canadian Entomologist, v. 141, p. 582-594, 2009.

CONN, J.E.; BORDEN, J.H.; SCOTT, B.E.; FRISKIE, L.M.; PIERCE, H.D. JR.; OEHLSCHLAGER, A.C. Semiochemicals for the mountain pine beetle *Dendroctonus ponderosae* (Coleoptera: Scolytidae) in British Columbia Canada: field trapping studies. Canadian Journal of Forest Research, v. 13, p. 320-324, 1983.

COOK, S.M.; KHAN, Z.R.; PICKE, J.A. The use of push-pull strategies in integrated pest management. Annual Review of Entomology, v. 52, p. 375-400, 2007.

DIAS, N.P.; GARCIA, F.R.M. Fundamentos da técnica do inseto estéril (TIE) para o controle de moscas-das-frutas (Diptera, Tephritidae). Biológico, v. 76, n. 1, p. 58-62, 2014.

- DO NASCIMENTO, R.R.; MORGAN, E.D.; MOREIRA, D.D.O. et al. J Chem Ecol. 20: 1719. 1994. <https://doi.org/10.1007/BF02059893>
- EI-SAYED, A.M.; SUCKLING, D.M.; WEARING, C.H.; BYERS, J.A. Potential of mass trapping for long-term pest management and eradication of invasive species. Journal of Economic Entomology, v. 9, n. 5, p. 150-1564, 2006.
- EL-SAYED, A.M. 2015. The pherobase: database of insect pheromones and semiochemicals, 2008. <http://www.pherobase.com>
- EL-SAYED, A.M.; SUCKLING, D.M.; BYERS, J.A.; JANG, E.B.; WEARING, C.H. Potential of lure and kill in long-term pest management and eradication of invasive species. J Econ Entomol 102:815–835, 2009
- EL-SHAFIE, H.A.F.; FALEIRO, J.R. Semiochemicals and Their Potential Use in Pest Management. Biological Control of Pest and Vector Insects, Dr Vonnie Shields (Ed.), p. 1-22, 2017. DOI: 10.5772/66463.
- EVENDEN, M.L.; SILK, P.J. The influence of Canadian research on semiochemical-based management of forest insect pests in Canada. The Canadian Entomologist, v. 148, p. 170-209, 2016.
- FAO State of the world's Forests 2011. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 2011.
- FONSECA, M.G.; VIDAL, D.M.; ZARBIN, P.H.G. Male-Produced Sex Pheromone of the Cerambycid Beetle *Hedypathes betulinus*: Chemical Identification and Biological Activity. Journal of Chemical Ecology, v. 36, p. 1132-1139, 2010.
- FONSECA, M.G.; ZARBIN, P.H.G. Mating behaviour and evidence for sex-specific pheromones in *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae). Journal of Applied Entomology, v. 133, p. 695-701, 2009.
- GRANT, G.G.; DE GROOT, P.; LANGEVIN, D.; KATOVICH, S.A.; SLESSOR, K.N.; AND MILLER, W.E. Sex attractants and seasonal flight patterns for three *Eucosma* (Lepidoptera: Tortricidae) species sympatric in eastern pine seed orchards and plantations. The Canadian Entomologist, v. 134, p. 391–401, 2002.
- HENDRICH, J.; ROBINSON, A. Sterile insect technique. In: RESH, V.H.; CARDÉ, R.T. Encyclopedia of Insects, 2a edição, Academic Press, 1168 pp., 2009.
- HOSKING, G.; CLEARWATER, J.; HANDISIDE, J.; KAY, J.; RAY, J.; SIMMONS, N. Tussock moth eradication—a success story from New Zealand. Int J Pest Manage, v. 49, p. 17–24, 2003.
- HOY, M.A. Genetic modification of pest and beneficial insects for pest-management programs. In: HOY, M.A. Insect molecular genetics: an introduction to principles and applications, 3a edição, Academic Press, p. 661-736, 2013.
- ISMAN, MB. Botanical insecticides, deterrents and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. Annual Review of Entomology. v.51, p. 45–66, 2006.
- KNIPLING, E.F. Possibilities of insect control or eradication through the use of sexually sterile male. Journal of Economic Entomology, v. 48, p. 459-462, 1955.
- LEMES, P.G.; ZANUNCIO, J.C.; SERRÃO, J.E.; LAWSON, S.A. Forest Stewardship Council (FSC) pesticide policy and integrated pest management in certified tropical plantations. Environmental Science and Pollution Research International, v. 23, p. 1, 2016.
- LINDGREN, B.S.; FRASER, R.G. Control of ambrosia beetle damage by mass trapping at a dryland log sorting area in British Columbia. Forestry Chronicle, v. 70: p. 159–163, 1994.
- MARINHO, C.; DELLA LUCIA, T.; RIBEIRO, M.; MAGALHÃES, S.; GUEDES, R.; JHAM, G. Interference of β -eudesmol in nestmate recognition in *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae). Bulletin of Entomological Research, v. 98, p. 467-473, 2008. doi:10.1017/S0007485308005786
- MARTINS, C.B.C.; SOLDI, R.A.; BARBOSA, L.R.; ALDRICH, J.R.; ZARBIN, P.H.G. Volatile chemicals of adults and nymphs of the *Eucalyptus* Pest, *Thaumastocoris peregrinus* (Heteroptera: Thaumastocoridae). Psyche, v. 2012, p. 1-6, 2012. DOI:10.1155/2012/275128

- MARTINS, C.B.C.; ZARBIN, P.H.G. Volatile organic compounds of conspecific-damaged *Eucalyptus benthamii* influence responses of mated females of *Thaumastocoris peregrinus*. *Journal of Chemical Ecology*, v. 39, p.602-611, 2013. DOI:10.1007/s10886-013-0287-y
- MORGAN, E.D.; KEEGANS, S.J.; TITS, J.; WENSELEERS, T.; BILLEN, J. Preferences and differences in the trail pheromone of the leaf-cutting ant *Atta sexdens sexdens* (Hymenoptera: Formicidae). *European Journal of Entomology*, v. 103, p. 553-558, 2006.
- MUIRHEAD-THOMSON, R. C. *Trap responses to flying insects*. Academic Press, London, 1991.
- NADEL, R.L.; WINGFIELD, M.J.; SCHOLLES, M.C.; LAWSON, S.A.; SLIPPERS, B. The potential for monitoring and control of insect pests in Southern Hemisphere forestry plantations using semiochemicals. *Annals of Forest Science*, v. 69, p. 757-767, 2012.
- NORLUND, D.A. Semiochemicals: a review of the terminology. In: Nordlund, D.A., Jones, R.L., Lewis, W.J. (Eds.), *Semiochemicals: Their Role in Pest Control*. John Wiley and Sons, New York, pp. 13-28. 1982.
- NORIN, T. Semiochemicals for insect pest management. *Pure Appl. Chem.* v. 79, p. 2129-2136. 2007.
- OEHLSCHLAGER, A.C.; CHINCHILLA, C.; CASTILLO, D.; GONZALEZ, L. Control of red ring disease by mass trapping of *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*. v. 85, p. 507-513, 2002. DOI: 10.1653/0015-4040(2002)085[0507:[CORRDB] 2.0.CO;2
- PINEDA-RIOS, J.; CIBRIÁN, T.J.; MACÍAS, S.J.; SALOMÉ, A.L.; LÓPEZ, R.R.; ARJONA, S.E. La composición y proporción de los componentes de la feromona sexual de *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) varía dependiendo de la técnica utilizada para su aislamiento. *Entomotropica*, v. 31, p. 172-185, 2016.
- RAMETSTEINER, E.; SIMULA, M. Forest certification—an instrument to promote sustainable forest management? *J Environ Manage* v. 67, p. 87-98, 2003.
- RÉGNIERE, J.; NEALIS, V. Modelling seasonality of gypsy moth, *Lymantria dispar* (Lepidoptera: Lymantriidae), to evaluate probability of its persistence in novel environments. *The Canadian Entomologist*, v. 134, p. 805-824, 2002.
- ROBINSON, S.; CHERRETT, J. The possible use of methyl 4-methylpyrrole-2-carboxylate, an ant trail pheromone, as a component of an improved bait for leaf-cutting ant (Hymenoptera: Formicidae) control. *Bulletin of Entomological Research*, v. 68(1), p. 159-170, 1978. DOI:10.1017/S0007485300007240
- ROCCHINI, L.A.; BENNETT, R.G.; AND LINDGREN, B.S. Douglas-fir pitch moth. *Synanthedon novaroensis* (Lepidoptera: Sesiidae) in north-central British Columbia: flight period and the effect of trap type and pheromone dosage on trap catches. *Environmental Entomology*, v. 32, p. 208-213, 2003.
- SANDERS, C. J. Mechanisms of mating disruption in moths. In *Insect pheromone research new directions* (eds. R. T. Cardé and A. K. Minks). Chapman and Hall, New York. pp. 333-346, 1997.
- SCOTT, M.J.; BENEDICT, M.Q. Concept and history of genetic control. In: ADELMAN, Z.N. *Genetic control of malaria and dengue*. Academic Press, 1ª edição, p. 31-54, 2015.
- SWEENEY, J.D. AND MCLEAN, J.A. Effect of sublethal infection levels of *Nosema sp.* on the pheromone-mediated behavior of the western spruce budworm, *Choristoneura occidentalis* Freeman (Lepidoptera: Tortricidae). *The Canadian Entomologist*, v. 119, p. 587-594, 1987.
- SWEENEY, J.D.; DE GROOT, P.; PRICE, J.; GUTOWSKI, J.M. Effect of semiochemical release rate, killing agent, and trap design on detection of *Tetropium fuscum* (F.) and other longhorn beetles (Coleoptera: Cerambycidae). *Environmental Entomology*, p. 35, v. 645-654, 2006.
- VAN TOL, R.; VAN DER SOMMEN, A.T.C.; BOFF, M.I.C.; VAN BEZOOIJEN, J.; SABELIS, M.W.; SMITS, P.H. Plants protect their roots by alerting the enemies of grubs. *Ecol. Lett.* v. 4, p. 292-294, 2001.

VIDAL, D.M.; FONSECA, M.G.; ZARBIN, P.H.G. Enantioselective synthesis and absolute configuration of the sex pheromone of *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae). *Tetrahedron Letters*, v. 51, p. 6704-6706, 2010.

WAINHOUSE, D. The role of silviculture. In: WAINHOUSE, D. (Ed.) *Ecological methods in forest pest management*. Oxford University Press, 249 pp, 2005.

WITZGALL, P.; KIRSCH, P.; CORK, A. Sex Pheromones and their impact on pest management. *Journal of Chemical Ecology*, v. 36, p. 80-100, 2010.

WYLIE, F.R.; GRIFFITHS, M.; KING J. Development of hazard site surveillance programs for forest invasive species: a case study from Brisbane, Australia. *Austral For*, v. 71, p.229–235, 2008.

WYLIE, F.R.; SPEIGHT, M.R. (Eds) *Insect pests in tropical forestry*. CABI, 376 pp., 2012.

ZARBIN, P.H.G.; FONSECA, M.G.; SZCZERBOWSKI, D.; OLIVEIRA, A.R.M. Biosynthesis and Site of Production of Sex Pheromone Components of the Cerambycid Beetle, *Hedypathes betulinus*. *Journal of Chemical Ecology*, v. 39, p. 358, (2013). <https://doi.org/10.1007/s10886-013-0252-9>

ZARBIN, P.H.G.; VILAR, J.A.F.P.; CORREA, A.G. Insect pheromone synthesis in Brazil: an overview. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, v. 18, n. 6, p. 10-124, 2007.

12. Controle químico no manejo integrado de pragas florestais

NILTON JOSÉ SOUSA¹

¹Universidade Federal do Paraná, Departamento de Ciências Florestais, Rua Lothário Meissner, 632, Jardim Botânico, Curitiba, Paraná

nilton.ufpr@gmail.com

O CONCEITO DE PRAGA

“Porque esta vez enviarei todas as minhas pragas sobre o teu coração, e sobre os teus servos, e sobre o teu povo, para que saibas que não há outro como eu em toda a terra”. Êxodo 9:14.

A citação descrita no livro do Êxodo talvez seja a primeira referência escrita ao termo “praga”. Entre as famosas 10 pragas do Egito, descritas no livro bíblico, três são relacionadas a insetos, os piolhos, as moscas e os gafanhotos. No último capítulo da Bíblia, o “Apocalipse”, as pragas são novamente citadas. Porém, neste livro, o conceito de praga é muito amplo e não cita insetos, as pragas têm outra dimensão e estão associadas ao fim dos tempos.

“E vi outro grande e admirável sinal no céu: sete anjos, que tinham as sete últimas pragas; porque nelas é consumada a ira de Deus”. Apocalipse 15:1.

No dicionário Mikaelis, versão on-line de 2019, praga é conceituada como “...expressão com que se exprime o desejo de males a alguém; imprecação, maldição. Grande mal coletivo ou grande desgraça; calamidade, flagelo. Abundância de coisas nocivas ou desagradáveis. Pessoa ou coisa que importuna ou agrada. Qualquer coisa que traz malefícios, que provoca desarmonia ou inquietude...”. No aspecto biológico do termo praga, o mesmo dicionário define praga como “...conjunto de insetos e moléstias que atacam os animais e as plantas. conjunto de mosquitos hematófagos: carapanã, muriçoca, pium, etc. Planta daninha que cresce entre outras plantas, prejudicando-as...”.

Nas universidades e cursos técnicos com formação relacionada ao meio rural, durante muito tempo, havia uma terminologia empírica entre os alunos, os quais definiam que praga eram insetos. As doenças, as plantas infestantes e os animais eram outra classe de problema. Em uma linguagem mais elaborada, pragas eram definidas como os insetos que, por sua ação, causavam prejuízos econômicos às culturas.

A NIMF 5 (Norma Internacional de Medida Fitossantária nº 5), editada pela FAO (2009), define praga como sendo: “...*Qualquer espécie, raça ou biótipo de planta, animal ou agente patogênico, nocivos às plantas ou produtos vegetais...*”. Ou seja, a definição moderna e atual do termo praga compreende muito mais do que insetos.

Em 1995, o Brasil ingressou na OMC - Organização Mundial de Comércio. Para tanto, nosso país assinou vários acordos. Entre eles um chamado “Acordo de Medidas Sanitárias e Fitossanitárias (acordo SPS – *Sanitary and Phytosanitary Measures*)”. O acordo SPS propôs que os países adotassem para a área vegetal, normas, guias e recomendações internacionais elaboradas pela Convenção Internacional sobre Proteção de Vegetais (CIPV). A CIPV é um tratado internacional com o objetivo de impedir a propagação e a introdução de pragas das plantas e dos produtos derivados, assim como promover medidas apropriadas para controlá-las.

As normas elaboradas pela Convenção Internacional sobre Proteção de Vegetais (CIPV) são conhecidas internacionalmente pela sigla NIMFs - Normas Internacionais para Medidas Fitossanitárias, e são reconhecidas como base ou referência para medidas fitossanitárias, consultas e soluções de controvérsias que se aplicam aos países membros da OMC (Souza-Costa, 2015).

As normas fitossanitárias são preparadas como parte do programa global de política e assistência técnica em quarentena vegetal da Organização para a Agricultura e a Alimentação (FAO), com o objetivo de disponibilizar os padrões, diretrizes e recomendações para a harmonização internacional das medidas fitossanitárias, a fim de facilitar o comércio e evitar barreiras injustificadas (MAPA, 2017).

Segundo a Convenção Internacional sobre Proteção de Vegetais (CIPV), que é utilizada como base para todas as ações abarcadas pelo acordo SPS, são três os conceitos de pragas:

- Pragmas quarentenárias A1: são as pragmas que não ocorrem no país;

- Pragas quarentenárias A2: são as pragas que ocorrem no país, porém de forma regionalizada e estão submetidas a um programa oficial de controle;
- Pragas não quarentenárias regulamentadas: são as pragas para as quais somente é possível interpor uma medida de proteção fitossanitária desde que o produto em foco destine-se ao plantio.

A FAO (2009), na NIMF 5, define praga quarentenária, como: “...*uma praga de importância econômica potencial para a área em perigo, onde ainda não está presente, ou, quando presente, não se encontra amplamente distribuída e está sob controle oficial*”.

A Instrução Normativa nº 45, de 22/08/2018, relata as pragas quarentenárias da seguinte forma: I - Praga Quarentenária Ausente - PQA: praga de importância econômica potencial para uma área em perigo, que não esteja presente no território nacional; II - Praga Quarentenária Presente - PQP: praga de importância econômica potencial para uma área em perigo, presente no país, porém não amplamente distribuída e que se encontra sob controle oficial; III - Praga Não Quarentenária Regulamentada - PNQR: praga não quarentenária cuja presença em plantas para plantar afeta o uso proposto dessas plantas, com impacto econômico inaceitável e que esteja regulamentada dentro do território da parte contratante importadora.

Ou seja, a partir do ingresso de nosso país na OMC, o conceito de praga foi ampliado, o dano causado pelo inseto nas árvores e que afeta a produção continua a ser muito importante, porém os danos que a presença de um inseto considerado como “praga quarentenária” causam, são muito maiores, podendo afetar as relações comerciais de nosso país, mesmo que o inseto em questão não cause danos elevados no campo. O relato de sua ocorrência no país já é um grande problema.

No setor florestal, a adesão intensiva das empresas florestais à certificação florestal e mais especificamente ao selo FSC - *Forest Stewardship Council* deu outra valoração as pragas florestais, que da mesma forma que ocorreu com os acordos da OMC, elevou a importância das pragas para um patamar acima dos danos causados.

Em 2007, o “Documento de política sobre pesticidas do FSC: orientação sobre a implementação”, definiu praga como: organismos nocivos ou considerados nocivos e prejudiciais para o alcance dos objetivos de manejo. Algumas pragas, especialmente as exóticas, também podem representar séria ameaça eco-

lógica, e a supressão pode ser recomendada. Elas incluem pragas animais, plantas daninhas, fungos patogênicos e outros microrganismos.

Diante do contexto apresentado nos parágrafos anteriores, é possível constatar que o conceito de praga tem evoluído e está cada vez mais presente no setor florestal e em outros setores da atividade humana. Com novos conceitos para o termo praga, surgiram novas terminologias, hoje são comuns em nosso meio as seguintes expressões: praga florestal exótica, praga florestal nativa, praga quarentenária, praga não quarentenária; praga quarentenária ausente, praga quarentenária presente, entre outras.

COMO UM INSETO TORNA-SE PRAGA

Do ponto de vista ecológico, um animal tem três necessidades básicas para assegurar sua sobrevivência: alimento, água e abrigo. Sanadas essas necessidades, o passo seguinte é o aumento populacional. Em um ambiente equilibrado como as florestas nativas, existe uma comunidade de plantas, formada por várias populações de espécies vegetais, ou seja, diferentes fontes alimentares. As populações de animais que se alimentam destas plantas formam uma comunidade. As competições entre essas populações e as diferentes interações ecológicas regulam e equilibram as populações.

Em uma plantação florestal, não existe uma comunidade de plantas, como em outras monoculturas, o ambiente é composto pela população de plantas que é cultivada. Com a redução da variedade alimentar, o número de espécies que se adaptam às populações é menor. Porém com abrigo, água e abundância alimentar, as populações adaptadas à plantação têm todas as condições para aumentar significativamente em número.

Se a fonte alimentar de uma população adaptada à plantação for, por exemplo, as folhas das árvores, haverá redução na área foliar, redução na atividade fotossintética, redução de crescimento das plantas e, conseqüentemente, prejuízo financeiro, caracterizando o inseto que tem este hábito alimentar como praga.

Com base nesta abordagem, é possível concluir que não existe organismo maléfico nem benéfico, este juízo de valor é atribuído por nós. Na natureza, os organismos desempenham papéis ecológicos, suas populações aumentam e diminuem naturalmente. Por exemplo, as formigas-cortadeiras não são pragas do ponto de vista ecológico, são insetos que ocupam áreas degradadas e desem-

penham importante papel no revolvimento do solo e na ciclagem de nutrientes, enquanto as abelhas são polinizadoras. Ou seja, quem atribui que as formigas-cortadeiras são pragas e as abelhas são benéficas, somos nós, de acordo com o interesse do momento.

Felizmente, da totalidade do número de espécies de insetos, poucos são pragas. Os fósseis indicam que os insetos estão na terra há 250 milhões de anos e o homem há 1 milhão de anos. Os insetos constituem o maior e mais diverso grupo de animais do planeta, com cerca de 1 milhão de espécies identificadas, número que representa 80% de todas as espécies de animais descritas. Gallo et al. (2002) relatam que, das espécies de insetos conhecidas, 10% são consideradas como pragas, prejudicando plantas, animais domésticos e o próprio homem.

MÉTODOS PARA O CONTROLE DE INSETOS-PRAGA

Os métodos para o controle de insetos-praga podem ser agrupados de diferentes formas, dependendo da fonte de consulta, conforme descrição a seguir.

Uma das fontes de consulta mais utilizada e conhecida é o livro Entomologia Agrícola, escrito por Gallo et al. (2002). Estes autores classificam os métodos de controle da seguinte forma: método legislativo; método mecânico; método cultural; método de resistência de plantas; método de controle por comportamento; método físico; método biológico; método de controle autocida; método químico.

Cardona (1995) relata que os métodos de controle classificam-se em preventivos (biológico, cultural e resistência de plantas) e curativos (uso de inseticidas).

Para Carrano Moreira (1995), os métodos de controle de insetos em florestas podem ser classificados em:

- Método de controle natural (ação dos fatores físicos, bióticos e geográficos sobre as populações de insetos mantendo baixo seu nível, favoravelmente aos interesses econômicos do homem. Ocorre naturalmente sem a ação do homem e é responsável pela manutenção das populações no nível de equilíbrio);
- Método de controle induzido indireto (através do manejo dos povoados florestais, visando tornar o ambiente da floresta impróprio para o desen-

volvimento dos insetos. São medidas de controle induzido direto à formação de povoamentos florestais mistos, aos tratos silviculturais, à seleção de espécies e procedências resistentes a determinadas pragas);

- Método de controle induzido direto (método legislativo, mecânico, cultural, por comportamento, físico, biológico e químico).

Para Fiorentino & Diodato (1997), o controle de pragas florestais pode ser agrupado em dois grandes itens. O primeiro engloba medidas de detecção e prevenção (monitoramento, medidas silviculturais e quarentenas). No segundo item, estão as medidas de controle (controle químico, controle físico e mecânico, controle biológico, uso de feromônios, esterilização de machos e controle integrado).

Costa et al. (2014) descrevem, no livro *Entomologia Florestal*, métodos de controle adaptados ao controle de insetos-praga florestais, da seguinte forma: controle silvicultural (rotação de espécies, aração do solo, higiene florestal, manutenção de hospedeiros alternativos, eliminação de focos alternativos, plantios heterogêneos e adubação); controle mecânico; controle físico (fogo, temperatura, radiação eletromagnética, luz visível, manipulação de radioatividade e som); controle legislativo (serviço quarentenário, medidas obrigatórias de controle, fiscalização de produtos químicos e certificação fitossanitária de origem); controle biológico; controle químico; resistência de plantas; controle por comportamento.

Especificando os métodos de controle para uma praga, Della Lucia & Vilela (1993) relacionam os seguintes métodos para o controle de formigas cortadeiras: controle químico, mecânico, biológico, cultural, comportamental e físico; e as tentativas de utilização de essências florestais resistentes ao corte de formigas.

CONTROLE QUÍMICO

Conceito de inseticidas

O controle químico de insetos é feito com o uso de substâncias conhecidas como inseticidas, que são compostos químicos que aplicados direta ou indiretamente sobre os insetos, em determinadas concentrações, provocam sua morte.

Os inseticidas e outros compostos, pela legislação brasileira, são denominados como agrotóxicos. O art. 2º da Lei 7.802, de 11 de julho de 1989, apresenta as seguintes definições para agrotóxicos:

- os produtos e os agentes dos processos físicos, químicos ou biológicos, destinados ao uso nos setores de produção, no armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, na proteção de florestas, nativas ou implantadas, e de outros ecossistemas e também de ambientes urbanos, hídricos e industriais, cuja finalidade seja alterar a composição da flora ou da fauna, a fim de preservá-las da ação danosa de seres vivos considerados nocivos;
- substâncias e produtos, empregados como desfolhantes, desseccantes, estimuladores e inibidores de crescimento.

Classificação de inseticidas

Em relação à forma como os inseticidas entram em contato com os insetos, essas substâncias podem ser classificadas em: inseticidas de contato; inseticidas de ingestão; inseticidas fumigantes; inseticidas de profundidade; e inseticidas sistêmicos.

Quanto à origem química, os inseticidas podem ter origem inorgânica ou orgânica. Os produtos inorgânicos não são utilizados há décadas, devido a sua toxicidade elevada e outros problemas ambientais e toxicológicos. Os produtos orgânicos substituíram os inorgânicos a partir de 1939, quando foi descoberta a atividade inseticida do DDT, dando origem a indústria de produtos organossintéticos.

Os inseticidas orgânicos podem ser de origem vegetal (uso de substâncias como nicotina, piretro, azadiractina, entre outras possibilidades), de origem microbiana (formulações com microrganismos como *Beauveria bassiana*, *Bacillus thuringiensis*, entre outros), e os inseticidas organossintéticos (carbamatos, piretroides, nicotinoides, entre outros).

Em relação às formulações, que é a apresentação comercial que chega ao consumidor, os inseticidas são comercializados, principalmente, nas seguintes opções: pó seco, granulados de uso direto (iscas formicidas), grânulos dispersíveis em água, pó molhável, pó solúvel, concentrado emulsionável, solução concentrada, suspensão concentrada, suspensão líquida, suspensão microencapsulada, entre outras.

Vantagens e desvantagens do uso de inseticidas

Entre as vantagens do uso de inseticidas, Gazzoni (1999) cita a relação a seguir:

- Ação rápida - os inseticidas químicos representam a única alternativa para o usuário, quando a população é alta e o surto precisa ser controlado rapidamente.

- Eficiência.

- Ação curativa - Em caso de insucesso, ou sucesso parcial de outras medidas.

- Adaptáveis a diferentes situações - O usuário tem disponibilidade opções de moléculas para cada fase da praga, tamanho da população, local de ataque, método de aplicação, etc.

- Custo/benefício.

Somadas as vantagens citadas por Gazzoni, o usuário tem outras vantagens: disponibilidade no mercado, rede de assistência técnica, padrões definidos legalmente para dosagem, embalagem, rotulagem, definição de dose, destino de embalagens, armazenamento, transporte, toxicologia, periculosidade ambiental, uso de EPI, emissão de receitas, assistência médica, período de carência; entre outros fatores.

Por outro lado, o uso inadequado e indiscriminado de inseticidas e outros agrotóxicos originam vários efeitos adversos ou desvantagens, conforme descrição a seguir:

- Ação sobre insetos benéficos como predadores e parasitoides, esse efeito associado ao uso indiscriminado pode originar surtos de pragas secundárias. Uma forma de evitar ou reduzir os efeitos dos inseticidas sobre os insetos benéficos é a utilização de inseticidas seletivos, tema que será discutido com mais detalhes em outro tópico deste capítulo.

- Presença de resíduos em alimentos, quando não são respeitados os períodos de carência e degradação dos produtos, bem como o uso de inseticidas sem critério causa problemas de qualidade nos produtos alimentares e pode causar intoxicações nos consumidores.

- O efeito rápido dos inseticidas de contato, em que o usuário aplica o produto e observa o efeito rapidamente, leva a sensação de poder e controle da situação e pode induzir ao uso excessivo, bem como faz com que o usuário não acredite na eficiência de produtos que não tenham efeito imediato.

- Para algumas culturas, a dificuldade para a obtenção de extensão de uso, também induz o usuário a erros. Ao se deparar com a ausência de uma alterna-

tiva química de controle, o usuário tende a utilizar produtos e doses de outras culturas, sem nenhuma base científica ou qualquer tipo de experimentação. Essa prática além de ilegal, pode levar a erros de dosagem, desrespeito aos prazos de carência e a riscos toxicológicos e ambientais.

- O uso de produtos contrabandeados, além de ser outra prática ilegal, é outro fator de risco para o usuário e para o ambiente, pois os produtos com essa origem podem ter, em sua formulação, componentes não identificados, em concentrações elevadas, bem como podem ser formulações com ingredientes ativos proibidos no nosso país, por apresentarem padrões toxicológicos e ambientais considerados inadequados.

Outras desvantagens do uso inadequado e indiscriminado de inseticidas são citadas por Gazzoni (1999), conforme descrição a seguir:

- Desenvolvimento de insetos resistentes.

- Ressurgência de pragas - A utilização inadequada de inseticidas, no momento inapropriado, não seletivos, pode provocar o ressurgimento de populações elevadas da mesma praga, após cessado o efeito do inseticida, se ele afetar o controle biológico.

- Surgimento de pragas secundárias - Pelos mesmos motivos, pragas que não são problema, pois são controladas biologicamente, tornam-se um problema sério, se o inseticida eliminar seus inimigos.

- Efeito sobre polinizadores - Insetos polinizadores, que frequentam a cultura durante a floração, são afetados por aplicações de inseticidas tóxicos.

- Efeito sobre o ser humano - Manuseio de inseticidas e outros agrotóxicos, sem os devidos cuidados e o uso de EPI, podem conduzir à invalidez, ou até à morte.

- Efeito sobre animais domésticos - Animais de criação, de guarda e estimação, também podem ser intoxicados por inseticidas.

- Efeito sobre a fauna silvestre - Deriva, aplicações mal feitas, próximo a reservas de animais silvestres, podem ocasionar intoxicação e morte de espécies.

- Contaminação de solos e água - Mesmo aplicado sobre as plantas, parte do inseticida pode ir para o solo e cursos de água, podendo causar contaminações e prejuízos ambientais.

Registro de inseticidas, classificação toxicológica, periculosidade ambiental

Para que um inseticida e outros agrotóxicos possam ser registrados e comercializados no Brasil, a legislação brasileira estabelece que compete ao: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento realizar a avaliação de eficácia agronômica; ao Ministério da Saúde a avaliação e classificação toxicológica; ao Ministério do Meio Ambiente avaliar e classificar o potencial de periculosidade ambiental.

O art. 5º do Decreto Federal nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002, atribui aos Ministérios citados as seguintes atribuições:

- Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento: I - avaliar a eficiência agronômica dos agrotóxicos e afins para uso nos setores de produção, armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas florestas plantadas e nas pastagens; e II - conceder o registro, inclusive o RET (Registro Especial Temporário), de agrotóxicos, produtos técnicos, pré-misturas e afins para uso nos setores de produção, armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas florestas plantadas e nas pastagens, atendidas as diretrizes e exigências dos Ministérios da Saúde e do Meio Ambiente.

- Ministério da Saúde: I - avaliar e classificar toxicologicamente os agrotóxicos, seus componentes, e afins; II - avaliar os agrotóxicos e afins destinados ao uso em ambientes urbanos, industriais, domiciliares, públicos ou coletivos, ao tratamento de água e ao uso em campanhas de saúde pública, quanto à eficiência do produto; III - realizar avaliação toxicológica preliminar dos agrotóxicos, produtos técnicos, pré-misturas e afins, destinados à pesquisa e à experimentação; IV - estabelecer intervalo de reentrada em ambiente tratado com agrotóxicos e afins; V - conceder o registro, inclusive o RET, de agrotóxicos, produtos técnicos, pré-misturas e afins destinados ao uso em ambientes urbanos, industriais, domiciliares, públicos ou coletivos, ao tratamento de água e ao uso em campanhas de saúde pública atendidas as diretrizes e exigências dos Ministérios da Agricultura e do Meio Ambiente; e VI - monitorar os resíduos de agrotóxicos e afins em produtos de origem animal.

- Ministério do Meio Ambiente: I - avaliar os agrotóxicos e afins destinados ao uso em ambientes hídricos, na proteção de florestas nativas e de outros ecossistemas, quanto à eficiência do produto; II - realizar a avaliação ambiental, dos agrotóxicos, seus componentes e afins, estabelecendo suas classificações

quanto ao potencial de periculosidade ambiental; III - realizar a avaliação ambiental preliminar de agrotóxicos, produto técnico, pré-mistura e afins destinados à pesquisa e à experimentação; e IV - conceder o registro, inclusive o RET, de agrotóxicos, produtos técnicos e pré-misturas e afins destinados ao uso em ambientes hídricos, na proteção de florestas nativas e de outros ecossistemas, atendidas as diretrizes e exigências dos Ministérios da Agricultura, Pecuária e Abastecimento e da Saúde.

Os testes de eficácia agronômica são regulamentados pela Instrução Normativa MAPA/DAS nº 36, de 24 de novembro de 2009, e Instrução Normativa MAPA/SDA nº 42, de 05 de dezembro de 2011. O parecer de Eficácia e Praticabilidade Agronômica – EPA é o documento oficial de análise dos aspectos de eficiência agronômica de um agrotóxico no âmbito do MAPA, no qual são considerados e analisados os laudos de Eficiência e Praticabilidade Agronômica e de Resíduos, emitidos por laboratórios credenciados junto ao MAPA.

Em relação à toxicidade, todos os inseticidas em graus variáveis podem ser tóxicos ao homem e a outros organismos. A avaliação toxicológica de um inseticida envolve o estudo dos dados toxicológicos do composto puro, do produto técnico e de suas formulações, em cobaias e outros protocolos de testes. Os principais parâmetros avaliados para a determinação da toxicidade de um inseticida são: toxicidade aguda; toxicidade crônica; neurotoxicidade; efeitos carcinogênicos; efeitos mutagênicos; efeitos teratogênicos; irritação e corrosão ocular; irritação e corrosão cutânea.

A toxicidade aguda é o parâmetro toxicológico mais comum e um dos mais importantes, expressa pela quantidade necessária, em miligramas por quilo de peso corpóreo, para provocar a morte de 50% das cobaias submetidas a um teste experimental, é representada pela sigla DL 50 (dose letal), para avaliações toxicológicas por via oral e dermal, para estudos toxicológicos por via respiratório, a sigla utilizada é CL 50 (concentração letal).

Classificação	DL ₅₀ Oral (mg/kg)		DL ₅₀ Dérmica (mg/kg)		CL ₅₀ Inalatória (mg/L/4h)	Irritação Dérmica	Irritação Ocular
	Sólido	Líquido	Sólido	Líquido			
Classe I Extremamente Tóxico	≤ 5	≤ 20	≤ 10	≤ 40	≤ 0,2	Ulceração ou corrosão na pele	Opacidade da córnea reversível ou não dentro de 7 dias ou irritação persistente mas mucosas oculares
Classe II Altamente Tóxico	≤ 5 ≤ 50	> 20 ≤ 200	> 10 ≤ 100	> 40 ≤ 400	> 0,2 ≤ 2	Irritação severa. Draize-Cools ≥ 5	Sem opacidade da córnea; irritação da mucosa ocular reversível em 7 dias
Classe III Medianamente Tóxico	> 50 ≤ 500	> 200 ≤ 2000	> 100 ≤ 1000	> 400 ≤ 4000	> 2 ≤ 20	Irritação moderada. Draize-Cools ≥ 3 < 5	Sem opacidade da córnea; irritação da mucosa ocular reversível em 72 h
Classe IV Pouco Tóxico	> 500	> 2000	> 1000	> 4000	> 20	Irritação leve. Draize-Cools < 3	Sem opacidade da córnea; irritação da mucosa ocular reversível em 24 h

Imagem adaptada da figura vinculada a apresentação "Agrotóxicos: Avaliação do Risco Químico Ocupacional", de autoria do Dr. Caio Augusto de Almeida. ANVISA, 2018. Disponível em <https://www2.camara.leg.br>

Figura 1. Critérios toxicológicos utilizados para definição de Classes Toxicológicas de agrotóxicos, de acordo com a Portaria nº 03 ANVISA/MS, de 16 de janeiro de 1992.

A classificação toxicológica de um produto formulado é feita com base nos resultados dos estudos toxicológicos agudos, realizados com a formulação pretendida. Tanto o ingrediente ativo como os componentes têm um papel relevante na classificação toxicológica final do produto formulado. No Brasil, a classificação dos agrotóxicos em função da toxicidade aguda deve ser determinada e identificada com os respectivos nomes das categorias em 4 (quatro) classes, conforme descrito na Portaria nº 03 ANVISA/MS, de 16 de janeiro de 1992. No guia para elaboração de rótulo e bula de agrotóxicos, afins e preservativos de madeiras (ANVISA, 2018), as classes toxicológicas estão associadas a um padrão de cores, conforme descrição a seguir:

- CLASSE I – Produto Extremamente Tóxico – faixa vermelha;
- CLASSE II – Produto Altamente Tóxico – faixa amarela;
- CLASSE III – Produto Moderadamente Tóxico – faixa azul;
- CLASSE IV – Produto Pouco Tóxico – faixa verde.

A classificação descrita acima, segundo Almeida (2016), é feita de acordo

com o resultado mais restritivo obtido a partir dos estudos de toxicidade aguda, seguindo os critérios da Portaria nº 03 ANVISA/MS, de 16 de janeiro de 1992, resumidos na Figura 1.

Em Julho de 2019, foi aprovado o “Novo Marco Regulatório de Agrotóxicos”, pela diretoria colegiada da ANVISA, mudando os critérios de avaliação toxicológica dos agrotóxicos e a maneira de informar ao consumidor o risco toxicológicos associados ao seu uso. Os novos critérios propostos, são baseados nos padrões do sistema GHS (*Globally Harmonized System of Classification and Labelling of Chemicals* ou simplesmente Sistema de Classificação e Rotulagem Globalmente Unificado de Químicos), acordado e criado pela ONU na ECO 92, com o objetivo de harmonizar as várias classificações e padrões de rotulagens usados em diferentes países, pelo uso de parâmetros consistentes em um nível global.

Com a aprovação do “Novo Marco Regulatório de Agrotóxicos”, foram ampliadas as categorias de classificação toxicológica, conforme descrição a seguir:

Categoria 1: Produto Extremamente Tóxico – faixa vermelha.

Categoria 2: Produto Altamente Tóxico – faixa vermelha.

Categoria 3: Produto Moderadamente Tóxico – faixa amarela.

Categoria 4: Produto Pouco Tóxico – faixa azul.

Categoria 5: Produto Improvável de Causar Dano Agudo – faixa azul.

Não Classificado – Produto Não Classificado – faixa verde.

Os agrotóxicos também são classificados de acordo com a Periculosidade ambiental, esta classificação é regulamentada pela Portaria Normativa nº 84 do IBAMA, de 15 de outubro de 1996. A referida portaria estabelece parâmetros que compreendem: a) classificação do potencial de periculosidade ambiental; b) estudo de conformidade; c) avaliação do risco ambiental; e d) monitoramento ambiental.

A Portaria Normativa nº 84 baseia-se nos parâmetros bioacumulação, persistência, transporte, toxicidade a diversos organismos, potencial mutagênico, teratogênico, carcinogênico, para classificar os agrotóxicos em quatro classes de Periculosidade Ambiental, respectivamente:

- Classe I - Produto altamente perigoso

- Classe II - Produto muito perigoso
- Classe III - Produto perigoso
- Classe IV - Produto pouco perigoso

Receituário Agonômico/Florestal

Para a aplicação de inseticidas e outros agrotóxicos, o usuário final necessita de uma autorização dada através do receituário agrônômico por profissionais habilitados para esta atividade. A emissão deste documento é regulamentada pelo art. 13º da Lei 7.802, de 11 de julho de 1989, que descreve que “...*A venda de agrotóxicos e afins aos usuários será feita através de receituário próprio, prescrito por profissionais legalmente habilitados...*”.

A definição dos profissionais legalmente habilitados para emissão de receituário agrônômico, prevista no art. 13º da Lei 7.802, de 11 de julho de 1989, é dada pela Resolução nº 344 do CONFEA - Conselho Federal de Engenharia e Agronomia, de 27 de julho de 1990, a qual define como profissionais habilitados para a emissão de receitas agrônômicas os engenheiros agrônomos e engenheiros florestais, nas respectivas áreas de habilitação. Através de uma liminar, os técnicos agrícolas e tecnólogos da área da agropecuária e florestas, no momento, estão habilitados para a emissão de receitas agrônômicas em suas áreas de habilitação.

A meta principal do receituário é limitar o uso de agrotóxicos, através de uma recomendação técnica formalizada, minimizando os riscos para o usuário e para o ambiente. Outro preceito do receituário, é que o profissional envolvido com a receita conheça o local e as situações que envolvam a aplicação do agrotóxico e a real necessidade de seu uso.

O receituário deve ser elaborado de forma clara para que o usuário faça a aquisição do produto correto. Para tanto, devem ser utilizados todos os conhecimentos técnicos disponíveis, para que seja escolhido o melhor produto para a situação em que será recomendado, considerando aspectos de segurança para o usuário e para o ambiente, bem como a melhor relação custo-benefício, aliada à praticidade de uso.

Na emissão do receituário, o profissional envolvido também deve analisar que o uso de agrotóxicos deve ser recomendado somente quando todas as outras opções de controle forem consideradas.

A recomendação do CREA-PR (2016) é que o receituário agrônômico ao

cumprir com sua função na defesa vegetal, deve considerar o conjunto de conhecimentos fitotécnicos e fitossanitários para o manejo integrado de pragas.

Segundo o CREA-PR (2016), a aplicação de um agrotóxico, previsto e autorizado pela emissão da receita, é uma das etapas de um planejamento fitossanitário. Este planejamento deve englobar outras estratégias de manejo integrado, com práticas de controle culturais, físicas e biológicas, quando possível. Na etapa de controle químico, o profissional deve escolher a melhor opção dentre todas as alternativas válidas, considerando para efeito de comparação a eficiência, a segurança (ao aplicador, consumidor e ambiente), a seletividade, a compatibilidade, a praticabilidade, a praticidade e o custo. O receituário agrônômico envolve todo o processo, e a emissão da receita é sua parte final e condição indispensável para a aquisição do produto.

RESISTÊNCIA DE INSETOS A INSETICIDAS

Segundo Gallo et al. (2002), a evolução da resistência de pragas aos inseticidas é um dos grandes entraves ao uso do controle químico, havendo registro de casos de resistência para todos os grupos de inseticidas, inclusive em reguladores de crescimento e inseticidas microbianos, como *B. thuringiensis* ou a virose a base de *Baculovirus anticarsia*.

Oliveira Filho (1999) define resistência como o desenvolvimento, em uma linhagem de insetos, da capacidade de tolerar doses de agentes tóxicos que seriam letais para a maioria dos indivíduos numa população da mesma espécie. O termo resistência não deve ser confundido com tolerância, observado quando populações da mesma espécie toleram doses pouco maiores dos agentes tóxicos por questões fisiológicas de maior vigor físico e não genético. Também não deve ser confundida com resistência a ineficiência de alguns inseticidas, pois alguns são completamente ineficientes para determinadas espécies de insetos.

Gallo et al. (1978) cita que a resistência é controlada hereditariamente, obtida ao nível da população e não ao nível do indivíduo. Isto quer dizer que a constante eliminação de indivíduos suscetíveis resulta na concentração dos fatores hereditários que dão resistência às gerações que se sucedem. O inseticida age como uma força seletiva que elimina os indivíduos mais fracos e permite aos mais resistentes se reproduzirem, resultando no aumento da frequência de genes que controlam a resistência.

Segundo Omoto (2002a), entre os casos de resistência, podem ocorrer resistência cruzada e resistência múltipla. A resistência cruzada refere-se aos casos em que um único mecanismo confere resistência a dois ou mais compostos químicos (produtos estes geralmente relacionados). Já a resistência múltipla ocorre quando pelo menos dois diferentes mecanismos de resistência coexistentes conferem resistência a dois ou mais compostos químicos, em que os produtos geralmente não são relacionados.

Uma das formas de contornar o desenvolvimento da resistência nos insetos e prolongar a vida útil dos inseticidas que são eficientes é o “manejo de inseticidas” também chamado de “manejo de resistência”. Para Omoto (2002b), o manejo da resistência envolve um esforço interdisciplinar com o objetivo de prevenir, retardar ou reverter a evolução da resistência em pragas e a promover em inimigos naturais.

Georghiou, citado por Omoto (2002b), divide as estratégias de manejo da resistência em três grupos, ou seja, manejo por moderação, manejo por saturação e manejo por ataque múltiplo.

O princípio básico no manejo por moderação está na redução da pressão de seleção para preservar os indivíduos suscetíveis em uma determinada população. Algumas recomendações dentro desta estratégia incluem a aplicação menos frequente de pesticidas, controle em reboleiras (quando viável), manutenção de áreas não tratadas para servir de refúgio aos indivíduos suscetíveis e aplicação do produto no estágio mais vulnerável da praga (Omoto, 2002b).

O manejo por saturação tem por objetivo reduzir o valor adaptativo (“*fitness*”) dos indivíduos resistentes, através do uso de sinergistas ou altas dosagens do produto (Omoto, 2002b).

O manejo por ataque múltiplo envolve a utilização das seguintes técnicas: rotação de inseticidas; mosaicos de inseticidas; e mesclas de inseticidas. De acordo com Gallo et al. (2002), o princípio da rotação de produtos é baseado no fato de que a frequência de resistência de um produto (A) diminui quando produtos alternativos (B e C) são utilizados.

Segundo Lema (1995), os mosaicos de inseticidas caracterizam-se pelo uso exclusivo de uma classe química em uma área e de outra em área diferente. O tamanho da área de cada mosaico depende da mobilidade dos insetos. Na prática, os objetivos dos mosaicos são parecidos com as mesclas e com as rotações de inseticidas. A diferença entre mosaicos, rotações e mesclas está na ênfase

que deve ser dada a sua implantação. Sua maior dificuldade é a necessidade de grande coordenação e disciplina, que deve seguir um cronograma rígido e organizado.

A estratégia do uso de mesclas de inseticidas, segundo Lema (1995), está baseada na premissa de que dois ou mais compostos provocam a morte de um número maior de insetos resistentes, diminuindo a população que transmite os genes resistentes. Sousa (2002) testou mesclas de produtos em que o componente principal era um agente microbiano (produto A) e a fração (produto B) era um inseticida fisiológico, concluindo que as frações potencializaram o efeito observado para o componente principal, quando testado isoladamente.

EPI – EQUIPAMENTO DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL, PARA A APLICAÇÃO DE INSETICIDAS

Em relação ao EPI – Equipamento de Proteção Individual, o uso destes está vinculado a instrumentos legais específicos e a normas regulamentadoras que, junto com outros conceitos, serão discutidos a seguir.

De acordo com a Norma Regulamentadora 6 – NR 6, considera-se Equipamento de Proteção Individual – EPI todo dispositivo ou produto, de uso individual utilizado pelo trabalhador, destinado à proteção de riscos suscetíveis de ameaçar a segurança e a saúde no trabalho.

Segundo a ANDEF (2006), EPIs são ferramentas de trabalho que visam proteger a saúde do trabalhador rural, que utiliza os produtos fitossanitários. O objetivo do EPI é evitar a exposição do trabalhador ao produto, reduzindo os riscos de intoxicações decorrentes da contaminação. Os EPIs devem ser usados: sempre que forem manipuladas embalagens de agrotóxicos (cheias ou vazias); sempre que estiver sendo preparada a calda; sempre que estiver sendo feita uma aplicação; sempre que alguém adentrar uma área recém tratada, ou seja, durante o período de segurança.

Todo EPI deve ter o CA – Certificado de Aprovação, emitido pelo Ministério do Trabalho, que garante o cumprimento da Norma Regulamentadora 31 - NR 31 e atesta o nível de proteção de segurança dos equipamentos. A NR 31 é uma norma regulamentadora do Ministério do Trabalho para a saúde e segurança e atribui responsabilidades ao empregador e ao trabalhador rural. Segundo esta

norma, é obrigação do empregador fornecer e manter o EPI limpo e adequado para o trabalho, assim como instruir e exigir o seu uso, treinar, fiscalizar e substituir os EPIs danificados ou vencidos. O não cumprimento de qualquer uma dessas ações pode gerar problemas trabalhistas ao empregador (Jacto, 2017).

Para que os EPIs protejam o usuário de forma adequada, são estabelecidas responsabilidades ao aplicador (empregado) e ao empregador rural. A responsabilidade do empregado é usar os EPIs e informar a necessidade de sua substituição por desgaste e/ou por defeito apresentado.

As responsabilidades do empregador são definidas pela NR 31, de acordo com esta norma o empregador tem as seguintes obrigações em relação aos EPIs indicados para a aplicação de agrotóxicos:

- a) fornecer equipamentos de proteção individual e vestimentas adequadas aos riscos, que não propiciem desconforto térmico prejudicial ao trabalhador;
- b) fornecer os equipamentos de proteção individual e vestimentas de trabalho em perfeitas condições de uso e devidamente higienizados, responsabilizando-se pela descontaminação dos referidos ao final de cada jornada de trabalho, substituindo-os sempre que necessário;
- c) orientar quanto ao uso correto dos dispositivos de proteção;
- d) disponibilizar um local adequado para a guarda da roupa de uso pessoal;
- e) fornecer água, sabão e toalhas para higiene pessoal;
- f) garantir que nenhum dispositivo de proteção ou vestimenta contaminada seja levado fora do ambiente de trabalho;
- g) garantir que nenhum dispositivo ou vestimenta de proteção seja reutilizado antes da devida descontaminação;
- h) vedar o uso de roupas pessoais quando da aplicação de agrotóxicos.

Os EPIs recomendados para a manipulação e aplicação de agrotóxicos são compostos por um conjunto de itens que ajudam na proteção do trabalhador. Estes são indicados de acordo com a cultura, equipamento de aplicação utilizado, condições climáticas, etapas de manipulação e condições de aplicação. No rótulo das formulações comerciais de agrotóxicos, existe a indicação dos tipos de EPIs necessários para seu uso (Jacto, 2017).

O kit de EPI (Figura 2) pode ser composto por: touca árabe, viseira facial, respirador, jaleco, avental, luva, calça e bota.



Figura 2. Equipamentos de Proteção Individual – EPIs, recomendados para a manipulação e aplicação de agrotóxicos. Imagem adaptada da figura disponível no "Manual de segurança e saúde do aplicador de produtos fitossanitários" - ANDEF, 2006.

Para evitar a contaminação dos equipamentos e a exposição do trabalhador, deve-se seguir uma sequência lógica para retirar os EPIs (Figura 3). Inicialmente, deve-se lavar as luvas, vestidas nas mãos, para descontaminá-las.

VESTIR	RETIRAR
1 - Calça	1 - Boné árabe
2 - Jaleco	2 - Viseira facial
3 - Botas	3 - Avental
4 - Avental	4 - Jaleco
5 - Respirador	5 - Botas
6 - Viseira facial	6 - Calça
7 - Boné árabe	7 - Luvas
8 - Luvas	8 - Respirador

Figura 3. Sequência lógica para colocação e retirada dos Equipamentos de Proteção Individual – EPIS, recomendados para a manipulação e aplicação de agrotóxicos. Imagem adaptada da figura disponível no "Manual de segurança e saúde do aplicador de produtos fitossanitários" - ANDEF, 2006.

MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

A combinação de diferentes formas de controle para conter-se insetos é uma prática antiga, utilizada empiricamente com base em observações e no conhecimento popular repassado de uma geração para outra. Na década de 1960, essas combinações populares foram ordenadas com base em preceitos científicos e foi criada a terminologia MIP – Manejo Integrado de Pragas.

Bergamim Filho & Amorim (2000) citam que existem dezenas de definições para manejo integrado de pragas na literatura. Implícita na maioria delas está a noção de que a filosofia do MIP abrange duas faces distintas: a integração e o manejo. A integração é entendida como o uso harmônico de múltiplas táticas de proteção de plantas e o manejo refere-se a um conjunto de regras que orien-

tam a tomada de decisão, com o objetivo de manter a população do organismo nocivo abaixo de um limiar predeterminado.

Segundo NATIONAL ACADEMY OF SCIENCE, citado por Bergamim Filho & Amorim (2000), manejo integrado de pragas pode ser definido como a “utilização de todas as técnicas disponíveis dentro de um programa unificado, de tal modo a manter a população de organismos nocivos abaixo do limiar de dano econômico e a minimizar os efeitos colaterais deletérios ao meio ambiente”.

A FAO define MIP como o sistema de manejo de pragas que, no contexto, associa o ambiente e a dinâmica populacional da espécie, utiliza todas as técnicas apropriadas e métodos de forma tão compatível quanto possível e mantém a população da praga em níveis abaixo daqueles capazes de causar dano econômico.

As técnicas apropriadas, citadas no conceito definido pela FAO, são os métodos de controle utilizados para o controle de insetos, definidos por autores como Gallo et al. (2002) e Costa et al. (2014), citados neste texto. A integração desses métodos caracteriza o MIP, assim, a utilização de dois métodos de controle para conter-se um inseto-praga já caracteriza o MIP.

Picanço (2010) descreve MIP como um sistema de controle de pragas que procura preservar e aumentar os fatores de mortalidade natural das pragas pelo uso integrado dos métodos de controle selecionados com base em parâmetros técnicos, econômicos, ecológicos e sociológicos. Este autor cita ainda que os componentes de um programa de MIP são: diagnose, tomada de decisão e seleção dos métodos de controle (estratégias e táticas do MIP).

Costa et al. (2014) citam que as táticas de controle mais importantes empregadas no MIP, em florestas, são o controle silvicultural, o controle biológico, a resistência de plantas e o uso de feromônios, que envolvem um grande número de técnicas.

O ponto inicial para iniciar um MIP é a detecção do inseto-praga, na qual se define se é uma praga nativa ou exótica, entre outras informações. A detecção é a etapa que desencadeia as demais as quais levarão a implantação do MIP. Detectada a praga, esta deve ser monitorada, o monitoramento indicará a necessidade de controle. Havendo necessidade de controle, serão definidos os métodos que irão constituir o manejo integrado e suas necessidades. Em empresas certificadas, as diretrizes da certificação para o controle de pragas, deverão ser seguidas.

Com a criação da certificadora FSC, em 1993, o conceito de Manejo Integrado e Pragas, no setor florestal, passou a ter outra conotação e importância. Em um dos seus princípios, o FSC preconiza que o manejo integrado de pragas deve ser parte essencial do plano de manejo.

Um exemplo de MIP no setor florestal é a conjunção de métodos para o controle da vespa-da-madeira (*Sirex noctilio*). Para este inseto, os métodos utilizados são: legislativo; silvicultural (desbaste); físico (calor forçado para a madeira); químico (brometo de metila para expurgo de madeiras vinculadas a processos de importação ou exportação); biológico (uso de nematoides e parasitoides); silvicultural (realização de desbastes).

Quando um MIP é estabelecido, um método de controle ocupa a posição de maior relevância, contribuindo de forma decisiva para que os outros métodos complementem a sua função.

No MIP da vespa-da-madeira, uma tendência quando se interpreta a dinâmica dos métodos de controle, é acreditar que o método biológico é o de maior relevância. De fato, este é o método que efetivamente controla o inseto nas plantações do gênero *Pinus*, porém, se os desbastes não forem realizados de forma adequada (método silvicultural), a plantação torna-se muito vulnerável ao ataque do inseto e o método biológico não consegue estabelecer um nível de controle adequado. Entretanto, quando os desbastes são realizados adequadamente e a plantação está em boas condições sanitárias, o ataque do inseto ocorre em um percentual em que o controle biológico controla adequadamente a população de *S. noctilio*, assim o método silvicultural é mais importante neste MIP.

Uso de controle químico em programas de manejo integrado

Muitas pessoas, por desconhecimento técnico, acreditam que o uso de agrotóxicos não é compatível com programas de manejo integrado. Em algumas situações, é comum ouvir a seguinte expressão “na nossa empresa não usamos controle químico, utilizamos manejo integrado”.

Outros acreditam que manejo integrado é sinônimo de controle biológico, ou de práticas alternativas de controle, ou ainda que é uma prática mística, havendo também interpretações de que essa técnica representa um pensamento subversivo e alternativo, associado a ideais políticos, que são contra o imperialismo que alguns acreditam que os laboratórios que produzem agrotóxicos representam.

Todas estas interpretações estão erradas, manejo integrado, conforme já relatado neste e em outros capítulos deste livro, é a prática simultânea de métodos de controle, bastando dois métodos em conjunto para se ter um MIP.

Os métodos de controle têm bases científicas, assim, nos programas de manejo integrado, não há nada de empiricamente alternativo, nem místico, muito menos de subversivo ou mecanismo de luta contra o imperialismo.

O controle biológico é um dos métodos disponíveis para um MIP, mas isso não quer dizer que todo MIP tem que ser com controle biológico, não deve haver imposição de métodos, nem restrição. Para se chegar ao MIP, são necessários conhecimentos científicos consolidados, por esta razão, a sua base deve ser científica, não é o acaso, ou o achismo que constitui um programa dessa natureza. O MIP só pode ser implantado se tiver viabilidade financeira, viabilidade ambiental e se for eficiente, nenhuma dessas bases é empírica.

No contexto das opções de controle, o controle químico é um dos métodos disponíveis para essa atividade, portanto se um MIP prevê a utilização simultânea de métodos de controle, o controle químico pode fazer parte de qualquer programa de manejo integrado, desde que seja viável, eficiente e compatível com outras técnicas.

O controle químico pode ser um método indispensável para a utilização do MIP, pois muitas vezes os inseticidas: a) são a única medida prática para o controle de populações de insetos que se aproximam do nível de dano; b) têm rápida ação curativa na prevenção do dano; c) oferecem vasta gama de propriedades, usos e métodos de aplicação para as diferentes condições de ocorrência de pragas; d) apresentam bom retorno econômico e custo de utilização relativamente baixo; e) possibilitam uma ação isolada ou unilateral (Crocomo, 1990).

Os inseticidas podem ser empregados no MIP em estratégias como: aplicação supressiva - realizada no momento adequado para atingir a fase de maior suscetibilidade do ciclo de vida do inseto; aplicação emergencial - em situações epidêmicas nas quais outras medidas não poderão evitar que o nível de dano seja atingido; tratamento preventivo - de impacto altamente seletivo feito com doses baixas para provocar a mínima perturbação no ambiente (Crocomo, 1990).

Evidentemente que, ao se optar pela implantação de um MIP, podem ser definidas diretrizes que enfatizem o uso de determinadas técnicas em substituição a outras.

Um exemplo disso é a diretriz da certificadora FSC, que em um de seus

princípios enfatiza que no controle de pragas “...*deve se usar manejo integrado de pragas e sistemas silviculturais, que evitem, ou se destinem a eliminar, o uso de pesticidas químicos. O manejo integrado de pragas, incluindo a seleção de sistemas de silvicultura, é usado para evitar ou procurar eliminar a frequência, extensão e quantidade de aplicações de pesticida químico, e resultam na eliminação do uso ou reduções gerais de aplicações...*”. Neste caso, a certificadora não impede o uso do controle químico, mas restringe sua aplicação.

No manejo integrado de pragas da Suzano Papel e Celulose, o controle químico é realizado quando a população da praga atinge o nível de surto (Soliman, 2014). Ou seja, quando a população da praga está em um nível muito alto, os inseticidas podem ser uma alternativa para reduzir rapidamente a população do inseto e seus impactos sobre a planta de interesse.

Para tanto, devem ser considerados aspectos biológicos e ecológicos do inseto a ser controlado, número de gerações e se estas são sobrepostas ou não, ciclo de vida do inseto-praga, tipo de metamorfose, hábito alimentar e aparelho bucal. Estes parâmetros biológicos indicarão se o melhor inseticida a ser usado para a redução da população terá ação de contato, de ingestão, profundidade ou ação sistêmica, se deve ter ação de choque, ou ação lenta, se deve ter baixo ou alto poder residual.

Considerados esses fatores, outro parâmetro importante é definir se efetivamente é necessário aplicar um inseticida, o que deve ser feito com base no nível de controle de cada inseto-praga.

Se a opção é por utilizar inseticidas de contato para reduzir rapidamente a população, terá que ser observado quais são os outros métodos que irão compor o MIP.

Se métodos biológicos forem utilizados, será preciso observar qual o agente de controle biológico será liberado, se a opção for por predadores ou parasitoides é preciso considerar que produtos de contatos por terem ação neurotóxica tem baixa seletividade e poderão ter ação tanto sobre a praga quanto nos seus inimigos naturais. Entretanto, se a opção biológica de controle for a utilização de microrganismos entomopatogênicos, o impacto do controle químico sobre estes agentes pode não ser tão grande, inclusive alguns agentes microbianos como fungos e bactérias podem ser aplicados em conjunto com inseticidas, fungicidas e herbicidas.

A ação de agrotóxicos sobre os entomopatógenos pode variar em função da espécie e linhagem do patógeno, da natureza química dos produtos e das dosagens utilizadas (Alves et al., 1998). Já foi constatado sinergismo positivo, negativo e nulo para diferentes agentes microbianos.

A compatibilidade entre os fungicidas triadimenol e tebuconazol e o vírus entomopatogênico CvMNPV (*Condylorrhiza vestigialis* multinucleopolyhedrovirus, Castro et al., 2009), utilizado no controle de *Condylorrhiza vestigialis* (mariposa-do-álamo), praga do gênero *Populus* no sul do Brasil, foi testada e confirmada, sendo recomendada a aplicação conjunta destes em campo.

A compatibilidade entre o fungo *Metarhizium rileyi* e vários inseticidas utilizados na cultura do *Eucalyptus* foi avaliada, concluindo-se que os inseticidas Mospilan[®], Imidacloprid[®] NORTOX e Evidence[®] 700 WG, proporcionaram crescimento vegetativo semelhante a testemunha, e por isso foram considerados compatíveis com *M. rileyi* enquanto que Orthene[®] 750 BR foi considerado moderadamente tóxico. Os inseticidas Imidacloprid[®] NORTOX e Evidence[®] 700 WG não interferiram na produção de conídios, proporcionando valores semelhantes a testemunha (Costa et al. (2018).

A aplicação conjunta de microrganismos e agrotóxicos pode ser viável, porém é preciso considerar o impacto causado aos agentes de controle biológico natural, como parasitoides e predadores, que podem ter grande importância no controle do inseto-praga.

Quando o controle biológico tem como base os parasitoides e predadores, criados massalmente para liberações de controle biológico aumentativo ou clássico, a seletividade dos inseticidas utilizados é um fator de grande relevância. De acordo com Crocomo (1990), o manejo integrado tem na seletividade de inseticidas um dos seus componentes básicos, permitindo a preservação dos inimigos naturais.

Um inseticida seletivo é aquele capaz de controlar a praga, afetando pouco organismos não-alvo presentes no local de aplicação. Em programas de manejo integrado, a seletividade ocorre quando o inseticida controla a praga de forma eficiente, porém, os inimigos naturais são pouco afetados. A seletividade pode ser fisiológica ou ecológica.

A seletividade fisiológica ocorre quando o inseticida tem mais ação sobre a praga do que sobre seus inimigos naturais. A seletividade ecológica está relacionada à forma de aplicação do inseticida, minimizando a exposição dos inimigos naturais à ação do inseticida.

É possível alcançar, ou ao menos aumentar, a seletividade fisiológica por meio da manipulação de dosagens do produto usado no controle; baixas doses de alguns inseticidas podem reduzir a população da praga abaixo do limiar de controle, permitindo a sobrevivência e reprodução dos inimigos naturais (Foerster, 2002).

A seletividade fisiológica do ingrediente ativo deltametrina sobre o parasitoide *Palmistichus elaeisis* da lagarta-parda-do-eucalipto (*Thyrintea arnobia*) foi constatada (Pereira, 2016). A susceptibilidade de *P. elaeisis* variou com o incremento da concentração de deltametrina, um decréscimo do número de pupas parasitadas, com o aumento da concentração do inseticida, foi observado. Na menor dose testada, o parasitismo foi de 100%, e na maior foi de 10%.

Em relação à seletividade ecológica, a forma de aplicação pode originar essa seletividade. No setor florestal, um exemplo de seletividade ecológica foi obtida no controle do pulgão-do-pinus (*Cinara* sp.), com o uso de inseticida sistêmico à base de imidacloprido. O inseticida era aplicado na parte radicular das mudas sem afetar os inimigos naturais nativos e o agente de controle biológico clássico.

Em relação à literatura especializada, vários autores citam o uso do controle químico como alternativa para o manejo integrado de pragas, seguem abaixo algumas dessas citações:

- Segundo Cifuentes & Murillo (1995), o uso de controle químico no manejo integrado deve ocorrer quando as outras práticas não forem eficientes para manter as populações de pragas abaixo dos níveis de dano econômico. Nestes casos, devem ser priorizados produtos com seletividade à entomofauna benéfica (inimigos naturais), mesmo que o custo seja alto, pois os benefícios da seletividade são maiores do que a economia feita com o uso de produtos pouco seletivos.

- Para Contreras (1995), dentro do grupo de inseticidas considerados seletivos, os reguladores de crescimento, especificamente os inibidores da síntese de quitina, mostram vantagens práticas que, aliadas à sua grande eficiência, garantem-lhes um lugar destacado dentro das estratégias de manejo integrado.

- De acordo com León & Púlido (1995), o controle químico no manejo integrado é uma solução imediata para diminuir o dano inicial provocado pelas pragas. Porém, deve ser utilizado quando for absolutamente necessário. Entre os produtos mais indicados, estão os inibidores da síntese de quitina e os produtos à base de *B. thuringiensis*.

- Romero (1995) cita os inseticidas inibidores da síntese de quitina como produtos ideais para serem usados no manejo integrado. Suas principais qualidades são: alta eficácia biológica, baixo nível de toxicidade para mamíferos, pássaros e peixes, e seletividade para a fauna benéfica. A atividade inseticida destes produtos ocorre principalmente através da ingestão de folhas tratadas, sendo as pragas mais suscetíveis a sua ação, aquelas que se alimentam das folhas, como é o caso de insetos das ordens Lepidoptera e Coleoptera.

- Para o desenvolvimento de uma estratégia adequada para o uso do controle químico em programas de MIP, é essencial examinar as características e custos dos produtos disponíveis, associando o custo-benefício com os efeitos secundários. Nesta relação, os produtos seletivos ocupam um lugar de destaque, pois são os menos propensos a afetar os inimigos naturais e demais organismos de controle biológico. Porém, frequentemente, são mais caros e de difícil aquisição no mercado. Por estes motivos, deve-se considerar racionalmente quais produtos devem ser utilizados. Portanto, a seletividade deve ser analisada como um compromisso intermediário entre o que é cientificamente possível e economicamente aceitável (Latin American Crop Protection Association, 2002).

REFERÊNCIAS

ACORDO SOBRE A APLICAÇÃO DE MEDIDAS SANITÁRIAS E FITOSSANITÁRIAS (ACORDO SPS). Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. 2017. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/relacoes-internacionais/negociacoes-nao-tarifarias/multilaterais>.

ALMEIDA, C. A. Agrotóxicos: Avaliação do Risco Químico Ocupacional. Ministério da Saúde - Agência Nacional de Vigilância Sanitária – Gerência Geral de Toxicologia. Palestra disponível em: <https://www2.camara.leg.br/atividade-legislativa/comissoes/comissoes-temporarias/especiais/55a-legislatura/pl-3200-15-regula-defensivos-fitossanitarios-1/documentos/audiencias-e-eventos/caio-augusto-de-almeida-gerente-de-avaliacao-de-seguranca-toxicologica-da-agencia-nacional-de-vigilancia-sanitaria-anvisa>.

ALVES, S. B. et al. Controle microbiano de insetos. 2. ed. Piracicaba-SP: Fealq, 1998.

ANDEF. Manual de uso correto de equipamentos de proteção individual. ANDEF – Associação Nacional de Defesa Vegetal. – Campinas, São Paulo: Linea Creativa, 2003.

ANDEF. Manual de Segurança e Saúde do aplicador de produtos fitossanitários. ANDEF - Associação Nacional de Defesa Vegetal. - Campinas, São Paulo: Linea Creativa, 2006.

ANVISA. Guia para elaboração de rótulo e bula de agrotóxicos, afins e preservativos de madeira. Ministério da Saúde – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. 2018.

ANDREI. Compêndio de Defensivos Agrícolas: guia prático de produtos fitossanitários para uso agrícola- 10ª Edição. Organização Andrei Editora Ltda, 2017.

BARBERÁ, C. Pesticidas agrícolas. Barcelona, 1974.

BERGAMIM FILHO, A.; AMORIM, L. O papel do Manejo Integrado de Pragas (IPM) na Fitopatologia. In: TORRES, J. B.; MICHEREFF, S. J. (Ed). Livro de palestras e mini-cursos da semana de fitossanidade - desafios do manejo integrado de pragas e doenças. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2000. p. 42-64.

- BUENO, V. H. P. Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Editora UFLA, 2000.
- CANTARELLI, E. B. & COSTA, E. C., (ed). Entomologia Florestal Aplicada. Editora da UFSM, 2014.
- CARDONA, C. Ciencia y técnica para el MIP en cultivos - Camino a la resistencia de variedades a plagas: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 1-6.
- CARRANO-MOREIRA, A. Manual técnico : proteção florestal - manejo de pragas florestais. Recife: UFRP, 1995. 312 p.
- CIFUENTES, F.; MURILLO, A. Una propuesta de modelo MIP en Algodón: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 66-70.
- CONTRERAS, E. B. Trueno* 100 SC - Alternativas en el manejo integrado de plagas en el Algodonero: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 51-56.
- CORRÊA, R. de M. Classificação, determinação da eficiência, da compatibilidade e do comportamento em aplicação aérea do vírus *Condylorrhiza vestigialis* multiplenucleopolyhedrovirus. 109 f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2008.
- COSTA, E. C.; D'AVILA, M.; CANTARELLI, E. B. Entomologia Florestal. Editora UFSM, 3ª ED. 2014.
- COSTA, M. A.; LOUREIRO, E. S.; PESSOA, L. G. A.; DIAS, P. M. Compatibilidade de inseticidas utilizados na cultura do eucalipto com *Metarhizium rileyi* (Farlow) (= *Nomuraea rileyi*). Revista de Agricultura Neotropical, Cassilândia-MS, v. 5, n. 3, p.44-48, jul./set. 2018.
- CREA-PR. Manual de Orientação sobre Receituário Agrônômico - Prescrição, uso e comércio de agrotóxicos. Curitiba, 2016.
- CROCOMO, W. B. (Ed.). Manejo integrado de pragas. Editora UNESP, 1990.
- DAL POGETTO, M. H. F.A; WILCKEN, C. F. the effect of beauveria bassiana on brazilian poplar moth *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Journal of Plant Protection Research. Vol. 52, No. 1 (2012).
- DECRETO 4074, de 04 de janeiro de 2002. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/decreto/2002/D4074.htm.
- DELLA LUCIA, T.M.C. & VILELA, E.F. Métodos atuais de controle e perspectivas. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (ed). As formigas cortadeiras. Viçosa: UFV. Imprensa Universitária, 1993. p.163-190.
- DINAGRO. Ficha de Informações de Segurança de Produtos Químicos – FISPQ Produto: Isca Formicida DINAGRO-S. 2016.
- FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. NIMF 5: Glossário de Termos Fitossanitários, 2009. 10p.
- FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. NIMF 15: Regulamentação de material de embalagem de madeira no comércio internacional, 2009. 15p.
- FIORENTINO, D. C.; DIODATO, L. Manejo de plagas producidas por insectos forestales. Santiago del Estero: Editorial El Liberal, 1997.
- FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. In: PARRA, J. P; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S (editores). Controle Biológico no Brasil – parasitoides e predadores. Manole, 2002.
- FUJIHARA, R. T. et. al. Insetos de importância econômica: Guia ilustrado para identificação de famílias. FEPAF, 2011.
- GALLO, D.; et al. Entomologia agrícola. São Paulo: FEALQ, 2002.
- GALLO, D.; et al. Manual de entomologia agrícola. São Paulo: Ed. Ceres, 1978.

GAZZONI, D. L. O produto certo. Revista Cultivar Grandes Culturas, no 10. 1999. Disponível em: <https://www.grupocultivar.com.br/artigos/o-produto-certo>.

INSTRUÇÃO NORMATIVA Nº 36, de 24 de novembro de 2009. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: < http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/agrotoxicos/legislacao/arquivos-de-legislacao/IN36_2008_PDF.pdf

INSTRUÇÃO NORMATIVA CONJUNTA Nº 1, de 23 de fevereiro de 2010. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA e Agência Nacional de Vigilância Sanitária – ANVISA. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/agrotoxicos/arquivos/instrucao-normativa-conjunta-no-01-de-23-de-fevereiro-de-2010.pdf/view>.

INSTRUÇÃO NORMATIVA CONJUNTA Nº 42, de 05 de dezembro de 2011. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: http://www.adapar.pr.gov.br/arquivos/File/Legislacao/Sanidade_Vegetal/Agrotoxicos/IN_SDA_042_11.pdf.

INSTRUÇÃO NORMATIVA Nº 45, de 22 de agosto de 2018. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/39115283/do1-2018-08-31-instrucao-normativa-n-45-de-22-de-agosto-de-2018-39115003.

JACTO - Equipamento de Proteção Individual – EPI agrícola: Conhecendo melhor o seu uso. 2017. Disponível em: <https://blog.jacto.com.br/equipamento-de-protecao-individual-epi-agricola/>.

LANGARO, A. P.; LIMA, D. M VAZ. Agrotóxicos: Avaliação de periculosidade e impactos negativos. 8º ENEPE UFGD e 5º EPEX UEMS. 2014.

LATIN AMERICAN CROP PROTECTION ASSOCIATION. Manejo integrado de plagas - los avances de la industria fitossanitária, 2002. Disponível em <http://www.lacpa.org>.

LEI nº 7802 de 11/07/1989. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/LEIS/L7802.htm

LEMA, G. Estrategias para el manejo de resistencia de las plagas como complemento del MIP: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 12-16.

LEÓN, G.; PÚLIDO, J. Nuevas bases para el manejo del Cogollero del Maiz Spodoptera frugiperda: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 111-114.

MANUAL DE PROCEDIMENTOS PARA REGISTRO DE AGROTÓXICOS. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. 2012.

MAPA. Acordos Multilaterais - Organizações internacionais de Referência do Acordo SPS – Fitossanitárias. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2017. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/relacoes-internacionais/negociacoes-nao-tarifarias/multilaterais>.

MCNAB, B. K. Physiological convergence amongst ant-eating and termite-eating mammals. Journal of Zoology 203: 488-510. 1984.

MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. Controle biológico. Volumes I. EMBRAPA CNPMA, 1998.

MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. Controle biológico. Volumes II. EMBRAPA CNPMA, 2000.

MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. Controle biológico. Volumes III. EMBRAPA CNPMA, 2000.

NR 31 - NORMA REGULAMENTADORA 31. Norma regulamentadora de segurança e saúde no trabalho na agricultura, pecuária silvicultura, exploração florestal e aquicultura de 03 de março de 2005. Disponível em: https://enit.trabalho.gov.br/portal/images/Arquivos_SST/SST_NR/NR-31.pdf.

NR 6 - NORMA REGULAMENTADORA 6. EQUIPAMENTO DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL – EPI, de 08 de junho de 1978. Disponível em: https://enit.trabalho.gov.br/portal/images/Arquivos_SST/SST_NR/NR-06.pdf

OLIVEIRA FILHO, A. M. A resistência dos insetos aos inseticidas e o controle dos vetores da malária. In: MARICONI, F. A. M. (Ed.). Insetos e outros invasores de residências. Piracicaba: FEALQ, 1999. V. 6. p. 303-378.

OMOTO, C. Resistência de pragas a pesticidas: princípio e práticas - introdução e conceitos. Disponível em: <http://www.ciagri.usp.br/~seb/IRACBR/>. 2002a.

OMOTO, C. Resistência de pragas a pesticidas: princípio e práticas - estratégias de manejo de resistência. Disponível em <http://www.ciagri.usp.br/~seb/IRACBR/>. 2002b.

PARRA, J. R. P.; et al. Controle Biológico no Brasil : Parasitóides e Predadores. Manole, 2002.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. Trichogramma e o controle biológico aplicado. FEALQ, 1997.

PEREIRA, E. S. seletividade do inseticida deltametrina ao parasitoide *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae). D issertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal . Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, Diamantina, 2016.

PICANÇO, M. C. Manejo Integrado de Pragas. UFV, 2010.

PORTARIA No 03, de 16 de janeiro de 1992. Ministério da Saúde – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Disponível em: http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/svs/1992/prt0003_16_01_1992.html.

PORTARIA No 84, de 15 de outubro de 1996. Ministério do Meio Ambiente – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Disponível em: http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/mma_ibama/1996/prt0084_15_10_1996.html

RESOLUÇÃO Nº 344, de 27 de julho de 1990. Conselho Federal de Engenharia e Agronomia. Disponível em: <http://normativos.confed.org.br/downloads/0344-90.pdf>.

ROMERO G. J. Nueva tecnologia - Aporte a la producción del campo colombiano: MIP - Manejo integrado de plagas en cultivos y medio ambiente. Boletín. Bogotá, 1995. p. 61-65.

SOLIMAN, E. P. Manejo integrado de pragas do eucalipto – sanidade florestal e a busca pela sustentabilidade da produção. VIII Simpósio Sobre Técnicas de Plantio e Manejo de Eucalipto para Uso Múltiplos. Piracicaba, 2014. Disponível em: https://www.ipef.br/eventos/2014/tume/12_everton.pdf. Acesso em: 30/mar/2019.

SOUSA, N. J. Avaliação do uso de três tipos de porta-isca no controle de formigas cortadeiras, em áreas preparadas para a implantação de povoamentos de Pinus taeda L. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1996.

SOUZA-COSTA, F. A. Relato de nova praga e suas consequências para o agronegócio brasileiro. In: VILELA, E. F. e ZUCCHI, R. A. (Ed.). Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. FEALQ, Piracicaba – SP, 2015. p.109-117, 908 p.

13. A certificação florestal e o manejo de pragas no Brasil

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

INTRODUÇÃO

A certificação florestal é uma maneira de garantir que as florestas sejam manejadas com foco no desenvolvimento sustentável, atingindo seus objetivos econômicos, ambientais e sociais. Durante o processo de certificação, uma organização certificadora independente avalia a sustentabilidade do manejo florestal seguindo uma série de regras preestabelecidas (o padrão de certificação). O certificador então garante que o produto ou manejo está de acordo com as regras daquele padrão (Rametsteiner & Simula, 2003). A certificação é um meio não-governamental de criar regras e recompensar o bom manejo florestal (Cubbage et al., 2009). A certificação florestal iniciou-se com o *Forest Stewardship Council* (FSC), em 1993, como uma resposta a inoperância dos governos locais em criar regras de manejo das florestas e frear o desmatamento, principalmente em países em desenvolvimento em regiões tropicais (Meidinger, 2011).

Talvez uma das principais consequências não previstas da criação do FSC foi o surgimento de esquemas concorrentes de certificação, fundados principalmente por produtores florestais em diferentes partes do mundo (Auld et al., 2008). O PEFC (Programme for Endorsement of Forest Certification), criado em resposta à rigidez das diretrizes do FSC, tem reconhecido esquemas em diversos países, e já superou a área certificada em relação ao FSC (PEFC, 2016). O Programa Brasileiro de Certificação Florestal (CERFLOR) é um esquema nacional aceito pelo PEFC. Essas duas certificações estão cada vez mais parecidas e com objetivos semelhantes. A utilização e regulação de pesticidas químicos e organismos geneticamente modificados, no entanto, é uma das poucas diferenças entre elas; o FSC é mais rígido do que o PEFC nestes quesitos (Moore et al.,

2012). Em 2019, o Brasil contava com a maior área de florestas certificadas pelo FSC na América Latina, com cerca de 6,8 milhões de ha, dos quais cerca de 60% eram com plantios florestais (FSC, 2019).

Os padrões de certificação podem definir práticas florestais como a colheita, o plantio, utilização de pesticidas e fertilizantes químicos, sistemas econômicos e de planejamento (Moore et al., 2012). Uma das maiores críticas à certificação do FSC começou após a publicação de Radosevich et al. (2000), que tentou criar uma justificativa científica para definir a inclusão ou exclusão de certos pesticidas utilizados na silvicultura, a qual o FSC acabou seguindo de maneira bastante rígida (Tomkins, 2004). Desde então, empreendimentos com plantios florestais no Brasil e em outros países, em especial os do hemisfério Sul como África do Sul, Austrália e Nova Zelândia sofrem para se adequar às alternativas para o uso de inseticidas e herbicidas exigidas pelo FSC (Tomkins, 2004; Carnegie et al, 2005; Govender, 2002).

FSC (FOREST STEWARDSHIP COUNCIL)

A destruição e degradação das florestas tornaram-se alvo de preocupação a partir do final dos anos 70. No entanto, essa preocupação foi maior com o desmatamento em países em desenvolvimento, o que levou a boicotes de produtos de origem florestal duvidosa, principalmente por movimentos ambientalistas. A dificuldade de se distinguir um produto de origem sustentável de um não-sustentável, levou ao nascimento da certificação florestal (Bell & Hindmoor, 2012). O FSC foi fundado em um cenário de globalização econômica, maior preocupação ambiental e com os direitos dos povos indígenas (Klooster, 2010) e, principalmente, como uma resposta à falta de regulamentação de entidades intergovernamentais para a sustentabilidade das atividades florestais (Bell & Hindmoor, 2012). O FSC é gerido por organizações não-governamentais e iniciou suas atividades em 1993 (Bloomfield, 2012), como a primeira organização composta por várias partes interessadas visando garantir a sustentabilidade social, ambiental e econômica dos recursos florestais (Hackett, 2013).

Um dos principais objetivos da certificação é conceder benefícios de mercado para quem aderir à certificação voluntariamente (Bartley, 2007). A empresa, ao adotar essas políticas de responsabilidade social e ambiental, pode-se diferenciar de suas concorrentes e entrar em novos mercados. Os produtores florestais adotam a certificação principalmente para satisfazer as demandas de seus

clientes, manter uma relação amistosa com ambientalistas e atingir um premium no preço e vantagens de mercado em seus produtos (Auld et al., 2002; Gulbrandsen, 2006; Moeltner & Kooten, 2003). Uma empresa ou produtor florestal deve seguir os 10 princípios e 56 critérios existentes no padrão para conseguir a aprovação e certificação do FSC (FSC, 2013). O FSC tem acelerado a adoção e melhorado o manejo florestal sustentável (MFS), aumentando a consciência da importância desta técnica (Rotherham, 2011).

No entanto, há poucas evidências de que o envolvimento de empresas com a certificação seja um método eficiente para conservação da biodiversidade (Robinson, 2012; Visseren-Hamakers & Pattberg, 2013). O motivo da criação do FSC foi acabar com o desmatamento de florestas tropicais e o comércio de madeira de fontes ilegais. Isto ainda não foi atingido, já que apenas uma pequena porcentagem das florestas certificadas do mundo encontram-se em regiões tropicais (Rotherham, 2011). Em 2019, o FSC contava com cerca de 194 milhões de ha de florestas e plantios certificados em 84 países, com praticamente 84% desses concentrados na América do Norte e Europa (FSC, 2019). Empresas também têm alegado a falta de preço premium e das vantagens no mercado para produtos certificados pelo FSC, além de um alto custo de implementação (Araujo et al., 2009; Cubbage et al., 2009).

O comando e os interesses dentro do FSC estão, em teoria, divididos de maneira igual, entre as câmaras ambiental, social e econômica; e entre países do “norte” e “sul” (desenvolvidos e em desenvolvimento) (Meidinger, 2011). Os programas de certificação podem favorecer produtores de países desenvolvidos em relação àqueles de países em desenvolvimento, devido dificuldade de se adequarem aos requisitos da certificação e o favorecimento de negócios de maior escala sobre os de pequena escala (Auld et al., 2008). A proibição e exigências sobre o uso de alguns inseticidas e herbicidas químicos foram algumas dificuldades geradas pelos FSC para os produtores florestais.

A “POLÍTICA DE PESTICIDAS” DO FSC

Como foi dito anteriormente, uma empresa para se certificar deve seguir os “Princípios e Critérios” do FSC, que desencadeiam regras de sustentabilidade para a certificação florestal. Dentro dessas regras, está inclusa a “Política de Pesticidas”. Essa política foi baseada em três elementos chave: i) identificação e prevenção do uso de pesticidas considerados “altamente perigosos” pelo FSC;

ii) promoção de métodos “não-químicos” para o manejo de pragas como estratégia integrada; e iii) uso apropriado dos pesticidas (FSC, 2007). Essa política foi atualizada em 2019.

Os indicadores de periculosidade de um produto são publicados nessa política, através de uma lista que inclui, através de uma avaliação dos princípios ativos, os compostos classificados como “altamente perigosos” e, portanto, têm seu uso proibido em empreendimentos certificados. Se uma empresa busca ou deseja manter a certificação, ela deve interromper o uso de todos produtos listados (Tabaković-Tošić et al., 2011). A lista de produtos proibidos em empreendimentos certificados pelo FSC é atualizada frequentemente.

Vários princípios ativos que são usados em produtos aplicados em plantios florestais foram proibidos. Produtores florestais do Brasil e outros países enfrentam barreiras para se adequarem a certificação em relação à utilização de inseticidas químicos, pois há uma carência de métodos alternativos para o manejo integrado de muitas pragas importantes (Govender, 2002; Carnegie et al., 2005).

No Brasil, dentre os princípios ativos proibidos, os que mais causam transtorno com a proibição são a deltametrina, o fipronil e a sulfluramida, utilizados para o controle de formigas-cortadeiras e outras pragas florestais (Zanuncio et al. 2016). O fipronil e a sulfluramida são considerados pesticidas “altamente perigosos” por conta da sua toxicidade aguda a mamíferos e aves. Já a deltametrina foi listada por esse mesmo motivo, além de ser considerado um químico causador de perturbação endócrina e exibir toxicidade aguda a organismos aquáticos (FSC, 2015).

Logo, o FSC coloca restrições em todos os inseticidas registrados e efetivos, até o presente momento, que são o único método viável de controle de formigas-cortadeiras em grande escala (ver seção 15.1). O controle de formigas-cortadeiras, quando mal implementado ou inexistente, pode afetar drasticamente a produtividade e a viabilidade de qualquer empreendimento florestal, principalmente nos primeiros anos (Cantarelli et al. 2008; Matrangolo et al. 2010; Reis Filho et al. 2011).

A derrogação dos pesticidas e as recomendações do FSC

A empresa ou produtor certificado deve seguir a Política de Pesticidas e, caso haja a necessidade de utilizar algum produto com princípio ativo proibido, um processo de derrogação deverá ser conduzido (FSC, 2007). A necessidade do

uso de um produto para o combate a uma praga, doença e/ou planta daninha nos plantios florestais deve ser demonstrada e avaliada pelo corpo técnico do FSC para o pedido de derrogação (FSC, 2007). Tal produto deve ser a única forma econômica, ambiental, social e tecnicamente viável para controlar organismos que causam danos severos aos plantios florestais.

Após uma derrogação ser aprovada, condições e recomendações são impostas para o uso dos pesticidas proibidos. Essas recomendações envolvem possíveis métodos alternativos de controle. Muitas empresas e produtores florestais do Brasil têm encontrado dificuldades, pois não há alternativas de controle equivalentes para o manejo de muitas pragas ou as que existem não têm a mesma eficácia (Zanuncio et al., 2016; Lemes et al., 2016). É o caso do manejo de formigas-cortadeiras e cupins, as principais pragas da maioria das culturas florestais no Brasil, que contam com pouquíssimas opções de controle em grande escala.

O processo brasileiro de derrogação dos pesticidas usados no manejo de formigas-cortadeiras foi desenvolvido inicialmente em um esforço conjunto das empresas florestais e pesquisadores. Um grande volume de informações, incluindo documentos e características dos produtos, estatísticas da incidência, severidade, danos e prejuízos causados pelas pragas, foi compilado. Estudos de viabilidade e testes com técnicas alternativas não químicas ou menos tóxicas, análises de custo/benefício e avaliações de impacto social e ambiental também estavam inclusas. Houve muito empenho para deixar bem claro a singularidade bioecológica dos plantios florestais e das formigas-cortadeiras e cupins no Brasil.

O primeiro processo de derrogação brasileiro levou em torno de dois anos até a aprovação da maioria dos pedidos, incluindo deltametrina, fenitrothion, fipronil e sulfluramida para controle de formigas-cortadeiras e cupins. Essa derrogação teve um período de cinco anos, e foi renovada em 2016 por mais cinco anos, com exceção da deltametrina e do fenitrothion. A sulfluramida foi considerada como muito importante por 96,5% das empresas certificadas pelo FSC no Brasil (Lemes et al., 2016) (Figura 1). Já o fipronil, foi considerado como importante (muito importante + importante) por 70,4% e a deltametrina por 50% das empresas certificadas (Figura 1). A fenitrothion foi o menos importante, com apenas 25% (Lemes et al., 2016).

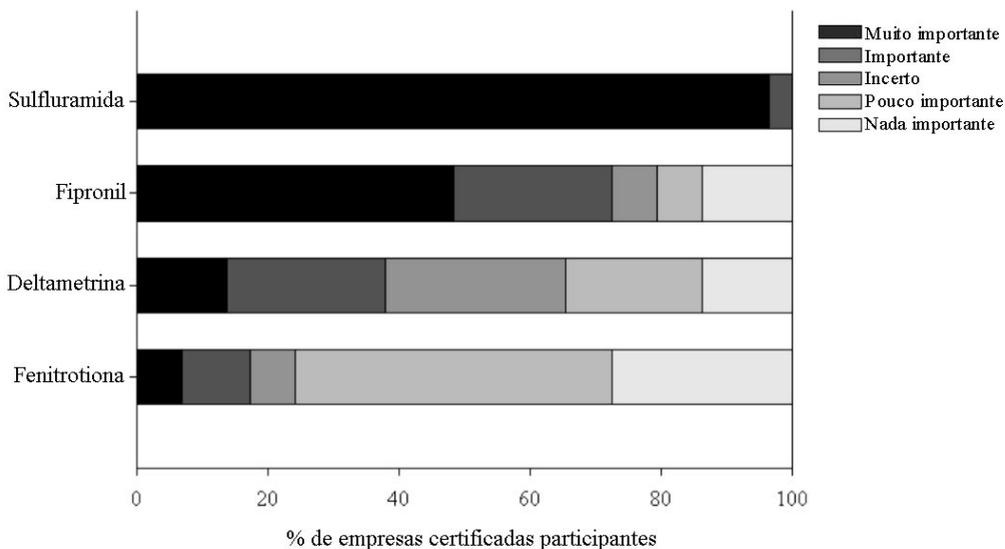


Figura 1. Importância dos princípios ativos utilizados no controle químico no manejo integrado de pragas florestais, segundo as empresas certificadas pelo FSC no Brasil. Fonte: Lemes, 2015.

O FSC realizou as recomendações e condições a serem seguidas logo após a aprovação da derrogação, incluindo alternativas que deveriam ser utilizadas. As recomendações feitas podem ser agrupadas em três pontos principais: (i) redução na quantidade e no número de aplicações dos inseticidas, (ii) redução dos efeitos nocivos a organismos não-alvo e a seres humanos, e (iii) desenvolvimento de técnicas alternativas de controle utilizando métodos biológicos e/ou não-químicos. A lista completa de recomendações pode ser verificadas em Isering e Neumeister (2010). No entanto, as técnicas alternativas que foram propostas não eram suficientes para substituir o uso dos inseticidas, principalmente os utilizados para controle de formigas-cortadeiras (Zanuncio et al., 2016).

A forma cooperativa em que o setor florestal mobilizou-se para atingir os objetivos da “Política de Pesticidas” do FSC, mostrou que a interação entre centros de pesquisa, universidades e empresas privadas é essencial para o surgimento de alternativas sustentáveis para o manejo de pragas.

No Brasil, a certificação florestal apresenta uma peculiaridade em relação às agências de governo e legislação rigorosa sobre os produtos químicos usados na proteção florestal. No Brasil, há leis bastante atualizadas, regulamentando desde a fabricação dos produtos até a devolução das embalagens vazias. Sendo assim, uma análise de risco ambiental seria uma ferramenta mais adequada para

definir a lista de pesticidas proibidos do FSC. Nessa análise, seriam levados em conta as condições gerais relacionadas ao uso dos químicos, os fatores ambientais e o nível de exposição aos trabalhadores.

CUSTOS DA CERTIFICAÇÃO FLORESTAL DO FSC PARA O MIP EM PLANTIOS FLORESTAIS

Empresas e produtores florestais certificados pelo FSC foram consultados sobre os possíveis custos da certificação para o manejo de pragas em plantios florestais. Mais da metade dos empreendimentos entrevistados indicaram ter algum custo adicional no manejo integrado de pragas (MIP) devido à certificação florestal do FSC, mas poucos deles compartilharam estimativas ou detalhes desses custos (Lemes et al., 2016). Boa parte desses custos adicionais derivam do aumento na necessidade de treinamento de empregados e no uso de produtos em acordo com a política do FSC, que custam mais caro (Lemes et al., 2016).

Um total de 45% dos produtores certificados entrevistados indicaram estar satisfeitos com a relação custo/benefício da certificação do FSC e o manejo de pragas. No entanto, 34% disseram incertos e 14% disseram insatisfeitos (Lemes et al., 2016). Um total de 27,6% dos produtores entrevistados concordou totalmente que a proibição dos princípios ativos utilizados no controle de formigas-cortadeiras e cupins é uma imposição de uma barreira não-tarifária à alta produtividade dos plantios florestais no Brasil (Lemes et al., 2016).

A falta de alternativas viáveis disponíveis para substituir os químicos proibidos ou em derrogação foi considerado pelos produtores o custo mais importante da certificação florestal no manejo de pragas florestais (Lemes et al., 2016). Caso uma proibição permanente dos produtos em derrogação venha a ocorrer, e na inexistência de técnicas alternativas viáveis em grande escala, os custos com o manejo de pragas poderiam crescer consideravelmente ou até mesmo inviabilizar os plantios florestais certificados pelo FSC. Pequenos produtores têm um custo relativo maior gerado pela certificação do que os grandes produtores (Cubbage et al., 2009) e poderiam sentir mais os impactos do aumento desses custos ligados ao manejo de pragas.

A maioria dos produtores entrevistados fizeram duras críticas aos critérios adotados pelo FSC para a proibição de certos princípios ativos. Muitos afirma-

ram que esses critérios deveriam levar em consideração o modo de aplicação durante a avaliação do impacto. Alguns produtores reclamaram que a Política de Pesticidas do FSC é mais rígida do que a legislação nacional, que já é bastante burocrática e rigorosa (Lemes et al., 2016). Um produtor afirmou: “...*fica claro que a política do FSC não é muito colaborativa, limitada a um caráter proibitivo e sem oferecer alternativas eficazes*” (Lemes et al., 2016).

Benefícios da certificação para o MIP Florestal

A maioria das empresas certificadas entrevistadas afirmaram que seus trabalhadores do manejo integrado de pragas receberam treinamento específico para se adequar ao FSC. Mais da metade das empresas passaram a adotar um plano de manejo integrado de pragas após certificarem-se com o FSC (Lemes et al., 2016). Várias mudanças foram efetuadas pelas empresas certificadas, resultando em melhorias no manejo de pragas. As principais mudanças estão descritas na tabela 1.

Tabela 1. Porcentagem de mudanças feitas nas práticas de manejo integrado de pragas florestais nas empresas do Brasil com a certificação florestal do FSC e as mudanças mais comuns descritas por eles em cada item. Fonte: Lemes, 2015.

Mudanças no MIP	Porcentagem	Mudanças mais comuns
Segurança e armazenamento de químicos	86.2%	Construção de locais de armazenamento; adequação dos depósitos existentes, uso de equipamentos de proteção individual; criação de políticas e procedimentos; treinamento específico
Monitoramento	75.9%	Criação de programas de monitoramento para pragas chave; adoção de monitoramento sistemático; maior controle de surto de pragas e uso associado de pesticidas; monitoramento pré e pós plantio; monitoramento também feito por funcionários não ligados ao manejo de pragas (e.g. vigias, pessoal da silvicultura)
Metas de redução de inseticidas	72.4%	Criação de metas de redução junto ao FSC; aplicação local de pesticida ao invés de toda a área; maior monitoramento da quantidade de inseticidas usada
Investimentos em pesquisa/parcerias	62.1%	Busca por novos ingredientes ativos; parcerias com universidades e institutos de pesquisa; cooperação com outras empresas
Registro de atividades	62.1%	Criação de sistemas computadorizados de gerenciamento de controle e informação; relatórios anuais do uso de inseticidas
Identificação de espécies pragas	51.7%	Melhor identificação através de inventário e monitoramento; análises de laboratório; parceria com pesquisadores
Cálculo de nível de dano econômico (NDE)	44.8%	Customização e planejamento estratégico; testes em plantios para determinar o NDE
Controle biológico	37.9%	Investimentos em controle biológico de pragas sugadoras; biocontrole da vespa-da-madeira; substituição do controle químico
Levantamentos de regeneração e vida silvestre	37.9%	Monitoramento da fauna e flora; inventário florestal; criação de novos procedimentos e políticas
Proteção de espécies ameaçadas	37.9%	Uso de porta-isca no controle de formigas-cortadeiras; áreas de vegetação nativa; zoneamento florestal
Adoção de outras formulações inseticidas	34.5%	-
Proteção de espécies não-alvo	34.5%	-
Cálculos de crescimento e produtividade	24.1%	Criação de inventário florestal contínuo
Planejamento de diversidade biológica	20.7%	Busca de novos clones
Controle silvicultural	13.8%	Plantios em mosaico
Armazenamento de toras	10.3%	Mudanças nas práticas silviculturais

FUTURO DO FSC E O MANEJO DE PRAGAS

A certificação florestal do FSC tem favorecido a implementação de técnicas e de ações mais sustentáveis dentro do manejo integrado de pragas nos plantios florestais do Brasil. As melhorias mais evidentes foram relacionadas ao manejo de pragas e a segurança no depósito e uso de pesticidas (Lemes et al., 2016). Também fez aumentar o interesse dos produtores por técnicas de monitoramento e amostragem de pragas, avaliação de limiares econômicos e estimulou a pesquisa por técnicas alternativas de controle de pragas (Lemes et al., 2016).

A manutenção da certificação do FSC pelos produtores florestais brasileiros pode depender se a proibição dos princípios ativos, usados no controle de formigas-cortadeiras, terá consequências a longo prazo no manejo e controle desses insetos e se as consequências negativas (ou custos) forem maiores que os benefícios obtidos. Entre os benefícios da certificação está a facilidade de entrada em mercados ou preço premium em produtos florestais, algo que as empresas brasileiras ainda não têm alcançado.

Aplicar soluções simplificadas, como proibir químicos tão importantes (p. ex.: sulfluramida) e o uso de alternativas ineficazes para o controle de formigas-cortadeiras, irá resultar em um desmanejo dessas pragas, levando a perdas na produção e aumento dos custos para os produtores. A aplicação de padrões mundiais para o manejo sustentável necessita de adaptações às condições locais de cada país. Os dados utilizados para proibir os inseticidas foram obtidos em laboratório, e nenhum estudo foi feito para verificar quais os reais riscos ambientais quando utilizados em plantios florestais no Brasil. Estudos de campo devem ser feitos para eliminar a dúvida sobre os reais riscos do uso contínuo desses produtos nos plantios florestais. Novos inseticidas que se adequem aos critérios do FSC devem ser desenvolvidos no futuro e novas tecnologias devem ser testadas e disponíveis comercialmente.

REFERÊNCIAS

ARAUJO, M.; KANT, S.; COUTO, L. Why Brazilian companies are certifying their forests? *Forest Policy and Economics*, v. 11, p. 579-585, 2009.

AULD, G.; CASHORE, B.; NEWSOM, D. Perspectives on forest certification: a survey examining differences among the US forest sectors' views of their forest certification alternatives. In: TEETER, L.; CASHORE, B.; ZHANG, D. (Org.). *Forest policy for private forestry: global and regional challenges*. CABI Publishing, New York, p. 271-282, 2002.

AULD, G., GULBRANDSEN, L. H., MCDERMOTT, C. L. Certification schemes and the impacts on forests and forestry. *Annual Review of Environment and Resources*, v. 33, p. 187-211, 2008.

BARTLEY, T. Institutional emergence in an era of globalization: The rise of transnational private regulation of labor and environmental conditions. *American Journal of Sociology*, v. 113, p. 297-351, 2007.

BELL, S.; HINDMOOR, A. Governance without government? The case of the Forest Stewardship Council. *Public Administration*, v. 90, p. 144-159, 2012.

BLOOMFIELD, M. J. Is forest certification a hegemonic force? The FSC and its challengers. *Journal of Environment & Development*, v. 21, p. 391-413, 2012.

CANTARELLI, E. D.; COSTA, E. C.; PEZZUTTI, R.; OLIVEIRA, L. S. Quantificação de perdas no desenvolvimento de *Pinus taeda* após o ataque de formigas cortadeiras. *Ciência Florestal*, v. 18, p. 39-45, 2008.

CARNEGIE, A. J.; STONE, C.; LAWSON, S.; MATSUKI, M. Can we grow certified eucalypt plantations in subtropical Australia? An insect pest management perspective. *New Zealand Journal of Forestry Science*, v. 35, p. 223-245, 2005.

CUBBAGE, F., MOORE, S. E., HENDERSON, T., ARAUJO, M. Costs and benefits of forest certification in the Americas., in: Pauling, J.B. (Ed.), *Natural Resources: Management, Economic Development and Protection*. Nova Science Publishers, New York, pp. 155-183, 2009.

FOREST STEWARDSHIP COUNCIL. FSC Pesticides Policy: guidance on implementation, 23 pp, 2007.

FOREST STEWARDSHIP COUNCIL. FSC List of 'highly hazardous' pesticides, 20 pp., 2015.

GOVENDER, P. Management of insect pests: Have the goalposts changed with certification? *Southern African Forestry Journal*, v. 195, p. 39-45, 2002.

GULBRANDSEN, L. H. Creating markets for eco-labelling: are consumers insignificant? *International Journal of Consumer Studies*, v. 30, p. 477-489, 2006.

HACKETT, R. From government to governance? Forest certification and crisis displacement in Ontario, Canada. *Journal of Rural Studies*, v. 30, p. 120-129, 2013.

LEMES, P.G., ZANUNCIO, J.C., SERRÃO, J.E., LAWSON, S.A. Forest Stewardship Council (FSC) pesticide policy and integrated pest management in certified tropical plantations. *Environmental Science and Pollution Research International*, v. 23, p. 1, 2016.

MATRANGOLO, C. A. R.; CASTRO, R. V. O.; DELLA LUCIA, T. M. C.; DELLA LUCIA, R. M.; MENDES, A. F. N.; COSTA, J. M. F. N.; LEITE, H. G. Crescimento de eucalipto sob efeito de desfolhamento artificial. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 45, p. 952-957, 2010.

MEIDINGER, E. Forest certification and democracy. *European Journal of Forest Research*, v. 130, p. 407-419, 2011.

MOELTNER, K. & VAN KOOTEN, G.C. Voluntary environmental action and export destinations: the case of forest certification. *Journal of Agricultural and Resource Economics*, v. 28, p. 302-315, 2003.

MOORE, S.E.; CUBBAGE, F.; EICHELDINGER, C. Impacts of Forest Stewardship Council (FSC) and Sustainable Forestry Initiative (SFI) forest certification in North America. *Journal of Forestry*, v. 110, p. 79-88, 2012.

RADOSEVICH, S., LAPPE, M., ADDLESTONE, B. Use of chemical pesticides in certified forests: clarification of FSC criteria 6.6., 6.7 and 10.7. *Forest Stewardship Council: USA*. 21 pp, 2000.

RAMETSTEINER, E., SIMULA, M. Forest certification - an instrument to promote sustainable forest management? *Journal of Environmental Management*, v. 67, p. 87- 98, 2003.

REIS FILHO, W.; SANTOS, F.; STRAPASSON, P.; NICKELE, M. A. Danos causados por diferentes níveis de desfolha artificial para simulação do ataque de formigas cortadeiras em *Pinus taeda* e *Eucalyptus grandis*. *Pesquisa Florestal Brasileira*, v. 31, p. 37-42, 2011.

ROBINSON, J. G. Common and conflicting interests in the engagements between conservation organizations and corporations. *Conservation Biology*, v. 26, p. 967-977, 2012.

ROTHERHAM, T. Forest management certification around the world - Progress and problems. *The Forestry Chronicle*, v. 87, p. 603-611, 2011.

TABAKOVIĆ-TOŠIĆ, M., KOPRIVICA, M., TOŠIĆ, D., GOLUBOVIĆ-ĆURGUZ, V. Biological efficacy of the ecotoxicologically favourable insecticides and their mixture in the control of gipsy moth. *African Journal of Biotechnology*, v. 10, p. 4656-4664, 2011.

TOMKINS, I. B. A critique of the Forest Stewardship Council chemicals criteria for certification of plantation forestry. *Australian Forestry*, v. 67, p. 67-72, 2004.

VISSEREN-HAMAKERS, I. J. & PATTBERG, P. We can't see the forest for the trees: the environmental impact of global forest certification is unknown. *GAIA - Ecological Perspectives for Science and Society*, v. 22, p. 25-28, 2013.

ZANUNCIO, J.C., LEMES, P.G., ANTUNES, L.R., MAIA, J.L.S., MENDES, J.E.P., TANGANELLI, K.M., SALVADOR, J.F., SERRÃO, J.E. The impact of the Forest Stewardship Council (FSC) pesticide policy on the management of leaf-cutting ants and termites in certified forests in Brazil. *Annals of Forest Science*, v. 73, p. 205-214, 2016.

PARTE II

PRINCIPAIS PRAGAS FLORESTAIS NO BRASIL

14. Principais pragas em viveiros de mudas de eucalipto

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, EVERTON PIRES SOLIMAN² & DANIEL BURCKHARDT³

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

³Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, 4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

INTRODUÇÃO

A qualidade sanitária da plantação florestal deve ser mantida desde a fase de produção de mudas. O bom manejo do viveiro e o controle de pragas e doenças garantem uma maior sobrevivência e qualidade das mudas, o que certamente melhora o rendimento do empreendimento florestal.

Vários insetos podem estar associados ao eucalipto na fase de mudas no viveiro. Alguns deles são generalistas e atacam diversas culturas. Insetos como formigas-cortadeiras e cupins atacam o eucalipto em diferentes estágios de desenvolvimento, desde o viveiro até a colheita. Entretanto, com a modernização dos viveiros, principalmente com o uso de tubetes, mudas suspensas e boas práticas de manejo, estes insetos deixaram de ser problema em viveiro, passando a ser tratados como pragas de campo.

Os principais insetos que causam problemas em viveiros são grilos, lagartas, moscas-das-raízes e paquinhas. Psilídeos, pulgões, cochonilhas e vespas-de-galha também podem causar danos em viveiros, principalmente em jardins clonais de eucalipto.

Os psilídeos são insetos da ordem Hemiptera superfamília Psylloidea. Esta superfamília foi revisada recentemente passando a conter 8 famílias (Burckhardt & Ouvrard, 2012). Com esta nova classificação, os psilídeos do eucalipto introduzidos no Brasil (que eram da família Psyllidae) passaram para a família Aphalaridae (Burckhardt & Queiroz, 2012). No Brasil, os psilídeos que causam danos aos ponteiros do eucalipto em viveiros e plantas novas são: *Blastopsylla*

occidentalis Taylor, 1985, *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980) e *Ctenarytaina spatulata* Taylor, 1997.

A vespa-de-galha – *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle, 2004 (Hymenoptera: Eulophidae) é um inseto de origem Australiana que tem se dispersado por vários países do Mediterrâneo, África e América (Mendel et al., 2004; Costa et al. 2008; Garlet et. al., 2013; Rinaldi et al., 2013).

Psilídeos e vespa-de-galha serão abordados de forma mais completa em capítulos específicos. As demais pragas serão aqui tratadas, com detalhes da descrição, ciclo de vida, sintomas, danos nas plantas e medidas de controle.

MOSCA-BRANCA (Hemiptera: Aleyrodidae)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

São hemípteros pequenos, com quatro asas membranosas, na fase adulta, recobertas com substância pulverulenta, de onde vem o nome comum de moscas-brancas (Figura 1). Os ovos são pedunculados e ficam como as ninfas, presos a face inferior das folhas, envolvidos (ou não) numa cera branca (Gallo et al., 2002). A caracterização destes insetos é feita principalmente pela última forma jovem ou “pupário”, isso porque os aleirodídeos adultos não apresentam bons caracteres diferenciais e são mais difíceis de serem encontrados (Costa Lima, 1942). Mundialmente, existem cerca de 1,6 mil espécies todas classificadas dentro de uma única família (Aleyrodidae) (Gullan & Martin, 2003), sendo que várias delas são citadas em eucalipto. Quatro destas espécies ocorrem no Brasil, mas apenas duas foram aqui observadas em eucalipto (*Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) e *Dialeurodicus tessellatus* Quaintance & Baker, 1913).

Os ovos dos aleurodídeos são ovoides e têm pedicelo. Podem ficar dispersos na planta ou colocados em um padrão distinto, como, por exemplo, formando uma espiral. A ninfa de primeiro ínstar tem pernas desenvolvidas e é o único ínstar imaturo móvel. Nos demais ínstars, as pernas são atrofiadas. O quarto estágio também é conhecido como “puparium” ou “caixa pupal”. É dentro do puparium que o adulto vai se desenvolver e de onde irá emergir mais tarde. As formas imaturas das moscas-brancas podem ser confundidas com cochonilhas, mas elas podem ser distinguidas das cochonilhas e outros insetos sugado-

res parecidos pela presença de estruturas subapicais abdominais como o orifício vasiforme formado por um opérculo e uma lígula. Ninfas e pupas de algumas espécies possuem franja ou são cobertas com diversos tipos e formas de cera, enquanto outras são desprovidas de cera (Costa Lima, 1942).



Figura 1. Infestação de mosca-branca.

Os adultos são insetos pequenos de 2 a 3 mm de comprimento. O corpo é pálido, parcialmente ou totalmente pigmentado. Os dois pares de asas têm a venação reduzida e são cobertos com cera branca pulverulenta. As asas são de cor completamente pálida ou com manchas marrons ou castanhas acinzentado com manchas pálidas, algumas espécies têm um padrão de pigmentos avermelhado. O corpo é completamente coberto por pequenas espínulas. As antenas são alongadas e tem sete segmentos. Os olhos compostos são completamente divididos numa região dorsal e ventral ou estão ligados por um omatídio. As peças bucais são alongadas e desenvolvidas para morder e sugar tecidos vegetais, assim como ancorar as peças bucais nos tecidos da planta (USDA, 2008b; Rosell et al., 1995). Os adultos de ambos os sexos são parecidos. As moscas-brancas geralmente reproduzem-se por via sexual e são ovíparas, não é rara, porém, a partenogênese (Costa Lima, 1942).

Os ovos são inseridos entre os estomas da planta ou num corte superficial das folhas feito com o ovipositor (USDA, 2008b). Os aleirodídeos possuem seis fases da vida - o ovo, quatro estágios de ninfa e adulto. A duração do desenvolvimento embrionário varia de acordo com a espécie e hospedeiro. Por exemplo, para *B. tabaci* o tempo de desenvolvimento de ovo a adulto pode variar 15 a 70 dias dependentes da temperatura e planta hospedeira. Este inseto desenvolve-se numa faixa de temperatura que varia de 10 a 32 °C, mas 27 °C parece ser a temperatura ótima. Sob condições controladas, em algodão, a praga completa seu desenvolvimento em 17 dias à temperatura de 30 °C. Em condições de campo o ciclo varia entre 25 a 50 dias, com gerações sobrepostas durante todo o ano (Mau & Kessing, 2007). As ninfas recém eclodidas podem migrar para partes mais ou menos distantes dos lugares em que nasceram, fixando-se nas folhas, mediante a implantação do aparelho bucal (USDA, 2008b).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As moscas-brancas são prejudiciais pelos danos diretos da alimentação e indiretos, por serem transmissores de muitas doenças virais (USDA, 2008b). São polípagas e utilizam como hospedeiros mais de 500 espécies de vegetais para se alimentar (Haji et al., 2004). O dano direto pela alimentação é causado pela perfuração e sucção de seiva de folhas por estágios imaturos e adultos. A maioria dos danos relacionados à alimentação é feita pelas primeiras três fases ninfais. Esta alimentação causa queda prematura das folhas. Danos diretos pela alimentação, mesmo durante fortes infestações, normalmente são insuficientes para matar as plantas (USDA, 2008b).

Danos indiretos são provocados pela acumulação de material floculoso branco produzido pelos aleurodídeos. Da mesma forma que outros insetos que produzem honeydew, como os pulgões, esta secreção doce é utilizada por outros insetos como abelhas, vespas, formigas e outros, que por sua vez, podem oferecer proteção aos aleurodídeos. Nesta secreção, também pode crescer fumagina, dando um aspecto enegrecido à folha, diminuindo a atividade fotossintética, o vigor e o valor no mercado.

Outro dano indireto, é a capacidade deste inseto para atuar como um vetor de doenças vegetais. Uma pequena população de aleurodídeos é suficiente para causar danos consideráveis. Vírus de plantas transmitidos por aleurodídeos causam mais de 40 doenças em espécies vegetais e culturas em todo o mundo.

Entre as mais de duas mil espécies de aleurodideos do mundo, apenas três são reconhecidas como vetores de vírus de plantas. Aleurodideos transmissores de doenças de plantas têm aumentado em prevalência e distribuição. O impacto tem sido devastador, podendo causar perdas no rendimento, variando de 20 % a 100 %, dependendo da cultura, época e a prevalência do inseto (Kessing & Mau, 1993). Não há relatos de transmissão de viroses em eucaliptos.

MANEJO

O controle químico convencional da mosca-branca é difícil de alcançar devido à distribuição das formas imaturas principalmente na parte inferior das folhas. A diversidade das plantas hospedeiras cultivadas e plantas daninhas atacadas contribui como fonte de infestação. Um número grande de inseticidas controlou efetivamente esta praga no passado, mas a resistência tem se desenvolvido rapidamente. Vários novos produtos, incluindo sistêmicos, reguladores de crescimento e piretroides, parecem promissores, no entanto, os fenômenos de resistência sugerem que a sua eficácia terá uma duração limitada.

Os óleos têm sido usados como inseticidas, acaricidas ou como aditivos. Eles são considerados como venenos físicos que interferem com a respiração em artrópodes, embora alguns óleos vegetais podem conter substâncias tóxicas. Ambos os óleos à base de petróleo e derivados de plantas têm sido relatados eficaz contra todas as fases. Sabões e detergentes são ativos contra todas as fases da vida, exceto ovos. Extratos botânicos de nim-indiano (*Azadirachta indica*) e tabaco são altamente tóxicos para ninfas (Mau & Kessing, 1992).

PULGÃO

Toxoptera aurantii (Boyer De Fonscolombe, 1841) (Hemiptera: Aphididae) (piolho-negro-dos-citros, pulgão-preto-dos-citros, pulgão-da-laranjeira, pulgão-negro-dos-citros)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

É um inseto de distribuição cosmopolita, associados com cítricos. Em regiões tropicais, a espécie é polífaga, atacando café, chá, fruta-do-conde,

manga e outras culturas. No Brasil, existem registros desta espécie nos estados de Bahia, Espírito Santo, Paraná, Rio Grande do Sul e São Paulo (Costa Lima, 1942). Em eucalipto, a espécie já foi observada no Paraná associada a mudas de *Eucalyptus benthamii*, *Eucalyptus camaldulensis* e *Eucalyptus dunnii*.

Adultos possuem aproximadamente 3 mm de comprimento, com asas e corpo pretos ou marrom-pretos, com sifúnculo e cauda pretas. Os segmentos antenais III, IV e V são claros com ápices escuros. As asas são caracterizadas pela sua veia média que se curva uma vez só. Adultos sem asas são similares aos adultos com asas, porém de tamanho menor (2 mm) (HYPPZ, 2009).

Cada fêmea produz de 50 até 70 ninfas, por partenogênese. Aproximadamente 30 gerações se sobrepõem durante ano. As colônias desenvolvem-se, preferencialmente, no lado inferior da folha ou em brotos e botões florais. A temperatura ótima para o desenvolvimento desta espécie é de 20 °C até 25 °C (Hyppz, 2009).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Essa espécie suga seiva e enfraquece o tecido atacado. Excreta uma substância açucarada (*honeydew*) que se acumula sobre folhas e brotos, atraindo formigas e propiciando o desenvolvimento de fungos formadores de fumagina.

Atacam uma grande variedade de plantas arbustivas e arbóreas infestando a parte terminal dos brotos e inflorescências e também pedúnculos de flores e frutos. As mudas atacadas diminuem o crescimento, encarquilham e ficam mais susceptíveis a doenças fúngicas.

Apesar de ter relatos de sua ocorrência em diversas espécies de eucaliptos, não há descrição de seus danos nesta planta.

MANEJO

Vários inimigos naturais mantêm esta praga sob controle. Às vezes são tão efetivos que o uso de inseticidas é desnecessário. Por exemplo, no Havaí são usados os predadores *Allograpta obliqua* (Say) (Diptera, Syrphidae), *Chrysopa basalis* Walker, *C. microphyta* McLachlan (Neuroptera, Chrysopidae), *Coleophora inaequalis* (Fabricius) e *Apolinus lividigaster* (Mulsant) (Coleoptera,

Coccinellidae). Entre os parasitoides, são citadas as espécies *Aphelinus semiflavus* Howard (Hymenoptera, Aphelinidae) e *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera, Braconidae). Existem muitos outros predadores e parasitoides para esta praga no mundo. Também pode ser usado um fungo entomopatogênico: *Acrostalagmus albus* Preuss (Ascomycota, Hypocreaceae) (Mau & Kessing, 1992).

COCHONILHAS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

São denominados cochonilhas pequenos insetos pertencentes à superfamília Coccoidea. Eles têm aspecto bastante diferente de outros insetos e são muito importantes, devido às grandes perdas que proporcionam em cultivos agrícolas. No entanto, apesar de muitas cochonilhas serem consideradas pragas, algumas espécies destacam-se na produção de verniz (*Llaveia axin* (Llave)), laca (*Kerria lacca* (Kerr)), cera e medicamentos (*Ceroplastes ceriferus* (Fabricius)) e corante carmim (*Dactylopius coccus* Costa) (Aki et al., 2009).

As espécies de cochonilhas podem ter aparência muito distintas umas das outras. Elas podem ser algodonosas, de cor branca e aspecto farinhento, ou cerosas, de colorações variadas, como laranja, vermelho, verde, marrom, perolado, cinza, etc. As formas também são variadas, como cabeças de prego, conchas de ostras, bolinhas, escamas, etc. (Aki et al., 2009). Vinte e sete espécies de cochonilhas já foram registradas em plantas de eucalipto em todo o mundo (Tabela 1).

As fêmeas são imóveis e possuem aparelho bucal sugador muito desenvolvido, capaz de sugar a seiva diretamente do sistema vascular das plantas. Após a fixação, elas produzem cera, que forma a carapaça, recobrando seu corpo como um escudo e que serve de proteção contra inimigos naturais e inseticidas. Os machos adultos são muito diferentes das fêmeas e têm vida efêmera, durando cerca de dois dias. Eles nunca se alimentam, possuem asas, filamentos de cauda e se assemelham a pequenos mosquitos ou moscas (Aki et al., 2009).

Tabela 2. Espécies de cochonilhas presentes no Brasil, com registro de ataque em *Eucalyptus* spp.

Espécie	Hospedeiro	Local *	Referência
<i>Acutaspispaulista</i> (Hempel, 1900)	<i>E. microris</i>	Argentina	Zamudio & Claps, 2005
<i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell, 1879)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Aspidiotus nerii</i> Bouche, 1833	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Ceroplastes grandis</i> Hempel, 1900	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. viminalis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Chrysomphalus aonidium</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. globulus</i>	-----	USDA, 2007
<i>Chrysomphalus dictyospermi</i> (Morgan, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. cinerifolia</i> , <i>E. corynocali</i> , <i>E. gunni</i>	-----	USDA, 2007
<i>Coccus hesperidum</i> Linnaeus, 1758	<i>Eucalyptus</i> spp.	Egito	Ibrahim & Serag, 2009
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Rep. Dominicana	Gill & Nakahara, 1977
<i>Crypticerya brasiliensis</i> (Hempel, 1900)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Silva et al., 1968
<i>Fiorinia fioriniae</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Hemiberlesia camarana</i> (Seabra, 1922)	<i>E. tereticornis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Hemiberlesia lataniae</i> (Signoret, 1869)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Hemiberlesia palmae</i> (Cockerell, 1897)	<i>E. tereticornis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Hemiberlesia rapax</i> (Comstock, 1880)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner, 1861)	<i>E. deglupta</i>	-----	USDA, 2007
<i>Planococcus minor</i> (Maskell, 1897),	<i>E. deglupta</i>	-----	Venette & Davis 2004
<i>Phenacoccus solenopsis</i> Tinsley, 1898	<i>E. camadulensis</i>	Paquistão	Culik & Gullan, 2005, Arif et al., 2009
<i>Pseudaulacaspis australis</i> Laing, 1925	<i>Eucalyptus</i> spp.	Austrália	Australian faunal directory, 2008
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	<i>E. tereticornis</i>	-----	USDA, 2007
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker, 1852)	<i>E. deglupta</i>	EUA (Gainsville)	Halbert, 2007
<i>Saissetia oleae</i> (Olivier, 1791)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Silva et al., 1968
<i>Ceroplastes stellifera</i> (Westwood, 1871)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Sta. Lucia, EUA	USDA, 2007

* Local da ocorrência do registro de ataque em *Eucalyptus*

As fêmeas adultas põem ovos, dos quais eclodem as ninfas, que são móveis, possuem pernas e antenas. Dessa forma, as fêmeas jovens podem se locomover, buscando encontrar um bom lugar para se fixarem. Após a primeira muda, suas pernas se atrofiam e elas tornam-se imóveis, passando a sugar ininterruptamente a seiva da planta. Os machos jovens são como as fêmeas jovens, mas no estágio final, produzem asas (Aki et al., 2009). As cochonilhas podem se reproduzir sexualmente e por até sete tipos diferentes de partenogênese, de acordo com a espécie (Aki et al., 2009).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As cochonilhas são pragas sérias de diversas culturas e como são pequenas, muitas vezes só são detectadas quando causam um dano substancial. Elas são difíceis de detectar em inspeções quarentenárias especialmente para baixos níveis populacionais. Elas são muito importantes como pragas de plantas perenes e podem causar sérios danos na fruticultura, plantas ornamentais, vegetação florestal, plantas de casa de vegetação e plantas domésticas. O dano é principalmente causado pela sucção da seiva da planta. Porém, cochonilhas podem transmitir patógenos às plantas e injetar toxinas, que podem reduzir o vigor e, eventualmente, matar a planta (Gallo et al., 2002).

As cochonilhas podem ser encontradas em ramos, folhas, frutos e raízes das mais diversas plantas. No eucalipto, é comumente encontrada nas folhas e ramos novos. Muitas apresentam associação às formigas, que as protegem em troca da secreção adocicada que produzem. Esta secreção também propicia o surgimento da fumagina (*Meliola* sp. e *Capnodium* sp.), fungos de micélio escuro, que recobrem as partes da planta, impedindo a fotossíntese (Aki et al., 2009; USDA, 2008a).

MANEJO

As cochonilhas apresentam difícil controle através de inseticidas, principalmente as que têm espessa carapaça. A carapaça impede o contato dos produtos com o corpo do inseto e, dessa forma, o inseticida acaba afetando apenas os estágios de ninfas e os machos. No entanto, o controle com pulverizações de emulsões de sabão e óleo mineral é efetivo, pois resulta em uma camada imper-

meável sobre o inseto, impedindo-o de respirar, matando-o por sufocamento. Combinações com calda de fumo também podem auxiliar na eliminação da praga (Aki et al., 2009).

O controle biológico é muito importante e é realizado por joaninhas e algumas espécies de vespas. Estes insetos agem predando as cochonilhas e outras pragas como pulgões. Portanto, deve-se evitar ao máximo o uso de inseticidas sobre plantas afetadas, pois estes inseticidas matam mais facilmente os predadores e outros insetos benéficos sem, no entanto, afetar cochonilhas que são mais resistentes, por causa de sua proteção cerosa (Aki et al., 2009). Além do mais, não há registro para uso no Brasil de inseticidas para controle de cochonilhas em eucalipto.

MOSCAS-DE-VIVEIRO

Várias espécies de moscas e mosquitos são infestantes de viveiros de produção de mudas de espécies florestais e outras culturas no Brasil. Os danos que estes insetos podem produzir vão desde a destruição de tecidos vegetais (que causam comprometimento no desenvolvimento e até a morte da muda) até o incômodo que estes pequenos insetos em grande número podem causar ao trabalhador (algumas vezes impedindo por completo a viabilidade de trabalho em uma estufa). Grande parte dos problemas relatados com moscas ou mosquitos em viveiro remete aos *fungus-gnats* que são dípteros pertencentes a um grupo de famílias, dentre elas Sciaridae, Mycetophilidae, Keroplatidae (Schühli, 2014).

Família Sciaridae

Poucas das 1.700 espécies conhecidas de Sciaridae destacam-se negativamente por prejudicar a produção agroflorestal (Schühli et al., 2013). Entre estas espécies, estão aquelas do gênero *Bradysia*, *Sciara* e *Scythropochroa* (popularmente conhecidas por moscas-de-viveiro, moscas-das-raízes ou moscas-de-fungos). A FAO/IPGRI (2015) considera os sciarídeos como as pragas mais importantes de mudas de eucaliptos no sudeste do Brasil (Ciesla et al., 1996), sendo responsável pela perda de milhões de mudas por ano.

Os insetos da família Sciaridae podem ser reconhecidos por algumas características morfológicas. Os adultos são insetos pequenos com cerca de 1 a 6

mm de comprimento. Os olhos destes insetos tocam-se logo acima da base das antenas formando uma ponte estreita na região dorsal da cabeça. A coloração da maioria das espécies é uniforme em marrom claro ou escuro. A asa é transparente e pode ou não apresentar padrões de manchas. As veias anteriores das asas são mais espessas. O comprimento do ramo basal da veia mediana é equivalente ao comprimento dos dois ramos de sua bifurcação (geralmente em forma de sino) (Mcalpine, 1981). A genitália do macho é exposta no abdômen (Steffan, 1981).

Estas espécies ocasionam danos por se alimentarem de tecido vegetal vivo da muda. O dano maior é causado às raízes (Figura 2), sobretudo as mais finas e a pelos radiculares (Villanueva-Sánchez et al., 2013). O dano, além de reduzir a biomassa da muda, reduz a capacidade de absorção de água (Vaughan et al., 2011), principalmente em substratos úmidos e com alta quantidade de matéria orgânica (Dreistadt, 2001). Estas alterações culminam na perda de vigor e amarelamento das folhas (Berti Filho & Wilcken, 1993). Infestações severas chegam a causar o tombamento e morte da planta e podem alcançar, no caule, de 220 a 830 larvas por planta (Gerbachevskaja, 1963).



Figura 2. Larva de mosca da família Sciaridae se alimentando de raízes.

Estas infecções também são responsáveis por danos indiretos causados por microrganismos. Infecções em mudas de patógenos como *Botritis*, *Cylindrocla-*

dium, *Fusarium*, *Pythium*, *Sclerotinia*, *Thielaviopsis* e *Verticillium*, já foram associadas aos danos causados por espécies da família Sciaridae (Leath & Newton, 1969; James et al., 1995; Powell & Lindquist, 1996; Paiva, 2004; García, 2008; Santos et al., 2012). Enquanto as formas imaturas abrem canais de exposição e infecção para estes microrganismos patogênicos, os adultos emergem já contaminados com esporos infectantes que são facilmente transmitidos a demais mudas.

Outro problema das infestações em mudas florestais por Sciaridae é o considerável incômodo que o grande número de insetos causa aos trabalhadores. Este incômodo compromete o rendimento e, por vezes, a viabilidade do trabalho (Mead & Fasulo, 2011; Schühli, 2013).

No setor florestal, já foram registradas infestações de Sciarídeos em casas de vegetação em eucaliptos (Zanuncio et al., 1996; Santos et al., 2012) e pinus (Hurley et al., 2007). As espécies que causam maiores danos são do gênero *Bradysia*, por estarem associadas às raízes e estacas em jardins clonais. Infestações de *Scatella* spp. (*shore flies*) também já foram observadas em grandes populações associadas a viveiros de produção de mudas de *E. dunnii* e *E. benthamii* em Guarapuava, no Paraná.

***Bradysia winnertz*, 1867 (Diptera: Sciaridae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Ainda existem muitas dúvidas quanto à sistemática da família Sciaridae. Os insetos que compõem esta família há pouco tempo já foram considerados como pertencentes a outras famílias (como por exemplo Mycetophilidae ou Lycoriidae). O mesmo ocorre com seus gêneros, especialmente *Bradysia*. Existe uma evidente desproporcionalidade entre o número de espécies descritas neste gênero quando comparado aos demais e, até o momento, não existe uma revisão taxonômica que possa apresentar caracteres diagnósticos para as espécies ou uma chave de identificação. Cerca de um terço (34%) das espécies neotropicais conhecidas (187) encontram-se descritas dentro do gênero *Bradysia* Winnertz (1867) (Amorim, 1992). O gênero já foi indicado como possivelmente polifilético (Sshin et al., 2014) o que, em certo grau, pode explicar a distribuição desigual de diversidade entre o número de espécies descritas em *Bradysia* e o restante dos Sciaridae.

As espécies de *Bradysia* caracterizam-se pelos artículos das antenas (flagelômeros) cilíndricos; pelos espinhos encontrados no ápice da pinça do aparelho reprodutivo masculino (gonostilo); por um tufo de cerdas curtas existentes na tíbia anterior (Mohrig & Menzel, 2010).

Na América Central e América do Sul existem 64 espécies no gênero *Bradysia* (Amorim, 1992). Das espécies relacionadas às mudas de eucaliptos, podemos citar três: *B. coprophilla*, *B. difformis* (sinônimo de *B. paupera*) e *B. mabiusi* (Ciesla et al., 1996; Zanuncio et al., 1996; Mansilla et al., 2001; Hurley et al., 2007; Leite et al., 2007; Tavares et al., 2012). Os ovos de *Bradysia* são elípticos, lisos e brilhantes de coloração translúcida do branco ao amarelo transparente. Medem cerca de 0,4 mm de comprimento por 0,2 de largura e por vezes podem ser vistos lado a lado em posturas em forma de cordão. A coloração do ovo torna-se parda próxima à eclosão, quando são visíveis os olhos das larvas.

As larvas são facilmente reconhecidas desde que não existe outra larva semelhante em casas de vegetação. Elas são brancas, delgadas e sem pernas. A cabeça (cápsula cefálica) é escura e brilhante. O corpo é translúcido e revela o trato digestivo. O comprimento da larva quando totalmente desenvolvida é de aproximadamente 6 mm (Mead & Fasulo, 2008). Existem quatro estágios larvais. Como referência, podemos citar as medidas dos estágios larvais (ínstares) de *B. difformis* 0,4 - 0,6 mm (L1); 0,6 - 1,25 mm (L2); 1,25 - 2,5 mm (L3); e 2,5 - 4,75 mm (L4) (Mansilla et al., 2001). A pupa muda sua coloração de um branco claro até amarelo, chegando depois a marrom dourado. É uma pupa livre e tem tamanho similar ao adulto.

Os insetos adultos são pequenos, aproximadamente 3 mm de comprimento, são frágeis e apresentam coloração variando de marrom escuro a preto. Apresentam um grande número de cerdas escuras. Coloração lateral do tórax e abdômen variando de marrom claro ao amarelo claro. As antenas medem aproximadamente um quarto do comprimento corporal. As asas são hialinas ou de cor acinzentada e destaca a veia média em forma de “Y” (Mansilla et al., 2001; Mead & Fasulo, 2008).

Os registros de ciclo de vida variam não só para cada espécie, mas também conforme temperatura, substrato e planta hospedeira considerada (Bravo et al., 1993). A fêmea de *B. difformis* pode colocar de 100 a 200 ovos em grupos de dois a três logo abaixo do substrato. As larvas eclodem dos ovos em três ou cinco dias em condições de temperatura de 23°C (+1°C) e 70% de umidade (+1%). Os es-

tágios larvais L1, L3 e L4 duram cerca de dois dias, e o L2 pode se estender de dois a três dias. De nove a 13 dias depois da emergência do ovo, as larvas enterram-se a cerca de 2 cm no substrato para a transformação em pupa, onde permanecem de quatro a seis dias. Os adultos vivem de quatro a sete dias. Pode haver várias gerações durante o ano e estas podem ser sobrepostas (Mansilla et al., 2001).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Em viveiros de produção de mudas por estaquia ou miniestaquia, as larvas alimentam-se da parte terminal da estaca que fica dentro do solo. Com isso, destroem as raízes em formação e não deixam que novas raízes formem-se. Fazem galerias nas estacas que permitem a entrada de fungos apodrecedores, diminuindo a porcentagem de enraizamento das mudas.

MANEJO

Os adultos podem ser encontrados em áreas úmidas e que contenham matéria orgânica. Estes devem ser monitorados pelo uso de armadilhas amarelas adesivas e procurados sobre as mudas, tubetes, frestas entre os materiais do viveiro, locais pouco iluminados, madeira e outros locais.

O monitoramento é a chave para a detecção precoce e tomada de decisão quanto ao controle. Até o momento, as técnicas mais comuns de monitoramento e controle destes insetos são as armadilhas adesivas amarelas e a contagem de imaturos em discos de batata (Harris et al., 1995; Santos et al., 2012)

As armadilhas adesivas devem ser colocadas logo acima das plantas. Recomenda-se o posicionamento das armadilhas na horizontal, com maior eficiência para os adultos desta espécie. O monitoramento e troca das armadilhas devem ser realizados no mínimo uma vez por semana. Quando retiradas, as armadilhas devem ser analisadas com auxílio de lupa, para identificar e quantificar os insetos. Alternativas para a contagem automática com base na imagem da armadilha estão disponíveis (Schühli, 2013). Este método de contagem pode ser utilizado para o monitoramento também em estufas de mudas.

A maioria das larvas encontra-se próxima à superfície do substrato. Dessa forma, podem ser monitoradas com pedaços de batata colocados sobre o subs-

trato (as larvas ficam debaixo da batata). Semanalmente, estes pedaços de batata são retirados e analisados (Harris et al., 1995). Altos níveis de umidade do substrato promovem o desenvolvimento de fungos, algas e, conseqüentemente, propiciam ambiente favorável ao desenvolvimento das larvas. Um bom controle da irrigação, sem excesso de umidade, normalmente diminui a proliferação destes insetos. Deve-se eliminar qualquer resto de matéria orgânica, dentro e nas proximidades do viveiro, eliminar fungos e musgos do substrato, bandejas, solos e outros (Mead & Fasulo, 2008).

Recomenda-se:

- Aumentar a ventilação e iluminação para desfavorecer o habitat da praga;
- Eliminar o excesso de água, como a água estancada no solo e embaixo das bandejas, algas, limo e fungos. Podem-se utilizar também produtos algicidas e fungicidas no solo e no material utilizado na produção das mudas;
- Não usar matéria orgânica parcialmente decomposta, ou seja, o composto orgânico, quando utilizado como substrato, deve estar totalmente decomposto, caso contrário irá atrair as moscas;
- Desinfestar o material de uso geral no viveiro. Não deixar formar camada de algas sobre o substrato;
- Usar uma camada de areia sobre o substrato (Harris et al., 1996).

As larvas destas moscas podem ser controladas pelo uso de produtos biológicos, já disponíveis no mercado, à base de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti), o nematoide *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) e, ainda, através de ácaros predadores do gênero *Hypoaspis* (Dreistadt, 2001). Nos EUA e Europa, a utilização do nematoide *S. feltiae* tem proporcionado um controle bastante eficiente em casas de vegetação, pois o ambiente úmido e sombreado (predominante em áreas de propagação de mudas) favorece o nematoide, que ataca tanto a larva como a pupa do inseto, proporcionando níveis de controle de até 90% (Gouge & Hague, 1995; Harris et al., 1995; Dreistadt, 2001).

LAGARTA-ROSCA

Várias espécies de lagartas são encontradas associadas a viveiros de produção de mudas florestais, principalmente *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae), *Nomophila* spp. (Lepidoptera: Crambidae) e *Spodoptera* spp. (Lepidop-

tera: Noctuidae). Estas lagartas recebem este nome por terem o hábito de se enrolarem quando tocadas (Anjos et al., 1986).

***Nomophila* spp. (Lepidoptera: Crambidae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

A produção de mudas de *Eucalyptus grandis* tem apresentado problemas frequentes com lagartas-rosca, e embora as principais espécies-praga desse grupo sejam do gênero *Agrotis* (Lepidoptera: Noctuidae), *Nomophila* spp. tem sido mais importante em Viçosa, Minas Gerais (Sossai et al., 1999). Algumas espécies de *Nomophila* apresentam distribuição geográfica limitada, enquanto outras podem ser encontradas em mais de um continente (Sossai et al., 1999). Uma característica importante de algumas espécies de *Nomophila* é que podem ser transportadas pelo vento à distância de até 2.500 km (Zanuncio et al., 1999).

A coloração dos ovos é branco-pérola, quando recém-colocados, e cinza-chumbo, quando próximos à eclosão. Embora o formato possa variar, os ovos são colocados em fileiras simples. O número de ovos por fila varia de três até 62. Logo após a saída do ovo, as lagartas apresentam a cápsula cefálica marrom e o corpo uniformemente amarelo-palha, com manchas marrom-claras no dorso (Teixeira et al., 1999).

No período que antecede à fase de pré-pupa, as lagartas aumentam o consumo de alimento e constroem a câmara pupal com pares de folhas, caulículos de mudas de eucalipto e excrementos unidos por fios de seda. As pupas permanecem durante todo o seu desenvolvimento nessas câmaras, construídas em vários locais (Teixeira et al., 1999).

A pupa apresenta coloração amarelo-creme, passando, ainda no primeiro dia, a marrom-clara. As suturas da cabeça e as intersegmentais e o ápice do abdômen são mais escuros que o resto do corpo. A porção dorsal do corpo é também mais escura que a ventral (Sossai et al., 1999).

O corpo do adulto é delgado, com coloração marrom-clara, sendo o tórax mais escuro que o abdômen, que apresenta um pequeno tufo de pelos em seu ápice. As pernas são amarelo-palha com esporas pequenas e finas.

O período embrionário é de aproximadamente quatro dias. Os ovos ecló-

dem entre 7 e 19 horas após a oviposição. O número de estágios larvais oscila entre cinco e seis com duração de três semanas (Teixeira et al., 1999). A fase de pré-pupa demora cerca de dois dias e a fase de pupa dura aproximadamente uma semana. Finalmente, saem os adultos, com longevidade entre dez até 14 dias (Sossai et al., 1999).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os picos populacionais desses insetos dependem também da disponibilidade de alimento, principalmente de plantas que apresentem caules tenros. Uma lagarta-rosca pode cortar dezenas delas em uma única noite. Por outro lado, as mudas de eucalipto mais desenvolvidas apresentam caulículos enrijecidos e as lagartas conseguem apenas roê-los ou se alimentarem da sua porção apical, resultando em tombamento ou bifurcações. Em condições favoráveis à praga, 50 a 100 % das mudas florestais podem ser destruídas (Teixeira et al., 1999).

MANEJO

Observações de campo mostraram um baixo impacto de parasitoides e predadores sobre populações de *Nomophila* spp., pois mesmo na presença destes inimigos naturais, o dano causado pela praga foi alto (Zanuncio et al., 1999).

***Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Agrotis ipsilon ocorre principalmente em locais mais úmidos e possui grande capacidade de multiplicação, pois uma fêmea chega a colocar mais de mil ovos. Trata-se de um inseto de difícil controle, devido à dificuldade de visualização, pelo seu hábito noturno, destruindo plantas recém-germinadas (Bento et al., 2007). Os adultos são mariposas com 35 mm de envergadura, com asas anteriores marrons com algumas manchas pretas e asas posteriores semitransparentes (Gallo et al., 2002). Os ovos de coloração branca são colocados nas folhas

e as lagartas são de coloração pardo-acinzentada ou escura, atingindo, ao final de 30 dias, cerca de 45 mm de comprimento. As lagartas têm hábito noturno e, durante o dia, permanecem enroladas, abrigadas no solo, sob detritos ou outros locais (Santos et al., 2008), por esta razão são conhecidas vulgarmente por lagarta-rosca.

O ciclo biológico de *A. ipsilon* é de 34 a 64 dias, sendo o período de ovo de quatro dias, o de lagarta de 20 a 40 dias e o de pupa de dez a 20 dias (Moreira et al., 2007). A fase pupal passa-se no solo.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas-rosca desse gênero constituem um importante grupo de insetos-praga, devido principalmente aos prejuízos causados a um grande número de plantas cultivadas e à sua vasta distribuição geográfica. *Agrotis ipsilon* é a principal espécie de lagarta-rosca referida no Brasil e é um inseto polífago, que ataca principalmente hortaliças (Bento et al., 2007).

As lagartas cortam as plantas rente ao solo, podendo cada lagarta destruir plantas com até 10 cm de altura (Gallo et al., 2002). Os danos são mais significativos quando o caule da muda de eucalipto ainda não está lignificado (Santos et al., 2008).

MANEJO

O controle biológico em campo ocorre naturalmente com um parasitismo médio em torno de 20% por moscas e microhimenópteros (Gallo et al., 2002). O controle químico, em viveiro, pode ser feito através de iscas, utilizando-se como atrativos açúcar ou melaço de cana, juntamente com um inseticida.

GRILO

***Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775)**
(Ortoptera: Gryllidae)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os grilos são insetos mastigadores, polívoros, mais conhecidos como pragas de hortas e jardins. Possuem asas anteriores do tipo tégmina e posteriores do tipo membranosas. Pernas posteriores saltatórias, aparelho auditivo presente e adultos com órgãos produtores de sons (estridulador). As fêmeas diferenciam-se dos machos por possuírem ovipositor longo (Gallo et al., 2002; Santos et al., 2008).



Figura 3. Adulto de *Gryllus assimilis* (Orthoptera: Gryllidae) próximo a muda.

O grilo-preto (*Gryllus assimilis*) é a espécie mais frequentemente citada, causando danos ao eucalipto. Permanece durante o dia escondida em túneis, sob torrões, entre os recipientes ou detritos, em ambientes úmidos e escuros, saindo à noite para se alimentar. Os adultos (Figura 3) apresentam entre 23 mm a 28 mm de comprimento e possuem coloração castanho escura. As ninfas são semelhantes aos adultos em forma, cor e comportamento (Gallo et al., 2002; Santos et al., 2008).

Os grilos possuem reprodução sexuada e são ovíparos. As fêmeas fecundadas põem ovos em galerias subterrâneas, preferindo terrenos mais ou menos úmidos.

A incubação dos ovos dura de 16 a 75 dias. A fase de ninfa dura de cinco a seis semanas, sendo que estas passam por cinco ínstaes até alcançarem a fase adulta. Até os 10 dias de vida, as ninfas movimentam-se muito pouco. Após 20 dias, adquirem hábitos gregários e são muito vorazes. Ao tornarem-se adultos, levantam voo e se deslocam a maiores distâncias (Grodzki, 1972; Gallo et al., 2002).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O grilo é uma praga prejudicial ao eucalipto em viveiro e campo, após o plantio, até o segundo ano de vida. Os grilos têm hábitos noturnos, saindo à noite de seus esconderijos para se alimentarem de plantas na superfície. Cortam as mudas na região do coleto e carregam-na para seus abrigos dentro do solo onde se alimentam. Os grilos comem as raízes, folhas e caules tenros (Salvadori, 1999). O ataque é marcado por ser aleatório e não em reboleira como fazem as lagartas-rosca. Também são capazes de perfurar embalagens (Gallo et al., 2002).

Os sintomas dos danos causados por grilos em mudas de eucalipto podem ser caracterizados por raspagem, mastigação ou corte das mudas na região do coleto (Figura 4). Esta mastigação pode ser em apenas um ponto ou em pontos dispersos da muda, com a destruição da casca e, às vezes, o câmbio, dando o aspecto de um anel na parte atacada. Os danos associados a grilos em eucalip-tos, hoje em dia, são mais frequentes em mudas após o plantio no campo. No viveiro, com a produção de mudas suspensas e em tubetes, estes danos foram minimizados.



Figura 4. Danos provocados por *Gryllus assimilis* em mudas de eucalipto.

MANEJO

Pode ser mecânico, com a catação manual dos insetos, ou aplicação de uma isca atrativa. Esta isca pode ser preparada utilizando os seguintes ingredientes: 1 kg de farelo de trigo + 100 g de açúcar + 0,5 L de água + 100 g de inseticida de contato (Gallo et al., 2002). Mistura-se o farelo com inseticida e, em seguida, a água com o açúcar ou melaço, na proporção de 0,5 L de água para 100 g de açúcar. Finalmente, misturam-se os produtos lentamente, até a formação de uma massa moldável. Para isso, adiciona-se mais água, se preciso. Essa isca deve ser distribuída pelos canteiros.

PAQUINHA

***Neocurtilla hexadactyla* (Perty, 1832),
Neotridactylus politus (Bruner, 1916) e
Scapteriscus didactylus (Latreille, 1804)
(Ortoptera: Gryllotalpidae) (paquinha,
cachorrinho-da-terra, grilo-toupeiro ou
grilotalpa)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos têm de 25 mm a 35 mm de comprimento, são de coloração marrom escura na parte dorsal e mais clara na ventral; têm um aspecto aveludado pela pubescência finíssima e curta que cobre o corpo, inclusive as pernas. As asas anteriores são do tipo tégmina, com nervuras bem proeminentes, são curtas, cobrindo apenas a parte anterior das asas posteriores. Estas são membranosas, bem desenvolvidas e, quando em repouso, ultrapassam a extremidade do abdômen. Pernas posteriores são do tipo saltatórias e as anteriores do tipo escavatória ou fossoriais, com as tíbias fortemente dilatadas, apresentando quatro grandes dactilos apicais. O gênero *Scapteriscus* é da mesma família e diferencia-se do gênero *Neocurtilla* por apresentar apenas dois dactilos nas tíbias. No geral, as espécies de ambos os gêneros são semelhantes. Gostam de solos úmidos, onde

escavam galerias e se alimentam de raízes (Gallo et al., 2002)

As fêmeas fazem posturas de 20 a 60 ovos em ninhos subterrâneos. O período de incubação dura entre 14 a 21 dias, sendo a fase ninfal de aproximadamente 250 dias. Os adultos vivem entre 240 a 300 dias (Ferreira & Barrigossi, 2006).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As paquinhas causam danos semelhantes aos dos grilos. Durante o dia, escondem-se em abrigos diversos e, preferencialmente à noite, danificam as mudas, alimentando-se de folhas, caules e raízes. Além dos danos diretos às plantas, escavam galerias subterrâneas ao longo dos canteiros, atingindo vários recipientes. Os danos diferem dos da lagarta-rosca por ocorrerem de maneira desuniforme, quando os da primeira, normalmente, são em reboleiras (Santos et al., 2008; Gallo et al., 2002).

Comem as raízes das mudas, abrem galerias no solo, provocando sua elevação, reduzindo a germinação das sementes e destruindo os recipientes. O dano é mais importante em sementeiras. Atacam eucalipto, acácia-negra, entre outras (Zanetti, 2009).

MANEJO

As mesmas medidas utilizadas no controle de grilo também são eficientes no controle de paquinhas.

ÁCAROS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ácaros são artrópodes da classe Arachnida, sub-classe Acari, que habitam quase todos os ambientes terrestres e aquáticos. Podem ser de vida livre ou parasitas, alimentando-se de animais, vegetais, fungos, musgos, produtos armazenados, restos animais e vegetais, excrementos e até mesmo de outros ácaros (Flechtmann, 1989).

Quando fitófagos, podem se alimentar tanto na parte aérea quanto na subterrânea, tornando-se pragas e causando perdas significativas em diversas culturas. Podem ser polípagos, utilizando como hospedeiros diversas espécies de plantas, ou extremamente específicos como a maioria dos ácaros da família Eriophyidae (Flechtmann, 1989).

A maioria dos ácaros são ovíparos podendo se reproduzir por fecundação cruzada ou partenogênese arrenótoca (ovos não fertilizados dão origem a machos) e telítoca (ovos não fertilizados dão origem a fêmeas) (Flechtmann, 1989). Normalmente, o ciclo evolutivo inclui um ou mais estágios de imaturos ativos, sendo o ciclo completo: ovo, larva (hexápoda), ninfa (octópoda) e adultos. Em algumas espécies, as ninfas diferenciam-se em protoninfa e deutoninfa.

O ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. foi observado sobre folhas de *E. camaldulensis* em laboratório (Faria et al., 2005). Uma média de 16,4 ovos/fêmea foi observada, sendo que a duração média de ovo foi de aproximadamente 6,3 dias, da larva 2,8 dias, protoninfa 1,7 dia, deutoninfa 2,8 dias, adulto 11,1 dias. A duração do ciclo total foi de, aproximadamente, 24,7 dias. Observou-se a ocorrência de partenogênese telítoca, já que não houve fertilização e os ovos deram origem a fêmeas.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Ácaros fitófagos, para se alimentarem, introduzem o estilete no tecido vegetal e removem o conteúdo celular parenquimático, principalmente os tetraniquídeos. Alguns injetam toxinas reguladoras de crescimento no tecido vegetal, causando vários tipos de alterações na planta hospedeira, como é o caso dos eriofídeos. Outros transmitem viroses que normalmente levam a morte da planta (eriofídeos e tenuipalpiídeos) (Flechtmann, 1989).

Os danos (Figura 5) dos ácaros às plantas podem incluir aceleração da transpiração, conduzindo à queda prematura das folhas, inibição da fotossíntese, alterações na quantidade e composição dos pigmentos da folha e morte das células. Estes danos podem se traduzir em sintomas tais como: descoloração e manchas nas folhas, bronzeamento, encarquilhamento ou enrolamento de folhas, formação de galhas e tumores, deformação de folhas e brotos, diminuição do crescimento da planta, morte das folhas e, por fim, morte da planta (Flechtmann, 1989; Pereira et al., 2005; Faria et al., 2005). Os ácaros podem atacar mudas de eucalipto e sua ocorrência pode estar associada ao uso persistente de certos pesticidas.



Figura 5. Folhas de eucalipto apresentando sintomas de ataques por ácaros.

Vários ácaros utilizam como hospedeiro, espécies do gênero *Eucalyptus*, sendo que a maioria destes ácaros foi observada na região de origem do eucalipto ou em outros países da Ásia. Dezesesseis espécies de Tetranychidae, dez de Eriophyidae e cinco de Tenuipalpidae são citadas em eucalipto no mundo (Queiroz & Flechtmann, 2011). No Brasil, são citados como pragas de eucaliptos os ácaros *Oligonychus* sp. (Flechtmann, 1989; Faria et al., 2005), *Oligonychus punicae* (Flechtmann & Baker, 1970), *Oligonychus ilicis*, *Tetranychus urticae* (Flechtmann, 1983), *Rhombacus eucalypti* (Flechtmann & Santana, 2001) e *Oligonychus yotersi* (Pereira et al., 2005). Registros de surtos em viveiros de eucaliptos são reportados para as espécies *O. ilicis*, *T. urticae* (Flechtmann, 1983), *R. eucalypti* (Flechtmann & Santana, 2001) e *O. yotersi* (Pereira et al., 2005).

MANEJO

Vários fatores podem afetar as populações de ácaros, dentre eles a temperatura, a umidade, vigor da planta, estado nutricional da planta hospedeira e presença de inimigos naturais (Flechtmann, 1989). De fato, dentro de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), todos estes fatores podem ser gerenciados

para que as populações destes ácaros mantenham-se sob controle e não causem grandes prejuízos.

Dentro dos princípios do MIP, pode-se sugerir que o manejo de ácaros, na área florestal, utilize principalmente de: resistência de plantas, manejo cultural, controle biológico e controle químico.

O uso de plantas resistentes ou tolerantes ao ataque de pragas é um recurso eficiente e bastante utilizado no MIP, tanto na agricultura como silvicultura. No caso dos plantios florestais, poucos trabalhos têm sido realizados nesta linha. No Brasil, foram desenvolvidos materiais clonais de seringueira resistentes ao ataque de ácaros da família Eriophyidae.

Como tática de manejo silvicultural do ácaro vermelho (*O. ilicis*), em viveiros de eucaliptos, Flechtmann (1983) recomenda:

- Irrigar abundantemente a área foliar das plantas, lavando, assim os ácaros que normalmente ficam na parte superior das folhas;
- Manter as plantas sob a chuva;
- Evitar manter ou implantar viveiros de eucaliptos nas proximidades de cafeeiros, bem como manter mudas de eucaliptos e café no mesmo ambiente;
- Utilizar uma adubação balanceada, principalmente em relação ao N e K.

Os ácaros possuem vários inimigos naturais, que podem ser manejados para propiciar a manutenção das populações de ácaros-praga em equilíbrio. Os principais agentes de controle biológico de ácaros-praga são os fungos e os ácaros predadores. Os ácaros tetraniquídeos possuem como inimigos naturais alguns fungos, vírus, insetos predadores e ácaros predadores (Flechtmann, 1989). Estes últimos, principalmente os ácaros da família Phytoseiidae, são os predadores mais eficientes dos ácaros tetraniquídeos, podendo também se alimentar de ácaros de outras famílias, ovos de ácaros e de insetos, pólen, fungos e excreções de pulgões.

Os fungos mais comumente associados ao controle de ácaros são do gênero *Hirsutella*, principalmente *H. thompsonii* (Gerson et al. 1979). Este fungo tem sido utilizado em vários programas de manejo, principalmente para o controle de ácaros da família Eriophyidae – em culturas tais como seringueira (Bellini, et al. 2005), citrus e coqueiro (Aghajanzadeh et al., 2007).

Outros fungos, tais como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Paecilomyces fumosoroseus*, também têm sido testados no controle de ácaros,

com resultados promissores em cultivos florestais (Oliveira et al., 2004; Tamai et al., 2002), bem como fungos do gênero *Neozygites* (Delalibera et al., 1999).

Existe, no mercado, uma gama de produtos químicos utilizados no controle de ácaros, no entanto, nenhum deles têm registro para uso em eucalipto no Brasil. Além disso, muitos são de largo espectro, causando mortalidade dos inimigos naturais, o que, a longo prazo, certamente causará desequilíbrio nas populações dos ácaros-praga. Dessa maneira, devem ser evitados, ou utilizados apenas como medidas emergenciais.

Os produtos químicos utilizados especificamente no controle de ácaros, são denominados acaricidas. Para que estes produtos sejam considerados como acaricidas, devem apresentar as seguintes propriedades: matar os ácaros com eficiência, ainda que seja usado em baixa concentração; ser econômico; não ser tóxico para o homem e animais domésticos; não ser fitotóxico e não se acumular no tecido adiposo do homem e animais domésticos (Mariconi, 1989).

A maioria dos acaricidas utilizados hoje não é seletiva, causando a mortalidade também dos ácaros predadores (Ferla & Moraes, 2006). No entanto, existem alguns que são mais seletivos e, portanto, devem ser escolhidos aqueles que são inócuos aos ácaros predadores.

REFERÊNCIAS

- AGHAJANZADEH, S.; THEERTHA PRASAD, D.; MALLIK, B. Genetic diversity in *Hirsutella thompsonii* isolates based on random amplified polymorphic DNA analysis *BioControl*, v. 52, n. 3, p. 375-383, 2007. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/52m413470v544260>>. Acesso em: 10 ago. 2008.
- AKI, A.; MAEDA, C.; CALDERAN, CH.; GOULART, I. C. G.; MACHADO, L. M. B.; STUMPF, M.; COSIGNANI, P. S.; MEIRELLES, R.; BARRETO, R.; PHILIP, T.; ANDERSON, T. Cochonilha (Hemiptera). In: JARDINEIRO. net. Informações botânicas, jardinagem e paisagismo: pragas e doenças. Disponível em: <<http://www.jardineiro.net/br/pragas/cochonilha.php>>. Acesso em 28 abr. 2009.
- ANJOS, N.; SANTOS, G. P.; ZANUNCIO, J. C. Pragas do eucalipto e seu controle. Informe Agropecuário, Belo Horizonte-MG, V. 12, N.141, P. 50-58, 1986.
- AMORIM, D. S. A catalogue of the family Sciaridae (Diptera) of the Americas south of the United States. *Revista Brasileira de Entomologia*, São Paulo, v. 36, n. 1, p. 55-77, 1992.
- ARIF, M. I.; RAFIQ, M. A.; GHAFAR, A. Host plants of cotton mealybug (*Phenacoccus solenopsis*): a new menace to cotton agroecosystem of Punjab, Pakistan. *International Journal of Agriculture & Biology*, v. 11, p. 163-167, 2009.
- AUSTRALIAN faunal directory: species *Pseudaulacaspis australis* (Laing, 1925). In: AUSTRALIAN GOVERNMENT. Department of the Environment, Water, Heritage and the Arts. Home page: biodiversity: australian biological resources study. Canberra, 2008. Disponível em: <http://www.environment.gov.au/biodiversity/abrs/online-resources/fauna/afd/taxa/Pseudaulacaspis_australis>. Acesso em: 24 abr. 2009.
- BELLINI, M. R.; MORAES, J. G.; FERES, R. F. J. Ácaros (acari) em dois sistemas de cultivo

de seringueira no noroeste do Estado de São Paulo. *Neotropical Entomology*, v. 34, n. 3, p. 475-484, 2005.

BENTO, F. M. M.; MAGRO, S. R.; FORTES, P.; ZÉRIO, N. G.; PARRA, J. R. P. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Agrotis ipsilon* em dieta artificial. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, DF, v. 42, n. 10, p. 1369-1372, 2007.

BERTI FILHO, E.; WILCKEN, C. F. Um novo inseto associado aos viveiros florestais: *Sciara* sp. (Diptera: Sciaridae). *Rev. Agric. V.* 68, p. 331-332. 1993.

BRAVO, I.S.J.; ALVES, M.A.R.; ZUCOLOTO, F.S.; ANDRADE, L.A.M. Aspectos alimentares e de criação de *Bradysia hygida* Sawaia & Alves (Diptera: Sciaridae) em laboratório. *Rev. Brasileira Zool.* V. 10, p. 343-353, 1993.

BURCKHARDT, D.; OUVARD, D. A revised classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psyllodea). *Zootaxa*, n. 3509, p. 1-34. 2012.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psyllodea) from Brazil. *Zootaxa*, n. 3571, p. 26-48. 2012.

CIESLA, W.M.; DIEKMANN, M.; PUTTER, C. A. J. (eds) *Eucalyptus* spp. *Biodiversity International*, 1996. 66 pp.

COSTA LIMA, A. M. da. Insetos do Brasil: homópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1942. t. 3, 327p. (Série didática, 4).

COSTA, V.A.; BERTI FILHO, E.; WILCKEN, C.F.; STAPE, J.L.; LASALLE, J.; TEIXEIRA, L.D. *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) in Brazil: New forest pest reaches the New World. *Revista de Agricultura*, 83: 136-139. 2008.

CULIK, M. P.; GULLAN, P. J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espírito Santo, Brazil. (Summary In Portuguese). *Zootaxa*, v. 964, p. 1-8, 2005.

DE VIS, R. M. J.; BELLINI, M. R.; MORAES, G. J. Mites (Acari) of rubber trees (*Hevea brasiliensis*, Euphorbiaceae) in Piracicaba, State of São Paulo, Brazil. *Neotropical Entomology*, v. 35, n. 1, p. 112-120, 2006.

DELALIBERA J. R. I.; MORAES G. J.; GOMEZ, D. R. S. Epizootias de *Neozygites floridana* (Zygomycetes, Entomophthorales). *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 43, p. 287-291, 1999.

DEMITE P. R.; FERES, R. J. F. Ocorrência e flutuação populacional de ácaros associados a seringueiras vizinhos de fragmentos de cerrado. *Neotropical Entomology*, v. 36, n. 1, p. 117-127, 2007.

DREISTADT, S. H. Fungus gnats, shore flies, moth flies, and march flies: integrated pest management in the home, interior plantscapes, greenhouses, and nurseries. In: UNIVERSITY OF CALIFORNIA. Statewide Integrated Pest Management Program. 2001. 6 p. (Pest notes. Publication, 7448). Disponível em: <<http://www.ipm.ucdavis.edu/PDF/PESTNOTES/pnfungusgnats.pdf>>. Acesso em: 3 jul. 2009.

FAO. Forest pest species profile 3p. 2007. Disponível em: <<http://www.fao.org/forestry>> . Acesso em 04 mai. 2015.

FARIA, F. D.; SANTANA, D. L. de Q.; WINK, C.; FAVARO, R. M. Ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. em *Eucalyptus camaldulensis*. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 4., 2005, Colombo. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2005. 1 CD-ROM (Embrapa Florestas. Documentos, 117). Resumo.

FERLA, N. J.; MORAES, G. J. Seletividade de acaricidas inseticidas a ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) encontrados em seringueira no centro-oeste do Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 357-362, 2006.

FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. Insetos orizívoros da parte subterrânea. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2006. 52 p. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 190).

FLECHTMANN, C. A. H. Dois ácaros novos para o eucalipto, com uma lista daqueles já assinalados para esta planta. *IPEF*, Piracicaba, n. 23, v. 1, p. 43-46, 1983.

FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros de importância agrícola. 5. ed. São Paulo: Nobel, 1989. 189 p.

FLECHTMANN, C. H. W.; BAKER, E. W. A. Preliminary report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. *Annals of the Entomological Society of America*, Columbus, v. 63, n. 1, p. 156-63, 1970.

FLECHTMANN, C. H. W.; SANTANA, D. L. Q. First record of an Eriophyid mite from *Eucalyptus* in Brazil, with a complementary description of *Rhombaculus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). *International Journal of Acarology*, v. 27, n. 2, p.123-127, 2001.

GALLO, D. O.; NAKANO, S.; SILVEIRA NETO, R. P. L.; CARVALHO, G. C. de; BAPTISTA, E.; BERTI FILHO, J. R. P.; PARRA, R. A.; ZUCCHI, S. B.; ALVES, J. D.; VENDRAMIM, L. C.; MARCHINI, J. R. S.; LOPES, C.; Omoto. *Entomologia Agrícola*. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p. (Biblioteca de Ciências Agrárias Luiz de Queiroz, 10).

GARCÍA, P. F. Fungus gnat. Insecto plaga en ornamentales. Desplegable informativo No. 31. INIFAP, Zacatepec, Morelos, México. 2008.

GARLET, J.; COSTA, E. C.; BOSCARDIN, J.; DEPONTI, G.; SHWENGBER, C. R.; MACHADO, L. M. *Leptocybe invasa Eucalyptus* sp. no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Ciência Rural*, v. 43, p. 2175 - 2177, 2013.

GERBACHEVSKAJA, A. A. Leaf midges (Diptera, Lycoriidae) injurious to vegetables and common mushrooms in hothouses of the Leningrad region. *Entomologicheskoe Obozrenie*, v. 42, p. 496-511, 1963.

GERSON, U., KENNETH, R.; MUTTATH, T. I. *Hirsutella thompsonii*, a fungal pathogen of mites: II. host-pathogen interactions. *Annals of Applied Biology*, v. 91, n. 1, p. 29-40, 1979.

GILL, R. J.; NAKAHARA, S.; WILLIAMS, M. L. Review of the genus *Coccus* Linnaeus in America North of Panama (Homoptera: Coccoidea: Coccidae). *Occasional Papers in Entomology*. v. 24, p. 1-44, 1977.

GOUGE, D. H.; HAGUE, N. G. M. Glass house control of fungus gnats, *Bradysia paupera*, on fuchsias by *Steinernema feltiae*. *Fundamentals and Applied Nematology*, v. 18, p. 77-80, 1995.

GRODZKI, R. *Gryllus assimilis*: danos causados e métodos de combate. *Floresta*, v. 4, p. 34-37, 1972.

HAJI, F.N.P.; CARNEIRO, J. da S.; BLEICHER, E.; MOREIRA, A.N.; ERREIRA, R.C.F. Manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura do tomate. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.). *Avanços no manejo da mosca-branca Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera, Aleyrodidae). Petrolina, PE: Embrapa Semi-Árido, 2004. cap. 7, p.87-110.

HALBERT, S. E. Entomology section. *Tri-ology*, v. 46, n. 2, p. 5-9, 2007. Disponível em: <<http://www.doacs.state.fl.us/pi/enpp/triology/archive/4602.pdf>>. Acesso em: 11 maio 2009.

HARRIS, M. A.; OETTING, R. D.; GARDNER, W. A. Use of Entomopathogenic Nematodes and a new monitoring technique for control of fungus gnats, *Bradysia coprophila* (Diptera: Sciaridae), in Floriculture. *Biological Control*, Orlando, v. 5, n. 3, p. 412-418, 1995. DOI: <http://dx.doi.org/10.1006/bcon.1995.1049>.

HARRIS, M.A.; GARDNER, W.A.; OETTING, R.D. A review of the scientific literature on fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in the genus *Bradysia*. *J. Entomol. Sci.* v. 31, p. 252-276, 1996.

IBRAHIM, A. A.; SERAG, A. M. A survey of scale insects on ornamental plants of Egypt. Disponível em: <<http://74.125.47.132/search?q=cache:lfX9aPoTCyJ:entomology.benhascience.org/my%2520papers/survey%2520of%2520scales%2520in%2520Egypt.doc+%22A+survey+of+scale+insects+on+ornamental+plants+of+Egypt%22&cd=2&hl=pt-BR&ct=clnk&gl=br>>. Acesso em: 24 abr. 2009. Abstract.

JAMES, R. L.; DUMROESE, R. K.; Wenny, D. L. *Botrytis cinerea* carried by adults fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in container nurseries. *Tree Planter's Notes*, v. 46, p. 49-53, 1995.

KESSING, J. L. M.; MAU, R. F. L. *Aleurodicus dispersus* (Russell). In: CROP knowledge

master. 1993. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/Crop/Type/a_disper.htm>. Acesso em: 5 maio 2009.

LEATH, K. T.; NEWTON, R. C. Interaction of a fungus gnat, *Bradysia* sp. (Sciaridae) with *Fusarium* spp. on alfalfa and red clover. *Phytopathology*, v. 59, p. 257-258, 1969.

LEITE, L. G.; F.M. TAVARES, F. M.; BUSSÓLA, R. A.; et al. Virulência de nematoides entomopatogênicos (Nemata: Rhabditida) contra larvas da mosca-dos-fungos *Bradysia mabiusi* (Lane, 1959) e persistência de *Heterorhabditis indica* Poinar et al. 1992 em substratos orgânicos. *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 74, n. 4, p. 337-342, 2007.

MCALPINE, J.F. Key to families – adults. In: MCALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWELL, G.E.; TESKEY, H.J., VOCKEROTH, J.R. & WOOD, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch Agriculture Canada, Monograph no. 27, Ottawa, p. 89-124, 1981.

MANSILLA, J. P.; PASTORIZA, M. I.; PÉREZ, R. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomikoski (= *Bradysia difformis* Frey) (Diptera : Sciaridae). *Bol. San. Veg. Plagas*, v. 27, p. 411-417, 2001.

MARICONI, F. A. M. Acaricidas. In: FLECHTMANN, C. H. W. *Ácaros de importância agrícola*. 5. ed. São Paulo: Nobel, 1989. p. 161-171.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. *Toxoptera auranti* (Boyer de Fonscolombe). In: CROP knowledge master. 1992. Disponível em: <<http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/toxopter.htm>>. Acesso em: 24 abr. 2009.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. *Bemisia tabaci* (Gennadius) in: Crop Knowledge Master. 2007. Honolulu, Hawaii. http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/type/b_tabaci.htm. Acesso em: 16 jul. 2015.

MEAD, F. W.; FASULO, T. R. Darkwinged Fungus Gnats, *Bradysia* spp. (Insecta : Diptera : Sciaridae) 1., 2011.

MEAD, F. W.; FASULO, T. R. Darkwinged fungus gnats, *Bradysia* spp. (Insecta: Diptera: Sciaridae). [S.l.]: University of Florida, IFAS Extension, 2008. (EENY-215). Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN37200.pdf>>. Acesso em: 6 maio 2009.

MOHRIG, W.; MENZEL, F. Sciarid (Black fungus gnats). In: BROWN, B. V.; BORKENT, A.; CUMMING, J. M.; WOOD, D. M.; WOODLEY, N. E.; ZUMBADO, M. (Ed.). *Manual of Central American Diptera*. Ottawa: NRC Research Press, 2010. p. 279-292.

MOREIRA, F. R.; HAJI, F. N. P.; COSTA, N. D.; OLIVEIRA, M. D. Cultivo da cebola no Nordeste: pragas. 2007. (Embrapa Semi-Árido. Sistemas de produção, 3). Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Cebola/CultivoCebolaNordeste/pragas.htm>>. Acesso em: 26 abr. 2009.

OLIVEIRA, R. C. de; NEVES, P. M. O. J.; ALVES, L.F.A. Seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). *Neotropical Entomology*, v. 33, n. 3, p. 347-351, 2004.

PEREIRA, F. F.; ANJOS, N. dos; ALMADO, R. de P. ; RODRIGUES, L. A. L. Primeiro registro de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden no Brasil. *Revista Árvore*, v. 29, n. 4, p. 657-659, 2005.

ROSELL, R. C.; LICHTYF, T. J. E.; BROWN, J. K. Ultrastructure of the mouthparts of adult sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). *Insect Morphology & Embryology*, v. 24, p. 297-306, 1995.

SANTOS, A.; ZANETTI, R.; ROOSEVELT, P. A.; SERRÃO, J. E.; ZANUNCIO, J. C. First report and population changes of *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) on eucalyptus nurseries in Brazil. *Florida Entomologist*, v. 95, n. 3, p. 569-572, 2012.

SANTOS, R. L. G.; ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragmas de eucalipto. *Informe Agropecuário*, v. 29, p. 71-85, 2008.

SCHÜHLI, G. S.; PENTEADO, S. R. C.; REIS FILHO, W.; NICKELE, M. A. Medidas contingenciais para o controle de sciarídeos (moscas-dos-cogumelos) em pátios de toras de pinus. 2013. Colombo: Comitê de Publicações, Embrapa Florestas.

SCHÜHLI, G.S. Contagem automática de insetos em armadilhas adesivas – uma sugestão baseada no monitoramento de Sciaridae. Colombo : Embrapa Florestas, 2013. 7 p. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 330)

SCHÜHLI, G.S. Os mosquitos sciarídeos. Colombo : Embrapa Florestas, 2014. 26 p. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 272).

SHIN, S.-G.; LEE, H.-S.; LEE, S. Dark winged fungus gnats (Diptera: Sciaridae) collected from shiitake mushroom in Korea. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, v. 15, n. 1, p. 174–181, 2012. Korean Society of Applied Entomology, Taiwan Entomological Society and Malaysian Plant Protection Society. Disponível em: <<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S122686151100118X>>. Acesso em: 22/8/2014.

SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; Gomes, J.; SILVA, N. M. SIMONI, L. Quarto catalogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Departamento de Defesa Sanitaria Vegetal, 1968. t. 1, pt. 2, 622 p.

SOSSAI, M. F.; ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SANTOS, G. P. Aspectos biológicos das fases de pré-pupa, pupa e adulto da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden (Myrtaceae). *Revista Árvore*, v. 23, p. 197-201, 1999.

STEFFAN, W.A. Sciaridae. In: MCALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWELL, G.E.; TESKEY, H.J., VOCKEROTH, J.R. & WOOD, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch Agriculture Canada, Monograph no. 27, Ottawa, p. 247–255, 1981

TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. E. M. de; FAION, M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* KOCH (ACARI: TETRANYCHIDAE). *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 69, n. 3, p. 77-84. 2002.

TAVARES, F.M.; BATISTA FILHO, A.; LEITE, L.G.; TAVARES, G.M. Avaliação de Isolados de Nematoides Entomopatogênicos sobre a Mosca-dos-Fungos, *Bradysia mabiusi* (Diptera: Sciaridae), Praga em Estufas. *BioAssay* v. 7, n. 9, 2012. DOI: <http://dx.doi.org/10.14295/BA.v7.0.84>

TEIXEIRA, C. A. D.; ZANUNCIO, J. C.; SOSSAI, M. F.; PRATISSOLI, D. Biologia da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae): fases de ovo e larva. *Revista Árvore*, v. 23, p. 65-68, 1999.

HYPPZ: Encyclopédie des ravageurs européens. *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe). In: Disponível em: <<http://www.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6toxaur.htm>>. Acesso em: 24 abr. 2009.

USDA. Systematic Entomology Laboratory. S.E.L.'s Coccoidea web page. 2008a. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/coccoidea/scaleframe.html>>. Acesso em: 28 abr. 2009

USDA. Systematic Entomology Laboratory. Scale insects: identification tools for species of quarantine significance. 2007. Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/SoftScales/key/Soft_scales/Media/Html/Species/46Vins_stellifera/1Vins_stelliferaDesc.html>. Acesso em: 26 abr. 2009.

USDA. Systematic Entomology Laboratory. Whitefly web page. 2008b. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/whitefly/wfframe.htm>>. Acesso em: 5 maio 2009.

VAUGHAN, M.; THOLL, D.; TOKUHISA, J. An aeroponic culture system for the study of root herbivory on *Arabidopsis thaliana*. *Plant Methods* v. 7, p. 1-10. 2011

VENETTE, R. C.; DAVIS, E. E. Passionvine mealybug: *Planococcus minor* (Maskell) [Pseudococcidae: Hemiptera]. In: USDA. Animal and Plant Health Inspection Service. [Home page]: plant health: pest detection: mini pest risk assessments. 2004. Disponível em: <http://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/pest_detection/downloads/prapminorpra.pdf>. Acesso em: 25 abr. 2009.

VILLANUEVA-SÁNCHEZ, E.; IBÁÑEZ-BERNAL, S.; LOMELÍ-FLORES, R.; VALDEZ-CARRASCO, J.; Identificación y caracterización de la mosca negra, *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) en el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), v. 29, n.2, p. 363-375, 2013.

WATSON, G. W. Diaspididae. In: WORLD biodiversity database. 2005. (Arthropods of economic importance). Disponível em: <<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/diaspididae.php?menuentry=inleiding>>. Acesso em: 25 abr. 2009.

ZAMUDIO, P.; CLAPS, L. E. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) associated to fruit plants in Argentina. *Neotropical Entomology*, v. 34, p. 255-272, 2005.

ZANETTI, R. (Coord.). Pragas de viveiros florestais. 9 p. Notas de aula de ENT 115 – Manejo Integrado de Pragas Florestais. Disponível em: <<http://www.den.ufla.br/Professores/Ronald/Disciplinas/Notas%20Aula/MIPFlorestas%20viveiros.pdf>>. Acesso em: 25 abr. 2009.

ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SOSSAI, M. F. Natural enemies of *Nomophila* sp. (Lepidoptera: Pyralidae), a cut-worm of *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae) seedlings in Viçosa, Minas Gerais, Brazil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, São Paulo, v. 28, n. 2, p. 357-358, 1999.

ZANUNCIO, J. C.; TORRES, J. B.; BORSATO, I.; CAMPOS, W. O. Ciclo biológico de *Bradysia coprophila* (Lintner) (Diptera, Sciaridae) em estacas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae). *Revista Brasileira de Entomologia*, São Paulo, v. 40, p. 197-199, 1996.

15. Pragas florestais em plantações

15.1 Formigas-cortadeiras

15.1.1 *Acromyrmex* spp.

MARIANE APARECIDA NICKELE¹ & WILSON REIS FILHO²

¹Pós-doutoranda da Universidade Federal do Paraná, Departamento de Zoologia, CP 19020, CEP 81531-980, Curitiba, PR, Brasil. Email: nickele.mariane@gmail.com

²Pesquisador da Epagri/Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111, CP 319, CEP 83411-000, Colombo, PR, Brasil. Email: wilson.reis@colaborador.embrapa.br

Acromyrmex spp. Mayr, 1865 (Hymenoptera: Formicidae: Attini)

Nome popular: formiga-cortadeira, quenquéns, formiga-mineira, formiga-de-monte e outros nomes, conforme a espécie.

Estados brasileiros onde foi registrado: em todas as regiões do Brasil.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As formigas do gênero *Acromyrmex* (quenquéns), assim como aquelas do gênero *Atta* (saúvas) e do recém-descrito gênero *Amoimyrmex* (Cristiano et al., 2020), cortam partes frescas de vegetais, principalmente folhas, para o cultivo de um fungo do qual se alimentam e, por isso, são popularmente conhecidas como formigas-cortadeiras.

Existem 21 espécies e seis subespécies de *Acromyrmex* no Brasil (Antwiki, 2021). As formigas do gênero *Acromyrmex* podem ser confundidas com aquelas do gênero *Atta* e *Amoimyrmex*. No entanto, as espécies de *Acromyrmex* são reconhecidas por apresentarem de quatro a cinco pares de espinhos na parte dorsal do tronco (Figura 1). Além disso, as quenquéns apresentam no tergo I do gáster (abdômen) vários tubérculos, os quais não são encontrados em nenhuma espécie de *Atta* e nem de *Amoimyrmex* (Gonçalves, 1961; Mayhé-Nunes, 1991).

Em *Acromyrmex*, existem no mínimo duas castas de operárias (Wetterer, 1999). O forrageamento e a defesa da colônia são tarefas realizadas por operárias maiores, enquanto que os cuidados com o fungo e com a prole são realizados pelas menores (Hölldobler & Wilson, 1990). O tamanho das operárias de *Acromyrmex* varia entre dois a 10,5 mm, sendo que a identificação destas formigas é realizada através das operárias maiores (Gonçalves, 1961).



Figura 1. Operária de *Acromyrmex* (quenquém) observada lateralmente (A) e dorsalmente (B). Fotos: Mariane A. Nickele – Taxonline, UFPR e Dalva Queiroz.

Os ninhos de *Acromyrmex* podem apresentar terra solta na superfície do solo (Figura 2-A), mas algumas espécies fazem seu ninho com uma única câmara superficial coberta de ciscos, fragmentos e outros resíduos vegetais (Figura 2-B), enquanto outras constroem ninhos subterrâneos, sem que se perceba a terra escavada. Os ninhos de algumas espécies apresentam mais de uma câmara, podendo chegar a 26 câmaras e alcançar quatro metros de profundidade (Forti et al., 2006; Verza et al., 2007).



Figura 2. Ninho de monte de terra solta de *Acromyrmex subterraneus* (A) e ninho de monte de ciscos de *Acromyrmex crassispinus* (B). Foto: Mariane A. Nickele.

A reprodução de formigas-cortadeiras inicia-se com a revoada ou voo nupcial, que é caracterizada pela liberação de grande número de machos e fêmeas alados que voarão e acasalarão no ar (Hölldobler & Wilson, 1990). A revoada ocorre, geralmente, durante a primavera (Reis Filho & Oliveira, 2002). As fêmeas de *Acromyrmex octospinosus* (Reich, 1793) podem copular com dois a 10 machos (Boomsma et al., 1999), sendo que os machos morrem após a cópula (Hölldobler & Wilson, 1990).

Assim como ocorre em *Atta*, antes de partir para o voo nupcial, a fêmea alada de *Acromyrmex* coleta um pedaço do fungo simbionte do ninho de origem e o armazena em sua cavidade infra-bucal. Após a fecundação, as fêmeas, agora denominadas de rainhas, descem ao solo e retiram suas asas com o auxílio da musculatura do tórax e das pernas medianas e procuram o local mais apropriado para iniciar a construção de seu ninho (Hölldobler & Wilson, 1990).

Após a escavação do ninho, a rainha regurgita o fungo armazenado e põe os primeiros ovos. Não existem muitos registros sobre o ciclo de vida de formigas-cortadeiras do gênero *Acromyrmex*. Mas, dentro de quatro a seis horas,

após o início da escavação do ninho, as rainhas de *Acromyrmex niger* (F. Smith, 1858) fecham os olheiros. Essas rainhas reabrem os olheiros, saindo para forragear, e posteriormente os obstruem novamente (Diehl-Fleig & Lucchese, 1992). A primeira operária de *A. octospinosus* emerge aos 40 dias após a revoada e seu estágio pupal dura de 10 a 12 dias (Weber, 1967). A primeira revoada de uma colônia de *Acromyrmex crassispinus* (Forel, 1909) possivelmente ocorre somente após o terceiro ano de sua fundação, assim como ocorre em *Atta* (Nickele & Reis Filho, 2015).

A dinâmica populacional de ninhos de *A. crassispinus* foi avaliada ao longo do tempo em plantios de *Pinus taeda* L., no sul do Brasil. A densidade de ninhos de *A. crassispinus* é menor no início de desenvolvimento do plantio, praticamente duplica aos três anos de idade e sofre uma redução após o fechamento do dossel da floresta (a partir dos 54 meses após o plantio) (Nickele et al., 2009; Nickele & Reis Filho, 2015). Em áreas recém-plantadas, os ninhos novos instalam-se a partir do momento em que ocorrem as revoadas. Com o tempo, há um aumento de tamanho na densidade de ninhos, em todas as classes. O fato de a densidade de ninhos diminuir quando a floresta está adulta pode estar relacionado ao fechamento do dossel da floresta, o que pode dificultar a instalação de novos ninhos, ou pode estar relacionado à baixa diversidade do sub-bosque, ou seja, à carência de recursos vegetais para o forrageamento das formigas (Zanetti et al., 2000; Nickele et al., 2009).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Nem todas as espécies de *Acromyrmex* são consideradas pragas. As espécies que apresentam importância econômica para o setor florestal são: *Acromyrmex aspersus* (Smith, F., 1858), *Acromyrmex balzani* (Emery, 1890), *Acromyrmex coronatus* (Fabricius, 1804), *A. crassispinus*, *Acromyrmex fracticornis* (Forel, 1909), *Acromyrmex heyeri* (Forel, 1899), *Acromyrmex landolti* Forel, 1885, *Acromyrmex laticeps* (Emery, 1905), *Acromyrmex lobicornis* (Emery, 1888), *Acromyrmex lundii* (Guérin-Méneville, 1838), *A. niger*, *A. octospinosus* (Reich, 1793), *Acromyrmex rugosus* (Smith, F., 1858), *Acromyrmex rugosus rochai* (Forel, 1904), *Acromyrmex subterraneus* (Forel, 1893) e *Acromyrmex subterraneus molestans* (Santschi, 1925) (Costa et al., 2008; Nickele et al., 2013).

Essas formigas são consideradas pragas-chave de plantios florestais, já que podem atacar uma ampla diversidade de espécies vegetais que são cultivadas

pelo homem (Della Lucia et al., 2011). Os ataques de *Acromyrmex*, assim como de *Atta*, podem ser reconhecidos pelas desfolhas nas plantas. Em plantas de eucalipto, o corte realizado por essas formigas apresenta o formato de semicírculo, porque as operárias ancoram as pernas posteriores na extremidade da folha e giram ao redor da folha, cortando-as (Figura 3-A) (Della Lucia et al., 2011). Em plantios de pinus, os ataques podem ser reconhecidos pelo corte parcial ou total das acículas (Figura 3-B). No entanto, outros insetos, como *Naupactus* spp. (Coleoptera: Curculionidae) (ver capítulo 15.5.9), também podem causar a desfolha em pinus, o que pode confundir no reconhecimento do agente causador do dano. Mas, quando as formigas cortam as acículas, elas carregam para seus ninhos, enquanto que, no caso de outros insetos desfolhadores, a parte destacada pode ser encontrada próxima à planta cortada (Reis Filho et al., 2007).



Figura 3. Ataque de *Acromyrmex* em plantas de eucalipto (A) e pinus (B). Fotos: Wilson Reis Filho.

Mesmo ocorrendo em todo o território brasileiro, as formigas-cortadeiras pertencentes ao gênero *Acromyrmex* causam mais prejuízos aos plantios florestais com pinus e eucalipto localizados na região Sul do Brasil, principalmente no início do plantio (Reis Filho & Nickele, 2014). Nas demais regiões do Brasil, as saúvas são mais prejudiciais, atacando as plantas, especialmente o eucalipto, em todas as fases de desenvolvimento.

Acromyrmex crassispinus é uma das quenquéns mais frequentes em plan-

tios de pinus no Sul do Brasil. O ataque dessa quenquém pode ocasionar diferentes níveis de desfolha em mudas de *P. taeda* recém-plantadas, sendo que a maior porcentagem de ataque ocorre no primeiro mês após o plantio. A porcentagem de plantas atacadas diminui gradativamente nos meses seguintes, sendo que um ano após o plantio, a porcentagem média de plantas atacadas é insignificante. No primeiro mês após o plantio, há pouca vegetação nativa entre as linhas, devido ao preparo do solo, dessa maneira as formigas não têm outras opções de recursos para o forrageamento. A porcentagem de plantas atacadas diminui nos meses subsequentes com o aparecimento da vegetação nativa entre as linhas de plantio. Em média, 7,5% das plantas de pinus morrem por ataques de quenquéns em áreas de reforma recém-plantadas, isto se o plantio colhido havia recebido poda e desbastes (Nickele et al., 2012). Caso contrário, quase não há ocorrência dessa espécie, não justificando o seu controle no momento da implantação do novo ciclo florestal, se a colheita for realizada após a revoada. Resta apenas o cuidado com as bordas de talhões fronteiriças com áreas de preservação permanente (Reis Filho & Nickele, 2014).

Em plantios de *Eucalyptus*, no Sul do Brasil, tem-se observado que apesar da ocorrência de saúvas, o ataque de formigas-cortadeiras causado pelas quenquéns é mais frequente e preocupante. Mas, o ataque de quenquéns em eucalipto limita-se aos primeiros seis meses de idade do plantio, sendo o primeiro mês, o mais vulnerável (Reis Filho & Nickele, 2014).

MANEJO

As formigas-cortadeiras, pelo seu comportamento eussocial, desenvolvem estratégias que dificultam ou tornam o seu combate pouco eficiente. Essas formigas apresentam alta capacidade de reconhecimento de substâncias que podem prejudicar o desenvolvimento do fungo simbionte ou mesmo contaminar as operárias durante o forrageamento. Uma vez detectada a substância ou o microrganismo tóxico, elas são capazes de desenvolver estratégias, como a eliminação do produto forrageado ou o isolamento de câmaras contaminadas (Marinho et al., 2006a).

Assim, até o momento, o controle químico é o método mais eficiente e mais utilizado para minimizar os efeitos negativos de formigas-cortadeiras aos plantios florestais. Os principais princípios ativos utilizados são a deltametrina, o fipronil e a sulfluramida. No entanto, o controle químico vem enfrentando várias

restrições de órgãos certificadores, que sugerem limitar o seu uso em plantios florestais (Zanuncio et al., 2016) (ver Capítulo 13).

O que se tem constatado nas últimas décadas, é a preocupação constante com o ambiente e a pressão pelo uso de produtos de menor impacto e de maneira mais racional (Oliveira et al., 2011). Assim, métodos alternativos ao controle químico, tais como controle biológico utilizando predadores, parasitoides ou microrganismos, o uso de extratos inseticidas ou fungicidas de origem botânica, o cultivo de espécies não preferenciais, o uso do controle cultural, etc., estão sendo pesquisados, mas nenhum deles está atualmente disponível no mercado ou não tem eficiência para o uso em grande escala (Brito et al., 2016).

Controle físico e mecânico

O controle físico com fogo é uma estratégia que já foi utilizada nas empresas florestais para eliminar formigas do gênero *Acromyrmex* que fazem ninhos superficiais, utilizando gravetos ou folhas secas do sub-bosque. Após o corte da floresta, devido ao excesso de resíduos nas áreas, o que dificulta a localização de ninhos de quenquéns, as empresas utilizavam o fogo como uma alternativa para eliminar as colônias (Oliveira et al., 2011). Em função dos efeitos deletérios do fogo ao ambiente, esse método é raramente utilizado.

O controle mecânico de formigas-cortadeiras inclui todas as práticas de destruição direta dos insetos, como também aquelas que visam impedir, através de barreiras, que eles tenham acesso às plantas. A escavação dos formigueiros, feita por meio de uma enxada ou enxadão, até a retirada e a eliminação da rainha pode ser útil, porém esta técnica é viável somente em pequenas áreas e quando os ninhos estão superficiais (Oliveira et al., 2011). Nesse sentido, o controle mecânico manual praticamente não é utilizado, em virtude de ser de viabilidade restrita a pequenas áreas (Boaretto & Forti, 1997), mas é eficaz no controle de quenquéns, cujos ninhos são pouco profundos (Anjos et al., 1998).

O uso de barreiras físicas é uma técnica de prevenção que consiste em colocar um obstáculo entre as árvores e as formigas-cortadeiras. O uso de tiras plásticas com graxa ou vaselina, garrafas pet, montagens de cones e géis podem funcionar como barreiras para impedir que as formigas ataquem as plantas. A barreira pode ser útil nos casos de plantios de árvores isoladas, sendo inviável em grandes áreas de plantios florestais (Oliveira et al., 2001; 2011).

Controle silvicultural

A aração e gradagem, muitas vezes, podem matar as rainhas de formigas-cortadeiras. A aração é a principal fonte de mortalidade de *A. landolti* em pastagens na Colômbia, porém não é suficiente para evitar danos significativos em áreas altamente infestadas (Lapoite et al., 1990). Além disso, com a adoção da prática do cultivo mínimo, que reduz o preparo do solo, pode haver um aumento no número de ninhos de formigas-cortadeiras (Zanetti et al., 2003).

O manejo do sub-bosque em plantios homogêneos de *Eucalyptus* e *Pinus* para diversificar a vegetação da área, incrementa os inimigos naturais. Em solos com maior cobertura vegetal, as colônias de formigas têm menor taxa de sobrevivência, pois a cobertura vegetal pode dificultar o pouso e a instalação das rainhas durante a revoada, como também favorecer a atuação de seus inimigos naturais no momento da fundação do formigueiro (Lima et al., 2001). Assim, um sub-bosque não competitivo deve ser mantido, pois fornece alimento e abrigo para diversas espécies de inimigos naturais e outros tipos de vegetais utilizados como substrato para o fungo das formigas (Araújo et al., 2003).

O manejo florestal em plantios de pinus pode influenciar na ocorrência de formigas-cortadeiras do gênero *Acromyrmex*. A presença de *A. crassispinus* é rara em plantios que não sofrem poda e nem desbastes com mais de seis anos de idade. Se a colheita for após o período de revoada dessas formigas, não é necessário realizar nenhum controle no momento da implantação do novo ciclo florestal. Restando apenas o cuidado com as faixas fronteiriças com áreas de preservação permanente (Reis Filho & Nিকেle, 2014).

A eliminação total da vegetação nativa entre as linhas de plantio de pinus, mesmo quando o plantio já está com três anos de idade, pode acarretar em ataque de formigas às plantas de pinus (Reis Filho & Nিকেle, 2014). No entanto, os ataques a partir dos 24 meses não são significativamente prejudiciais ao desenvolvimento das plantas (Cantarelli et al., 2008).

Resistência

Embora as formigas-cortadeiras cortem inúmeras espécies vegetais, algumas plantas podem ser imunes ao seu ataque, como é o caso do jatobá (*Hymenaea courbaril* L.), da embaúba (*Cecropia* spp.), da aroeira (*Astronium graveolens* Jacq.), da bicuíba (*Virola* spp.) e de outras essências florestais (Anjos et al., 1998).

As espécies *Eucalyptus acmenioides* Schauer e *Corymbia citriodora* (Hook) foram menos preferidas para carregamento por *A. subterraneus subterraneus* em relação às espécies *Eucalyptus saligna* Smith, *Corymbia torelliana* F. Muell e *Eucalyptus urophylla* S.T. Blake (Della Lucia et al., 1995). Para *A. crassispinus*, as espécies *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh e híbrido de *E. urophylla* x *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden foram mais cortadas, enquanto que as espécies *C. citriodora*, *Eucalyptus dunnii* Maiden e *Eucalyptus globulus* Labill foram menos preferidas ao corte. *Acromyrmex ambiguus* apresentou padrão similar de preferência, adicionando-se *Eucalyptus benthamii* Maiden entre as mais preferidas e excluindo-se *E. dunnii* das menos preferidas (Rosado et al., 2014). Para *A. laticeps nigrosetosus*, as espécies *E. camaldulensis* e *E. urophylla* foram mais cortadas, já a espécie *Eucalyptus cloeziana* F. Muell foi menos preferida (Marsaro Junior et al., 2007). Em relação às espécies de pinus, *Pinus patula* Schl et Cham apresenta menor herbivoria por *A. heyeri* quando comparado com *P. taeda* (Cantarelli, 2005).

Estes trabalhos estudaram a preferência e a não-preferência das espécies de *Acromyrmex* em relação às espécies florestais, assim, de certa forma, não podemos afirmar que essas plantas são resistentes ou susceptíveis às formigas-cortadeiras. Pouco se sabe sobre o mecanismo de resistência de tais espécies, se é antixenose ou não-preferência, antibiose ou tolerância, e como essas espécies adaptariam-se a outras regiões do país (Brito et al., 2016).

Controle biológico

As formigas-cortadeiras possuem muitos inimigos naturais tais como predadores, parasitoides, patógenos e nematoides (Della Lucia et al., 2011). Entre os vertebrados, as aves, principalmente as espécies insetívoras e onívoras, são importantes inimigos naturais de formigas-cortadeiras, especialmente no período de revoadas (Almeida et al., 1983).

Pelo menos 35 espécies de moscas da família Phoridae são parasitoides de formigas-cortadeiras, sendo que cinco espécies de *Acromyrmex* já foram observadas sendo parasitadas por forídeos (Bragança, 2007). No entanto, as taxas de parasitismo são baixas (5%) e esses parasitoides não são específicos de formigas-cortadeiras, sendo capazes de parasitar outras espécies de formigas (Bragança, 2011).

Resultados promissores no controle biológico de formigas-cortadeiras foram observados através de isolados bacterianos de *Bacillus thuringiensis* (Bt)

obtidos de *A. crassipinus* e *A. lundii*, testados contra *A. lundii* em condições laboratoriais. Os resultados evidenciaram mortalidade superior a 50% da população-alvo, sendo que o isolado Bt HA48 causou 100% de mortalidade (Pinto et al. 2003). Em relação à bactéria *Photorhabdus temperata* K122, esta foi altamente virulenta para *A. subterraneus* com uma mortalidade de 90% em 24 h, atingindo 100% em 48 h (De Paula et al., 2006). No entanto, esses estudos foram conduzidos com bactérias em condições laboratoriais e em operárias isoladas das colônias. Por esta razão, são necessários estudos com colônias em campo (Brito et al., 2016).

Diversos estudos têm sido conduzidos sobre a possibilidade de utilização dos fungos para o controle de *Acromyrmex* (Diehl-Fleig et al., 1993; Silva & Diehl-Fleig, 1995; Specht et al., 1994). Isolados de *Beauveria bassiana* foram testados e se obteve 87,2% de mortalidade de *A. crassipinus* e *A. heyeri* após 35 dias de aplicação, em colônias de campo (Diehl-Fleig et al., 1993). Duas formas de aplicação (direta e iscas) de três linhagens de *B. bassiana* e uma de *Metarhizium anisopliae* foram comparadas no controle de *Acromyrmex* sp.. Os resultados indicaram que a aplicação direta é mais eficiente do que as iscas, exceto para a linhagem BSA de *B. bassiana* que nas duas formas de aplicação apresentou 60% de mortalidade (Silva & Diehl-Fleig, 1995).

Acredita-se que substâncias vegetais altamente atrativas, se adicionadas às iscas, poderiam mascarar a presença de entomopatógenos e aumentar a eficiência das iscas. Com base nesta hipótese, foram desenvolvidas iscas de *B. bassiana*, formuladas com extratos de *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae) e *Aleurites fordii* Hemsl. (Euphorbiaceae), e sua atratividade foi testada em colônias de *A. crassipinus*, *A. heyeri* (Specht et al., 1994). As iscas mostraram-se extremamente atrativas, sendo carregadas por *A. crassipinus*, embora não o tenham sido por *A. heyeri*. As diferenças quanto ao carregamento das iscas formuladas com diferentes atrativos e concentrações sugerem que, para serem usadas no controle dessas formigas, devem-se ter conhecimentos básicos sobre as preferências de cada espécie, levando-se em conta a variabilidade de comportamento e necessidades de cada colônia.

Apesar de alguns resultados promissores em relação ao controle microbiano de formigas-cortadeiras, em vários casos constatam-se eficiente patogenicidade em laboratório, a qual não se repete em condições de campo, com resultados de eficiência de controle muito variáveis. Os patógenos não são específicos aos alvos estudados, havendo necessidade de levantamentos de outras prováveis

espécies patogênicas nas populações naturais de formigas-cortadeiras (Boaretto & Forti, 1997; Brito et al., 2016).

O que se observa, em relação ao controle biológico de formigas-cortadeiras, é a tendência de preservação e aumento dos inimigos naturais destas pragas. A diversificação da vegetação natural e a manutenção de um sub-bosque não competitivo na cultura fornecem alimento e abrigo para diversas espécies de inimigos naturais (Araújo et al., 2003).

Controle comportamental

Medidas de controle com enfoque comportamental podem ser valiosas no combate a insetos sociais, uma vez que a grande dificuldade em se controlar uma colônia de formigas está em seu especializado comportamento social (Oliveira et al., 2011). O β -eudesmol, um sesquiterpeno extraído de folhas de *Corymbia maculata* (Hook.) K. D. Hill & L. A. Johnson, promove alterações comportamentais em operárias de algumas espécies de *Atta*, mas o referido não ocorre em espécies de *Acromyrmex* (Marinho et al., 2006b). Além disso, a sua formulação é sólida e altamente volátil, dificultando o uso no controle de formigas-cortadeiras (Marinho et al., 2007).

Quanto aos feromônios, o avanço do conhecimento na área tem sido muito lento e é pouco o número de pesquisadores, o que tem atrasado a possibilidade de emprego dessas substâncias em estratégias de controle das saúvas e quenquéns (Vilela, 1994). Duas possibilidades têm sido exploradas com vistas ao controle de formigas utilizando os feromônios conhecidos até o momento: a desorganização do sistema social da colônia com eventual enfraquecimento e morte da mesma; e a incorporação de feromônios em iscas granuladas, visando ao aumento da sua atratividade às operárias, com consequente aumento do transporte para o interior do ninho (Vilela, 1994).

A impregnação de iscas granuladas com um feromônio para aumentar sua atratividade pode ser de grande valor para espécies de *Acromyrmex*, cujos ninhos são de difícil localização em áreas onde existe um sub-bosque. No entanto, essa técnica ainda não tem uso prático, pois são necessárias maiores informações sobre o funcionamento dos compostos feromonais. Além disso, estudos de campo sobre a taxa de liberação dessas substâncias, a formulação desses produtos junto às iscas, sua aplicabilidade em saquinhos plásticos para micro-porta-iscas, etc., devem ser conduzidos antes que se possa efetivamente utilizar essa técnica (Araújo et al., 2003).

Controle químico

O controle químico de quenquéns é realizado principalmente pelo uso de iscas formicidas granuladas. Essas iscas compreendem um substrato atrativo em mistura com um princípio ativo sintético, em *pellets*. Os princípios ativos mais utilizados são o fipronil e a sulfluramida (Boaretto & Forti, 1997). Existe no mercado iscas granuladas fabricadas especialmente para o controle de quenquéns, pois apresentam grânulos menores, o que facilita o carregamento da isca para o interior do ninho.

As iscas formicidas são distribuídas de forma sistemática ou localizada, antes e após o plantio. O controle sistemático compreende a distribuição de iscas formicidas em locais equidistantes entre si, de maneira a cobrir toda a área a ser tratada. Já o controle localizado, compreende a distribuição de iscas somente nos locais onde forem encontrados ninhos ou plantas atacadas.

Nos plantios de pinus onde houver apenas a presença de formigas-cortadeiras do gênero *Acromyrmex*, não é necessário realizar o controle pré-corte raso, devido às dificuldades de localizar os ninhos em plantios com sub-bosque denso (Reis Filho et al., 2015). Além disso, em plantios de pinus com mais de seis anos de idade e que não sofrem poda e nem desbastes, é rara a presença de ninhos de quenquéns (Nickele et al., 2009; 2015).

O controle pré-plantio realizado de maneira sistemática é recomendado em áreas de implantação de pinus; áreas em que o intervalo entre o corte raso e o novo plantio for superior a seis meses (área exposta durante o período de revoada das formigas-cortadeiras (primavera); área de reforma, em que o plantio de pinus anterior sofreu poda e desbaste; e área de reforma, em que o plantio de pinus anterior não sofreu poda nem desbaste, mas com o corte raso e novo plantio, ocorrendo durante a primavera/verão (Reis Filho et al., 2015). Não é necessário realizar o controle sistemático pré-plantio em áreas de reforma, que não sofreram poda e nem desbaste, mas com corte raso e novo plantio ocorrendo durante o outono e o inverno, em locais de ocorrência somente de quenquéns e distantes de áreas de matas nativas (APPs, reserva legal). O primeiro combate após o plantio deve ser realizado o mais breve possível, quando ocorrer essa situação (Reis Filho et al., 2015).

Após o plantio, o combate às quenquéns deve ser localizado, ou seja, realizado somente nos locais em que houver ninhos ou plantas atacadas (Reis Filho et al., 2015). O combate durante a manutenção dos plantios de pinus também

deve ser realizado de maneira localizada, considerando as seguintes situações: em plantios que são mantidos totalmente no limpo, pela aplicação de herbicidas, as manutenções de combate às formigas deverão ser efetuadas em até 15 dias após cada aplicação de herbicida, até que o plantio complete três anos de idade; e nos plantios que são mantidos no limpo somente com roçadas, a manutenção de combate às formigas deve ser realizada somente até o plantio completar um ano de idade (Reis Filho et al., 2015).

Em plantios de eucalipto, onde houver apenas a presença de quenquéns, não é necessário realizar o controle pré-corte raso, assim como em plantios de pinus. No período pré-plantio, o controle de quenquéns deve ser realizado de maneira sistemática e no período pós-plantio, deve ser realizado de maneira localizada. Já, o combate às quenquéns, durante a manutenção de plantios de eucalipto, pode ser realizado somente até o plantio completar um ano de idade, não havendo necessidades de fazer mais nenhum controle em idades superiores, pois os ataques de quenquéns são insignificantes (Reis Filho et al., 2015).

A isca formicida deve ser colocada ao lado da trilha de forrageamento das formigas, sem interromper o seu fluxo. Para o controle localizado, no caso das quenquéns que fazem ninhos de monte-de-ciscos (como é o caso da espécie *A. crassispinus* – quenquém-de-cisco), deve-se aplicar uma única dose de 5 g por ninho (micro-porta-iscas (MIPs) ou a granel, conforme a condição climática). No caso das quenquéns que fazem ninhos de monte de terra solta (como é o caso da espécie *A. subterraneus* - quenquém-mineira), deve-se aplicar uma dose de 5 g por olheiro ativo (MIPs ou a granel, conforme a condição climática), mantendo-se uma distância mínima de 40 cm entre os olheiros tratados. Se a distância entre os olheiros ativos for menor que 40 cm, deve-se utilizar uma única isca de 5 g (Reis Filho et al., 2015).

Além de iscas formicidas granuladas, os formicidas em pó seco também podem ser utilizados para o controle de quenquéns. Os formicidas em pó constam basicamente de um princípio ativo com ação de contato, talco como material inerte e veículo de aplicação. O princípio ativo mais utilizado é a deltametrina. A aplicação é feita através de polvilhadeiras, equipamentos manuais dotados de um recipiente cônico para acondicionamento do produto (Boaretto & Forti, 1997). Essa técnica é eficiente em ninhos superficiais de *Acromyrmex*, mas é necessário localizar o ninho e exige mais mão de obra do que o uso de iscas granuladas (LIMA et al., 2001).

Tem aumentado o número de pesquisas sobre plantas tóxicas, visando à

extração e à identificação do material tóxico às formigas ou ao seu fungo. Isso poderá apresentar-se, no futuro, como possibilidade de controle. Dentre os extratos vegetais testados para o controle de *Acromyrmex*, temos os extratos de mamona (*Ricinus communis* L.), cinamomo (*Melia azedarach* L.), triquília (*Trichillia glauca* L.) (Caffarini et al., 2008), abricó-do-pará (*Mammea americana* L.), oleandro (*Nerium oleander* L.), nicotina (*Nicotina tabacum* L.) (Boulogne et al., 2012), entre outros. No entanto, a maioria dos estudos foram realizados apenas em condições de laboratório. Muita pesquisa básica ainda será necessária até que obtenhamos um substituto para os produtos presentes no mercado (Brito et al., 2016).

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA A. F.; ALVES J. E. M.; MENDES FILHO J. M.; LARANJEIRO A. J. A avifauna e o subbosque como fatores auxiliares no controle biológico das saúvas em florestas implantadas. *Silvicultura*, v. 8, p. 145-150, 1983.
- ANJOS, N. S.; DELLA-LUCIA, T. M. C.; MAYHÉ-NUNES, A. J. Guia prático sobre formigas cortadeiras em reflorestamentos. Ponte nova: Graff Cor, 1998. 100p.
- ANTWIKI, 2021. Brazil. Disponível em <http://www.antwiki.org/wiki/Brazil> . Acessado em 15 de junho de 2021.
- ARAÚJO, M. da S.; DELLA-LUCIA, T. M. C.; SOUZA, D. J. Estratégias alternativas de controle de formigas cortadeiras. *Bahia Agrícola*, v. 6, p. 71-74, 2003.
- BOARETTO, M. A. C., FORTI, L. C. Perspectivas no controle de formigas cortadeiras. *Série técnica IPEF*, v. 11, p. 31-46, 1997.
- BOOMSMA, J. J.; FJERDINGSTAD, E. J.; FRYDENBERG, J. Multiple paternity, relatedness and genetic diversity in *Acromyrmex* leaf-cutter ants. *Proceedings of the Royal Society of London B*, v. 266, p. 249-254, 1999.
- BOULOGNE I.; GERMOSEN-ROBINEAU L.; OZIER-LAFONTAINE H.; JACOBY-KOALY C.; AURELAD L.; LORANGER-MERCIRIS G. *Acromyrmex octospinosus* (Hymenoptera: Formicidae) management. Part 1: Effects of TRAMIL's insecticidal plant extracts. *Pest Management Science*, v. 68, p. 313-320, 2012.
- BRAGANÇA, M. A. L. Perspectiva da contribuição de forídeos parasitóides no manejo de formigas cortadeiras. *Biológico*, v. 69, p. 177-181, 2007.
- BRAGANÇA M. A. L. Parasitóides de formigas cortadeiras, p. 321– 343. In: Della-Lucia, T.M.C. (ed.) *Formigas Cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Viçosa, Editora da UFV, 2011. 421p.
- BRITTO, J. S.; FORTI, L. C.; OLIVEIRA, M. A.; ZANETTI, R.; WILCKEN, C.F.; ZANUNCIO, J.; LOECK, A. E.; CALDATO, N.; NAGAMOTO, N. S.; LEMES, P.G.; CAMARGO, R. S. Use of alternatives to PFOS, its salts and PFOSF for the control of leaf-cutting ants *Atta* and *Acromyrmex*. *International Journal of Research in Environmental Studies*, v. 3, p. 11-92, 2016.
- CAFFARINI, P.; CARRIZO, P.; PELICANO, A.; ROGGERO, P.; PACHECO, J. Efectos de extractos acetonicos y acuosos de *Ricinus communis* (Ricino), *Melia azedarach* (Paraíso) y *Trichillia glauca* (Trichillia), sobre la hormiga negra comun (*Acromyrmex lundii*). *Idesia*, v. 26, p. 59-64, 2008.
- CANTARELLI, E. B. Silvicultura de precisão no monitoramento e controle de formigas cortadeiras em plantios de *Pinus*. 108 f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal).

Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS. 2005.

CANTARELLI, E. B.; COSTA, E. C.; PEZZUTTI, R.; OLIVEIRA, L. da S. Quantificação das perdas no desenvolvimento de *Pinus taeda* após o ataque de formigas cortadeiras. *Ciência Florestal*, v. 18, p. 39-45, 2008.

COSTA, E. C.; D'AVILA, M.; CANTARELLI, E. B.; MURARI, A. B.; MANZONI, C. G. *Entomologia Florestal*. Santa Maria: UFSM, 2008. 240 p.

CRISTIANO, M.P.; CARDOSO, D.C.; SANDOVAL-GÓMEZ, V.E.; SIMÕES-GOMES, F.C. *Amoimyrmex* Cristiano, Cardoso & Sandoval, gen. nov. (Hymenoptera: Formicidae): a new genus of leaf-cutting ants revealed by multilocus molecular phylogenetic and morphological analyses. *Austral Entomology*, v. 59, p. 643-676, 2020.

DELLA LUCIA, T. M. C. Formigas cortadeiras: da Bioecologia ao Manejo. Viçosa: Editora UFV, 2011. 419 p.

DELLA-LUCIA, T. M. C.; OLIVEIRA, M. A.; ARAÚJO, M. da S.; VILELA, E. F. Avaliação da não-preferência da formiga cortadeira *Acromyrmex subterraneus subterraneus* Forel ao corte de *Eucalyptus*. *Revista Árvore*, v. 19, n. 1, p. 92-99, 1995.

DE PAULA A. R.; VIEIRA L. P. P.; DÁTILLO W. F. C.; CARNEIRO C. N. B.; ERTHAL J. R. M.; BRITO E. S.; SILVA C. P. P.; SAMUELS R. I. Patogenicidade e efeito comportamental de *Photorhabdus temperata* K122 nas formigas cortadeiras *Acromyrmex subterraneus subterraneus* e *Atta laevigata* (Hymenoptera: Formicidae). *O Biológico*, v. 68, p. 311-413, 2006.

DIEHL-FLEIG, E.; LUCHESE, M. E. P. Nests foundation by *Acromyrmex striatus* (Hymenoptera: Formicidae). In: BILLEN, J. (ed.). *Biology and evolution of social insects*. Leven: University Press, p. 51-54, 1992.

DIEHL-FLEIG, E.; SILVA, M. E. da; SPECHT, A.; VALIM-LABRES, M. Efficiency of *Beauveria bassiana* for *Acromyrmex* spp. control (Hymenoptera: Formicidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 22, p. 281-285, 1993.

FORTI, L. C.; ANDRADE, M. L. de; ANDRADE, A. P. P.; LOPES, J. F. S.; RAMOS, V. M. Bionomics and identification of *Acromyrmex* (Hymenoptera: Formicidae) through an illustrated key. *Sociobiology*, v. 48, p. 135-156, 2006.

GONÇALVES C. R. O gênero *Acromyrmex* no Brasil (Hymenoptera: Formicidae). *Studia Entomologica*, v. 4, p. 113-180, 1961.

HÖLLDOBLER, B.; WILSON, E. O. *The ants*. Cambridge: Harvard University Press, 1990. 732 p.

LAPOITE, S.L.; GARCIA, C.A.; SERRANO, M.S. Control of *Acromyrmex landolti* in the improved pastures of the Colombian Savanna. In: VANDER MEER, R.K.; JAFFÉ, K. ; CEDEÑO, A. *Applied myrmecology; a world perspective*. Boulder: Westview Press, 1990. p. 511-518.

LIMA, C. A.; DELLA-LÚCIA, T. M. C.; ANJOS N. S. Formigas cortadeiras: biologia e controle. Viçosa: UFV, 2001. 28 p. *Boletim de extensão*, 44.

MARINHO, C.G.S.; DELLA LUCIA, T.M.C.; PICANÇO, M.C. Fatores que dificultam o controle de formigas cortadeiras. *Bahia Agrícola*, v. 7, p. 18-21, 2006a.

MARINHO, C. G. S.; RIBEIRO, M. M. R.; DELLA LUCIA, T. M. C.; GUEDES, R. N. Aggressive response of pest ant species to beta-eudesmol (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology*, v. 47, p. 445-454, 2006b.

MARINHO, C. G. S.; DELLA LUCIA, T. M. C.; RIBEIRO, M. M. R. Aplicação do β -eudesmol em colônias de *Atta sexdens rubropilosa*. *O Biológico*, v. 69, p.351-354, 2007.

MARSARO JÚNIOR, A. L.; MOLINA-RUGAMA, A. J.; LIMA, C. A.; DELLA LUCIA, T. M. C. Preferência de corte de *Eucalyptus* spp. por *Acromyrmex laticeps nigrosetosus* Forel, 1908 (Hymenoptera: Formicidae) em condições de laboratório. *Ciência Florestal*, v. 17, p. 171-174, 2007.

MAYHÉ-NUNES, A. J. Estudo de *Acromyrmex* (Hymenoptera: Formicidae) com ocorrência constatada no Brasil: subsídios para uma análise filogenética. 122 f. *Dissertação (Mestrado*

em Entomologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG. 1991.

NICKELE, M. A.; PIE, M. R.; REIS FILHO, W.; PENTEADO, S. R. C. Formigas cultivadoras de fungos: estado da arte e direcionamento para pesquisas futuras. *Pesquisa Florestal Brasileira*, v. 33, p. 53-72, 2013.

NICKELE, M. A.; REIS FILHO, W.; OLIVEIRA, E. B. D.; IEDE, E. T. Densidade e tamanho de formigueiros de *Acromyrmex crassispinus* em plantios de *Pinus taeda*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 44, p. 347-353, 2009.

NICKELE, M. A.; REIS FILHO, W.; OLIVEIRA, E. B. D.; IEDE, E. T.; CALDATO, N.; STRAPASSON, P. Leaf-cutting ant attack in initial pine plantations and growth of defoliated plants. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 47, p. 892-899, 2012.

NICKELE, M. A.; REIS FILHO, W. Population dynamics of *Acromyrmex crassispinus* (Forel) (Hymenoptera: Formicidae) and attacks on *Pinus taeda* Linnaeus (Pinaceae) plantations. *Sociobiology*, v. 62, p. 340-346, 2015.

OLIVEIRA M. A.; ARAÚJO M. S.; MARINHO C. G. S.; RIBEIRO M. M. R. R.; DELLA LUCIA T. M. C. Manejo de formigas-cortadeiras. p. 400-419. In: Della-Lucia, T.M.C. (ed.) *Formigas Cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Viçosa, Editora da UFV, 2011. 421p.

OLIVEIRA, M. C.; SOUZA, D. J. da; ANTUNES, E. da C. DELLA-LÚCIA, T. M. C. Gel adesivo: barreira física contra formigas cortadeiras viável? *Bahia Agrícola*, v. 4, p. 80-82, 2001.

PINTO, L. M. N.; AZAMBUJA, A. O.; DIEHL, E.; FIUZA, L. M. Pathogenicity of *Bacillus thuringiensis* isolated from two species of *Acromyrmex* (HYMENOPTERA: FORMICIDAE). *Brazilian Journal of Biology*, v. 63, p. 301-306, 2003.

REIS FILHO, W.; IEDE, E. T.; NICKELE, M. A.; CALDATO, N.; FERREIRA, A. C. Reconhecimento dos danos causados por formigas cortadeiras do gênero *Acromyrmex* em plantios iniciais de *Pinus taeda* no Sul do Brasil. Colombo, PR: Embrapa Florestas, Comunicado técnico 189, 2007, 4 p.

REIS FILHO, W.; NICKELE, M. A. Redução de Custos no Combate às Formigas Cortadeiras em Plantios Florestais. In: *Anais do 3º Encontro Brasileiro de Silvicultura*. Curitiba: Embrapa, 1: 213-220, 2014.

REIS FILHO, W.; NICKELE, M. A.; PENTEADO, S. R. C.; MARTINS, M. F. O. Recomendações para o controle químico de formigas cortadeiras em plantios de *Pinus* e *Eucalyptus*. Colombo, PR: Embrapa Florestas, Comunicado Técnico 354, 2015. 7 p.

REIS FILHO, W.; OLIVEIRA, S. de. Atividade externa, carregamento de isca granulada e Controle de *Acromyrmex crassispinus* em floresta de *Pinus taeda*. Colombo, PR: Embrapa Florestas, Comunicado Técnico 78, 2002, 3 p.

ROSADO, J. L. O.; LOECK, A. E.; FREITAS, D. F.; GONÇALVES, M. G.; DRÖSE, W.; CUNHA, U. S.; FINKENAUER, E. Preferência de corte de *Acromyrmex crassispinus* (Forel, 1909) e *Acromyrmex ambiguus* (Emery, 1887) (Hymenoptera: Formicidae) por diferentes espécies de eucaliptos em laboratório. *Ciência Florestal*, v. 24, p. 869-875, 2014.

SILVA, M. E. da.; DIEHL-FLEIG, E. Comparação da eficiência da aplicação direta e de iscas de fungos entomopatogênicos para controle de formigas cortadeiras (*Acromyrmex*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 15, 1995, Caxambu, MG. Resumos... Caxambú: SEB, 1995. p.332.

SPECHT, A.; DIEHL-FLEIG, E.; SILVA, M. E. Atratividade de iscas de *B. bassiana* (Bals) Vuill. a formiga do gênero *Acromyrmex* (Hymenoptera: Formicidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 23, p. 99-104, 1994.

VERZA, S. S.; FORTI, L. C.; LOPES, J. F. S.; HUGHES, W. O. H. Nest architecture of the leaf-cutting ant *Acromyrmex rugosus rugosus*. *Insectes Sociaux*, v. 54, p. 303-309, 2007.

VILELA, E. F. Feromônios no controle de formigas cortadeiras. In: III CURSO DE ATUALIZAÇÃO NO CONTROLE DE FORMIGAS CORTADEIRAS, 1994, Piracicaba, SP. *Anais...* Piracicaba: PCMIP/IPEF, 1994. p. 11-13.

ZANETTI, R.; VILELA, E. F.; ZANUNCIO, J. C.; LEITE, H. G.; FREITAS, G. D. Influência da espécie cultivada e da vegetação nativa circundante na densidade de saueiros em

eucaliptais. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 35, p. 1911-1918, 2000.

ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J. C.; MAYHÉ-NUNES, A. J.; MEDEIROS, A. G. B.; SOUZA-SILVA, A. Combate sistemático de formigas-cortadeiras com iscas granuladas, em eucaliptais com cultivo mínimo. Revista Árvore, v. 27, p. 387-392, 2003.

ZANUNCIO, J. C.; LEMES, P. G.; ANTUNES, L. R.; MAIA, J. L. S.; MENDES, J. E. P.; TANGANELLI, K. M.; SALVADOR, J. F.; SERRÃO, J. E. The impact of the Forest Stewardship Council (FSC) pesticide policy on the management of leaf-cutting ants and termites in certified forests in Brazil. Annals of Forest Science, v. 73, p. 205-214, 2016.

WEBER, N. A. Growth of young *Acromyrmex* colonies in their first year (Hymenoptera, Formicidae). Annals of the Entomological Society of America, v. 60, p. 506-508, 1967.

WETTERER, J. K. The ecology and evolution of worker-size distribution in leaf-cutting ants (Hymenoptera: Formicidae). Sociobiology, v. 34, p. 119-144, 1999.

15.1.2 *Atta* spp.

LAILLA CRISTINA GANDRA¹

¹ Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Av. P. H. Rolfs, s/n, Centro, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais

lailla.gandra@gmail.com

***Atta* Fabricius, 1804 (Hymenoptera: Formicidae: Attini)**

Nome popular: formiga-cortadeira, saúva e outros nomes, conforme a espécie.

Estados brasileiros onde foi registrado: em todas regiões do Brasil.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O cultivo de um fungo simbiote do qual as formigas retiram seu alimento é um traço único entre os membros da tribo Attini. Tal atividade é mantida pelas formigas graças ao corte de material vegetal fresco (Della Lucia et al., 2014). Os gêneros de maior destaque nessa tribo são *Atta* Fabricius e *Acromyrmex* Mayr.

As formigas-cortadeiras do gênero *Atta* são caracterizadas por apresentarem operárias com três pares de espinhos dorsais, entre 12 e 15 mm de comprimento, cabeça cordiforme e coloração marrom-avermelhada-acastanhada e por possuírem ninhos com sede aparente, constituída de um monte de terra solta (murundu) (Fowler et al., 1993). Esse gênero compreende um total de 19 espécies (Brandão et al., 2011), nove delas encontradas no Brasil (Baccaro et al., 2015), cinco delas em plantios florestais (Tabela 1).

O voo nupcial e a capacidade de copular são importantes para o sucesso das formigas-cortadeiras (Camargo et al., 2006). Durante a revoada, múltiplas cópulas podem acontecer (Bekkevold et al., 1999) e após o acasalamento, as fêmeas reprodutivas de *Atta* caminham na superfície do solo, perdem suas asas e procuram um local para iniciar a escavação do ninho (Forti et al., 2011). Áreas cultivadas podem favorecer a proliferação desses ninhos uma vez que geralmen-

te áreas limpas destituídas de vegetação facilitam a escavação do formigueiro (Montoya-Lerma et al., 2012). A rainha escava uma câmara no solo e se fecha nela até a formação de um novo jardim de fungo. Esse tipo de fundação é chamado claustral e a nova rainha é responsável por todas as tarefas de manutenção da nova colônia nesse período (Augustin et al., 2011). Uma colônia é fundada por uma fêmea que traz de sua colônia-mãe um fragmento (*pellet*) de fungo (Augustin et al., 2011; Montoya-Lerma et al., 2012). Rainhas de colônias de *Atta* são monogínicas e não toleram outras rainhas na sua vizinhança.

Tabela 1. Espécies de formigas-cortadeiras com relatos de danos em plantios florestais brasileiros.

Espécie	Nome popular	Referências
<i>Atta cephalotes</i> L.	saúva-da-mata	Tonhasca Jr & Bragança, 2000
<i>Atta laevigata</i> (F Smith)	saúva-cabeça-de-vidro	Ramos et al., 2008; Zanetti et al., 2008, 2000; Zanuncio et al., 1999
<i>Atta opaciceps</i> Borgmeier	saúva-do-sertão	Araújo et al., 2009
<i>Atta robusta</i> Borgmeier	saúva-preta	Fowler, 1995
<i>Atta sexdens</i> (Forel)	saúva-limão	Arnhold et al., 2013; Ramos et al., 2003; Ramos et al., 2008; Reis et al., 2015; Souza-Silva & Zanetti, 2007; Tonhasca Jr & Bragança, 2000; Zanetti et al., 2000; Zanetti et al., 2003; Zanuncio et al., 2002

Como todos os insetos da ordem Hymenoptera, as formigas-cortadeiras possuem metamorfose completa (holometabolia) e seu ciclo de vida compreende os estágios de ovo, larva, pupa e adulto (Klowden, 2007). O ciclo inicia-se de cinco a seis dias após o início da fundação pela rainha, quando os primeiros ovos são colocados e 25 dias após a oviposição, as primeiras larvas emergem. O período larval dura 22 dias e é seguido por um período pupal que dura 10 dias e culmina na emergência do adulto. Assim, todo o período de desenvolvimento ocorre por volta de 60 dias (Della Lucia & Araújo, 1993). O ciclo de vida das operárias de *A. sexdens* pode durar até 70 dias (Camargo et al., 2016). Essas grandes diferenças entre adultos e sua prole permitem evitar competição intra-específica por alimento e habitat (Klowden, 2007). Uma colônia completamente formada inclui a rainha (sem asas), machos e fêmeas (alados e em determinadas épocas do ano) e as operárias (Della Lucia et al., 2014).

As cortadeiras possuem alto grau de polimorfismo entre as operárias, das quais as maiores são especializadas na defesa da colônia; operárias médias forrageiam as espécies vegetais e as operárias menores são especializadas para trabalhar dentro do jardim de fungo (Wilson, 1980). A saúva-limão, *Atta sexdens*, possui operárias generalistas com cápsula cefálica entre 1,3 e 1,6 mm e operárias menores com cápsula cefálica entre 0,8 e 1,2 mm (Forti et al., 2004). Estima-se que colônias adultas de *A. sexdens* possuem entre cinco e oito milhões de operárias e *A. laevigata*, 3,5 milhões de indivíduos (Araújo et al., 2011).



Figura 1. Monte de terra solta sobre ninho de *Atta laevigata* (A) e de *Atta sexdens rubropilosa* (B). Foto: Pedro Guilherme Lemes.

O ninho representa um grande investimento para a colônia e pode exibir diferentes aspectos e formatos, isso devido ao uso do solo retirado das câmaras e túneis, restos vegetais ou se dá apenas pelo olheiro de entrada (Forti et al., 2011). Ninhos jovens de *Atta* são pequenos e de pouco volume de jardim de fungo (Camargo et al., 2004). Já os ninhos adultos podem apresentar mais de 700 câmaras subterrâneas ligadas entre si por túneis (Verza et al., 2007), possuem uma parte externa visível chamada de “murundu” ou monte de terra solta que apresenta uma grande quantidade de orifícios que se comunicam com a parte interna através de túneis (Figura 1) (Forti et al., 2011).



Figura 2. Trilhas de forrageamento de *Atta laevigata* em plantação de eucalipto. Foto: Pedro Guilherme Lemes.

As operárias de *Atta* constroem trilhas de forrageamento permanentes e limpas (Figura 2), algumas superiores a 300 m, que direcionam para o recurso e facilitam o transporte dos fragmentos foliares para o ninho (Farji-Brener et al., 2010). Uma colônia adulta pode manter simultaneamente de três a dez trilhas grandes (30 cm de largura), ligadas a trilhas temporárias menores que conectam recursos específicos às colônias (Howard, 2001).

As formigas posicionam-se ao lado da superfície da folha para a realização do corte. As pernas de um lado do corpo são mantidas sobre o fragmento foliar enquanto as pernas mediana e posterior do outro lado estão anteroposteriormente esticadas. A perna anterior juntamente com as antenas segura o fragmento e as mandíbulas abrem-se e fecham para cortar o fragmento (Camargo et al., 2006). Durante o corte, pode haver a ingestão de seiva pelas operárias. O fragmento cortado será então conduzido até o fungo simbionte, *Leucoagaricus gongylophorus*, uma vez que sua manutenção necessita de um constante fornecimento de material vegetal fresco (Ribeiro & Marinho, 2011). A partir daí, o material será degradado pelo fungo e reduzido a açúcares de fácil assimilação que completam a alimentação das formigas (De Fine Licht et al., 2014; Schiøtt et al., 2008).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA



Figura 3. Ramo de eucalipto com folhas cortadas por formigas-cortadeiras. Foto: Dalva Queiroz.

As espécies de *Atta* são encontradas em praticamente todos tipos de vegetação, desde florestas (subtropicais, tropicais, equatoriais úmidas e secas) a áreas com grande interferência humana ou de intenso uso agroflorestal (Delabie et al., 2011). Em plantios de *Pinus* e de *Eucalyptus* no Brasil, as cortadeiras destacam-se como principal praga, especialmente nas fases iniciais do desenvolvimento dessas plantas (Ukan et al., 2010) (Figura 3).

As espécies de formigas-cortadeiras são consideradas como principal praga em mais de 20 países, devido à sua ampla distribuição e à grande variedade de culturas que podem acometer (Montoya-Lerma et al., 2012). Entre as espécies cultivadas, a saúva-limão já foi registrada em *Acacia mangium* Willd (Fabaceae), *Azadirachta indica* A. Juss (Meliaceae), *Cabralea canjerana* (Vell) Mart (Meliaceae), *Corymbia citriodora* (Hook) (Myrtaceae), *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden (Myrtaceae), *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake, *Eucalyptus camaldulensis* Dehn, *Eucalyptus saligna* Smith e *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. (Euphorbiaceae) (Magistrali & Anjos, 2011). Já entre as culturas atacadas por *A. laevigata*, estão: *A. mangium*, *Annona coriacea* Mart (Annonaceae), *Casearia* sp. (Salicaceae), *Cecropia purpurascens* Berg (Urticaceae), *E. camaldulensis*, *Hancornia speciosa* Gomez (Apocynaceae), *Kielmeyera coriacea* Mart. ex Saggi (Clusiaceae), *Rollinia exsucca* (DC. ex Dunnal) (Annonaceae) (Magistrali & Anjos, 2011), entre outras espécies de importância comercial como *Pinus caribaea* (Mor) (Hernández et al., 1999; Hernández & López, 2002).

Essas formigas atacam as plantas severamente em todas as fases de seu desenvolvimento e em todas as épocas do ano (Matrangolo et al., 2010). Mudanças de árvores típicas do cerrado brasileiro, por exemplo, sobrevivem em média 7,6% menos na presença de formigas *A. laevigata*, pois 45% delas são atacadas e 69,1% desses ataques desfolham completamente a muda ou quase, e grande parte delas não rebrotam (Costa et al., 2017).

A perda do setor florestal em eucaliptais com o corte realizado pelas formigas-cortadeiras pode variar de 0,04 a 0,13 m³/ha do volume de madeira produzida. Essa variação está condicionada a idade da planta e a intensidade do ataque (Souza et al., 2011). Ao avaliar o efeito da desfolha artificial, foi verificado uma maior influência dessa sobre o diâmetro das plantas atacadas do que sobre sua altura, reduzindo até 18% do diâmetro das plantas sob efeito de apenas um desfolhamento (Matrangolo et al. 2010). A frequência de desfolhas acarreta perdas maiores no faturamento nos plantios florestais, isso porque o volume total de madeira produzido reduz 37% sob uma desfolha e pode atingir até 79% após três

desfolhas consecutivas (Matrangolo et al., 2010). Um ataque de *Atta* pode causar uma perda total de 13% na produção ao final de um ciclo de 7 anos (Oliveira et al. 2011).

MANEJO

Controle físico e mecânico

O controle mecânico é uma técnica que visa à eliminação das colônias com o auxílio de enxadas ou enxadões. No entanto, apresenta eficácia apenas para formigueiros de, no máximo, quatro meses, devido à câmara que contém a rainha ainda estar mais superficial. Em formigueiros de maior idade, a rainha atinge maiores profundidades, dificultando sua remoção (Oliveira et al., 2011).

Barreiras físicas como o uso de pneus, tiras de plástico com graxa e garrafas pet, protegem as partes aéreas das plantas. São recomendadas apenas para jardins e árvores isoladas, sendo impraticáveis para grandes plantios (Oliveira et al., 2011).

A utilização do fogo no controle de formigas-cortadeiras esteve por muito tempo como grande aliada das empresas de reflorestamento. O fogo elimina as colônias pelo contato com os indivíduos e pela inanição do fungo simbiote, seja por sua contaminação com a fumaça ou seja pela ausência de vegetação proporcionada pela queimada (Oliveira et al., 2011). Todavia, os efeitos prejudiciais ao ambiente acabaram levando ao banimento dessa técnica (Zanetti et al., 2003).

Controle silvicultural

Métodos como aragem, gradagem, e, principalmente, queimadas, importantes para a remoção de saúveiros iniciais, praticamente deixaram de existir (Sanchez et al., 1995; Boaretto & Forti, 1997). O uso do cultivo mínimo faz com que a vegetação entre as fileiras de eucalipto dificulte o estabelecimento de novos ninhos e atrapalhe a permanência daqueles que por ventura ali se estabelecem (Zanuncio et al., 1995).

Resistência

Insetos, principalmente formigas-cortadeiras, podem causar danos irreparáveis em plantações de eucalipto especialmente em culturas que se propagam

clonalmente. Para evitar maiores perdas, a utilização de variedades resistentes desponta como uma alternativa para minimizar o prejuízo potencialmente causado (Naidoo et al., 2014). A capacidade inata de tolerar danos depende da espécie e dos genótipos existentes dentro dessas, além das condições a que são submetidas durante seu desenvolvimento (Axelsson & Hjältén, 2012).

A resistência de plantas aos ataques de herbívoros compreende características que reduzem a preferência e o desempenho desses indivíduos (Mundim et al., 2012). A primeira barreira das plantas contra ataques de fitófagos é a posse de variações anatômicas que funcionam como empecilho. Entre elas, estão a casca, os componentes das paredes celulares e a cutícula das folhas, além de glândulas secretórias, tricomas. A produção e liberação de compostos químicos em situações de ataque é outra defesa que as plantas podem exibir. Em folhas de eucalipto, óleos essenciais são produzidos e armazenados em cavidades subdérmicas (Naidoo et al., 2014). Além disso, contra os efeitos causados pela desfolha, algumas variedades de eucalipto possuem mecanismos compensatórios, tais como aumento da taxa fotossintética e realocação de recursos (Borzak et al., 2016). Diversas espécies de *Eucalyptus* já foram avaliadas quanto a sua resistência ao ataque de cortadeiras, as quais se destacam como resistentes *E. cloeziana* e *E. nesophila* (Santana et al., 1989); *E. grandis*, *E. pilularis*, *E. terebinthifolia* e *Corymbia maculata* (Santana & Couto, 1990).

Uma espécie vegetal evitada pelas formigas provavelmente possui alguma característica que é prejudicial às colônias. O prejuízo pode ser consequência da toxicidade da planta ao fungo ou às próprias formigas (Della Lucia et al., 1993; Montoya-Lerma et al., 2012). *Azadirachta indica* (Santos-Oliveira et al., 2006), *Dimorphandra mollis* (Cintra et al., 2005), *Ricinus communis* (Bigi et al., 2004), e *Sesamum indicum* (Morini et al., 2005) são espécies botânicas consideradas tóxicas para as formigas-cortadeiras. Esses vegetais podem elevar a taxa de mortalidade de operárias, causar alterações no comportamento, desorientação e prostração, redução ou perda total de locomoção, falta de coordenação e morte (Bigi et al., 2004; Cintra et al., 2005; Morini et al., 2005; Santos-Oliveira et al., 2006).

Controle biológico

Na natureza, parasitoides, predadores e microrganismos aparecem como limitadores da população de rainhas, principalmente durante o período de fundação de uma nova colônia (Montoya-Lerma et al., 2012).

A manutenção ou manipulação ambiental pode favorecer os inimigos naturais das formigas (Zanetti et al., 2014). Entre eles, estão as moscas da família Phoridae. Os forídeos parasitoides podem ser espécie-específicos ou parasitar mais de uma espécie; e cada espécie de formiga pode ser atacada por mais de uma espécie de forídeo. Ao sofrerem investidas dos forídeos, as operárias tentam evitar os ataques fugindo ou contra-atacando, causando impacto negativo no forrageamento das formigas (Bragança et al., 1998; Bragança, 2007).

Quanto aos predadores, o gênero *Canthon* (Coleoptera, Scarabaeidae), predador exclusivo de rainhas de formigas-cortadeiras, mostra-se o mais promissor. Os indivíduos das espécies *C. virens* e *C. dives* decapitam as tanajuras e utilizam o resto do corpo como fonte alimentar para si e/ou para sua prole. No entanto, a baixa taxa reprodutiva desses besouros é um limitante do seu potencial como agente de controle (Araújo et al., 2011).

O maior potencial de controle das formigas-cortadeiras com controle biológico é o uso de microrganismos, principalmente fungos, ou a mistura destes com extratos vegetais em iscas (Montoya-Lerma et al., 2012). Iscas contendo microrganismos foram testadas (Lopez & Orduz, 2003; Cardoso et al., 2012), no entanto, os resultados encontrados em laboratório ainda não se repetem em campo (Della Lucia et al., 2014). A utilização de inseticidas comerciais juntamente com fungos entomopatogênicos também se mostrou promissora (Santos et al., 2007; Galvanho et al., 2013).

Controle comportamental

As formigas-cortadeiras possuem uma organização social considerada entre as mais complexas, mesmo comparada a outros insetos sociais (Della Lucia et al., 2014), por isso uma estratégia de controle que visasse quebrar essa coesão existente nas colônias seria de grande valia. O reconhecimento das companheiras de ninho é um fator muito importante para coesão da colônia: quando uma operária não é reconhecida ela é atacada pelas outras operárias. Operárias contaminadas com β -eudesmol, substância presente em folhas de *Corymbia maculata* (Hook.) K. D. Hill & L. A. S. Johnson sofrem maior número de ataques e de mordidas (Ribeiro et al., 2007). Outros trabalhos demonstram o desenvolvimento de comportamento agressivo entre operárias de *Atta sexdens rubropilosa* frente ao β -eudesmol, sendo que as operárias internas, que não tiveram contato com o composto, não apresentaram mudança no comportamento (Marinho et al., 2005; Marsaro Jr. et al., 2004). Portanto, a utilização do β -eudesmol não representaria controle efetivo, uma vez que as operárias ao entrarem em contato

com o composto teriam seu comportamento modificado e não transportariam o produto para o interior da colônia.

Vários exemplos dessas alterações comportamentais são relatados na literatura. Na presença de cariófileno, as operárias inicialmente prensaram antenas e pernas da companheira e o comportamento progrediu em um “embolamento” de duas ou três operárias que mordiam o tórax ou pecíolo e a operária atacada respondia dobrando as pernas e a cabeça abaixo de seu tórax enquanto as operárias atacavam com suas mandíbulas, produzindo uma bola de formigas brigando (North et al., 2000).

Controle químico

O controle químico de formigas-cortadeiras permanece como o método mais utilizado, por ser considerado o mais eficiente entre os disponíveis. Líquidos termonebulizáveis e iscas granuladas são atualmente as formas mais empregadas em razão da sua eficiência e operacionalidade (Oliveira et al., 2011; Montoya-Lerma et al., 2012; Della Lucia et al., 2014). A termonebulização utiliza um equipamento denominado termonebulizador e substâncias à base de inseticidas líquidos fosforados (clorpirifós) e piretroides (deltametrina), os quais são liberados por meio da combustão de um óleo que serve de veículo para o ingrediente ativo (Oliveira et al., 2011).

Em plantios florestais, as iscas representam o método mais utilizado, e consiste na aplicação de uma dosagem recomendada de isca para cada metro quadrado de terra solta do ninho (Figura 4) (Zanuncio et al., 1999; Delabie et al., 2000). Existem iscas formicidas no mercado formuladas à base de sulfluramida e fipronil. A sulfluramida causa o envenenamento por ingestão e afeta o processo de fosforilação oxidativa, interrompendo a produção de ATP (Oliveira et al., 2011). Já o fipronil, provoca a disrupção das funções nervosas, bloqueando o fluxo de cloro nos receptores GABA, levando a formiga à hiperexcitação nervosa e morte (Nauen & Bretschneider, 2002; Oliveira et al., 2011), principalmente em operárias mínimas (Gandra et al., 2016).



Figura 4. Operárias de *Atta sexdens* carregando isca-formicida aplicada em plantio florestal. Foto: Pedro Guilherme Lemes.

REFERÊNCIAS

- ANDRADE, A.P.P.D.; FORTI, L.C.; MOREIRA, A.A.; BOARETTO, M.A.C.; RAMOS, V.M.; MATOS, C.A.O.D. Behavior of *Atta Sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae) workers during the preparation of leaf substrate for symbiotic fungus culture. *Sociobiology*, v. 40, n. 2, p. 293–306, 2002.
- DE ARAÚJO, A.M.N.; DE FARIAS, E.T.; DOS SANTOS, J.M.; LOPES, D.O.P.; BROGLIO-MICHELETTI, S.M.F. Mirmecofauna em sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth) (Fabaceae) em Rio Largo, Estado De Alagoas. *Revista Caatinga*, v. 22, n. 3, p. 216–219, 2009.
- ARAÚJO, M.D.S.; PEREIRA, J.M.M.; RIBEIRO, M.M.R.; OLIVEIRA, M.A. Predadores e outros organismos associados aos ninhos de formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Viçosa: Editora UFV, p. 311–320, 2011. 978-85-7269-430-8.
- ARAÚJO, M.D.S.; RIBEIRO, M.M.R.; MARINHO, C.G.S.; OLIVEIRA, M.A.; DELLA LUCIA, T.M.C. Fundação e estabelecimento de formigueiros. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Viçosa: Editora UFV, p. 173–188, 2011. 978-85-7269-430-8.
- ARNHOLD, A.; MAGISTRALI, I.C.; ANJOS, N.D. Espécies florestais e formigas cortadeiras (Hymenoptera: Formicidae) em Viçosa, Minas Gerais. *Pesquisa Florestal Brasileira*, v. 33, n. 74, p. 215–219, 2013.
- AUGUSTIN, J.; LOPES, J.F.S.; ELLIOT, S.L. A behavioral repertoire of *Atta sexdens* (Hymenoptera, Formicidae) queens during the claustral founding and ergonomic stages. *Insectes Sociaux*, v. 58, n. 2, p. 197–206, 12 de maio 2011.
- AXELSSON, E.P.; HJÄLTÉN, J. Tolerance and growth responses of populus hybrids and their genetically modified varieties to simulated leaf damage and harvest. *Forest Ecology and Management*, v. 276, p. 217–223, jul. 2012.

BACCARO, F.B.; FEITOSA, R.M.; FERNÁNDEZ, F.; FERNANDES, I.O.; IZZO, T.J.; SOUZA, J.D.; SOLAR, R. Guia para os gêneros de formigas do Brasil. Manaus: Editora INPA, p. 388, 2015. 9788521101529.

BEKKEVOLD, D.; FRYDENBERG, J.; BOOMSMA, J. J. Multiple mating and facultative polygyny in the Panamanian leafcutter ant *Acromyrmex echinator*. Behavioral Ecology and Sociobiology, v. 46, n. 2, p. 103–109, 1999. 0340-5443r1432-0762.

BIGI, M.F.M.; TORKOMIAN, V.L.; DE GROOTE, S.T.; HEBLING, M.J.A.; BUENO, O.C.; PAGNOCCA, F.C.; FERNANDES, J.B.; VIEIRA, P.C.; DA SILVA, M. F. G. Activity of *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) and ricinine against the leaf-cutting ant *Atta Sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae) and the symbiotic fungus *Leucoagaricus gongylophorus*. Pest Management Science, v. 60, n. 9, p. 933–938, set. 2004.

BOARETTO, M.; FORTI, L. C. Perspectivas no controle de formigas cortadeiras. Série Técnica IPEF, v. 11, n. 30, p. 31–46, 1997.

BORZAK, C.L.; POTTS, B.M.; BARRY, K.M.; PINKARD, E.A.; O'REILLY-WAPSTRA, J. M. Genetic stability of physiological responses to defoliation in a eucalypt and altered chemical defence in regrowth foliage. Tree Physiology, v. 37, n. September, p. 220–235, 2016.

BRAGANÇA, M.A.L. Perspectiva da contribuição de forídeos parasitóides no manejo de formigas cortadeiras. O Biológico, v. 69, n. 2, p. 177–181, 2007.

BRAGANÇA, M.A.L.; TONHASCA JR, A.; DELLA LUCIA, T.M.C. Reduction in the foraging activity of the leaf-cutting ant *Atta sexdens caud* by the phorid *Neodohrniphora sp.* Entomologia Experimentalis et Applicata, v. 89, p. 305–311, 1998.

BRANDÃO, C.R.F.; MAYHÉ-NUNES, A.J.; SANHUDO, C.E.D. Taxonomia e filogenia das formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, Terezinha M C (Org.). Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo. Viçosa: Editora UFV, 2011, p. 27–48, 2011. 978-85-7269-430-8.

BUENO, F.C.; FORTI, L.C.; BUENO, O.C. Toxicity of Hydramethylnon to Leaf-cutting Ant *Atta sexdens rubropilosa* Forel (Hymenoptera: Formicidae). Sociobiology, v. 60, n. 2, p. 150–153, 29 jun. 2013.

BURATTO, D.A. Uso de iscas granuladas em plantações de *Pinus taeda* L., no planalto sul catarinense: avaliação de consumo por formigas-cortadeiras, formas de distribuição e degradação. Universidade Federal do Paraná, p. 72, 2013.

CAMARGO, R.D.S.; FORTI, L.C.; LOPES, J.F.; ANDRADE, A.P.P.D. Characterization of *Acromyrmex subterraneus* brunneus (Hymenoptera: Formicidae) young nests in a fragment of the Neotropical Forest. Revista Árvore, v. 28, n. 2, p. 309–312, abr. 2004.

CAMARGO, R.S. Initial development and production of CO₂ in colonies of the leaf-cutting ant *Atta sexdens* during the claustral foundation. Sociobiology, v. 63, n. 1, p. 720–723, 2016.

CAMARGO, R.S.; FORTI, L.C.; LOPES, J.F.; NAGAMOTO, N.S. Studies on leaf-cutting ants, *Acromyrmex spp.* (Formicidae, Attini): behavior, reproduction and control. Recent Res Devel Entomol, v. 5, n. 2, p. 1–21, 2006.

CINTRA, P.; MALASPINA, O.; BUENO, Odair C. Plantas tóxicas para abelhas. Arquivos do Instituto Biológico, v. 72, n. 4, p. 547–551, 2005.

COSTA, A.N.; VASCONCELOS, H.L.; BRUNA, E.M. Biotic drivers of seedling establishment in: Neotropical savannas: selective granivory and seedling herbivory by leaf-cutter ants as an ecological filter. Journal of Ecology, v. 105, n. 1, p. 132–141, jan. 2017.

DE FINE LICHT, H.H.; BOOMSMA, J.J.; TUNLID, A. Symbiotic adaptations in the fungal cultivar of leaf-cutting ants. Nature Communications, v. 5, p. 5675, 1 dez. 2014.

DELABIE, J.H.C.; ALVES, H.R.; REUSS-STRENZEL, G.M.; CARMO, A.D.; NASCIMENTO, I.D. Distribuição das formigas-cortadeiras dos gêneros *Acromyrmex* e *Atta* no Novo Mundo. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo. Viçosa: Editora UFV, p. 80–101, 2011.

DELABIE, J.H.C.; DELLA LUCIA, T.M.C.; PASTRE, L. Protocolo de experimentação para avaliar a atratividade de novas formulações de iscas granuladas utilizadas no controle das formigas cortadeiras *Acromyrmex spp.* e *Atta spp.* (Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae:

Attini) no campo. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 29, n. 4, p. 843–848, dez. 2000.

DELLA LUCIA, T.M.C.; VILELA, E.F.; ANJOS, N.; MOREIRA, D.D.O. Criação de Formigas Cortadeiras em Laboratório. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *As Formigas Cortadeiras*. Volume único. Viçosa: Folha de Viçosa, p. 151–162, 1993.

DELLA LUCIA, T.M.C.; ARAÚJO, M.S. Fundação e estabelecimento de formigueiros. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *As Formigas Cortadeiras*. Viçosa: Folha de Viçosa, p. 60–83, 1993.

DELLA LUCIA, T.M.C.; GANDRA, L.C.; GUEDES, R.N.C. Managing leaf-cutting ants: Peculiarities, trends and challenges. *Pest Management Science*, v. 70, n. 1, p. 14–23, 2014.

FARJI-BRENER, A.G.; AMADOR-VARGAS, S.; CHINCHILLA, F.; ESCOBAR, S.; CABRERA, S.; HERRERA, M.I.; SANDOVAL, C. Information transfer in head-on encounters between leaf-cutting ant workers: food, trail condition or orientation cues? *Animal Behaviour*, v. 79, n. 2, p. 343–349, fev. 2010.

FORTI, L.C.; CAMARGO, R.S.; MATOS, C.A.O.D.; ANDRADE, A.P.P.D.; LOPES, J.F. Aloetismo em *Acromyrmex subterraneus brunneus* Forel (Hymenoptera, Formicidae), durante o forrageamento, cultivo do jardim de fungo e devolução dos materiais forrageados. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 48, n. 1, p. 59–63, mar. 2004.

FORTI, L.C.; MOREIRA, A.A.; ANDRADE, A.P.; CASTELLANI, M.A.; CALDATO, N. Nidificação e arquitetura de ninhos de formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo*. Viçosa: Editora UFV, p. 102–125, 2011.

FOWLER, H.G. The population status of the endangered Brazilian endemic leaf-cutting ant *Atta robusta* (Hymenoptera: Formicidae). *Biological Conservation*, v. 74, n. 3, p. 147–150, 1995.

FOWLER, H.G.; DELLA LUCIA, T.M.C.; MOREIRA, D.D.O. Posição taxonômica das formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). *As Formigas Cortadeiras*. Viçosa: Folha de Viçosa, p. 4–25, 1993.

GALVANHO, J.P.; GALVANHO, J.P.; CARRERA, M.P.; MOREIRA, D.D.; ERTHAL, M.; SILVA, C.P.; SAMUELS, R.I. Imidacloprid inhibits behavioral defences of the leaf-cutting ant *Acromyrmex subterraneus* (Hymenoptera:Formicidae). *Journal of Insect Behavior*, v. 26, n. 1, p. 1–1, 2013.

GANDRA, L.C.; AMARAL, K.D.; COUCEIRO, J.C.; DELLA LUCIA, T.M.; GUEDES, R.N. Mechanism of leaf-cutting ant colony suppression by fipronil used in attractive toxic baits. *Pest Management Science*, v. 72, n. 8, p. 1475–1481, ago. 2016.

HERNÁNDEZ, J.V.; RAMOS, C.; BORJAS, M.; JAFFE, K. Growth of *Atta laevigata* (Hymenoptera: Formicidae) nests in pine plantations. *The Florida Entomologist*, v. 82, n. 1, p. 97, mar. 1999.

HERNÁNDEZ, J.V.; LÓPEZ, H.; JAFFE, K. Nestmate recognition signals of the leaf-cutting ant *Atta laevigata*. *Journal of Insect Physiology*, v. 48, n. 3, p. 287–295, mar. 2002..

HOWARD, J. J. Costs of trail construction and maintenance in the leaf-cutting ant *Atta columbica*. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, v. 49, n. 5, p. 348–356, 23 abr. 2001.

KLOWDEN, M.J. *Physiological systems in insects*. [S.l.]: Elsevier, p. 571, 2007.

LOPEZ, E.; ORDUZ. *Metarhizium anisopliae* and *Trichoderma viride* for control of nests of the fungus-growing ant, *Atta cephalotes*. *Biological Control*, v. 27, n. 2, p. 194–200, 2003.

MAGISTRALI, I.C.; ANJOS, N.D. Avaliação de saúveiros externos em eucaliptais de Minas Gerais. *Ciencia Florestal*, v. 21, n. 2, p. 349–354, 2011.

MARINHO, C.G.S.; DELLA LUCIA, T.M.C.; GUEDES, R.N.C.; RIBEIRO, M.M.R.; LIMA, E.R. Beta-eudesmol-induced aggression in the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa*. *Entomologia Experimentalis Et Applicata*, v. 117, n. 1, p. 89–93, 2005.

MARSARO JR.A.L.; MARSARO, A.L.; SOUZA, R.C.; DELLA LUCIA, T.M.C.; FERNANDES, J.B.; SILVA, M.F.G.F.; VIEIRA, P.C. Behavioral changes in workers of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* induced by chemical components of *Eucalyptus maculata* leaves.

Journal of Chemical Ecology, v. 30, n. 9, p. 1771–1780, 2004.

MATRANGOLO, C.A.R.; CASTRO, R.V.O.; LUCIA, T.M.C.D.; LUCIA, R.M.D.; MENDES, A.F.N.; COSTA, J.M.F.N.; LEITE, H. G. Crescimento de eucalipto sob efeito de desfolhamento artificial. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 45, n. 9, p. 952–957, set. 2010.

MONTOYA-LERMA, J.; GIRALDO-ECHEVERRI, C.; ARMBRECHT, I.; FARJI-BRENER, A.; CALLE, Z. Leaf-cutting ants revisited: Towards rational management and control. International Journal of Pest Management, v. 58, n. May 2013, p. 225–247, 2012.

MORINI, M.S.C.; BUENO, O.C.; BUENO, F.C.; LEITE, A.C.; HEBLING, M.J.A.; PAGNOCCA, F.C.; FERNANDES, J.B.; VEIRA, P.C.; SILVA, M.F.G.F. Toxicity of sesame seed to leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae). Sociobiology, v. 45, n. 1, p. 195–204, 2005.

MUNDIM, F.M.; BRUNA, E.M.; VIEIRA-NETO, E.H.; VASCONCELOS, H.L. Attack frequency and the tolerance to herbivory of Neotropical savanna trees. Oecologia, v. 168, n. 2, p. 405–414, 2 fev. 2012.

NAIDOO, S.; KÜLHEIM, C.; ZWART, L.; MANGWANDA, R.; OATES, C.N.; VISSER, E.A.; WILKEN, F.E.; MAMMI, T.B.; MYBURG, A. A. Uncovering the defence responses of *Eucalyptus* to pests and pathogens in the genomics age. Tree Physiology, v. 34, n. 9, p. 931–943, 1 set. 2014.

NAUEN, R.; BRETSCHEIDER, T. New modes of action of insecticides. Pesticide Outlook, v. 13, n. 6, p. 241–245, 18 dez. 2002.

NAGAMOTO, N.S. Carrying and effect of granulated baits formulated with entomopathogenic fungi among *Atta sexdens rubropilosa* colonies (Hymenoptera: Formicidae). Sociobiology, v. 59(3), p. 681-689, 2014

NORTH, R.D.; HOWSE, P.E.; JACKSON, C. W. Agonistic behavior of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* elicited by caryophyllene. Journal of Insect Behavior, v. 13, n. 1, p. 1–13, 2000.

OLIVEIRA, F.O.P.; SANTOS, V.T.; NASCIMENTO, A.S.; MAEGAWA, R.S. Validação do produto BIOISCA® no controle de formigas cortadeiras *Atta sexdens sexdens* e *Acromyrmex balzani*, em área de produção orgânica na região da Chapada Diamantina, Bahia. In: Embrapa Mandioca e Fruticultura-Resumo em anais de congresso (ALICE). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, p.15–18, 2016.

OLIVEIRA, M.A.D.; ARAÚJO, M.S.; MARINHO, C.G.S.; RIBEIRO, M.M.R.; DELLA LUCIA, T.M.C. Manejo de formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo. Viçosa: Editora UFV, p. 400–419, 2011.

RAMOS, L.S.; MARINHO, C.G.; ZANETTI, R.; DELABIE, J.H.; SCHLINDWEIN, M.N. Impacto de iscas formicidas granuladas sobre a mirmecofauna não-alvo em eucaliptais segundo duas formas de aplicação. Neotropical Entomology, v. 32, n. 2, p. 231–237, 2003.

RAMOS, V.M.; FORTI, L.C.; ANDRADE, A.P.P.; NORONHA, N.C.; & SILVA CAMARGO, R.D. Density and spatial distribution of *Atta sexdens rubropilosa* and *Atta laevigata* colonies (Hym., Formicidae) in *Eucalyptus* spp. forests. Sociobiology, v. 51, n. 3, p. 775–781, 2008.

REIS FILHO, W.; NICKELE, M.; PENTEADO, S.; MARTINS, M.D.O. Recomendações para o controle químico de formigas cortadeiras em plantios de *Pinus* e *Eucalyptus*. Colombo - PR: Embrapa Florestas, 2015.

REIS, M.A.; CUNHA, J.P.A.R.; ZANETTI, R.; FERNANDES, B.V.; REIS, J.M.R. Aplicação sistemática mecanizada de isca formicida granulada em eucaliptais em fase de manutenção. CERNE, v. 21, n. 3, p. 423–428, set. 2015.

RIBEIRO, M.M.R.; MARINHO, C.G.S.; DELLA LUCIA, T.M.C. Interferência do β -eudesmol no comportamento de alarme de operárias de *Atta sexdens rubropilosa*. Biológico, v. 69, n. 2, p. 351–354, 2007.

RIBEIRO, M.M.R.; MARINHO, C.G.S. Seleção e forrageamento em formigas-cortadeiras. In: DELLA LUCIA, T.M.C. (Org.). Formigas-cortadeiras: da bioecologia ao manejo. 1. ed. Viçosa: Editora UFV, p. 189–203, 2011. 978-85-7269-430-8.

SANCHES, O.A.; YONEZAWA, J.T.; ZEN, S. Evolução do cultivo mínimo em reflorestamento na CIA. Suzano de papel e celulose. Curitiba - PR: [s.n.], p.140–147, 1995.

SANTANA, D.L.Q.; ANJOS, N.D.; ZANUNCIO, J.C. Resistência de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae) a *Atta sexdens rubropilosa* e *Atta laevigata* (Hymenoptera: Formicidae). Revista Árvore, v. 13, n. 2, p. 174–181, 1989.

SANTANA, D.L.Q.; COUTO, L. Resistência intra-específica de eucaliptos a formigas-cortadeiras. Boletim de Pesquisa Florestal, v. 20, p. 13–21, 1990.

SANTOS, A.V.; DE OLIVEIRA, B.L.; SAMUELS, R.I. Selection of entomopathogenic fungi for use in combination with sub-lethal doses of imidacloprid: Perspectives for the control of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* Forel (Hymenoptera: Formicidae). Mycopathologia, v. 163, n. 4, p. 233–240, 2007.

SANTOS-OLIVEIRA, M.F.S.; BUENO, O.C.; MARINI, T.; REISS, I. C.; BUENO, F.C. Toxicity of *Azadirachta indica* to leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae). Sociobiology, v. 47, n. 2, p. 423–431, 2006.

SCHIØTT, M.; LICHT, H.H.D.F.; LANGE, L.; BOOMSMA, J.J. Towards a molecular understanding of symbiont function: identification of a fungal gene for the degradation of xylan in the fungus gardens of leaf-cutting ants. BMC Microbiology, v. 8, p. 40, 2008.

SOUZA, A.; ZANETTI, R.; CALEGARIO, N. Nível de dano econômico para formigas-cortadeiras em função do índice de produtividade florestal de eucaliptais em uma região de Mata Atlântica. Neotrop. Entomol, v. 40, n. 4, p. 483–488, 2011.

SOUZA-SILVA, A.; ZANETTI, R. Forrageamento por *Atta sexdens rubropilosa* FOREL, 1908 (Hymenoptera: Formicidae) in a mature eucalypt forest in Brazil. Revista de Biologia Tropical, v. 48, n. 4, p. 983–988, 2000.

TONHASCA JR, A.; BRAGANÇA, M.A.L. Forager size of the leaf-cutting ant *Atta sexdens* (Hymenoptera: Formicidae) in a mature eucalypt forest in Brazil. Revista de Biologia Tropical, v. 48, n. 4, p. 983–988, 2000.

UKAN, D.; SOUSA, N.J.; DE SOUZA, P.G.; DOS SANTOS LIMA, P. P. Identificação de espécies de formigas cortadeiras em plantios de *Eucalyptus urograndis*. Floresta, v. 40(4), p. 819–824, 2010.

VERZA, S.S.; FORTI, L.C.; LOPES, J.F.S.; & HUGHES, W.O.H. Nest architecture of the leaf-cutting ant *Acromyrmex rugosus rugosus*. Insectes Sociaux, v. 54, n. 4, p. 303–309, 23 nov. 2007.

WILSON, E.O. Caste and division of labor in leaf-cutter ants (Hymenoptera, Formicidae, Atta). 2. The ergonomic optimization of leaf-cutting. Behavior Ecological Sociobiology, v. 7, p. 157–165, 1980.

ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J.C.; SANTOS, J.C.; DA SILVA, W.L.P.; RIBEIRO, G.T.; LEMES, P.G. An Overview of Integrated Management of Leaf-Cutting Ants (Hymenoptera: Formicidae) in Brazilian Forest Plantations. Forests, v. 5, n. 3, p. 439–454, 20 mar. 2014.

ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J.C.; SOUZA-SILVA, A.; MENDONÇA, L.A.; MATTOS, J.O.S.; RIZENTAL, M.S. Eficiência de produtos termonebulígenos no controle de *Atta laevigata* em reflorestamento. Ciência e Agrotecnologia, v. 32, n. 4, p. 1313–1316, 2008.

ZANETTI, R.; VILELA, E.F.; ZANUNCIO, J.C.; LEITE, H.G.; FREITAS, G.D. Influência da espécie cultivada e da vegetação nativa circundante na densidade de saúveiros em eucaliptais. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 35, n. 10, p. 1911–1918, out. 2000.

ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J.C.; MAYHÉ-NUNES, A.J.; MEDEIROS, A.G.B.; SOUZA-SILVA, A. Combate sistemático de formigas-cortadeiras com iscas granuladas, em eucaliptais com cultivo mínimo. Revista Árvore, v. 27, n. 3, p. 387–392, 2003.

ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J.C.; SOUZA-SILVA, A.; ABREU, L.G.D. Eficiência de isca formicida aplicada sobre o monte de terra solta de ninhos de *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae). Revista Árvore, v. 27, n. 3, p. 407–410, 2003.

ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; PEREIRA, J.M.M.; OLIVEIRA, H.N.D. Controle de *Atta laevigata* (Hymenoptera: Formicidae) com a isca Landrin-F, em área anteriormente coberta

com *Eucalyptus*. *Ciência Rural*, v. 29(4), p. 573–576, 1999.

ZANUNCIO, J.C.; TEIXEIRA LOPES, E.; ZANETTI, R.; PRATISSOLI, D.; COUTO, L. Spatial distribution of nests of the leaf cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera : Formicidae) in plantations of *Eucalyptus urophylla* in Brazil. *Sociobiology*, v. 39, n. 2, p. 231–242, 2002.

ZANUNCIO, J.C.; JÚNIOR, P.M.; SANTOS, G.P. Impacto do cultivo mínimo sobre insetos associados à eucaliptocultura. Curitiba - PR: [s.n.], p.117–121, 1995.

15.1.3. *Mycocepurus*, *Sericomyrmex* e *Trachymyrmex*

MARIANE APARECIDA NICKELE¹ & WILSON REIS FILHO²

¹Pós-doutoranda da Universidade Federal do Paraná, Departamento de Zoologia, CP 19020, CEP 81531-980, Curitiba, PR, Brasil. Email: nickele.mariane@gmail.com

²Pesquisador da Epagri/Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111, CP 319, CEP 83411-000, Colombo, PR, Brasil. Email: wilson.reis@colaborador.embrapa.br

Nome popular: formiga-mirim, rapa-rapa (*Mycocepurus*); peludinha, roi-roi (*Sericomyrmex*); e formiga-pretinha, quenquém-mineirinha, (*Trachymyrmex*)

Estados brasileiros onde foram registrados: ocorre em todas as regiões do Brasil

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As formigas pertencentes aos gêneros *Atta* e *Acromyrmex* são consideradas as verdadeiras formigas-cortadeiras, pois as espécies desses gêneros utilizam partes verdes de vegetais como substrato para o crescimento de um fungo simbiote que utilizam para a alimentação (De Fine Licht & Boomsma, 2010) e, por isso, são de grande importância para o setor florestal (Della Lucia, 2011). Em plantios florestais brasileiros, além dos danos causados pelas verdadeiras formigas-cortadeiras, há relatos da ocorrência e ataques das formigas dos gêneros *Mycocepurus*, *Sericomyrmex* e *Trachymyrmex* (Pacheco & Berti Filho, 1987; Anjos et al., 1998). Ainda que estes últimos gêneros de formigas utilizem, principalmente, matéria orgânica em decomposição para cultivar seus jardins de fungo, algumas espécies do gênero *Trachymyrmex*, particularmente as espécies do “grupo *Trachymyrmex septentrionalis* (McCook)”, utilizam partes verdes de plantas e algumas espécies de *Sericomyrmex* e *Mycocepurus* utilizam ocasionalmente esse tipo de recurso (Gonçalves, 1975; Pacheco & Berti Filho, 1987; Mehdiabadi & Schults, 2009, De Fine Licht & Boomsma, 2010).

Em um estudo sobre a composição da dieta de formigas cultivadoras de fungos (exceto as verdadeiras formigas-cortadeiras) em áreas de Cerrado no Brasil, verificou-se que os itens coletados por espécies dos gêneros *Mycocepurus*, *Sericomyrmex* e *Trachymyrmex* foram, principalmente, flores e frutos na

estação chuvosa, quando esses itens de forrageamento eram abundantes (Leal & Oliveira, 2000). No entanto, durante a estação seca, foram utilizados mais tipos de substratos, como fezes e carcaças de insetos em *Mycocepurus* e partes de plantas, como folhas recém-caídas e detritos secos de plantas em *Sericomyrmex* e *Trachymyrmex* (Leal & Oliveira, 2000).

O reconhecimento de *Mycocepurus*, assim como para os demais gêneros de formigas, é através da morfologia das operárias. As operárias de *Mycocepurus* são muito pequenas, apresentando de 4 a 5 mm de comprimento (Figura 1). O dorso é espinhoso, com 10 a 12 espinhos bem definidos, oito a 10 dos quais estão dispostos em forma circular, semelhante a uma coroa em vista dorsal. Além disso, o nodo peciolar apresenta quatro espinhos dorsais bem definidos (Anjos et al., 1998; Baccaro et al., 2015). Os ninhos de *Mycocepurus* apresentam na maioria das vezes uma só entrada, situada acima do montículo de terra, mas podem ser subterrâneos, chegando a 3 metros de profundidade (Pacheco & Berti Filho, 1987). As colônias são pequenas, com cerca de 30 indivíduos e possuem mais de uma rainha. Há quatro espécies de *Mycocepurus* no Brasil (Antwiki, 2021).



Figura 1. Operária de *Mycocepurus* sp. Foto: Mariane A. Nickele – Taxonline/UFPR.

As operárias de *Sericomyrmex* também são pequenas, apresentando de 3,5 a 5 mm de comprimento (Figura 2). Apresentam o corpo densamente coberto por uma pilosidade muito fina e sedosa, dando o aspecto aveludado. A superfície corporal é opaca e granulada. A cabeça apresenta o formato de coração e a superfície dorsal apresenta tubérculos com a ponta rombuda (Anjos et al., 1998; Baccaro et al., 2015). Os ninhos podem apresentar inúmeros olheiros agrupados, assim como inúmeras câmaras, que podem atingir até 1 metro de profundidade (Pacheco & Berti Filho, 1987). As colônias são relativamente grandes, com cerca de 200 a 1.600 indivíduos, dependendo da espécie. Há oito espécies de *Sericomyrmex* no Brasil (Antwiki, 2021).



Figura 2. Operária de *Sericomyrmex* sp. Foto: Mariane A. Nickele – Taxonline/UFPR.

Uma análise filogenética molecular do gênero *Trachymyrmex* reconheceu dois gêneros novos, *Mycetomoellerius* e *Paratrachymyrmex*, sendo que ambos ocorrem no Brasil. Atualmente o gênero *Trachymyrmex* ficou restrito às espécies encontradas na América do Norte (Solomon et al., 2019). As operárias desses gêneros apresentam de 3,5 a 5 mm de comprimento e podem ser confundidas com as operárias de *Acromyrmex*, por apresentarem o corpo coberto por

espinhos e o primeiro tergo do gáster com numerosos tubérculos (Figura 3). No entanto, em *Trachymyrmex* as operárias são monomórficas e os espinhos do corpo são de forma irregular e microtuberculados, enquanto que em *Acromyrmex*, as operárias são polimórficas e os espinhos são uniformes e lisos (Anjos et al., 1998; Baccaro et al., 2015). Os ninhos apresentam apenas um olheiro, e podem ser subterrâneos, apresentando amontoados de terra ao redor da entrada, retirados em função da escavação ou limpeza. Os ninhos podem possuir de três a dez câmaras, divididas entre a criação da prole, do fungo e deposição de resíduos. Estas câmaras são conectadas por galerias verticalmente distribuídas, com profundidade máxima variando de 111 a 208 cm. As colônias possuem em média de 400 a 1000 operárias e uma única rainha (Pacheco & Berti Filho, 1987; Araújo et al., 2002; Baccaro et al., 2015). No Brasil, há 15 espécies de *Mycetomoellerius* e duas espécies de *Paratrachymyrmex* (Antwiki, 2021).

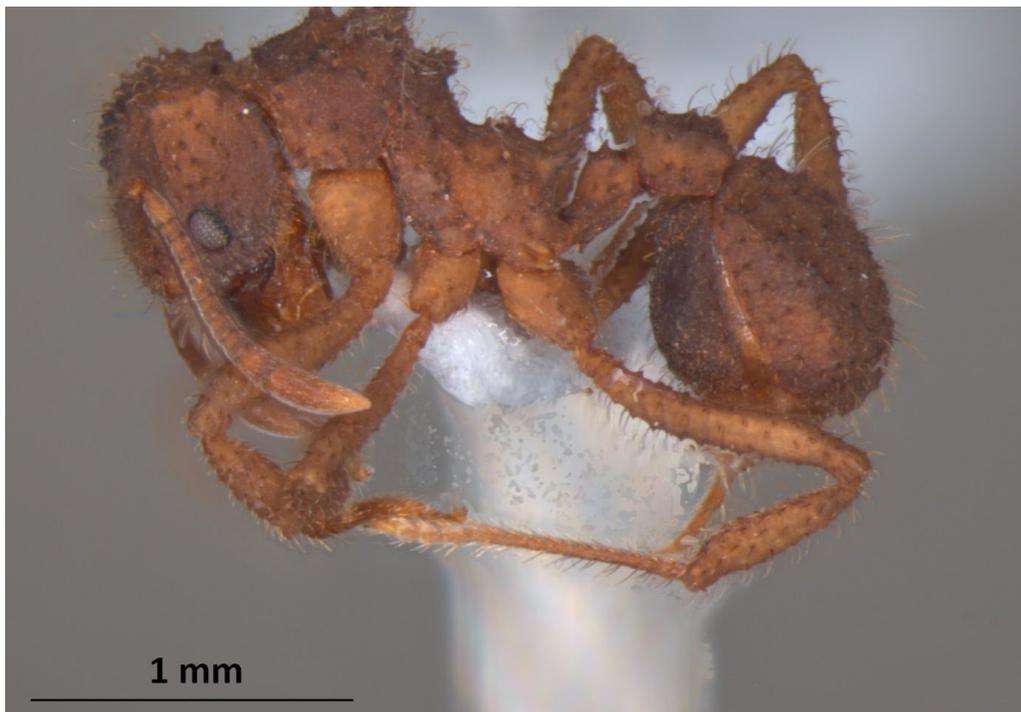


Figura 3. Operária de *Mycetomoellerius* sp. Foto: Mariane A. Nickele – Taxonline/UFPR.

Assim como ocorre em *Atta* e *Acromyrmex*, em colônias das demais formigas cultivadoras de fungos há castas permanentes e temporárias. As castas temporárias são constituídas pelas fêmeas e machos alados que aparecem somente

em determinadas épocas do ano, para realizarem o voo nupcial e a fundação de novas colônias. Os machos não desempenham função na colônia que os gerou e apenas recebem alimento de suas irmãs enquanto aguardam o voo nupcial. A longevidade deles é curta, morrendo logo após o voo nupcial. As fêmeas aladas, que após a cópula são chamadas de rainhas, desempenham a função de fundar novas colônias e por ovos. As castas permanentes abrangem a(s) rainha(s) e as inúmeras operárias ápteras que se encarregam das diversas tarefas na colônia (Hölldobler & Wilson, 1990).

A fundação de uma nova colônia inicia-se com o voo nupcial, em que as fêmeas aladas virgens partem do ninho de origem e são inseminadas pelos machos. Antes de partir para o voo nupcial, a fêmea coleta um pedaço do fungo simbiote do ninho de origem e o armazena em sua cavidade infra-bucal (Hölldobler & Wilson, 1990). Em *Sericomyrmex amabilis* Wheeler, as rainhas copulam com dois machos. Em contraste, as rainhas de *Mycocepurus* e *Trachymyrmex* são fecundadas por um único macho (Murakami et al., 2000). Após a fecundação, as rainhas descem ao solo e retiram suas asas com o auxílio da musculatura do tórax e das pernas medianas e procuram o local mais apropriado para iniciar a construção de seu ninho (Hölldobler & Wilson, 1990). Após escavar um túnel e uma pequena câmara, a rainha regurgita o fungo armazenado na sua cavidade infra-bucal e põe os primeiros ovos. Em *Mycocepurus smithii* (Forel), a rainha utiliza suas asas anteriores, que foram destacadas, como plataforma para isolar fisicamente o fungo simbiote do solo. O crescimento da colônia é lento. A rainha sai para forragear na tentativa de garantir uma melhor formação do jardim de fungo até o surgimento das primeiras operárias. As primeiras operárias emergem de dois a cinco meses após a fundação da colônia (Fernández-Marín et al., 2005).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Há poucos relatos do gênero *Mycocepurus* em áreas de plantios florestais. A densidade de ninhos pode ser de aproximadamente 400 ninhos por hectare, em plantios de eucalipto no Estado de Minas Gerais (Zanetti et al., 2003). No entanto, pouco se sabe sobre o potencial de danos dessas formigas (Anjos et al., 1998). Esse gênero de formigas foi constatado cortando gemas iniciais de brotações de eucalipto, mas em pequena escala (Pacheco & Berti Filho, 1987).

Em relação à *Sericomyrmex*, foi constatada altas infestações deste gênero em plantios de eucalipto no Vale do Rio Doce, Minas Gerais, chegando a ser

encontrado 2000 ninhos por hectare, em uma das áreas. Os seus danos caracterizam-se, principalmente, pela remoção de casca do caule de mudas de eucalipto, provocando o roletamento das mesmas (Pacheco & Berti Filho, 1987). Além disso, operárias desse gênero de formigas também foram observadas cortando folhas jovens de eucalipto (Pereira et al. 1999).

Dos dois gêneros novos desmembrados de *Trachymyrmex*, espécies de *Mycetomoellerius*, como *Mycetomoellerius holmgreni* (Wheeler), foram observadas cortando material vegetal fresco no Brasil (Gonçalves, 1975). A presença de *Mycetomoellerius* tem sido constatada em plantios de eucalipto com uma infestação média de 32 ninhos por hectare. Seus danos ocorrem principalmente após o corte raso de plantios de eucalipto, na condução da rebrota, quando as plantas de eucalipto começam a emitir as gemas de brotação e são atacadas por essas formigas (Pacheco & Berti Filho, 1987). No entanto, em um estudo sobre o forrageamento de uma outra espécie (*Trachymyrmex fuscus* Emery), verificou-se que as operárias não cortaram plantas vivas de eucalipto (Araújo et al., 2002).

Há dúvidas sobre danos reais causados por *Mycetomoellerius*, assim como para *Mycocepurus* e *Sericomyrmex* em plantios florestais (Pereira et al. 1999). A atuação desses gêneros como formigas-praga em plantios de eucalipto merece maiores investigações, pois não há nenhuma informação sobre o número de plantas que essas formigas podem atacar e se os ataques realmente causam prejuízos no desenvolvimento das plantas. O potencial de danos dessas formigas ocorre apenas na fase inicial do plantio ou no início da condução da rebrota. Plantas com idades mais avançadas não são atacadas por essas formigas.

O fato das formigas dos gêneros *Mycetomoellerius*, *Sericomyrmex* e *Mycocepurus* serem constatadas com alta frequência e densidade em plantios de eucalipto não implica, necessariamente, em importância econômica para a cultura, uma vez que os ninhos e colônias dessas espécies são muito pequenos, quando comparados com os de *Atta* e de *Acromyrmex* (Araújo et al., 1997). Além disso, as distâncias de forrageamento dessas formigas são de apenas 1 a 2 metros do ninho, o que é consideravelmente menor do que as distâncias de forrageamento das verdadeiras formigas-cortadeiras, as quais podem alcançar dezenas ou até mesmo centenas de metros (Leal & Oliveira 2000; Urbas et al., 2007).

MANEJO

Em um estudo sobre o combate sistemático de formigas cortadeiras em plantios de eucalipto, utilizando iscas formicidas granuladas, a mortalidade de colônias de *Mycocepurus* e *Sericomyrmex* foi baixa. A densidade de ninhos desses gêneros de formigas antes da aplicação chegou a ser de, em média, 396 e 285 ninhos por hectare, respectivamente, em algumas áreas. Mas a porcentagem média de eficiência do combate foi de apenas 15 e 11%, respectivamente. A baixa eficiência da isca pode ser devido à dificuldade de carregamento dos grânulos pelas operárias dessas formigas, que são bem menores do que as operárias de *Atta* e *Acromyrmex*. Outros fatores que podem explicar a baixa eficiência de controle das iscas aplicadas são a distribuição das iscas em distâncias maiores do que as distâncias de forrageamento dessas formigas, além da dificuldade que essas formigas podem ter ao cortar a embalagem dos micro-porta-iscas. Essas formigas apresentam uma área de forrageamento muito restrita ao redor de seus ninhos, o que tornaria necessário uma distribuição da isca de forma tão adensada, que dificultaria o seu uso em distribuição sistemática para o controle dessas espécies de formigas em áreas de plantios florestais (Zanetti et al., 2003).

Através do monitoramento, é possível verificar se há necessidade de realizar o controle desses gêneros de formigas. Em áreas com grandes infestações, algumas empresas florestais maceraram a isca formicida granulada ou aplicam seu resíduo em pó, obtido nas empresas produtoras, para o controle dessas formigas, por se tratarem de formigas pequenas e que, por isso, apresentam dificuldade em transportar os grânulos das iscas formicidas que são produzidas para o controle de *Atta* e *Acromyrmex* (Zanetti et al., 2003).

Não existe nenhum método específico ou alternativo para o controle de formigas dos gêneros *Mycetomoellerius*, *Sericomyrmex* e *Mycocepurus*. Mas, devido ao pequeno tamanho da colônia e também das operárias, essas formigas não apresentam grande potencial de danos para os plantios florestais, pois abrangem uma pequena área ao redor do ninho. Assim, acredita-se que seja possível conviver com as espécies desses gêneros em áreas de plantios florestais, sem ter a necessidade de entrar com medidas de controle.

AGRADECIMENTO

Ao professor Rodrigo M. Feitosa, da Universidade Federal do Paraná, pelo empréstimo do exemplar de *Sericomyrmex* ilustrado nesse capítulo.

REFERÊNCIAS

- ANJOS, N. S.; DELLA-LUCIA, T. M. C.; MAYHÉ-NUNES, A. J. Guia prático sobre formigas cortadeiras em reflorestamentos. Ponte nova: Graff Cor, 1998. 100p.
- ANTWIKI. Brazil. Disponível em: <http://www.antwiki.org/wiki/Brazil>. Acessado em 15 de junho de 2021.
- ARAUJO, M. S.; DELLA LUCIA, T. M. C.; MAYHÉ-NUNES, A. J. Levantamento de Attini (Hymenoptera, Formicidae) em povoamento de *Eucalyptus* na região de Paraopeba, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, v. 14, p.323-328, 1997.
- ARAUJO, M.S.; DELLA LUCIA, T.M.C; MAYHÉ-NUNES, A.J. Caracterização de ninhos e atividade forrageadora de *Trachymyrmex fuscus* Emery (Hymenoptera, Formicidae) em plantio de eucalipto. Revista brasileira de Zoologia, v. 19, p. 419 – 427, 2002.
- BACCARO, F. B., FEITOSA, R. M., FERNÁNDEZ, F., FERNANDES, I. O., IZZO, T. J., de SOUZA, J. L. P., & SOLAR, R. R. C. Guia para os gêneros de formigas do Brasil. Manaus: Editora INPA, 2015. 388 p.
- DE FINE LICHT, H. H.; BOOMSMA, J. J. Forage collection, substrate preparation, and diet composition in fungus-growing ants. Ecological Entomology, v. 35, p. 259–269, 2010.
- DELLA LUCIA, T. M. C. Formigas cortadeiras: da Bioecologia ao Manejo. Viçosa: Editora UFV, 2011. 419 p.
- FERNÁNDEZ-MARÍN, H.; ZIMMERMAN, J. K.; WCISLO, W. T.; REHNER, S. A. Colony foundation, nest architecture and demography of a basal fungus-growing ant, *Mycocepurus smithii* (Hymenoptera, Formicidae). Journal of Natural History, v.39, p. 1735-1743, 2005.
- GONCALVES, C. Formigas dos gêneros *Sericomyrmex* e *Trachymyrmex* cortando folhas verdes de plantas (Hymenoptera, Formicidae, Myrmicinae, Attini). Reunião Anual da Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, v. 28, p. 1670, 1975.
- HÖLLDOBLER, B.; E.O. WILSON. The ants. Cambridge: Harvard University Press, 1990. 733p.
- LEAL, I. R.; OLIVEIRA, P. S. Foraging ecology of attine ants in a Neotropical savanna: seasonal use of fungal substrate in the cerrado vegetation of Brazil. Insectes Sociaux, v. 47, p. 376-382, 2000.
- MEHDIABADI, N. J.; SCHULTZ, T. R. Natural history and phylogeny of the fungus-farming ants (Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae: Attini). Myrmecological News, v. 13, p. 37-55, 2009.
- MURAKAMI, T.; HIGASHI, S.; WINDSOR, D. Mating frequency, colony size, polyethism and sex ratio in fungus growing ants (Attini). Behavioral Ecology and Sociobiology, v. 48, p. 276-284, 2000.
- PACHECO, P.; BERTI FILHO, E. As formigas cortadeiras e seu controle. Piracicaba: Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais, 1987. v. 1. 162p.
- PEREIRA, R. C.; DELLA LUCIA, T.M.C; MAYHÉ-NUNES, A.J. Levantamento de Attini (Hymenoptera, Formicidae) em povoamento de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex em Minas Gerais, Brasil. Revista Árvore, v. 23, p. 341-349, 1999.
- SOLOMON, S. E.; RABELING, C.; SOSA-CALVO, J.; LOPES, C.T.; RODRIGUES, A.; VASCONCELOS, H.L.; BACCI JR, M.; MUELLER, U.G.; SCHULTZ, T.R. The molecular phylogenetics of *Trachymyrmex* Forel ants and their fungal cultivars provide insights into the origin and coevolutionary history of 'higher-attine' ant agriculture. Systematic Entomology, v. 44, p. 939-956, 2019.
- URBAS, P.; ARAÚJO JUNIOR, M. V.; LEAL, I. R.; WIRTH, R. Cutting more from cut forests: edge effects on foraging and herbivory of leaf-cutting ants in Brazil. Biotropica, v. 39, p. 489-495, 2007.
- ZANETTI, R.; ZANUNCIO, J.C.; MAYHÉ-NUNES, A.J.; MEDEIROS, A.G.B.; SOUZA-SILVA, A. Combate sistemático de formigas-cortadeiras com iscas granuladas, em eucaliptais com cultivo mínimo. Revista Árvore, v..27, p.387-392, 2003.

15.2 Insetos sugadores

15.2.1 *Gyropsylla spegazziniana*

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, DANIEL BURCKHARDT², LUIS FRANCISCO ANGELI ALVES³,
JAQUELINE SUELEN LOEBLEIN⁴

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, 4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

³Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), Campus de Cascavel, PR, Brasil, luis.alves@unioeste.br

⁴Mestranda no Programa de Conservação e Manejo de Recursos Naturais da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), Campus de Cascavel, PR, Brasil, jaqueloeblein@gmail.com

Gyropsylla spegazziniana (Lizer, 1919) (Hemiptera: Aphalaridae)

Nome popular: ampola-da-erva-mate

Estados brasileiros onde foi registrada: PR, RS, SC.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

No Brasil, são conhecidas duas espécies de psílídeos que causam deformações (ampolas) em plantas do gênero *Ilex*: *Gyropsylla cannella* (Crawford) e *G. spegazziniana* (Lizer), sendo esta última a espécie associada à erva-mate (*Ilex paraguariensis*). A terceira espécie de *Gyropsylla* relatada no Brasil, *G. chiriquiensis* Brown & Hodkinson, provavelmente também está associada a *Ilex*, mas seu hospedeiro é atualmente desconhecido (Burckhardt & Queiroz, 2012; 2013).

Os adultos *G. spegazziniana* (Figura 1) possuem o comprimento variando de 2 a 4 mm (Oglobin, 1929; Leite & Zanol, 2001). A cabeça possui coloração amarela a ocre, corpo verde claro a amarelo. As antenas têm os três primeiros segmentos amarelos e o restante de coloração castanho escuro. O tórax é lateralmente coberto com manchas marrom escuro. As pernas são de coloração ócrea, com áreas castanhas ou marrom escuras. Terminália da fêmea varia de verde a marrom escuro. O vértex é separado da gena por uma crista transversal fraca em ambos os lados do ocelo médio. Clípeo com projeção ventral longa; segmento

labial 2 com forte indentação próximo ao meio. Metatíbia com oito a 12 espinhas apicais uniformemente espaçadas. Asas dianteiras com pterostigma muito estreito; espinhos superficiais presentes principalmente na parte apical das asas, deixando largas faixas sem espinhos ao longo das veias. Parâmeros lamelares, achatados apicalmente e fracamente escleróticas, com algumas setas, principalmente ao longo das margens. Dilatação apical do segmento distal do edeago expandido suavemente (Burckhardt, 1987).



Figuras 1- 6. *Gyropsylla spegazziniana*: 1- adulto, 2- ovos, 3- ampola aberta, 4- imaturos de quinto e terceiro ínstar, 5- detalhe da colônia com vários imaturos e gotas de honeydew, 6- ampola fechada.

Os ovos (Figura 2) são elípticos, ligeiramente afilados nas extremidades, de coloração esbranquiçada translúcida e, normalmente, inseridos na nervura central da folha ainda em formação, através de um pequeno pedúnculo. Os ovos podem estar dispostos em forma de roseta em algumas posturas, porém a maioria deles encontram-se enfileirados próximos à nervura central (Oglobin 1929; Leite & Zanol, 2001).

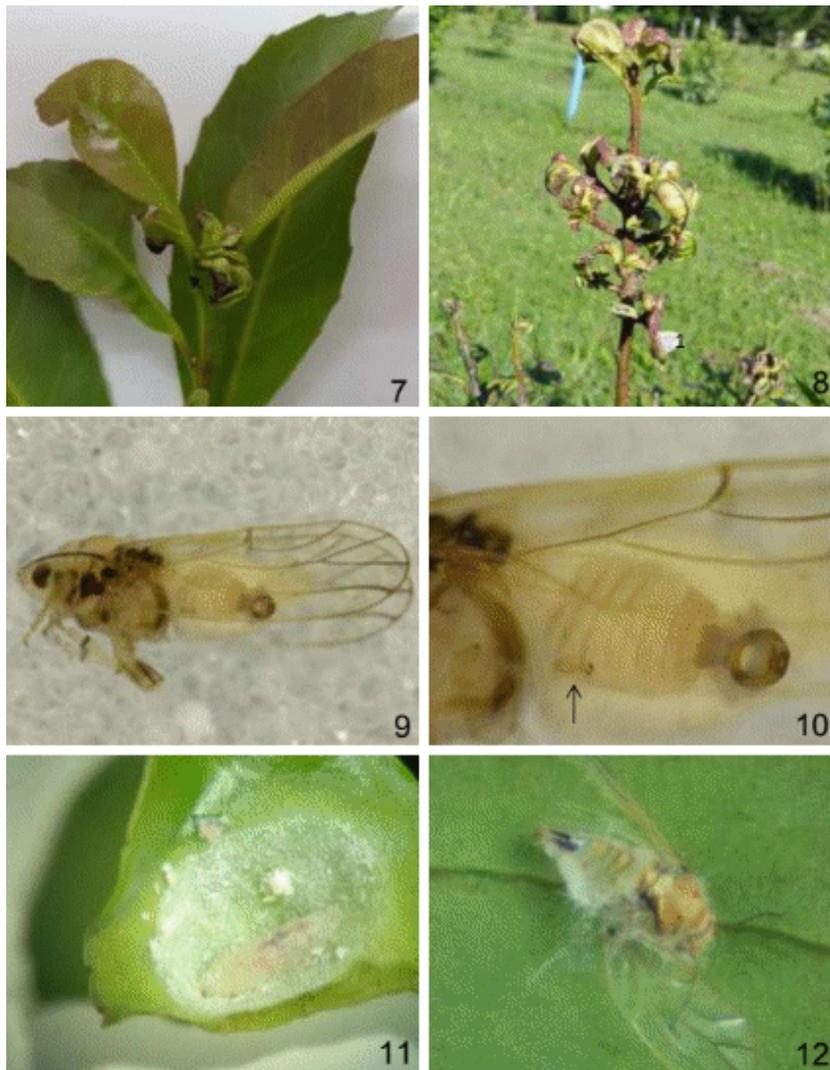
Os imaturos, nos dois primeiros ínstares, apresentam o corpo amarelo-pálido, ovalado e achatado dorso-ventralmente, com muitas cerdas e coberto por uma substância pulverulenta branca. As antenas são pequenas (dois artículos) e amarelas. Os olhos são vermelhos e as pernas são providas de garras e arólio, porém o tarso é ausente. No terceiro ínstar, as antenas passam a ter quatro artículos e surgem os brotos alares. Os imaturos de quarto ínstar passam a ter a coloração do corpo mais amarela, olhos proeminentes, acinzentados com uma mancha vermelha. As antenas são amarelas com sete artículos, sendo o artículo apical marrom com estrias circulares. As tecas alares desenvolvem-se. Quando atingem o quinto e último ínstar (Figuras 3–5), os imaturos assumem coloração amarelo-esverdeada. A cabeça é mais larga do que longa e antenas são mais longas (com nove artículos, dois segmentos apicais parcialmente fundidos). No último ínstar, as tecas alares são maiores, amareladas e com estrias circulares e neste ínstar surge o segmento tarsal apical (Burckhardt, 1987; Leite & Zanol, 2001).

O nome popular de *G. spegazziniana*, ampola-da-erva-mate, é devido à deformação causada nas folhas, em consequência da alimentação das fases jovens do inseto (Figuras 6–8). Esta espécie é polivoltina com mais de oito gerações por ano e com razão sexual de 0,42 fêmeas para 0,57 machos (Chiaradia et al. 2002).

O período de desenvolvimento da ampola-da-erva-mate de ovo a adulto pode variar de 30 a 82 dias e a longevidade dos adultos varia de 9 a 43 dias, com os machos mais longevos (Oglobin, 1929; Rivera flores, 1983; Leite & Zanol, 2001; Morawicki et al., 1995).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A ampola-da-erva-mate é considerada uma das pragas mais importantes da cultura da erva-mate, em todas as regiões produtoras, atacando a planta em todas as fases de seu desenvolvimento. Perdas de 54% no Brasil e 35% na Argentina são estimadas em função do ataque dos danos nas plantas de erva-mate (Trujillo, 1995; Díaz, 1997; Chiaradia et al., 2002; Borges & Lazzari, 2008).



Figuras 7 – 12. Ampolas e inimigos naturais de *Gyropsylla spegazziniana*: **7-** ampolas em estágio inicial, **8-** planta atacada, com várias ampolas em estágio final nos brotos terminais, **9-** adulto parasitado por fêmea de *Halictophagus* sp. (Strepsiptera: Halictophagidae), **10-** detalhe de fêmea de *Halictophagus* sp. com triangulinos (seta), **11-** larva de sirfídeo (Diptera: Sirfiidae) dentro da ampola, **12-** adulto infectado por *Zoophthora radicans* (Bref.) A. Batko (Entomophthorales: Entomophthoraceae).

Os danos concentram-se nas brotações, em que as fêmeas atacam a planta para se alimentar e colocar os ovos. Nesses locais, as fêmeas fazem a postura e, ao inserir os ovos, provavelmente inserem alguma substância que induz a hipertrofia das brotações, iniciando a formação da galha (ampola). Esta ampola aumenta de tamanho à medida que o inseto desenvolve-se. Dentro da ampola

(Figuras 7–8), os insetos vivem até o final da fase jovem, alimentando-se da seiva da planta. Quando atingem o último ínstar, os insetos saem da ampola e se transformam em adultos. Ao final da fase imatura, as folhas deformadas (Figura 8) geralmente caem e, com isso, a produtividade dos ervais é reduzida (Iede & Machado, 1989; Penteadó, 1995; Leite & Zanol, 2001; Chiaradia et al., 2000; Chiaradia et al., 2002).

As plantas infestadas por *G. spegazziniana* têm menor crescimento em altura, mas compensam essa perda com o crescimento em diâmetro e novas brotações (Leite, 2002). Quando ataca mudas recém-transplantadas, retarda o desenvolvimento da planta. Ao infestar viveiros, proporcionam mudas de má qualidade (Grigoletti Jr. et al., 1997). A infestação desse inseto nas plantas colhidas e destinadas ao beneficiamento pode desqualificar o produto devido ao aumento da quantidade de partículas do inseto (Leite et al., 2007).

MANEJO

Controle silvicultural

Para se obter plantas mais resistentes ao ataque de pragas, recomendam-se a seleção de árvores para coleta de sementes, optando-se por aquelas que apresentam boas condições fitossanitárias e que cuidados adequados sejam tomados no transplante, incluindo o preparo do solo e a adubação. Além disso, devem ser evitadas podas excessivas nas erveiras. Em relação às podas, são desencorajadas as colheitas no verão como forma de se evitar a elevação populacional do inseto, pois com a poda formam-se novas brotações favorecendo assim a sua reprodução (Chiaradia et al., 2002; Borges et al., 2003). A poda e queima dos brotos com sintomas de ataque é recomendada para o controle de *G. spegazziniana* (Borges & Lazzari, 2008). Além disso, a adoção de menor densidade de plantas e diversificação do ambiente com outras espécies vegetais, inclusive nas entrelinhas do erval é recomendada (Grigoletti Jr. et al. 1997; Penteadó, 1995; Díaz, 1997; Barzotto & Alves, 2013).

Em estudo sobre a flutuação populacional de *G. spegazziniana* em sistemas de cultivo de erva-mate nativo e adensado, verificou que as populações do inseto foram mais elevadas na área adensada, com o pico populacional de novembro a janeiro, quando foram registradas as temperaturas mais altas do período (Borges & Lazzari, 2008).

A adubação nitrogenada em excesso também deve ser evitada, pois doses de 200 kg e 300 kg de sulfato de amônio/ha, apesar de produzirem mais biomassa, levaram ao maior dano provocado pela ampola-da-erva-mate (Ribeiro, 2005).

Fatores ambientais, como precipitação e temperatura mínima também devem ser considerados como fatores naturais de mortalidade e controle (Chiaradia et al., 2002; Borges et al., 2003).

Controle biológico

O único parasitoide conhecido de *G. spegazziniana* é *Halictophagus* sp. (Strepsiptera: Halictophagidae) (Figuras 9-10), relatado no Brasil (Soares, 1994; Leite et al., 2007) e Argentina (Díaz, 1997). Em Ivaí, no Paraná, 43% dos psilídeos foram atacados por este parasitoide (Soares, 1994). Este é o único caso registrado com alto grau de parasitismo, pois, geralmente, este parasitoide é bastante raro. Mais estudos são necessários para verificar se *Halictophagus* sp. é adequado para o controle biológico de *G. spegazziniana*.

Na Argentina, foram relatados os seguintes predadores da ampola-da-erva-mate: larvas de Diptera, Syrphidae: *Ocyptamus amplus* (Fluke), *O. antiphates* (Walker), *O. caldus* (Walker), *O. erebus* (Hull), *O. norina* (Curran), *Pseudodoros clavatus* (Fabricius), *Toxomerus* sp.; adultos e larvas de Coleoptera, Coccinellidae: *Azya luteipes* Mulsant, *Curinus coeruleus* Mulsant, *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Hyperaspis* sp., *Olla v-nigrum* (Mulsant), *Scymnus (Pullus) rubicundus* Erichson, *Zagreus jordani* (Mulsant); adultos de Coleoptera, Curculionidae: *Heilipodus degeeri* (Boheman); larvas de Neuroptera, Chrysopidae: *Chrysoperla externa* (Hagen); adultos de Hymenoptera, Formicidae: *Crematogaster* sp., *Pseudomyrmex gracilis* (Fabricius), *Procryptocerus* sp.; adultos de Hemiptera, Largidae: *Largus rufipennis* (Laporte) e de Hemiptera, Pentatomidae: *Podisus nigrispinus* (Dallas); e ainda ácaros predadores (Saini & De Coll, 1993; Díaz, 1997).

Eficiência de até 25% de controle da ampola-da-erva-mate por larvas de sirfídeos foi registrada, ressaltando a importância dos predadores no controle biológico (Díaz, 1997). Essas têm sido relatadas como importantes predadores de imaturos no interior das galhas também no Brasil (Chiaradia et al., 2000; Borges & Lazzari, 2008).

Uma maior frequência de predadores das famílias Hemerobiidae e Chrysopidae (Neuroptera) e ainda a joaninha *Cycloneda* sp. tem sido relatada no Brasil,

além de larvas de sirfídeos (Figuras 11), tripes predadores, strepsípteros, aranhas e ácaros, apresentando sincronia com o período de maior incidência da ampola-da-erva-mate (Leite et al., 2007).

Em relação aos fungos entomopatogênicos em populações da ampola-da-erva-mate, foi registrada a ocorrência de *Zoophthora radicans* (Bref.) A. Batko (Entomophthorales: Entomophthoraceae (Figuras 12) na Argentina (Governador Virasoro, província de Corrientes) e no Brasil (Cascavel, Paraná), causando mortalidade superior a 90% dos indivíduos adultos coletados, sendo os únicos registros de entomopatógenos em campo (Sósa-Gomes et al., 1994; Alves et al., 2009). Estudos realizados em laboratório comprovaram a suscetibilidade de *G. spgazziniana* a alguns isolados do fungo *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. (Hypocreales: Cordycipitaceae) (Alves et al., 2013) e, posteriormente, em outro estudo, testando-se diferentes espécies e isolados de fungos, alcançou-se 81% de mortalidade de adultos da ampola da com o isolado Unioeste 44, do fungo *B. bassiana* (Formentini et al., 2015).

Controle químico

O controle químico de *G. spgazziniana* foi utilizado na Argentina (Prat Kricun, 1993; Burtnik, 2003) e testado no Brasil (Borges & Lazzari, 2008), no entanto, não existem inseticidas registrados para o controle dessa praga no Brasil (AGROFIT, 2018) e, por isso, medidas alternativas, que incluem a prevenção da infestação, são encorajadas para evitar o crescimento populacional do inseto.

Um produto comercial à base de óleo de nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) (Meliaceae) foi testado para o controle de *G. spgazziniana*, em um erval comercial. O maior nível de controle foi obtido com o óleo na concentração de 10% aplicado sobre ampolas, causando 53% de redução na emergência de adultos e ainda menor formação de novas ampolas (Haas et al., 2011; Barzotto, 2010). Posteriormente, avaliou-se o mesmo produto, em condições de laboratório, visando ao controle da ampola-da-erva-mate em mudas de erva-mate. Nesse caso, alcançou-se 80% de mortalidade com a solução pulverizada sobre os insetos nas mudas (Formentini et al., 2016).

Além da eficiência comprovada contra a praga, o óleo de nim é aprovado para uso na agricultura orgânica (AGROFIT, 2018), o que comprova sua segurança para o meio ambiente e para a saúde, tanto do produtor como do consumidor. Além disso, abre uma grande perspectiva para utilização na cultura da erva-mate.

A eficiência de extratos aquosos a 20% e alcoólicos a 25% de *Dysphania ambrosioides* (L.) Mosyakin & Clemants (Amaranthaceae), *Annona squamosa* L. (Annonaceae), *Chrysanthemum* spp. (Asteraceae), *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit (Fabaceae), *Azadirachta indica* A. Juss., *Melia azedarach* L., *Trichilia pallida* (Sw.) (all Meliaceae), *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae) e *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf (Poaceae) foram testados no controle de *G. spegazziniana*, em condições de laboratório. Todos os produtos foram pulverizados sobre os insetos. Verificou-se que os extratos alcoólicos de *A. squamosa*, *C. citratus* e *L. leucocephala* apresentaram ação inseticida e potencial para o controle dessa praga (Barzotto, 2010).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT – Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. set. 2018. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 30 abr. 2018.
- ALVES, L. F. A.; FORMENTINI, M. A.; FANTI, A. L. P.; SCHAPOVALOFF, M. E.; BARZOTTO, I. L. M. Susceptibility of *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer & Trelles) (Hemiptera: Psyllidae) to *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Arquivos do Instituto Biológico, v. 80, n. 3, p. 363-366, 2013.
- ALVES, L. F. A.; LEITE, L. G.; OLIVEIRA, D. G. P. Primeiro Registro de *Zoophthora radicans* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) em Adultos da Ampola-da-Erva-Mate, *Gyropsylla spegazziniana* Lizer & Trelles (Hemiptera: Psyllidae), no Brasil. Neotropical Entomology, v. 38, n. 5, p. 697-698, 2009.
- BARZOTTO, I. L. M. Atividade inseticida de extratos vegetais sobre *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer & Trelles, 1917) (Hemiptera: Psyllidae). 2010. 60 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2010.
- BARZOTTO I. L. M.; ALVES L. F. A. Bioecologia e manejo de *Gyropsylla spegazziniana* em erva-mate. Arquivos do Instituto Biológico, v. 80, p.457- 464, 2013.
- BORGES, L. R.; LAZZARI, S. M. N. Flutuação populacional de *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer y Trelles) (Hemiptera: Psyllidae) em dois sistemas de cultivo de erva-mate, *Ilex paraguariensis* St. Hil. (Aquifoliaceae). Floresta, v. 38, n. 2, p. 325-330, 2008.
- BORGES, L. R.; LÁZZARI, S. M. N.; LÁZZARI, F. A. Comparação dos sistemas de cultivo nativo e adensado de erva mate, *Ilex paraguariensis* St. Hil., quanto à ocorrência e flutuação populacional de insetos. Revista Brasileira de Entomologia, v. 47, n. 4, p. 563-568, 2003.
- BURCKHARDT, D. Jumping plantlice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part II: Psyllidae (subfamilies Diaphorininae, Acizziinae, Ciriacneminae and Psyllinae). Zoological Journal of the Linnean Society, v. 90, p. 145-205, 1987.
- BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. Zootaxa, n. 3571, p. 26-48. 2012.
- BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Phylogenetic relationships within the subfamily Aphalarinae including a revision of *Limataphalara* (Hemiptera: Psylloidea: Aphalaridae). Acta Musei Moraviae, Scientiae biologicae (Brno), v. 98, n. 2, p. 35-56. 2013.
- BURTNIK, O. J. Manual del pequeño yerbatero correntino. Santo Tomé, Corrientes, Argentina: INTA, ERA, 2003. 58 p.
- CHIARADIA, L. A.; MILANEZ, J. M.; ZIDKO, A. Estimativa das gerações anuais de *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer, 1917) em função de sua exigência térmica. Ciência Rural, v. 32, n. 3, p. 385-391, 2002.

CHIARADIA, L. A.; MILANEZ, J. M.; SABEDOT, S. M. Caracterização e danos da ampola-da-erva-mate. Revista Agropecuária Catarinense, v. 13, n. 1, p. 50-53, 2000.

DÍAZ, D. Y. F. Perspectivas del manejo integrado de plagas em yerba mate. In: CONGRESSO SUL-AMERICANO DA ERVA-MATE, 1ª REUNIÃO TÉCNICA DO CONE SUL SOBRE A CULTURA DA ERVAMATE, 2. 1997, Curitiba. Anais... Curitiba: EMBRAPA, 1997. p. 371-390.

FORMENTINI, M. A.; ALVES, L. F. A.; SCHAPOVALOFF, M. E. Insecticidal activity of neem oil against *Gyropsylla spegazziniana* (Hemiptera: Psyllidae) nymphs on Paraguay tea seedlings. Brazilian Journal of Biology, v.76, n.4, p. 951-954, 2016.

FORMENTINI, M. A.; ALVES, L. F. A.; SCHAPOVALOFF, M. E.; MAMPRIM, A. P.; BONINI, A. K.; PINTO, F. G. S. Characterization and activity of entomopathogenic fungi isolates against "Paraguay tea ampul" (*Gyropsylla spegazziniana*) (Lizer & Trelles) (Hemiptera: Psyllidae). Semina: Ciências Agrárias, v.36, n.6, p. 3553-3566, 2015.

GRIGOLETTI JR, A. J.; SANTOS, A. F.; AUER, C. G. Doenças da erva mate no Brasil. In: CONGRESSO SUL AMERICANO DA ERVA-MATE, 1ª, REUNIÃO TÉCNICA DO CONE SUL SOBRE A CULTURA DA ERVA-MATE, 2ª, 1997, Curitiba, PR. Anais... Curitiba: EMBRAPA, 1997. p. 359-370.

HAAS, J.; TOMKIEL, M. V.; ALVES, L. F. A.; FANTI, A. L. P. Efeito de óleo de sementes de nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) sobre *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer & Trelles), na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). Revista Brasileira de Agroecologia. v.5, p.194-199, 2011.

IEDE, E. T.; MACHADO, D. C. Pragas da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.) e seu controle. Colombo: EMBRAPA/ CNPF (Boletim de Pesquisa Florestal 18/19), p. 51-60, 1989.

LEITE, M. S. P. Biologia e determinação do dano de *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer y Trelles, 1919) (Hemiptera, Psyllidae) na cultura da erva mate (*Ilex paraguariensis*, St. Hilare). 2002. 84 p. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2002.

LEITE M. S. P.; ZANOL K. M. R. Biologia e morfologia de *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer y Trelles) (Hemiptera, Psyllidae). Acta Biológica Paranaense, v.30, p.19-34, 2001.

LEITE, M. S. P.; ZANOL, K. M.; IEDE, E. T.; PENTEADO, S. R. C. Flutuação populacional de *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer & Trelles) (Hemiptera, Psyllidae) e de seus inimigos naturais em erva-mate no município de São Mateus do Sul, PR, Brasil. Revista Brasileira de Entomologia, v. 51, p.520-523, 2007.

MORAWICKI, P. M.; DÍAZ, C. I. F.; TRICIO, A. E. Ciclo de vida de *Gyropsylla spegazziniana* (1917) Psyllidae-Homoptera. "Psilídeo de la yerba mate". In: Congresso Argentino de Entomologia, v.3, p.299, 1995.

OGLOBIN, A. A. Metamorfosis de *Metaphalaria spegazziniana* (Liz.) Crwf. Revista Yerbateira, v. 3, p.15-18, 1929.

PENTEADO, S. R. C. Principais pragas da erva-mate e medidas alternativas para seu controle. In: WINGE, H.; FERREIRA, A. G.; MARIATH, J. E. A.; TARASCONI, L. C. (Ed). Erva-mate: biologia e cultura no Cone sul. Porto Alegre: Editora Universidade/UFRGS, 1995. p.109-120.

PRAT KRICUN, S. D. Yerba mate: técnicas actualizadas de cultivo. Cerro Azul, Misiones: INTA. E.E.A., 1993. 14 p.

RIBEIRO, M. M. Influência da adubação nitrogenada na incidência de *Gyropsylla spegazziniana* (Hemiptera:Psyllidae) praga da erva-mate cultivada. 2005. 98 f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.

RIVERA FLORES, S.E. Control del psilido de la yerba mate (*Gyropsilla spegazziniana* Liz.). Cerro Azul: INTA. Informe Técnico, nº 39, 1983, 12 p.

SAINI, E. D.; DE COLL, O. R. Enemigos naturales de los insectos y ácaros perjudiciales al cultivo de la yerba mate en la Argentina. Montecarlo: INTA. E.E.A. 1993. 32 p.

SOARES, C. M. S. Ocorrência de *Halictophagus* sp. (Strepsiptera: Halictophagidae), parasitóide de adultos de *Gyropsylla spegazziniana* (Homoptera: Psyllidae). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 4., 1994, Gramado. Anais... Gramado: EMBRAPA, 1994. CPACT, 237 p.

TRUJILLO, M. R. Agroecosistema yerbatero de alta densidad: plagas y enemigos naturales. In: WINGE, H.; FERREIRA, A. G.; MARIATH, J. E. A.; TARASCONI, L. C. Erva-mate: biología e cultura no cone sul, Porto Alegre: Ed. UFRGS, p.129-134, 1995.

15.2.2 *Leptopharsa heveae*

JAQUELINE MAGALHÃES PEREIRA¹, JÉSSICA FERREIRA SILVA¹ & RODRIGO SOUZA SANTOS²

¹ Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia, Avenida esperança, s/n, Campus Samambaia, CEP 74690-900, Goiânia, Goiás. jmpereira@ufg.br, jessicaferreira.agronoma@gmail.com

² Embrapa Acre, Laboratório de Entomologia, Rod. BR 364, Km 14, CP 321, CEP 6900-970, Rio Branco, Acre. rodrigo.s.santos@embrapa.br

Leptopharsa heveae Drake & Poor, 1935 (Hemiptera: Tingidae)

Nome popular: mosca-de-renda, percevejo-de-renda

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, ES, GO, MT, PA, RO, RR e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA



Figura 1. Adulto de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae) na face abaxial de folíolo de seringueira. Foto: Fernando da Silva Fonseca.

O adulto do percevejo-de-renda, *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Hemiptera: Tingidae) é pequeno, medindo 4,0 mm de comprimento e 1,40 mm de largura (Figura 1). O adulto é caracterizado pelo aspecto reticulado e alveolado dos hemiélitros e tórax, cor esbranquiçada, presença de espinhos testáceos, pernas alongadas, pronoto reticulado, tricarenado e hemiélitros que se estendem posteriormente ao abdômen (Drake & Poor, 1935). A fase adulta tem longevidade média de 17 dias (Tanzini, 1996).

As fêmeas colocam seus ovos de forma endofítica e isolados, preferencialmente na face abaxial das folhas da seringueira (*Hevea* spp.), deixando o opérculo exposto. As fêmeas ovipositam, em média, 89 ovos por postura. Esse inseto é hemimetábolo (Moreira, 1986) e passa por cinco instares ninfais. O ciclo biológico completo deste inseto é influenciado pela temperatura: com 30 °C o ciclo é de 18 dias e a 20 °C, de 36 dias (Fonseca, 2001).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Leptopharsa heveae é de origem brasileira. O primeiro relato do percevejo-de-renda ocorreu em Boa Vista, Roraima e Rio Tapajós, Pará em 1935 (Drake & Poor, 1935). Em 1977, este inseto passou a causar danos em seringais jovens e viveiros no município de Mosqueteiro, Pará (Rodrigues, 1977).

O percevejo-de-renda já foi encontrado nas regiões mais produtoras de látex no estado de São Paulo (Martin & Arruda, 1993; Batista Filho et al., 1995; Tanzini & Lara, 1998, Costa et al., 2003), nos clones PB 235, PR 261 e GT 1. Ainda no Sudeste, o percevejo-de-renda foi registrado nos municípios de Guaraçari e Serra, Espírito Santo (Moura et al., 2010). Na região Centro-Oeste, é praga da seringueira na região de São José do Rio Claro (Kuffner, 1986) e em Itiquira, Mato Grosso (Santos & Freitas, 2008).

Ninfas e adultos do percevejo-de-renda vivem em colônias, preferencialmente na face abaxial das folhas e causam danos diretos em seringueira, alimentando-se de seiva e causando destruição do parênquima clorofiliano (Moreira, 1985) (Figura 2). As lesões causadas por este inseto prejudicam a fotossíntese da planta e também atuam como vetores de fitopatógenos (Tanzini, 2002). Este inseto ataca, principalmente, plantios jovens e produtivos de seringueira (Tanzini, 1996). O percevejo-de-renda não possui preferência em relação à copa da seringueira, pois não há diferença entre o terço superior, médio e inferior para

adultos e ninfas (Cividanes et al., 2004b). No entanto, as ninfas do primeiro ao terceiro ínstar possuem a população maior no terço inferior em condições de temperatura mais elevada.



Figura 2. Folha de seringueira com áreas cloróticas, devido ao ataque de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae). Foto: Rodrigo Souza Santos.

Leptopharsa heveae pode promover a desfolha prematura das seringueiras quando em altas infestações, promovendo o surgimento de brotações novas nas épocas mais úmidas e quentes do ano. Dessa forma, favorece a incidência do fungo *Microcyclus ulei* (P. Henn.) V. Arx. (Ascomycota), o qual provoca a doença conhecida como “mal-das-folhas” (Junqueira, 1994). A alta população do percevejo-de-renda em mudas de seringueira pode provocar a redução de 28% no crescimento aéreo e de 44,5% no diâmetro do colo das plantas em viveiro (Moreira, 1986). Em plantas adultas, este inseto pode causar queda na produção de látex em até 30% (Tanzini & Lara, 1998).

A maior população das ninfas de *L. heveae* nos seringais ocorre nos meses de março a maio e de outubro a novembro, em estudos realizados em Pindora-

ma, São Paulo (Cividanes et al., 2004a). Uma maior população de adultos foi observada de março até início de julho e durante o mês de novembro e, a menor densidade populacional de ninfas e adultos ocorreu no período de senescência foliar no município de Guapiaçu, São Paulo (Simonato, 2014). A população deste inseto é mais elevada nos períodos chuvosos e não depende da idade das plantas de seringueira (Simonato, 2014), embora a taxa de oviposição de *L. heveae* seja maior em folíolos maduros (Santos, 2007).

MANEJO

Monitoramento

O monitoramento do percevejo-de-renda deve ser realizado semanalmente, a partir do período chuvoso, quando ocorre o aumento da população nos seringais (Tanzini, 1996). No monitoramento, o nível de infestação de um a dois insetos/folíolo é considerado baixo, de três a quatro insetos/folíolo é médio e acima de cinco insetos/folíolo é alto (Tanzini, 1996). Uma população de 13 adultos/folíolo no mês de novembro já causa prejuízos econômicos (Tanzini, 1998).

Resistência

O uso de plantas resistentes é uma alternativa para o controle do percevejo-de-renda. A resistência em alguns clones de seringueira a *L. heveae* já foi observada (Lara & Tanzini, 1997). Os clones Fx 4037, RO 38 e RO 46 apresentaram resistência do tipo não preferência e os clones GT 1 e IAN 873 foram suscetíveis ao percevejo-de-renda para alimentação e oviposição. A concentração de fenóis totais difere entre clones de seringueira e entre estágios fenológicos de desenvolvimento das folhas (novas, intermediárias e maduras) (Santos, 2014b). Pequenas variações na concentração de fenóis totais são suficientes para o aumento ou diminuição da defesa química de clones de seringueira contra o ataque de *L. heveae*.

Controle biológico

O controle biológico natural é realizado principalmente pelos crisopídeos, considerados os principais inimigos naturais do percevejo-de-renda (Scomparin,

1997), porém, as joaninhas e aranhas também podem efetuar predação (Fonseca, 2001). Trinta e nove espécies da família Chrysopidae são associadas à seringueira, dentre elas *Chrysoperla externa* (Hagen), *Ceraeochrysa claveri* (Navás), *Ceraeochrysa cincta* (Schneider) e *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) foram as mais representativas (Scomparin, 1997). No entanto, *C. cincta* foi a espécie mais abundante na copa desta planta. Em condições de laboratório, esta mesma espécie, durante a fase larval, consome 130 adultos, 2.949 ninfas de primeiro ínstar, 1.651 ninfas de segundo ínstar, 938 ninfas de terceiro ínstar, 509 ninfas de quarto ínstar, 229 ninfas de quinto ínstar do percevejo-de-renda (Scomparin, 1997).



Figura 3. A- Ovo de *Leptopharsa heveae* parasitado por *Erythmelus tingitiphagus* (Chalcidoidea: Mymaridae). B- Fêmea adulta de *E. tingitiphagus*. Fotos: Rodrigo Souza Santos.

A espécie *Erythmelus tingitiphagus* (Soares, 1941) (Chalcidoidea: Mymaridae) parasita ovos de *L. heveae* em condições naturais (Santos, 2007) (Figuras 3-A e B). A porcentagem de parasitismo varia de acordo com os clones, variando de 30,8% no RRIM 600 e 13,8% no PB 235 em plantio monoclonal (Santos, 2014a). O parasitoide atua de forma homogênea, independente do clone de seringueira, atuando como um importante inimigo natural de *L. heveae*, mesmo em talhões que sofrem pulverizações periódicas.

O parasitismo de *E. tingitiphagus* em ovos de *L. heveae*, em seringueiras cultivadas no sistema policlonal, pode atingir 18,8% (Santos & Freitas, 2008). O parasitismo de *E. tingitiphagus* no percevejo-de-renda no clone PB 235 em Pindorama, São Paulo, foi de apenas 7% (Costa et al., 2003).

O principal método de controle do percevejo-de-renda é por meio da aplicação do fungo entomopatogênico *Sporothrix insectorum* (Hoog & Evans) (Teixeira, 2017). No entanto, este fungo depende de uma alta umidade relativa do ar para ter eficiência. Após a aplicação, o fungo leva de cinco a sete dias para causar a morte dos insetos (Alves et al., 2003). Além disso, os esporos do fungo disseminam-se facilmente e colonizam outros indivíduos do percevejo-de-renda (Alves et al., 2003).

Outros fungos também são utilizados para o controle do percevejo-de-renda. *Hirsutella verticillioides* Charles foi o primeiro fungo identificado capaz de realizar o controle biológico deste inseto (Charles, 1937). Em condições de laboratório, os isolados de *Verticillium lecanii* (Zimm.) (ARSEF 6430, 6431 e 6432) e *Aphanocladium album* (Preuss) (ARSEF 6433) são patogênicos para ninfas e adultos de *L. heveae* em diferentes concentrações (Rangel & Correia, 2003). Os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* (Bals.), *Isaria fumosorosea* (Wise) Brown & Smith, *Isaria farinosa* (Dicks.), *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) e *S. insectorum* foram testados para o controle do percevejo-de-renda (Silva et al., 2012). O isolado 1.200 de *I. fumosorosea* apresentou ótima taxa de viabilidade e o isolado E9 de *M. anisopliae* foi o mais virulento.

Controle químico

Não há produtos registrados para o percevejo-de-renda (AGROFIT, 2017). Quando as condições não são adequadas à utilização do controle biológico, pode ser necessária o uso emergencial de inseticidas à base dos princípios ativos: carbaril, deltametrina, lambda-cialotrina e metomil (Teixeira, 2017).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2017. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 29 nov. 2017.
- ALVES, R. T.; SILVA, E. A.; SOUSA, K. M.; OLIVEIRA, M. A. S.; PEREIRA, A. V.; PEREIRA, E. B.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ICUMA, I. M. Controle biológico do percevejo-de-renda da seringueira com o uso de micoinseticida formulado em óleo emulsionável. Planaltina, Distrito Federal: Embrapa Cerrados, 2003. 22 p.
- BATISTA FILHO, A.; LEITE, L. G.; SILVEIRA, A. P. Ocorrência da mosca-de-renda, *Leptopharsa heveae*, em Buritama, SP. Arquivos do Instituto Biológico, v. 62, p. 81, 1995.
- BATISTA FILHO, A.; LAMAS, C.; LEITE, L. G.; ALMEIDA, J. E. M.; COSTA, V. A.; MARTINS, L. M. Flutuação populacional do percevejo de renda *Leptopharsa heveae* em Pindorama, SP. Arquivos do Instituto Biológico, v. 70, n. 4, p. 435-439, 2003.
- CIVIDANES, F. J.; FONSECA, F. S.; GALLI, J. C. Biologia de *Leptopharsa heveae* Drake

& Poor (Heteroptera: Tingidae) e a relação de suas exigências térmicas com a flutuação populacional em seringueira. *Neotropical Entomology*, v. 33, n. 6, p. 685-691, 2004a.

CIVIDANES, F. J.; FONSECA, F. S.; SANTOS, T. M. dos. Distribuição de *Leptopharsa heveae* em seringueira no Estado de São Paulo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 39, n. 10, p. 1053-1056, 2004b.

CHARLES, V. K. A fungus on lace bug. *Mycologia*, v. 29, p. 216-221, 1937.

COSTA, V. A.; PEREIRA, C. de F.; BATISTA FILHO, A. Observações preliminares sobre o parasitismo de ovos de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae) em seringueira em Pindorama, SP. *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 70, n. 2, p. 205-206, 2003.

DRAKE, C. J.; POOR, M. E. An undescribed rubber tingitid from Brazil (Hemiptera). *Journal of the Washington Academic Science*, v. 25, n. 6, p. 283-284, 1935.

FONSECA, F. S. Exigências térmicas e distribuição vertical de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 (Heteroptera: Tingidae) em seringueira. 2001, 89 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 2001.

JUNQUEIRA, N. T. V. Névoa Protetora. *Globo Rural*, São Paulo, v. 3, p. 43-46, 1994.

KUFFNER, J. R. Aspectos relevantes dos sistemas de exploração utilizados por pequenos produtores. In: Encontro Nacional sobre Exploração e Organização de Seringais de Cultivo, 1. 1986, Brasília, DF. Anais... p. 67-71.

LARA, F. M.; TANZINI, M. R. Nonpreference of the lace bug *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Heteroptera: Tingidae) for rubber tree clones. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 26, n. 3, p. 429-434, 1997.

MARTIN, N. B.; ARRUDA, S. T. A produção de borracha natural: Situação atual e perspectivas. *Informativo Econômico*, v. 23, n. 9, p. 1-47, 1993.

MOREIRA, I. P. S. A *Leptopharsa heveae* (Drake & Poor) e seus danos às mudas de *Hevea brasiliensis* (Muell.). 48f. Dissertação (Mestrado em Ciências, Engenharia Florestal) Universidade do Paraná, Curitiba, PR, 1985.

MOREIRA, I. P. S. Biologia da *Leptopharsa heveae* (Drake & Poor, 1935) e seus danos nas mudas de *Hevea brasiliensis* (Muell., 1932). *Silvicultura*, São Paulo, v. 11, n. 41, p. 47, 1986.

MOURA, J. I. L.; RODRIGUES, R. M. P. R.; SANTOS, R. S. Primeiro registro de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Hemiptera: Tingidae) em seringueira no Espírito Santo. *Agrotrópica*, v. 22, n. 3, p. 183-186, 2010.

RODRIGUES, M. G. Pragas da seringueira. Manaus, EMBRAPA, CNPSD, 1977.

SANTOS, R. S. Parasitismo de ovos de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 (Hemiptera: Tingidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Müell. Arg.) no Estado do Mato Grosso. 104f. Tese (Doutorado em Agronomia, Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 2007.

SANTOS, R. S.; FREITAS, S. de. Parasitismo de *Erythmelus tingitiphagus* (Soares) (Hymenoptera: Mymaridae) em ovos de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Hemiptera: Tingidae), em plantios de seringueira (*Hevea brasiliensis* Mell. Arg.). *Neotropical Entomology*, v. 37, n. 5, p. 571-576, 2008.

SANTOS, R. S. Parasitismo de ovos de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor por *Erythmelus tingitiphagus* (Soares) em plantios de seringueira com aplicação de produtos fitossanitários. *Revista Ceres*, v. 61, n. 3, p. 350-355, 2014.

SANTOS, R. S. Quantificação de fenóis totais em cinco clones de seringueira, *Hevea brasiliensis* (Euphorbiaceae). In: 66ª Reunião Anual da SBPC, 2014b, Rio Branco, AC. Anais... Sociedade Brasileira de Pesquisa Científica, 2 p.

SIMONATO, A. L. Distribuição espacial, amostragem sequencial e dinâmica populacional de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae) na cultura da seringueira. 96f. Tese (Doutorado em Agronomia, Produção Vegetal) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 2014.

SILVA, E. A. R.; BATISTA FILHO, A.; WENZEL, I. M.; FURTADO, E. L.; ALMEIDA, J. E. M. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos para o controle de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae). Arquivos do Instituto Biológico, v. 79, n. 4, p. 549-556, 2012.

RANGEL, D. E. N.; CORREIA, A. C. B. Álbum de Virulência de *Aphanocladium album* (Preuss) Gams e *Verticillium lecanii* (Zimm.) Viégas (Deuteromycotina: Hyphomycetes) para o Percevejo-de-renda da Seringueira, *Leptopharsa heveae* (Drake & Poor) (Hemiptera: Tingidae). Ciência e Agrotecnologia, v. 27, p. 1636-1642, 2003.

SCOMPARI, C. H. J. Estudo dos crisopídeos (Neuroptera, Chrysopidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Müell Arg.), aspectos biológicos e potencial no controle biológico de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Hemiptera, Tingidae). 173f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 1997.

TANZINI, M. R. Resistência de clones de seringueira (*Hevea brasiliensis* Müell. Arg.) a *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 (Hemiptera, Tingidae) e sua biologia. 1996, 138 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 1996.

TANZINI, M. R.; LARA, F. M. Biologia do percevejo-de-renda-da-seringueira *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Heteroptera: Tingidae). Ecosistema, v. 23, n. 1, p. 65-67, 1998.

TANZINI, M. R. Controle do percevejo-de-renda-da-seringueira (*Leptopharsa heveae*) com fungos entomopatogênicos. 140f. Tese (Doutorado em Ciências, Entomologia Agrícola) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP, 2002.

TEIXEIRA, S. Pragas da seringueira - percevejo ou mosca de renda e ácaro da seringueira. Disponível em: <<https://www.cpt.com.br/cursos-agricultura/artigos/pragas-da-seringueira-percevejo-ou-mosca-de-renda-e-acaro-da-seringueira>>. Acesso em: 29 nov. 2017.

15.2.3 *Mastigimas anjosi*

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹ & DANIEL BURCKHARDT²

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, 4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

***Mastigimas anjosi* Burckhardt et al., 2011 (Hemiptera: Aphalaridae)**

Nome popular: psilídeo-dos-cedros, psilídeo-da-toona

Estados brasileiros onde foi registrada: CE, MG, PR, RS, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos são de tamanho relativamente grande quando comparados a outras espécies de psilídeos. O comprimento total, da cabeça até a ponta da asa, pode variar entre 4,8 e 5,5 mm para as fêmeas (Figuras 1- A e B) e entre 4,2 e 5,0 mm, para os machos (Figura 1-C) (Burckhardt & Queiroz, 2012; Queiroz et al., 2013). A antena também é longa, sendo quase do tamanho do corpo (3,12 a 3,44 mm e 3,38 a 3,45 mm, respectivamente para machos e fêmeas) (Queiroz et al., 2013).

A cabeça e dorso do tórax nos adultos é de coloração amarela esverdeada clara, com pontos escuros e listras marrons (Figura 1), sendo a cabeça ventralmente esbranquiçada. Os olhos são acinzentados com ocelos alaranjados. A antena é de cor marrom escura, com escapo e pedicelo de cor marrom clara. As asas anteriores (Figuras 1 e 2) são transparentes com veias bem definidas, de cor marrom escura, com pterostigma que pode ser claro (Figura 2-A), ou escuro (Figura 2-B). As pernas são de cor amarela palha, com os ápices dos segmentos da tíbia e dos tarsos de cor castanha. O abdômen tem tergitos marrom escuro ou preto, com esternitos amarelo claro e extensas manchas marrons escuras nos machos. Os esternitos das fêmeas são uniformemente de cor amarela clara. O padrão escuro é maior nos indivíduos mais maduros e reduzido nos mais jovens. As genitálias masculinas e femininas são importantes na identificação das espécies

de psilídeos (Burckhardt et al., 2011; Burckhardt & Queiroz, 2012; Queiroz et al., 2013)

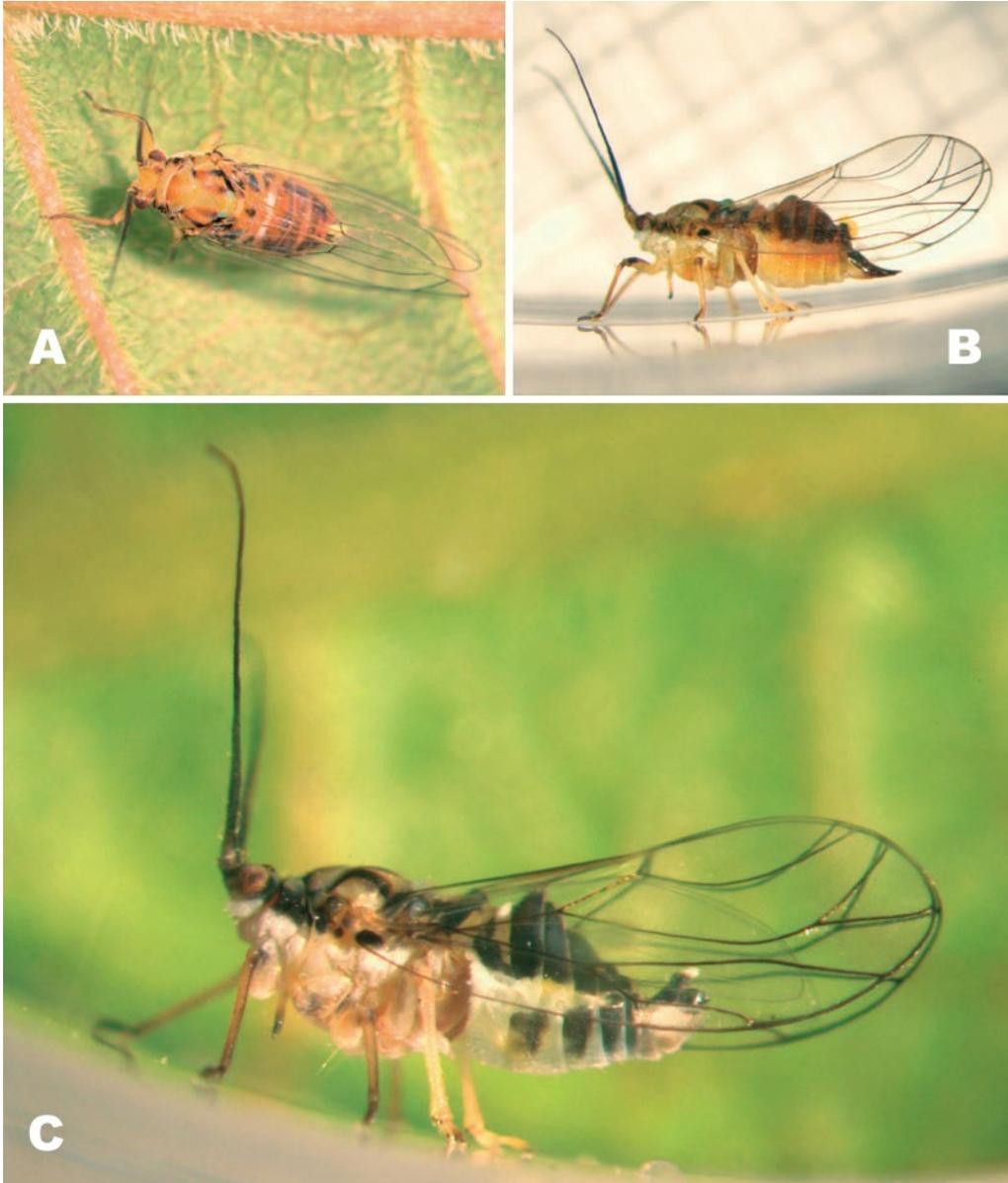


Figura 1. Adultos de *Mastigimas anjosi*: A. fêmea vista dorsal; B. fêmea vista lateral; e C. macho vista lateral.

Os imaturos de quinto ínstar (Figura 3) possuem o corpo amarelo pálido com as pontas das antenas e pernas mais escuras. As ninfas apresentam o corpo

alongado, coberto com cerdas, ligeiramente mais escassas do que na espécie *M. schwarzi* (Burckhardt et al., 2011). A antena tem dez segmentos, coberto com cerdas longas e espaçadas. A antena possui o comprimento total de 1,44 a 1,60 mm.



Figura 2. Asas anteriores de *Mastigimas anjosi* com pterostigma claro (A) e escuro (B).

O terceiro segmento é duas vezes mais longo do que o quarto, com cerdas terminais de comprimento irregular. As garras tarsais são muito maiores do que arolium tarsal. A margem do abdômen é irregularmente arredondada. A placa caudal possui duas faixas transversais de poros de cada lado ao anel circumanal, bem como numerosas manchas redondas com cerca de dez a 50 poros em cada. O anel circumanal é pequeno e consiste de várias linhas de poros. O comprimento do corpo e largura variam entre 1,66 e 2,25 mm e 1,21 e 1,62 mm, respectivamente. As tecas alares tem comprimento entre 0,69 e 0,78 mm. A placa caudal tem comprimento variando entre 0,60 e 0,65 mm e com largura entre 1,00 e 1,13 mm (Burckhardt & Queiroz, 2012 ; Queiroz et al., 2013). As ninfas produzem uma grande quantidade de cera e, quando vivas, estão sempre cobertas por estas secreções, as quais apresentam aspecto de algodão (Figuras 3 e 4).



Figura 3. Imaturo de *Mastigimas anjosi* de quinto instar parcialmente coberta com cera.



Figura 4. Imaturos de *Mastigimas anjosi* cobertos com ceras na parte inferior da folha de *Toona ciliata* (Meliaceae).

Aspectos do ciclo biológico de *M. anjosi* foram observados em uma plantação de *Toona ciliata* de dois anos de idade, de 20 mil árvores na comunidade de Carreiros, no município de Ouro Branco, Minas Gerais, em junho e novembro de 2008 e abril de 2009.

Fêmeas adultas de *M. anjosi* depositam seus ovos sobre os folíolos jovens em *T. ciliata* (Meliaceae), preferencialmente perto das veias, geralmente na superfície inferior. Um grande número de imaturos aglomeram-se na parte inferior das folhas, iniciando a formação da colônia, próximo à nervura central (Figura 5-A). Quando as condições fisiológicas dos folíolos atacados são insuficientes para o desenvolvimento dos imaturos, eles espalham-se por toda a planta, colonizando folhas, pecíolos, casca e brotações apicais (Figuras 5-B e C) e, às vezes, o tronco da árvore (Queiroz et al., 2013).



Figura 5. A- Colônias de *Mastigimas anjosi* com ceras na parte inferior das folhas de *Toona ciliata*, próximas as nervuras; B e C- Colônias com ceras em pecíolos e ramos. Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O hospedeiro nativo de *Mastigimas* é, tanto quanto se sabe, o gênero *Cedrela* (Pennington & Muellner, 2010). *Cedrela* seria o taxon irmão presumido de *Toona*, um gênero indo-australiano de árvores (MUELLNER et al., 2010). *Mastigimas anjosi* desenvolve em *C. fissilis* e *T. ciliata* no Brasil. *Cedrela fissilis* abriga pelo menos uma outra espécie do gênero *Mastigimas* (*M. sp. nov.* 2) no Brasil.

As margens dos folíolos começam a enrolar e os folíolos tornam-se deformados durante o desenvolvimento dos imaturos (Figura 6). Clorose, manchas e necrose aparecem e aumentam gradualmente até que os folíolos ficam completamente amarelos, murcham e caem. Em uma mesma folha, o amarelecimento dos folíolos pode ocorrer de forma irregular. O ataque do psilídeo provoca a queda prematura dos folíolos do ápice para a base da folha e da planta (Figura 7). A perda prematura de folhas provoca excessiva brotação lateral (Figura 8-A), levando a perda da dominância apical e superbrotação das árvores. Uma alta infestação do psilídeo pode levar à deformação das brotações e folhas novas (Figura 8-B), desfolha e estiolamento, prejudicando a forma comercial das árvores. Antes de perder totalmente as folhas, a planta permanece com poucos remanescentes de folíolos amarelados, necróticos, secos e deformados.



Figura 6. Folhas de *Toona ciliata* deformadas pela ação de *Mastigimas anjosi*. Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.



Figura 7. Plantas de *Toona ciliata* desfolhadas pela ação de *Mastigimas anjosi*. Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.



Figura 8. Brotações laterais (A) e deformação dos ponteiros (B) induzidas pelo ataque de *Mastigimas anjosi* em árvores de *Toona ciliata*. Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.

Os imaturos também secretam uma cera floculenta que se acumula sobre os folíolos, pecíolos e ramos jovens. Estas ceras e excreções açucaradas (Figura 10-B) expelidas pelos psíldeos propiciam o desenvolvimento da fumagina (Figura 9), que cobre as folhas e brotos diminuindo a fotossíntese. Brotos atacados apresentam aspecto seco e quebradiço, o que facilita a quebra das árvores pelo vento.



Figura 9. Presença de fumagina em folhas de *Toona ciliata* atacadas por *Mastigimas anjosi*. Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.

Surtos sucessivos de *M. anjosi* têm sido observados em várias plantações de *T. ciliata* em Minas Gerais. No município de Ouro Branco, plantações de *T. ciliata* têm sofrido ataques severos e sucessivos. Os ataques mais graves foram observados em junho e novembro de 2008 e abril de 2009.

Este inseto foi detectado inicialmente em São Paulo e em Minas Gerais, infestando plantios comerciais de *T. ciliata* (Burckhardt et al., 2011) e no Paraná, em *Cedrela fissilis* (Burckhardt et al., 2013). Posteriormente, foi observado no Mato Grosso e Rio Grande do Sul (Mazzardo et al., 2017).

MANEJO

Controle biológico

Uma larva de Diptera (Tachinidae) de primeiro ínstar foi encontrada enquanto se dissecava um adulto de *M. anjosi*. Essa descoberta foi inesperada, pois Diptera não são parasitoides comuns de psilídeos (Hollis, 2004). Este foi o primeiro registro da família Tachinidae como parasitoide de um psilídeo (Queiroz et al., 2013).

Outros inimigos naturais foram observados em campo, em Ouro Branco e Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais. Os mais frequentes foram o bicho-lixeiro (Chrysopidae) (Figuras 10- A e B) e larvas de moscas Syrphidae predando as ninfas do psilídeo (Figura 10- C). Recomenda-se que os referidos sejam manejados como componentes biológicos em futuros programas de manejo integrado desta praga (Queiroz et al., 2013).



Figuras 10. Inimigos naturais em colônias de *Mastigima anjosi*. Ovos (A) e adulto (B) de Chrysopidae (Neuroptera). Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.



Figura 11. Inimigos naturais em colônias de *Mastigimas anjosi*. Larvas de Syrphidae (Diptera). Conselheiro Lafaiete, Minas Gerais, 2009.

Controle químico

Inseticidas sistêmicos, associados a outros de contato, têm sido utilizados em plantios de cedro-australiano para suprimir altas populações de *M. anjosi*. Isto vem sendo prática comum nesses plantios até que se encontre uma alternativa (Queiroz et al., 2013). No entanto, nenhum inseticida está registrado para essa praga no Brasil (AGROFIT, 2017).

REFERÊNCIAS

BROWN, R. G.; HODKINSON, I. D. Taxonomy and ecology of the jumping plant-lice of Panama (Homoptera: Psylloidea). Entomonograph, Leiden (E. J. Brill) and København (Scandinavian Science Press Ltd.). 1988. n. 9, 304 p.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. Zootaxa, n. 3571, p. 26–48. 2012.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L.; QUEIROZ, E. C.; ANDRADE, D.; ZANOL, K.; REZENDE, M. Q.; KOTRBA, M. The jumping plant-lice *Mastigimas anjosi* (Hemiptera, Psylloidea), a new pest of *Toona ciliata* (Meliaceae) in Brazil. Spixiana, v. 34, n.1, p. 113–124. 2011.

- HALBERT, S. Entomology section. Triology v. 42, n. 3: 5–15. 2003.
- HODKINSON, I. D.; WHITE, I. M. The Neotropical Psylloidea (Homoptera: Insecta): an annotated checklist. Journal of Natural History, v. 15, n. 3, p. 491–523. 1981.
- HOLLIS, D. Australian Psylloidea: jumping plantlice and lerp insects. Australian Biological Resources Study, Canberra, 2004. 216 p.
- MAZZARDO, T.; BARRETO, M. R.; QUEIROZ, D. L. DE ; BURCKHARDT, D. Diversity and distribution of jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) along edges of Amazon-Cerrado transitional forests in Sorriso, Mato Grosso, Brazil. CHECK LIST, JOURNAL OF SPICIES LIST AND DISTRIBUTION, v. 13, p. 2131-2138, 2017.
- MUELLNER, A. N., PENNINGTON, T. D., KOECKE, A. V.; RENNER, S. S. Biogeography of *Cedrela* (Meliaceae, Sapindales) in Central and South America. American Journal of Botany, v. 97, n.3, p. 511–518. 2010.
- PENNINGTON, T. D.; MUELLNER, A. N. A monograph of *Cedrela* (Meliaceae). Milborne Port, UK (DH Books). 2010. 112 p.
- QUEIROZ, D. L.; BURCKHARDT, D. ; ANJOS, N . Psilídeos no Brasil: 8 - *Mastigimas anjosi* (Hemiptera, Psylloidea), nova praga da Toona ciliata no Brasil. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2013 (Comunicado Técnico).
- SCHWARZ, E. A. Note on the *Cedrela* psyllids (Genus *Freysuila* Aleman). Proceedings of the Entomological Society of Washington, n. 4, p. 195–197. 1899.

15.2.4 *Quesada gigas*

ALEXANDRE MEHL LUNZ¹

¹ Embrapa Amazônia Oriental, alexandre.mehl@embrapa.br

***Quesada gigas* (Olivier, 1790) (Hemiptera: Cicadidae)**

Nome popular: cigarra, cigarra-do-cafeeiro

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, CE, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PR, SP e PA.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As cigarras possuem desenvolvimento hemimetabólico e seu ciclo de vida é composto por quatro fases: (1) ovo depositado nos ramos do hospedeiro; (2) ninfa móvel no solo, sugando as raízes, (3) ninfa imóvel fixada em suporte, como troncos, ramos e folhas; e (4) adulto na parte aérea do hospedeiro (Martinelli, 2004), sendo a fase de ninfa móvel a única a causar danos.

As posturas de *Quesada gigas* são endofíticas, nos ramos mais secos das plantas hospedeiras (Decaro Júnior et al., 2012; Martinelli & Zucchi, 1997). As ninfas neonatas penetram no solo onde se aderem às raízes para se alimentar da seiva. Nos três primeiros instares, possui coloração predominantemente branca com comprimento médio de 2,2; 4,2 e 8,2 mm, respectivamente, sendo que, no quarto (14,6 mm) e quinto (27,3 mm) instares, a cabeça e o tórax tornam-se mais pardos em relação ao abdômen, além das tecas alares tornarem-se distintas (Maccagnan & Martinelli, 2004). As características mais notáveis nos cinco instares são as pernas anteriores fossoriais, que permitem ao inseto a aderência necessária às raízes das plantas hospedeiras (Lunz et al., 2016). A duração do período ninfal de *Q. gigas* é de um ano e nove meses, sendo oito meses do primeiro ao terceiro instar, sete meses no quarto e de cinco a seis meses no quinto instar (Kubota, 2013).

As ninfas de último ínstar de *Q. gigas* saem de suas galerias subterrâneas perpendiculares ao solo, ao término do desenvolvimento pós-embriônico, onde deixam orifícios de até dois centímetros de diâmetro (Lunz et al., 2016), para se fixarem em árvores ou arbustos próximos que lhes servem de suporte. As ninfas possuem hábito gregário quando se encontram nas galerias, não necessariamente ao redor da árvore atacada (Figura 1), sendo as de quarto e quinto instares as mais comumente encontradas em profundidades que variam de 8 a 35 cm, independentemente da intensidade de ataque (Monteiro et al., 2013).

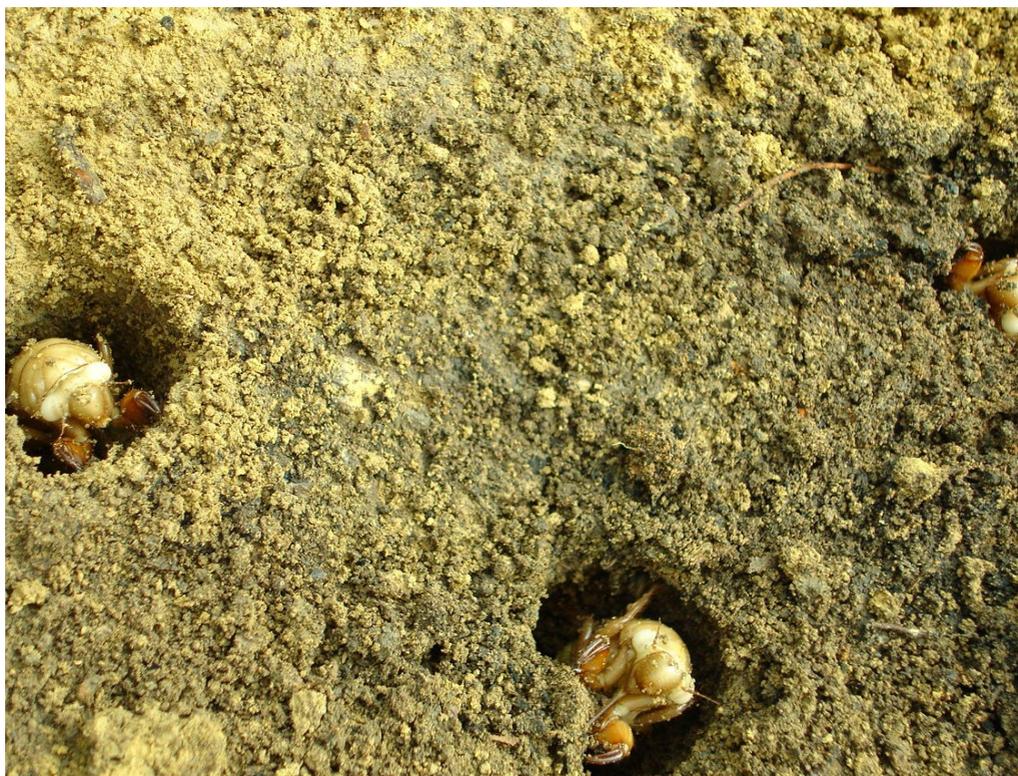


Figura 1. Ninfas de *Quesada gigas* em área plantada com paricá. Dom Eliseu, Pará. 2008.

Após a emergência, que ocorre na transição do período seco para o chuvoso durante cerca de nove semanas (Maccagnan, 2008), o adulto permanece pendurado na exúvia o tempo necessário para o enrijecimento das asas e posterior voo, quando apresenta coloração verde-clara (Figura 2). As fêmeas são menores que os machos e possuem ovipositor proeminente em relação ao corpo. Machos e fêmeas adultos possuem tonalidade verde mais escura e a parte ventral repleta

de secreção branca e pulverulenta. Das dez espécies de cigarras descritas como pragas, os adultos de *Q. gigas* são o de maior tamanho, com 35 a 55 mm de comprimento (Martinelli, 2004).



Figura 2. Adulto de *Quesada gigas* recém-eclodido. Dom Eliseu, Pará. 2008.

A característica mais marcante das cigarras, contudo, consiste na emissão de sons característicos provenientes de um sistema morfológico específico dos machos que produzem o “canto” ou timbalização que serve para, entre outras funções, atrair as fêmeas para a reprodução (Maccagnan, 2008). O período de revoada das cigarras dura algumas semanas, assim como a fase adulta, e é diagnosticado pela emissão de sons que possuem frequências e intensidades extremamente variadas, sendo diretamente proporcionais à infestação de uma determinada área. Trata-se de um eficaz método de comunicação intraespecífica e que possui aplicações na sistemática das espécies de cigarras que se valem desse recurso (Quartau & Simões, 2006; Simões & Quartau, 2007).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Quesada gigas possui 28 espécies vegetais hospedeiras, entre elas diversas árvores de relevância econômica, como o mogno (*Swietenia macrophylla* King, Meliaceae), jacarandá (*Jacaranda mimosaeifolia* (D. Don), Bignoniaceae), jatobá (*Hymenaea courbaril* L., Fabaceae) e seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell., Euphorbiaceae) (Martinelli, 2004). Entretanto, as ninfas possuem relevância econômica em apenas dois sistemas de produção: cafeeiro (*Coffea* sp., Rubiaceae) e paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, Fabaceae). A interação de cigarras com plantios de paricá na Amazônia foi descrita mais recentemente (Zanuncio et al., 2004), em que *Q. gigas* destaca-se por ser a única espécie de cigarra registrada e a maior praga desta cultura (Lunz et al., 2010).

Há relatos de ocorrência de *Q. gigas* em plantios de paricá no Pará e Maranhão (Zanuncio et al., 2004; Lunz et al., 2012), além do Mato Grosso (Maccagnan et al., 2014). Contudo, estima-se que a espécie esteja presente nos demais estados da Amazônia Legal em que o paricá seja empregado em sistemas integrados de produção, como os agroflorestais, dado o seu rápido crescimento e múltiplos usos, especialmente na indústria de laminados e compensados (Carvalho, 2006). Pode-se atestar a ocorrência de *Q. gigas* em plantios de paricá basicamente por meio de três aspectos característicos: existência de exúvias aderidas nos troncos das árvores (Figura 3) ou caídas na base destas, com alturas de fixação dificilmente ultrapassando os 2 m de altura, podendo ser encontradas, também, em galhos e ramos de plantas do sub-bosque local; som estridente característico produzido pelos machos (timbalização) ao entardecer; grandes quantidades de insetos adultos (Figura 4) observados nos troncos das árvores; e árvores mortas,

caídas ou escoradas em outras adjacentes, formando pequenas a médias clareiras em meio ao plantio (Lunz et. al., 2012). Outra evidência é a existência de muitos orifícios de saída de ninfas de quinto instar do solo, embora nem sempre estejam em condições de serem observados devido ao sub-bosque comumente formado em meio às linhas de plantio do paricá.



Figura 3. Exúvias de *Quesada gigas* aderidas em tronco de paricá. Dom Eliseu, Pará, 2008.



Figura 4. Adultos de *Quesada gigas* agrupados em função da timbalização. Dom Eliseu, Pará. 2009.

Os danos ocasionados à cultura de paricá por *Q. gigas* são causados pela sucção contínua da seiva do xilema pelas ninfas móveis através das raízes, o que acarreta em queda das folhas, redução no crescimento e morte das árvores (Zanuncio et al., 2004), nesta ordem, proporcionalmente ao tamanho da população do inseto. A seiva da planta hospedeira, por ser pobre em nutrientes, demanda grandes quantidades de alimento para que o ciclo de vida do inseto seja completado (Maccagnan, 2008). Isso é potencializado pela robustez do corpo de *Q. gigas*, especialmente a partir do quarto ínstar. A partir dos três anos de idade do hospedeiro, os sinais de ataques intensificam-se, pois é quando o sistema radicular da planta está bem desenvolvido e, conseqüentemente, atende plenamente às necessidades alimentares do inseto. Como o ciclo de corte do paricá é, em média, a partir dos seis a sete anos, as perdas podem chegar a 20% da área plantada (Lunz et al., 2010).

MANEJO

Controle físico e mecânico

O controle físico de *Q. gigas* é aplicado sobre a fase adulta do inseto, cujo comportamento acústico, bem como sua frequência sonora, períodos e duração dos sons emitidos são conhecidos (Maccagnan et al., 2006). Consiste no uso de uma armadilha sonora que emite o som atrativo à espécie, associada a um sistema de aplicação de inseticida químico, de modo que o inseto passe pelo produto pulverizado em um sistema fechado, em que a calda é coletada por anteparos e novamente empregada (Maccagnan, 2008). Portanto, trata-se de um controle associado, no qual o método físico (som) é integrado a um químico visando à redução da população de adultos de *Q. gigas* em áreas infestadas e a consequente redução de posturas no próximo ciclo.

A armadilha sonora possui raio de atração de 80 metros, podendo cobrir cerca de 2 ha em um mesmo ponto, onde permanece de 30 a 40 minutos ligada e, quando deslocada em meio à área plantada sobre uma carreta tratorizada, pode cobrir de 20 a 30 ha por dia (Maccagnan et al., 2008a). O emprego de calda inseticida com lambdacialotrina a 2% demonstrou eficiência maior que 85% (Maccagnan et al., 2008b).

Outra estratégia bastante empregada por empresas florestais é a passagem de grade tratorizada. As ninfas localizadas mais superficialmente, que são maioria (Monteiro et al., 2013) são eliminadas por esmagamento e se acredita que as demais acabam afetadas indiretamente pela mudança nas condições do solo, como aumento de temperatura. Entretanto, essa prática proporciona maior dano à estrutura física do solo, especialmente por ser empregada diversas vezes por ano em área total. Mesmo em áreas empregadas para sistemas de produção, devem ser preconizadas as práticas que evitem a degradação do solo, como uso excessivo de implementos agrícolas, que favorecem a compactação.

Controle químico

Existem inseticidas registrados para o controle de ninfas de *Q. gigas* em cafeeiro, como imidacloprido e tiametoxam, mas não para plantios de paricá (AGROFIT, 2017). Contudo, é possível afirmar que tais produtos são eficientes em ambos os sistemas produtivos graças ao desenvolvimento de uma metodolo-

gia de avaliação para áreas plantadas com paricá (Lunz et al., 2010). Nela, o uso de uma grade aradora adaptada acoplada a um trator para abrir trincheiras de tamanho padronizado, permitiu determinar um valor aproximado de dez ninfas por trincheira para obtenção de um controle efetivo (igual ou superior a 70%) dos princípios ativos testados, em termos de redução da população inicial de ninfas. As avaliações são feitas contando-se os orifícios no solo escavados pelas ninfas, a cada 15 dias, totalizando seis amostragens, sendo uma anterior à aplicação dos produtos. Após 30 dias, os tratamentos à base de tiametoxam causaram mortalidade das ninfas, sendo os mais eficazes quando aplicados via calda inseticida no solo em área total (Monteiro et al., 2013).

A aplicabilidade do método demanda uma série de pré-requisitos, como a idade mínima de três anos do plantio, evitar períodos de chuvas muito intensos em que lama ocasionada pode ocultar os orifícios das galerias das ninfas no solo, eliminação prévia de sub-bosque com roçagem mecanizada para melhor evidenciar tais orifícios e evitar situar as trincheiras em irregularidades no solo que podem dificultar a mecanização, como sauveiros, cupinzeiros, tocos de árvores, rochas, áreas compactadas por trânsito de veículos, amontoados de liteira provenientes do plantio e buracos em geral (Lunz et al., 2012).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 26 maio 2017.
- CARVALHO, P. E. R. Espécies arbóreas brasileiras. Vol. 2. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2006. 627p.
- DECARO JÚNIOR, S. T.; MARTINELLI, N. M.; MACCAGNAN, D. H. B.; RIBEIRO, E. S. D. B. Oviposition of *Quesada gigas* (Hemiptera: Cicadidae) in coffee plants. *Revista Colombiana de Entomología*, v. 38, p. 1-5, 2012.
- KUBOTA, M. M. Aspectos biológicos de *Quesada gigas* (Olivier, 1790) (Hemiptera: Cicadidae) em cafeeiro. 2013. 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; MOURÃO JÚNIOR, M.; MONTEIRO, O. M.; LECHINOSKI, A.; ZANETI, L. Z. Método para monitoramento de ninfas de cigarras e controle com inseticidas em reflorestamentos com paricá. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 45, p. 631-637, 2010.
- LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; MOURÃO JUNIOR, M.; MONTEIRO, O. M. Recomendações para o monitoramento de cigarras [*Quesada gigas* (Olivier), Hemiptera: Cicadidae] em reflorestamentos com paricá [*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby]. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2012. 12p. (Circular técnica, 46).
- LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; BATISTA, T. F. V. Paricá. In: SILVA, N. M.; ADAIME, R.; ZUCCHI, R. A. (Eds.) *Pragas agrícolas e florestais na Amazônia*. Brasília: Embrapa, 2016. Cap. 24, p. 472-491.
- MACCAGNAN, D. H. B.; MARTINELLI, N. M. Descrição das ninfas de *Quesada gigas*

(Olivier) (Hemiptera: Cicadidae) associadas ao cafeeiro. *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 33, n. 4, p. 439-446, 2004.

MACCAGNAN, D. H. B.; PRADO, P. R. R.; SENE, F. M.; MARTINELLI, N. M. Etologia sonora de *Quesada gigas* (Olivier, 1790) (Hemiptera: Cicadidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife. Anais... Recife: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006. Nº 205-1.

MACCAGNAN, D. H. B. Cigarra (Hemiptera: Cicadidae): emergência, comportamento acústico e desenvolvimento de armadilha sonora. 2008. 83p. Tese (Doutorado em Ciências – Curso de Pós-graduação em Entomologia, Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP).

MACCAGNAN, D. H. B.; MARTINELLI, N. M.; MATUO, T. K.; MATUO, T. Cigarras do café: biologia, ecologia e manejo. In: Núcleo de Estudos em Fitopatologia; Universidade Federal de Lavras. (Org.). Manejo fitossanitário da cultura do cafeeiro. 1º Ed. Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2008a. p. 147-155.

MACCAGNAN, D. H. B.; MARTINELLI, N. M.; MATUO, T.; MATUO, T. K.; SENE, F. M.; PRADO, P. R. R. Desenvolvimento de armadilha sonora para o controle da cigarra *Quesada gigas* (Olivier, 1790) (Hemiptera: Cicadidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 22., 2008, Uberlândia. Anais... Uberlândia: Sociedade Entomológica do Brasil, 2008b. Nº 1372-2.

MACCAGNAN, D. H. B.; PITTA, R. M.; LUNZ, A. M.; BEHLING, M.; MARTINELLI, N. M. Primeiro registro de cigarra em reflorestamento com paricá no estado de Mato Grosso, Brasil. *Revista de Ciências Agrárias*, Belém, v. 57, n. 4, p. 451-454, 2014.

MARTINELLI, N. M. Cigarras associadas ao cafeeiro. In: SALVADORI, J. R.; ÁVILA, C. J.; SILVA, M. T. B. (Eds.) Pragas de solo no Brasil. Passo Fundo: Embrapa Trigo; Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste; Cruz Alta: Fundacep Fecotrigo, 2004. Cap. 18, p. 517-541.

MARTINELLI, N. M.; ZUCCHI, R. A. Cigarras (Hemiptera: Cicadidae: Tibicinidae) associadas ao cafeeiro: distribuição, hospedeiros e chave para as espécies. *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 26, p. 133-143, 1997.

MONTEIRO, O. M.; LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; OLIVEIRA JÚNIOR, M. C. M. Distribuição espacial e profundidades de galerias de ninfas de *Quesada gigas* em plantios de paricá. *Revista de Ciências Agrárias*, Belém, v. 56, n. 4, p. 353-358, 2013.

MONTEIRO, O. M.; LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; OLIVEIRA JÚNIOR, M. C. M.; BATISTA, T. F. V. Avaliação de inseticida para controle da cigarra *Quesada gigas* em plantios de paricá. *Pesquisa Florestal Brasileira*, Curitiba, v. 34, n. 78, p. 169-172, 2014.

QUARTAU, J. A.; SIMÕES, P. C. Acoustic evolutionary divergence in cicadas: the species of *Cicada* L. in Southern Europe. In: DROSOPOULOS, S.; CLARIDGE, M. F. Insect sounds and communication – Physiology, behaviour, ecology and evolution. New York: Taylor & Francis Group, 2006. p. 227-237.

SIMÕES, P. C.; QUARTAU, J. A. On the dispersal of males of *Cicada orni* in Portugal (Hemiptera: Cicadidae). *Entomologia Generalis*, Stuttgart, v. 30, n. 3, p. 245-252, 2007.

ZANUNCIO, J. C.; PEREIRA, F. F.; ZANUNCIO, T. V.; MARTINELLI, N. M.; PINON, T. B. M.; GUIMARÃES, E. M. Occurrence of *Quesada gigas* on *Schizolobium amazonicum* trees in Maranhão and Pará states, Brazil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 39, p. 943-945, 2004.

15.3 Lagartas (Lepidoptera) desfolhadoras

15.3.1 *Brassolis sophorae*

JOANA MARIA SANTOS FERREIRA¹ & DALVA LUIZ DE QUEIROZ²

¹EMBRAPA Tabuleiros Costeiros - CPATC, Av. Beira Mar, 3250, Bairro Sementeira, Caixa Postal: 25, CEP 49025-040, Aracaju, Sergipe, joana.ferreira@embrapa.br

²EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

Brassolis sophorae Linnaeus, 1758 (Lepidoptera: Nymphalidae)

Nome popular: brassolis, lagarta-do-coqueiro, lagarta-das-folhas-do-coqueiro, lagarta-das-palmeiras, lagarta-das-palmáceas

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, CE, MA, MG, DF, PA, PB, PE, PI, RN, SE, SC e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos de *B. sophorae* são borboletas que medem de 60 a 100 mm de envergadura (Figura 1). As asas anteriores e posteriores são de cor marrom e, nas fêmeas, as anteriores apresentam uma faixa alaranjada mais larga e em forma de Y e as posteriores, a presença de três ocelos circundados de preto ou marrom na face inferior (Ferreira et al., 1997). A atividade de voo dessa espécie é crepuscular e vespertina, período no qual ocorre a atividade sexual. O macho adulto inicia mais cedo sua atividade, provavelmente, como estratégia para maximizar o número de cópulas (Peña, 2013). A proporção de fêmeas e machos é de 1:2. As fêmeas permanecem ativas por mais tempo (Bonetti Filho, 1993), possivelmente, à procura por plantas adequadas para a oviposição (Peña, 2013). As fêmeas são maiores do que os machos e com o abdômen mais abaulado. A longevidade média dos adultos varia de 11 a 13 dias para as fêmeas e de sete a 11 dias para os machos (Peña, 2013).

A fêmea coloca ovos agrupados na base do pecíolo, nos folíolos das folhas das palmeiras, nas fibras que prendem as folhas (Figura 2) e algumas vezes na parte superior do estipe, em número que pode variar de 14 a 300 ovos (Genty et al., 1978; Peña, 2013).



Figura 1. Adultos da lagarta-das-palmeiras *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae).

O ovo é rígido, tem formato cilíndrico (2,0 mm de altura x 1,0 mm de largura) com a borda inferior, que fica aderida à folha, achatada e a superior ligeiramente arredondada (Genty et al., 1978; Peña, 2013). A coloração dos ovos varia de creme-esbranquiçada, para rosada até tornar-se cinza, próximo à eclosão. O período de incubação do ovo de *B. sophorae* varia entre 20 e 30 dias (Genty et al., 1978; Peña, 2013).



Figura 2. Ovos da lagarta-das-palmeiras *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae).

A lagarta (Figura 3) tem cabeça castanho-avermelhada, corpo com listras longitudinais marrom-escuras e claras, recoberto por fina pilosidade. Passa por sete ínstares, podendo medir de 60 a 80 mm de comprimento ao final do seu desenvolvimento, que dura de 50 a 125 dias (Genty et al., 1978; Peña, 2013). Possui hábito gregário e atividade crepuscular, saindo do ninho em trilha, no início da noite, para se alimentar na planta hospedeira. As lagartas, ainda pequenas, unem dois ou três folíolos de uma folha da palmeira, tecendo um cartucho (ninho) com fio de seda no interior do qual se abrigam durante o dia e se protegem das chuvas e inimigos naturais (Ferreira et al., 2015). Em um único ninho, podem ser encontradas mais de 300 lagartas. Estas, à medida que crescem e ocupam todo o espaço interno do ninho, transferem-se para outra folha para construir novo ninho, unindo um número maior de folíolos. Em infestações mais severas, a folha que abriga o ninho é sempre a última a servir como fonte de alimento (Ferreira et al., 2015).



Figura 3. Lagartas de *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae).



Figura 4. Pupa da lagarta-das-folhas *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae).

A pupa de *B. sophorae* (Figura 4) tem coloração marrom ou verde clara com faixas longitudinais de cor amarelo-pálido, mede 20 a 30 mm de comprimento por 10 mm de largura e permanece fixada pela extremidade do abdômen nas axilas foliares, tronco e restos da cultura deixados no solo (Ferreira et al., 2015) por um período entre 11 e 17 dias (Genty et al., 1978; Peña, 2013).

O ciclo completo de *B. sophorae*, de ovo a adulto, pode variar de 81 a 172 dias (Genty et al., 1978; Peña, 2013).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Há relatos de ocorrência de *B. sophorae* nos Estados de Alagoas (Marciano et al., 2007), Amazonas, Bahia, Ceará, Distrito Federal, Espírito Santo, Maranhão, Mato Grosso, Minas Gerais, Pará, Paraná, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo, Sergipe (Ferreira et al., 1998) e Santa Catarina (Favretto et al., 2013). Ataca principalmente espécies da família Arecaceae, como: areca-bambu (*Dypsis lutescens*), babaçu (*Attalea brasiliensis*), butiazeiro-azedo (*Butia capitata*), coqueiro (*Cocos nucifera*), dendezeiro (*Elaeis guineensis*), palmeira-imperial (*Roystonea oleracea*), palmeira-de-leque (*Sabal mauritiiformis*), palmeira-de-leque-da-China (*Livistona chinensis*), palmeira-de-manila (*Adonidia merrillii*), palmeira-rabo-de-peixe (*Caryota urens*), palmeira-real (*R. regia*), tamareira (*Phoenix dactylifera*), palmeiras dos gêneros *Acrocomia*, *Archontophoenix*, *Astrocaryum*, *Attalea*, *Bactris*, *Copernicia*, *Desmoncus*, *Euterpe*, *Livistona*, *Orbignya*, *Phoenix*, *Roystonea*, *Syagrus*, *Washingtonia* e outras palmeiras ornamentais (Lepesme, 1947; Silva et al., 1968; Lever, 1969; Genty et al., 1978; Silva, 2001; Ferreira, 2006; De La Torre, et al., 2010; Lemos; Boari, 2010; Peña, 2013). Também já foi relatada em bananeira (*Musa* spp.) (Musaceae) (Genty et al., 1978), cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum*) (Poaceae) (Ferreira, 2006), e helicônias (*Heliconia* spp.) (Heliconiaceae) (Peña, 2013).

As lagartas de *B. sophorae* provocam desfolhamento parcial ou total nas plantas hospedeiras (Figura 5). As folhas desempenham papel importante nos processos de transpiração e fotossíntese e o dano provocado ao limbo foliar da planta pode afetar diretamente seu desenvolvimento e/ou produção. Desfolhamentos superiores a 40% em coqueiros afetam o rendimento da cultura (Bailey et al., 1977). Redução de 50% a 60% e de 70% na produção de frutos foi observada, aos cinco e 17 meses depois de cessado o desfolhamento artificial,

respectivamente. Houve redução na produção de frutos do coqueiro de 15,25%, 20,68%, 49,67% e 71,37%, após um período de dois anos, para os níveis de desfolhamento artificial de 25%, 50%, 75% e 100%, respectivamente (Lins et al., 2006). Nesse estudo, a recuperação da capacidade reprodutiva das plantas, cessado o desfolhamento, levou cerca de 18 meses para se restabelecer. Um retardo na colheita do coco, entre 12 e 18 meses, foi relatado como causa do desfolhamento provocado pela *B. sophorae*, além da queda prematura dos frutos, atraso no desenvolvimento e, nos casos extremos, a morte da planta (Lever, 1969).



Figura 5. Danos causado pela lagarta-das-palmeiras *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae) em coqueiro (*Cocos nucifera*) (Arecaceae).

A lagarta de *B. sophorae* pode consumir de 500 a 600 cm² de folhas de dendezeiro durante seu ciclo de vida, o que equivale de dois a 2,5 folíolos (Genty et al., 1978). Uma palmeira, com esse nível de dano ou uma alta infestação, pode ficar totalmente desfolhada em poucos dias.

MANEJO

Monitoramento

Essa operação deve ser iniciada por volta do terceiro ano, em plantios de palmeiras comerciais e parques florestais. Durante a inspeção, deve-se observar: *i*) na planta, a presença do ninho formado pelas lagartas nas folhas; *ii*) no chão,

a presença de pedaços de folíolos cortados da folha e acúmulos de pequenos grânulos fecais arredondados caídos do ninho; *iii*) na plantação, a presença de adultos, voando ou pousados no estipe; e *iv*) em plantios mais jovens, o agrupamento das lagartas na base do pecíolo das folhas mais velhas e medianas, ou a presença do ninho na extremidade do tecido fibroso que prende a folha ao redor do estipe (engajo) (Ferreira, et al., 2015).

Uma vez detectado os primeiros sinais da praga, é importante tomar medidas de controle, tendo em vista a voracidade das lagartas e sua rápida dispersão.

Controle mecânico

A coleta manual dos ninhos de *B. sophorare* é uma prática que auxilia na redução da população desta praga na plantação. Os ninhos são coletados da planta com o auxílio de uma vara, que deve ser leve, de preferência de alumínio, fibra de vidro ou de carbono, com uma pequena foice na sua extremidade. As lagartas são então esmagadas, ainda dentro do ninho. Também podem ser colocadas dentro de um saco plástico, fechado e expostas ao sol, ou simplesmente oferecidas como alimentos para aves (Ferreira et al., 2015).

Controle silvicultural

Restos de cultura mantidos sob a planta de coqueiro, como cascas de coco e folhas secas, devem ser triturados nas entrelinhas da plantação, com o auxílio de uma trincha. Esses resíduos vegetais são normalmente utilizados como abrigo pelas lagartas ao final de seu desenvolvimento, para se transformarem em pupas e, em seguida, em borboletas (Ferreira et al., 2015).

Controle biológico

A espécie *B. sophorae* possui muitos inimigos naturais. Os ovos são parasitados pelas vespas *Anastatus* sp., *A. redivii* (Eupelmidae), *Horismenus* spp. (Eulophidae), *Telenomus* sp., *T. nigrocoxalis* (Platygastridae), *Tetrastichus* sp. (Eulophidae) (Lepesme, 1947; Silva et al., 1968; Sakasaki et al., 2011). Embora essas espécies possam desempenhar papel importante na regulação da praga no campo, ainda não são produzidas e liberadas massalmente em programas de manejo da praga.

As lagartas são parasitadas pela mosca *W. analis*, e por himenópteros *Co-*

nura sp. e *Conura maculata* (Chalcididae) (Silva et al., 1968; Tinôco, 2008; Marcicano, 2009; Sakasaki et al., 2011). Há relatos da predação dessas lagartas pelo percevejo *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) (Pentatomidae) (Tinôco, 2008; Ribeiro et al., 2010).

As pupas são parasitadas pelas moscas *Argoravinia* sp., (Sarcophagidae), *Belvosia* spp. (Tachinidae), *Chetogena Scutellaris* (Tachinidae), *Hemimasipoda* sp. (Tachinidae), *Sarcophaga* sp. (Sarcophagidae), *Xanthozona melanopyga* (Tachinidae), *Winthemia erythrina*, *W. pinguis* e *W. analis* (Tachinidae) (Lepesme, 1947; Silva et al., 1968; Moura; Vilela, 1998; Ferreira & Lins, 2002; Marcicano, 2009; Tinôco, 2010). As pupas também são parasitadas por himenópteros da família Chalcididae: *Brachimeria* sp., *B. annulata*, *B. incerta*, *B. ovata*, bem como as pupas da subespécie *B. sophorae laurentii*, pelos himenópteros *Conura morleyi*, *Spilochalcis morleyi*, *S. nigrifons* (Silva et al., 1968; Ferreira & Lins, 2002; Marcicano, 2007).

O emprego de técnicas capazes de favorecer a multiplicação e a preservação dos predadores e parasitoides de *B. sophorae* na plantação é importante na implantação de um programa de manejo, como forma de manter a população desta praga em equilíbrio.

Além dos parasitoides e dos predadores, as lagartas e as pupas de *B. sophorae* são infectadas pelos fungos entomopatogênicos *Beauveria brongniartii*, *B. bassiana* (Habib & Andrade, 1977; Ferreira, et al., 2001; Ferreira & Lins, 2002), *Isaria farinosa* (Cunha et al., 2014), *Cordyceps* sp. (Tinôco, 2008) e *Nomureae* sp., (Moura; Vilela, 1998), e pela bactéria *Bacillus thuringiensis* (Ferreira & Lins, 2002). A ingestão deste último patógeno causa alterações celulares no intestino médio e na secreção de enzimas e absorção de nutrientes e, consequentemente, a morte das lagartas de *B. sophorae* (Bezerra, 2016).

Produtos à base da bactéria *B. thuringiensis* (Dipel®, Thuricide®, Bac-control®, Able®) encontram-se registrados e disponibilizados no mercado para uso no manejo da praga na cultura do coqueiro e do dendezeiro no Brasil. Estes bioinseticidas são mais eficientes no controle de lagartas de *B. sophorae* em instares mais avançados, quando estas podem ingerir um maior número das partículas tóxicas da bactéria espalhadas na superfície dos folíolos após a pulverização (Ferreira et al., 2015). A dose recomendada para coqueiro é de 0,4 a 0,5 L ou kg do produto/ha em 200 a 400L de calda/ha, a depender do produto comercial em uso (AGROFIT, 2017). As lagartas param de se movimentar e alimentar na planta de três a quatro dias após tratamento e ingestão da partícula tóxica. A ação

do produto, mesmo sendo tardia em relação aos danos provocados à planta, é considerada positiva no manejo, pela redução gradativa que provoca nas gerações seguintes da praga (Ferreira et al., 2015). As lagartas somente morrem de 18 a 72 horas depois de cessada a alimentação, quando adquirem uma coloração marrom-escura (Zorzenon, 2012). As aplicações com bioinseticidas devem ser realizadas nas horas mais amenas do dia, de preferência, ao final da tarde.

O fungo *B. bassiana* tem capacidade de atuação sobre todos os instares da lagarta de *B. sophorae*. A morte da lagarta é lenta, ocorrendo em, aproximadamente, 72 a 96 horas, em condições favoráveis de umidade ($\geq 75\%$) e temperatura (23 a 28°C). Uma lagarta e crisálida infectadas pelo fungo ficam mumificadas e com a coloração ligeiramente rosada e, a lagarta, por sua vez, totalmente branca ao final do processo infeccioso, coberta pelos conídios do fungo (Ferreira et al., 2015). A maior vantagem do uso de *B. bassiana* sobre os químicos é a grande capacidade de reprodução e de estabelecimento do patógeno no ambiente. Lagartas naturalmente infectadas por *B. bassiana* são encontradas em áreas que receberam tratamento, a cada nova geração da praga.

Controle químico

O etofenproxi (éter difenílico), lufenuron (benzoilureia) e o metomil (metilcarbamato de oxima) + novaluron (benzoilureia) são os únicos ingredientes ativos registrados no Brasil para controle de *B. sophorae* na cultura do coqueiro (AGROFIT, 2017). Etofenproxi e metomil + novaluron também estão registrados para a cultura do dendezeiro (AGROFIT, 2017). Estes, somente devem ser utilizados em casos de elevada infestação, ou quando outros métodos de controle não mostrarem eficiência na redução da população da praga (Ferreira, et al., 2015). O volume de calda requerido no tratamento é de cerca de quatro a cinco litros por planta com o jato da calda dirigido para as folhas mais próximas em que se encontram os ninhos.

REFERÊNCIAS

AGROFIT - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20/09/2017.

BEZERRA, N. V. Aspectos sintomatológicos da interação entre Dipel® e células do epitélio do intestino médio de *Brassolis sophorae* L., (1758) (Lepidoptera, Nymphalidae) em palma de óleo. Jaboticabal, 2016, 40 p. (Tese de doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016.

BONDAR, G. Insetos nocivos e moléstias do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. Salvador: Tipografia Naval, 1940. 156p.

BONETTI FILHO, R.Z. Comportamento de *Brassolis sophorae* (L., 1758) (Lepidoptera: Nymphalidae), em condições naturais. Viçosa: UFV, 1993. Tese de Mestrado.

CUNHA, F.; DEPIERI, R.A.; MENEZES JR, A.O.; NEVES, P.M.O.J.; ALEXANDRE, T.M.; RAMOS, V.M.; LEITE, R.G.F.; DE ALMEIDA, V.T. Patogenicidade dos fungos *Metarhizium anisopliae* e *Isaria farinosa* em *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae). Científica, Jaboticabal, v.42, n.2, p.143–146, 2014.

DE LA TORRE, R.C.A.; DE LA TORRE, J.A.A.; MOYA, O.M. Biología, hábitos y manejo de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Boletines técnicos, v. 3. P.56, 2010.

FAVRETTO, M.A., E.B. SANTOS & C.J. GEUSTER. Entomofauna do Oeste de Santa Catarina, Sul do Brasil. EntomoBrasilis, v. 6, n. 1, p.42-63, 2013.

FERREIRA, J.M.S.; LIMA, M.F.; SANTANA, D.L.Q.; MOURA, J.I.L.; SOUZA, L.A. Pragas do coqueiro. In: FERREIRA, J.M.S.; WARWICK, D.R.N.; SIQUEIRA, L.A. (Eds.) A cultura do coqueiro no Brasil. 2 ed., Brasília: Embrapa – SPI; Aracaju: Embrapa – CPATC, 1997.

FERREIRA, J.M.S.; ARAUJO, R.P.C.; SARRO, F.B. Perspectivas para uso de fungos entomopatogênicos no controle microbiano das pragas do coqueiro. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2001. 24p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Circular Técnica, 26).

FERREIRA, J.M.S.; LINS, P.M.P. Manejo integrado de pragas. In: FERREIRA, J. M. S., Eds. Coco: Fitossanidade. Embrapa Tabuleiros Costeiros (Aracaju, SE). – Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, (Frutas do Brasil; 28), 2002, 136p.

FERREIRA, J.M.S.; TEODORO, A.V.; NEGRISOLI JR., A.S.; GUZZO, E.C. Descrição, bioecologia e manejo das lagartas-do-coqueiro *Brassolis sophorae* L. e *Opsiphanes invirae* H. (Lepidoptera: Nymphalidae). Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2015. 8 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 178).

GENTY, P.; DESMIER de CHENON, R.; MORIN, V.R.; KORYTKOWSKI, C.A. Ravageurs du palmier a huile en Amerique Latine. Oléagineux, Paris, v.33, n.7, p.326-415, 1978.

HABIB, M.E.M.; ANDRADE, C.F. Epizootia em larvas de *Brassolis sophorae* (Linnaeus, 1758) causada por *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., com estudos de identificação e sintomatologia. Anais da Sociedade Entomológica Brasileira, SEB, v. 6, n.2, p. 239-247, 1977.

LEMOS, W. de P.; BOARI, A.J. Manejo de pragas e doenças no cultivo da palma de óleo na Amazônia. In: RAMALHO FILHO, A.; MOTTA, E.F. DA (Org). Zoneamento agroecológico, produção e manejo da palma de óleo na Amazônia. Rio de Janeiro, Embrapa Solos, p. 145-152, 2010.

LEPESME, P. Les insectes des palmiers. Paris: Paul Lechevalier, 1947. 904p.

LEVER, R.J.A.W. Pests of the coconut palm. Rome: FAO, 1969.190p.

LINS, P.M.P.; MULLER, A.A.; RISCO BRICEÑO, S. H. Efeitos do desfolhamento provocado por *Brassolis sophorae* na produção de frutos de coqueiros. In: FRAZÃO, D. A. C.; HOMMA, A. K. O; VIÉGAS, I. de J. M. (Ed.). Contribuição ao desenvolvimento da fruticultura na Amazônia. Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, p. 337-343, 2006.

MARCICANO, M.D.L.; LIMA, I.M.M.; TAVARES, M. T.; CASAGRANDE, M.M. Parasitism of *Brassolis sophorae laurentii* Stichel (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) pupae by *Conura morleyi* (Ashmed) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini) in the state of Alagoas, Brazil. Neotropical Entomology, 36 (4): 629-631, 2007.

MARCICANO, M.D.L.; NIHEI, S.S.; LIMA, I. M. M. First host record for *Winthemia analis* (Macquart) (Diptera: Tachinidae: Exoristinae) in Brazil: *Brassolis sophorae laurentii* Stichel (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Neotropical Entomoly. [online]. 2009, v.38, n.4, pp. 550-552. ISSN 1678-8052. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2009000400020>.

MOURA, J.I.L.; VILELA, E.F. Pragas do coqueiro e dendezeiro. 2 ed. Viçosa, Aprenda Fácil, 1998, 124p.

PEÑA, Y.Y.C. Bioecología del gusano de la palma, *Brassolis sophorae* L. (Lepidoptera:

Nymphalidae) em Caracas, Venezuela. 2013. 150p (Tese de doutorado em Ciências) Departamento e Instituto de Zoologia Agrícola, Faculdade de Agronomia, Universidade Central da Venezuela, Caracas, 2013.

RIBEIRO, R.C.; LEMOS, W.de P.; BERNARDINO, A.S.; BUECKE, J.; MULLER, A.A. Primeira ocorrência de *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) predando lagartas desfolhadoras do dendezeiro no estado do Pará. *Neotropical Entomology*, v.39, n.1, p.131-132, 2010.

SAKASAKI, A.V.; RIBEIRO, R.C.; TINÔCO, R.S.; LEMOS, W.de P.; ZANUNCIO, J.C. Registro de espécies de *Conura* spp. parasitoides e hiperparasitoides em insetos-praga em cultivo de palma de óleo na região Amazônica. In: III Simpósio Brasileiro de Agropecuária Sustentável: uso de tecnologias limpas e agroenergia. 2011, SIMBRAS, Viçosa, MG, 2011.

SILVA, A.G.; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L.. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Rio de Janeiro: Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Parte II, Tomo 1. 1968, 622p.

SILVA, A.D.B. *Sibine* sp., lagarta urticante nociva às plantas e ao ser humano no estado do Pará. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2001. 3p. (Embrapa Amazônia Oriental. Comunicado Técnico, 50).

TINÔCO, R.S. Inimigos naturais e lepidópteros desfolhadores associados à *Elaeis guineensis* Jacq. na Agropalma Amazônia Brasileira. 2008. 36p. (Dissertação de Mestrado em Entomologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2008.

TINÔCO, R. S.; RIBEIRO, R. C.; VILELA, E. F.; LEMOS, W. de P.; ZANUNCIO, J. C.; NIHEI, S. S. Primeiro registro de *Chetogena scutellaris* Wulp (Diptera:Tachinidae) parasitando pupas de *Opsiphanes invirae* e *Brassolis sophorae* (Lepidoptera:Nymphalidae) no Pará, Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 23., 2010, Natal. Anais... Natal: Sociedade Brasileira de Entomologia, 2010.

ZORZENON, F.J. Principais pragas das palmeiras In: Alexandre, M.A.V.; Duarte, L.M.L.; CAMPOS-FARINHA, A.E. DE C. Plantas ornamentais: doenças e pragas, p. 207-247, 2008

15.3.2 *Condylorrhiza vestigialis*

NILTON JOSÉ SOUSA¹

¹Universidade Federal do Paraná, Departamento de Ciências Florestais, Rua Lothário Meissner, 632, Jardim Botânico, Curitiba, Paraná. nilton.ufpr@gmail.com

***Condylorrhiza vestigialis* Guenée, 1854 (Lepidoptera: Crambidae)**

Nome-popular: mariposa-do-álamo

Estados brasileiros onde foi registrada: AP, AM, PA, RO e SC.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

A mariposa-do-álamo, pertence à Ordem Lepidoptera, Infraordem Heteroneura, Superfamília Pyraloidea, Família Crambidae, gênero *Condylorrhiza*, espécie *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854). De acordo com Diodato (1999), os ovos de *C. vestigialis* (Figura 1-A), apresentam forma de cúpula alongada, com a base plana. O cório é semitransparente, possibilitando a visualização do seu conteúdo. O ovo mede, em média, 1,06 mm de comprimento, com largura de 1,48 mm. O período de incubação dos ovos é de 5 dias em condições ambientais e 3 dias em câmara climatizada à 25 oC e UR de 90%. As taxas de viabilidade dos ovos foram de 82,51% e 81,7%, respectivamente, para observações em condições ambientais e de temperatura controlada. Trefflich (1998), testando o efeito da temperatura em condições controladas, concluiu que a espécie apresenta incubação dos ovos de 3,2 dias e viabilidade de 81,5%.

As lagartas (Figura 1-B) apresentam cabeça prognata arredondada e corpo cilíndrico em todos os seus instares larvais, mudando de coloração à medida que se desenvolvem. O tórax apresenta as pernas desenvolvidas, garras tarsais pequenas, pontudas e um pouco arqueadas no ápice, o abdômen apresenta falsas pernas. No primeiro e segundo instares, apresentam cabeça de coloração castanho-claro-amarelado e corpo branco-hialino. No terceiro e quarto instar, a coloração da cabeça escurece para castanho escuro e a do corpo para um tom verde mais intenso.

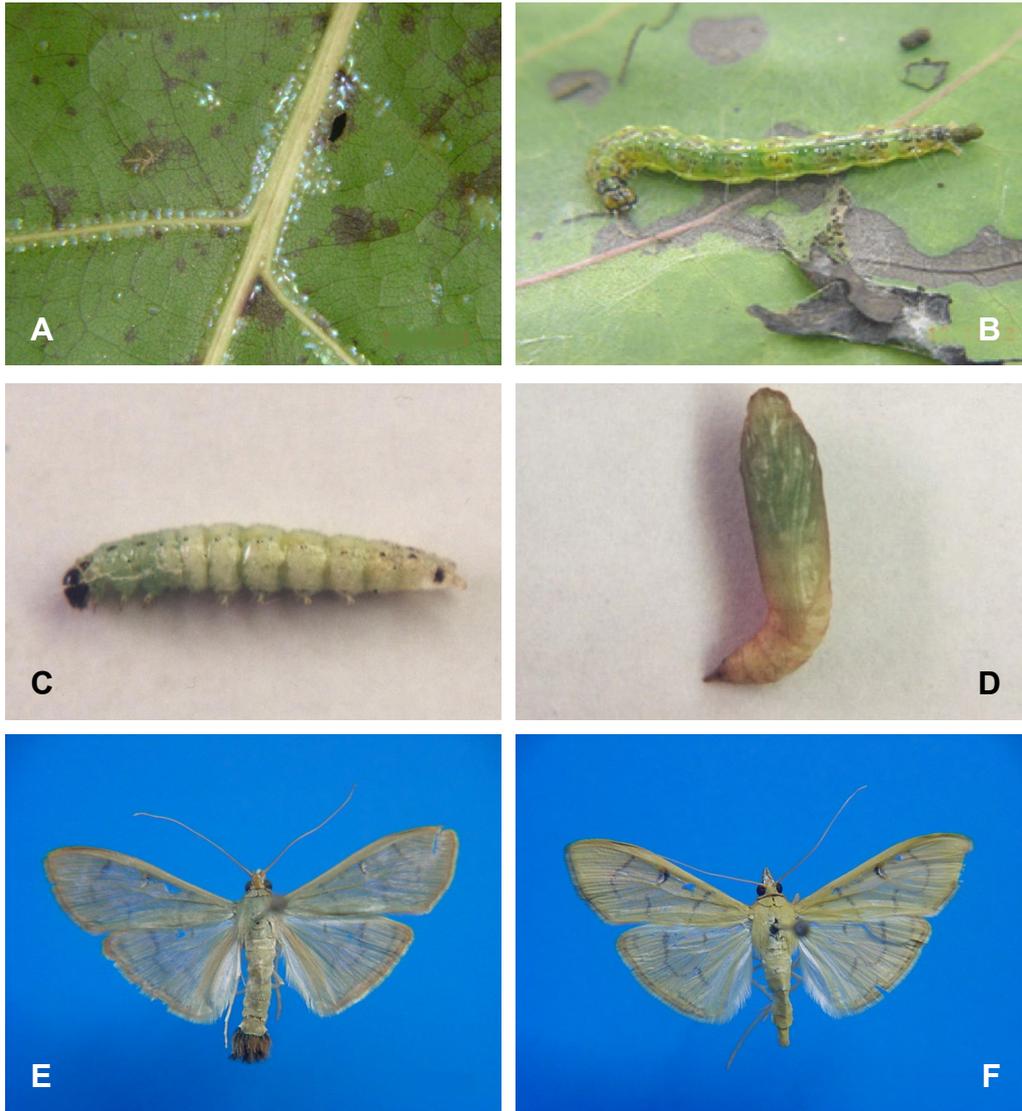


Figura 1. Fases biológicas de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae): ovos (A), lagarta (B), pré-pupa (C), pupa (D) e adultos macho (E) e fêmea (F). Fotos: Nilton J. Sousa.

Nos outros instares, a cor da cabeça das lagartas apresenta-se castanho escuro, quase preto. O comprimento das lagartas apresenta variações nos diferentes instares larvais: no primeiro, tem em média 2,55 mm e, no último, 14,5 mm (Diodato, 1999). Essa espécie passa por 6 instares larvais. As larvas em condições controladas podem apresentar 5 instares (Trefflich, 1998).

As pré-pupas (Figura 1-C) tem coloração verde no início da formação e

coloração castanho-esverdeada quando se aproxima da fase de pupa. O comprimento médio é de 16,3 mm. As pupas são do tipo obrecta (Figura 1-D), com coloração esverdeada no início da formação e castanho escuro quando o ciclo de pupa esta próximo de ser completado. O comprimento médio das pupas é de 15,1 mm (Diodato, 1999). A fase de pré-pupa dura, em média, 1,1 dia de duração em condições controladas e 2,4 dias em condições normais. A fase de pupa dura, em média, 7,5 dias em condições controladas contra 16,3 dias em condições ambientes de temperatura e umidade (Trefflich, 1998).

Os adultos de *C. vestigialis* (Figura 1-E e F) são amarelados ou com coloração esverdeada, existindo evidências de que a coloração tem relação com a temperatura e com a umidade relativa. Têm cabeça opistognata, antenas filiformes, quatro vezes mais longas que a largura da cabeça, asas anteriores triangulares, asas posteriores mais largas que as anteriores. O dimorfismo sexual dos adultos é caracterizado por um tufo de pelos de coloração preta no macho. Já a fêmea, apresenta um pequeno tufo com coloração semelhante ao corpo. O abdômen do macho é alongado e cilíndrico, enquanto nas fêmeas é cônico, não existem diferenças aparentes de tamanho entre machos e fêmeas, com média de 3,3 cm de envergadura (Diodato, 1999). A longevidade dos adultos foi de 5,3 dias para machos e de 5,6 dias para fêmeas (em condições controladas). Em condições normais de temperatura e umidade a longevidade foi de 8,7 dias para machos e 8,8 dias para fêmeas. A fecundidade em condições normais foi de 89% contra 62,9% em condições controladas (Trefflich, 1998).

Em dieta natural com folhas de *Populus* e temperatura ambiente, as fêmeas de *C. vestigialis* fazem posturas dos ovos do 1º ao 16º dia de vida. A média de ovos por fêmea é de 520,9 ovos. O período de incubação dos ovos da postura à eclosão é de dois dias. O período larval é de 12 dias em média, distribuídos em cinco ínstaras. A longevidade dos machos é de 13,71 dias e das fêmeas de 12,11 dias, com uma amplitude de 3 a 22 dias para machos e de 7 a 19 dias para fêmeas, com uma relação sexual de 0,5. Em avaliações realizadas com diferentes dietas artificiais, Corrêa (2006) concluiu que as fêmeas começaram a efetuar as primeiras posturas a partir do terceiro dia de sua emergência, obtendo maior pico de postura em média entre o quinto e sexto dia da emergência da fêmea, com um número mínimo de três e um número máximo de oito posturas por fêmea. O número de ovos apresentou uma variação de 1 a 247 ovos. O número de ovos por postura foi muito variável, a média foi de 288 ovos/fêmea. O período médio de incubação dos ovos foi de 2,9 dias, com viabilidade de 89,51%. As fêmeas

viveram menos ($9,47 \pm 2,78$ dias), que os machos ($13,5 \pm 4,37$ dias). Chirinzane (2015), testando outras dietas para a criação de *C. vestigialis* em laboratório, para a dieta testada com melhores resultados, concluiu que a razão sexual foi de 0,52. A postura das fêmeas iniciou-se no segundo dia após a sua emergência e a eclosão das lagartas de *C. vestigialis* ocorreu entre o quarto e quinto dias após a postura dos ovos para todos os tratamentos testados. A duração do período larval foi de 17 dias, com cinco ínstaes larvais, a fase de pré-pupa teve duração de um dia, a fase de pupa durou 7 dias, as fêmeas viveram 14 dias e os machos 15 dias. Em relação à postura, a média observada foi de 123 ovos por fêmea.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Há registros da ocorrência de *C. vestigialis* nos seguintes países: Argentina, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Estados Unidos, México, Panamá e República Dominicana (Marques et al., 1995; GIBF, 2019; BOLD Systems, 2019).

A mariposa-do-álamo, de acordo com Diodato & Pedrosa-Macedo (1996), tem como hospedeiros plantas que ocorrem ao longo das matas ciliares em ecossistemas de várzeas, tais como: *Erythrina crista-galli* L. (Fabaceae), *Matayba guianensis* Aubl. (Sapindaceae), *Schinus terebinthifolia* Raddi (Anacardiaceae), *Sebastiania commersoniana* (Baill.) Smith & Downs (Euphorbiaceae) e *Vitex megapotamica* (Spreng.) Moldenke (Lamiaceae). Diodato (1999), também cita vários autores que relatam a ocorrência de *C. vestigialis*, nos seguintes hospedeiros: rami (*Boehmeria nivea* – Urticaceae), chorão (*Salix* sp. - Salicaceae), mandioca (*Manihot esculenta* – Euphorbiaceae). Heppener (2003) cita a ocorrência em *Dovyalis* sp. e *Dovyalis abyssinica* (Salicaceae).

No entanto, esta espécie destaca-se como principal praga do álamo (*Populus* spp.). O primeiro registro de *C. vestigialis* em povoamentos brasileiros do gênero *Populus* foi feito por Marques et al. (1995), que destacaram a presença do inseto em povoamentos localizados no município de São Mateus do Sul, Paraná, a partir de 1993. Entretanto, segundo Diodato (1999), a primeira detecção de *C. vestigialis* em plantios de *Populus* da região sul do Estado do Paraná, foi feita por Diodato e Pedrosa-Macedo, relatada em trabalho publicado em 1996.

Álamos, também conhecidos como choupos, pertencem ao gênero *Populus*, que é um dos gêneros da Família Salicaceae. Segundo Dickmann (2001), álamos são árvores caducifólias, com uma vasta distribuição geográfica no he-

misfério Norte, desde os trópicos até os limites latitudinais norte para o desenvolvimento de uma árvore. O tronco é caracteristicamente alto e reto, embora possam existir indivíduos com vários galhos ou bifurcados. A madeira do álamo pode ser utilizada para um grande número de produtos florestais, como polpa e papel, madeira serrada, compensado, móveis, caixas de frutas, palitos e caixas de fósforos, entre outros usos (Balatinecz & Kretschmann, 2001). O *Populus* possui uma grande importância econômica nos países do Mercosul, especialmente na Argentina, onde é o terceiro gênero mais plantado, juntamente com o Uruguai e o Chile, totalizando mais de 140.000 ha plantados na região.

No Brasil, existiam cerca de 6.000 ha de plantios de *Populus* em 2019, destinados à indústria de fósforo para a fabricação de palitos e caixas, cultivados nos estados do Paraná e Santa Catarina. Porém, a partir de 2017, as empresas que cultivam essa espécie no Brasil, recuaram nos seus projetos de implantação e condução de novas áreas, optando pela manutenção e uso das áreas existentes, sem expectativa de retomar os investimentos com este gênero nos próximos anos.

A mariposa-do-álamo provoca danos nos plantios e nos viveiros do gênero *Populus*. As lagartas de *C. vestigialis* consomem todo o limbo da folha (Figura 2), permanecendo apenas as nervuras. Diodato (1999) classificou as folhas de *Populus* em três tamanhos: grande, médio e pequeno. Os maiores danos foram observados em folhas grandes, sendo que, nas folhas de tamanho médio, somente as lagartas do terceiro ínstar em diante produziram danos significativos; nas folhas pequenas, os danos não foram consideráveis. As folhas grandes, por serem mais velhas, podem ser danificadas por mais de uma geração de *C. vestigialis*.



Figura 2. Folhas de *Populus* atacadas por lagartas de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Fotos: Nilton J. Sousa.

O nível de desfolha nas árvores de *Populus* pode chegar a 50% da área foliar, ou mais, quando comparados com árvores sem ataque (Figura 3 – A e B); na parte superior da copa, a desfolha pode chegar a quase 100%, em comparação com árvores que não sofreram ataque (Figura 3 – C e D). As lagartas de *C. vestigialis* têm preferência por desfolhar a parte superior das copas das árvores. O ataque às plantas de *Populus* ocorre sempre em reboleira e diminui à medida que ocorre um afastamento do local onde a reboleira foi iniciada.

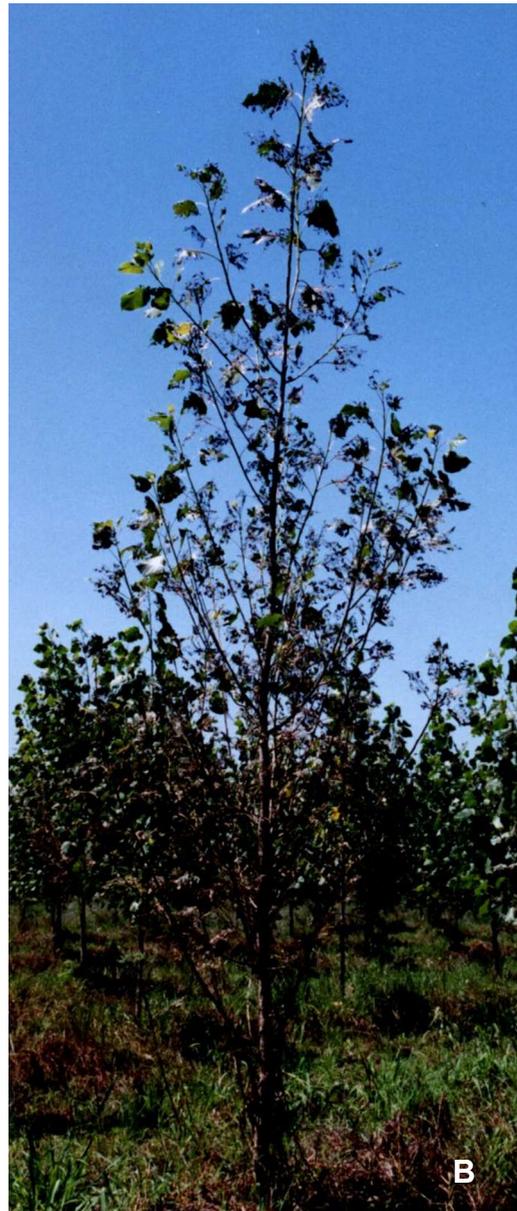






Figura 3. Árvores do gênero *Populus* sem (A) e com (B) ataque de lagartas de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae) e detalhe de uma copa sem (C) e com (D) ataque desse inseto. Povoamentos de álamos atacados sem ataques (E e G) e com ataques (F e H) da mariposa-do-álamo. Fotos: Nilton J. Sousa e Renato de Mora Côrrea.

O dano que as lagartas de *C. vestigialis* produzem às folhas de *Populus* pode ser dividido em dois tipos: retirada da epiderme das folhas em pequenas áreas (tipo I) e consumo da folha (tipo II). O tipo I é provocado por lagartas do primeiro ínstar, às vezes do segundo (Figura 4-A e B). No dano de tipo II, causado por lagartas a partir do terceiro ínstar (algumas vezes do segundo), a larva consome o limbo da folha, permanecendo as nervuras (Figura 4-C e D) (Diodato, 1999).

Também existem registros da ocorrência de *C. vestigialis* em outras salicáceas exóticas, que foram plantadas para utilização na indústria brasileira de fósforo. Entre estas, a que foi cultivada em maior escala foi *Salix nigra* sendo bastante atacada pela mariposa-do-álamo, havendo também registro de ocorrência em *Salix babylonica*, *Salix humboldtiana*, *Salix matsudana*, *Salix rubra* e híbridos de outras espécies desse gênero (Otto, 2019).

Em plantações comerciais de *Populus*, a mariposa-do-álamo ocorre no período de maior crescimento vegetativo das árvores, entre dezembro e março no Brasil. *Condylorrhiza vestigialis* não é encontrada nos povoamentos de *Populus* durante o outono e inverno, pois neste período as plantas entram em dormência e perdem todas as folhas. Uma das hipóteses é que o inseto passa essa época do ano na floresta nativa, reaparecendo nas plantações de álamo quando as árvores iniciam a produção de novas folhas.

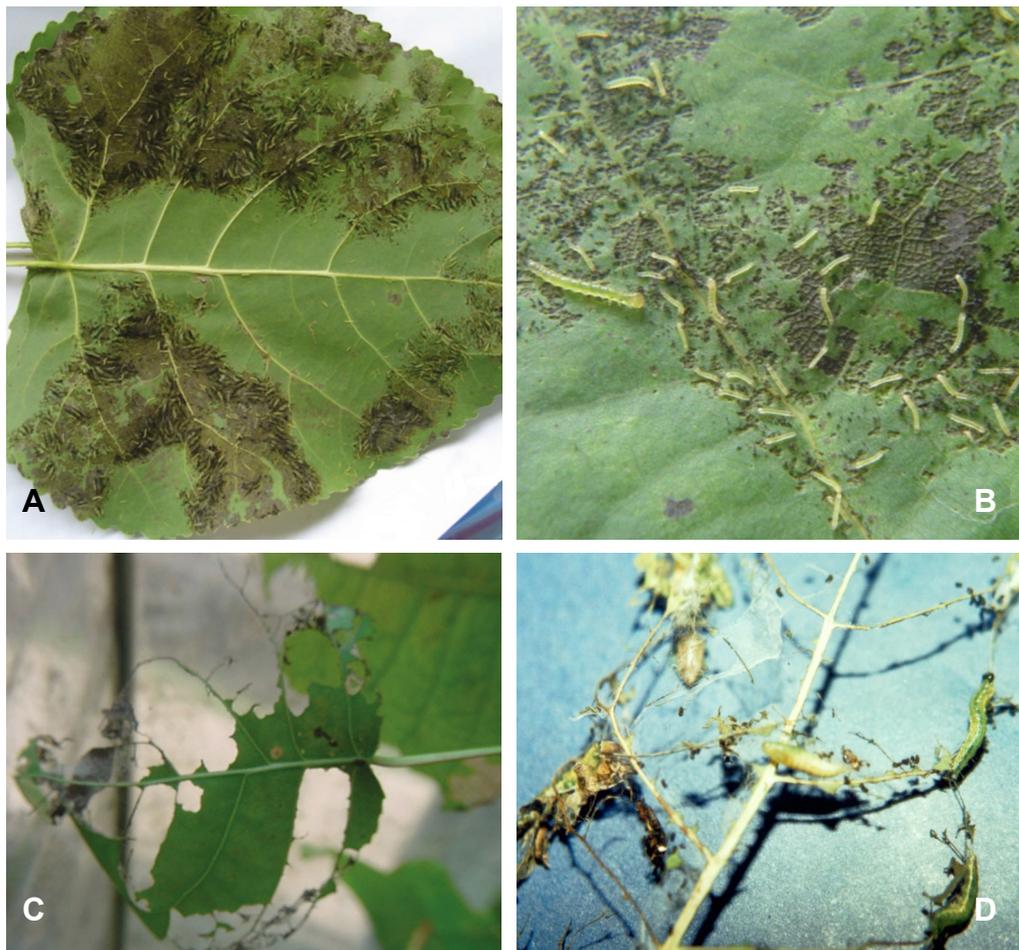


Figura 4. Danos dos tipos I (A e B) e II (C e D), provocados em folhas de *Populus* por lagartas de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Fotos: Nilton J. Sousa

MANEJO

Com a reintrodução de novos clones do gênero *Populus*, no início da década de 1990 e a expansão das plantações deste gênero nos estados do Paraná e Santa Catarina, a mariposa-do-álamo que até então era um inseto considerado sem importância econômica para a área florestal, migrou da vegetação nativa para as plantações e ganhou destaque na silvicultura do álamo. Esta adaptação às árvores e os danos causados começaram a afetar a expectativa de produção das plantações. Por essas razões, tornou-se a principal praga do gênero *Populus* no Brasil.

Diante desse quadro, a partir de 1992, duas equipes de estudo foram montadas no Laboratório de Proteção Florestal, do Departamento de Ciências Florestais da UFPR, com o intuito de estudar este inseto. A primeira liderada pelo Prof. Dr. José Henrique Pedrosa-Macedo, que desenvolveu trabalhos relacionados a biologia e ecologia de *C. vestigialis*, que culminaram com a tese de doutorado do Eng. Florestal Marco Antônio Diodato, em 1999. A segunda equipe foi liderada inicialmente pelo Prof. Dr. Eli Nunes Marques e posteriormente pelo Prof. Dr. Nilton José Sousa, tendo como foco o desenvolvimento de trabalhos relacionados inicialmente ao comportamento, aspectos ecológicos e posteriormente ao controle de *C. vestigialis*. Os trabalhos das equipes citadas foram realizados de forma cooperativa, sendo gerenciados pela FUPEF DO PARANÁ, com a participação das empresas Swedish Match e Florestal Guapiara.

A evolução das pesquisas originadas nesses projetos cooperativos associada à necessidade de controle deste inseto, fez com que outros professores, pesquisadores e instituições se envolvessem em pesquisas relacionadas ao controle dessa praga. Estas pesquisas originaram várias ações de controle, a maioria delas foi registrada em artigos científicos, resumos apresentados em congressos, trabalhos de conclusão de curso, dissertações e teses.

Controle biológico

Corrêa et al. (1996) testaram em casa de vegetação a eficiência de *Baculovirus anticarsia* e o fungo *Nomuraea rileyi*, para o controle da mariposa-do-álamo, concluindo que a formulação de fungo tinha potencial de controle e que a formulação de *B. anticarsia* não era eficaz.

Treflich et al. (1997) e Corrêa et al (1997) identificaram inimigos naturais associados a *C. vestigialis* em diversas fases do seu desenvolvimento, respectivamente: ovos (*Trichogramma* sp.) (Hymenoptera: Trichogrammatidae); lagartas em 5º instar, pré-pupa e pupa (*Coccygomimus golbachi*) (Hymenoptera: Ichneumonidae); pré-pupa e pupa (*Itoplectis brasiliensis*) (Hymenoptera: Ichneumonidae), (*Conura longicaudata*) e (*Brachymeria* sp.) (Hymenoptera: Chalcididae); lagartas do 3º ao 5º instar (percevejos das famílias Pentatomidae e Reduviidae, e moscas da família Tachinidae).

Diodato (1999) isolou e identificou nos plantios de *Populus* dez parasitoides, dois predadores e dois fungos. Os parasitoides identificados foram: *Brachymeria* sp., *C. longicaudata*, *I. brasiliensis*, *C. golbachi*, *Sarcodexia lambens*

(Diptera: Sarcophagidae), *Winthemia* sp. (Diptera: Tachinidae), *Nemorilla* sp. (Diptera: Tachinidae), *Xanthandrus* sp. (Diptera: Syrphidae) e duas espécies não identificadas. Os predadores encontrados foram: *Crysopa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) e uma espécie não identificada. Os fungos encontrados foram *Beauveria bassiana* e *N. rileyi*. Silva Júnior (2009), em testes laboratoriais com diferentes espécies de *Trichogramma*, constatou que a espécie *Trichogramma atopovirilia* é a mais eficiente no controle dos ovos de *C. vestigialis*.

Trefflich (1999) analisou em laboratório a eficiência de dois produtos à base de fungos entomopatogênicos comparados a um inseticida químico. Os produtos utilizados foram *B. bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e clorpirifós. Trefflich e Sousa (2000a) testaram a eficiência em laboratório de três produtos para o controle da mariposa-do-álamo. Um produto biológico (*B. thuringiensis* var. *kurstaki*), um fisiológico (derivado de ureia) e um piretroide (deltametrina). Sousa (2002) testou formulações comerciais de inseticidas biológicos para o controle de *C. vestigialis*, respectivamente: bactéria (*B. thuringiensis* var. *kurstaki*), fungos (*B. bassiana* e *M. anisopliae*) e vírus (*Baculovirus anticarsia*). Machado (2006), Corrêa (2008) e Machado et al. (2017) relatam a eficiência e viabilidade da bactéria (*B. thuringiensis* var. *kurstaki*), no controle de *C. vestigialis*. Dal Pogetto & Wilcken (2012), também testaram formulações comerciais dos fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae*, para o controle de *C. vestigialis*.

Sousa (2002) criou um índice para a classificação de inseticidas para os ambientes onde o *Populus* é cultivado. Depois de testar o índice com várias formulações comerciais, o autor indicou como ideais para o controle de *C. vestigialis* nos ambientes onde o *Populus* é cultivado, uma formulação biológica à base de *B. thuringiensis* e a molécula metoxifenoazida, que é um inseticida fisiológico. Com base nesses resultados, a formulação à base de Bt foi registrada para o controle de *C. vestigialis* na cultura do *Populus*, e foram iniciados contatos e estudos para o registro da molécula metoxifenoazida. Esse mesmo autor testou formulações comerciais dos fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae*, e a mistura (mesclas) destas formulações de fungos entomopatogênicos com formulações comerciais de Bt e metoxifenoazida, com resultados promissores para o controle desse inseto. Kania Neto et al. (2012), Strujak et al. (2013) e Iancheski et al. (2013) testaram o efeito de diferentes doses de formulações comerciais de Bt e metoxifenoazida, sobre pupas de *C. vestigialis* e os efeitos sobre a sobrevivência, longevidade e fertilidade de adultos deste inseto.

Castro et al. (2003a e b), analisando lagartas coletadas com sintomas de

vírus entomopatogênico, denominaram o vírus associado às lagartas da mariposa-do-álamo como *Condylorrhiza vestigialis multiple nucleopolyhedrovirus* (CoveNPV). Castro et al. (2004) testaram a infecção do vírus CoveNPV, em diferentes linhagens celulares e espécies de insetos. Corrêa (2006) desenvolveu e adaptou dietas artificiais para a criação de *C. vestigialis* em laboratório, visando à criação massal do inseto para a produção de doses do vírus CoveNPV. Machado (2006) determinou as doses ideais do vírus CoveNPV, para o controle de *C. vestigialis* em condições de laboratório e campo. Corrêa (2008) aplicou o índice para a classificação de inseticidas para os ambientes onde o *Populus* é cultivado, para o vírus CoveNPV, testou a compatibilidade das soluções virais para aplicação conjunta com fungicida, e estudou o comportamento do vírus CoveNPV em aplicações aéreas. Castro et al. (2017) relatam a sequência completa do genoma do vírus CoveNPV.

CoveNPV - *Condylorrhiza vestigialis multiple nucleopolyhedrovirus*

Em 1999, durante a realização de experimentos com *C. vestigialis* no Laboratório de Proteção Florestal da UFPR, o Prof. Dr. Nilton José Sousa detectou a presença de lagartas mortas com sintomas de vírus em uma população coletada em plantios de *Populus* no município de São Mateus do Sul, Paraná.

Em fevereiro de 2002, a equipe do Laboratório de Proteção Florestal da UFPR realizou coletas de lagartas específicas para a detecção de microorganismos, nos municípios de São Mateus do Sul e União da Vitória, no Paraná e Porto União, em Santa Catarina. Foram coletadas lagartas sadias e lagartas com sintomas típicos de fungos, bactérias e vírus entomopatogênicos e também de um microsporídeo.

Em maio de 2002, lagartas, que tinham sintomatologia características de vírus, foram observadas em microscópio ótico pelo Prof. Dr. Nilton José Sousa e pelo Dr. Flávio Moscardi, que constataram que os corpos poliédricos observados eram típicos de vírus entomopatogênico. Parte das lagartas que apresentavam essas características, foram enviadas para a Embrapa Recursos Genéticas e Biotecnologia, Brasília-DF, visando à análise da morfologia do vírus em microscópio eletrônico de transmissão para caracterização molecular. Castro et al. (2003a) concluíram que as partículas virais obtidas de material purificado de *C. vestigialis* tratava-se mesmo de um vírus, que foi denominado como *Condylorrhiza vestigialis multiple nucleopolyhedrovirus* (CoveNPV).

Em avaliações laboratoriais e de campo, constatou-se que as lagartas de *C. vestigialis*, contaminadas com o vírus CoveNPV, apresentavam os seguintes sintomas: quatro dias após a ingestão das folhas contaminadas com a virose, as lagartas mudam de comportamento, reduzem a mobilidade e o consumo alimentar; a coloração das lagartas contaminadas muda, passando de verde (Figura 5-A) para amarelo (Figura 5-B e C) no início da infecção com posterior escurecimento do tegumento até atingir a coloração marrom escura; na fase final da contaminação, as lagartas contaminadas migram para a parte superior da planta, onde morrem de cabeça para baixo, penduradas pelas falsas pernas abdominais (Figura 5-D). Estes sintomas são coincidentes com os descritos por Moscardi (1983) para a lagarta-da-soja contaminada com seu vírus entomopatogênico.



Figura 5. Lagarta de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae) sem sintomas de contaminação por vírus (A); lagartas com sintomatologia típica de contaminação por vírus (B e C); e lagarta contaminada pelo vírus CoveNPV, morta de cabeça para baixo, pendurada pelas falsas pernas abdominais (D). Fotos: Nilton J. Sousa.

Segundo Castro et al. (2004), este baculovírus produz dois tipos de fenótipos denominados “*budded virus*” (BVs) e “*occluded virus*” (OVs ou PIBs), que

são partículas altamente infecciosas responsáveis pela disseminação e propagação da doença. Os poliedros (PIBs) são responsáveis pela transmissão do vírus de inseto para inseto.

Em experimentos realizados em laboratório com CoveNPV, Machado (2006) determinou que: a concentração letal (CL50) do vírus para lagartas de *C. vestigialis* de 3º instar é de $0,8 \times 10^7$ OBs/mL de solução aquosa; o tempo letal (TL50) de ação foi de 7,48 dias; lagartas de terceiro instar de *C. vestigialis* infectadas por concentrações de 107 e 108 OBs/mL de suspensão aquosa, têm redução acentuada no consumo foliar, quando comparadas a lagartas sadias. Em relação ao percentual de mortalidade provocado por diferentes concentrações de CoveNPV, também em experimentos realizados em laboratório, Machado (2006) constatou que a dose de 108 OBs/mL é a mais apropriada para o controle de *C. vestigialis*. Esta dose provocou 100% de mortalidade nove dias após a aplicação.

Castro et al. (2009) determinaram que o vírus associado a *C. vestigialis* é um baculovírus do gênero *Alphabaculovirus* (NPV de Lepidoptera), que está classificado de acordo com a atual taxonomia da família Baculoviridae (HERNIOU et al., 2012). Castro et al. (2017) relatam o sequenciamento completo do genoma do CoveNPV. Os dados obtidos confirmam que o nucleopolyhedrovírus de *C. vestigialis* é uma espécie nova, pertencente ao gênero *Alphabaculovirus* do Grupo I da família Baculoviridae e está mais relacionado ao nucleopolyhedrovírus múltiplo de *Anticarsia gemmatalis* (AgMNPV) e *Choristoneura fumiferana* DEF com o nucleopoliedrovírus CfDEFMNPV.

Para viabilizar a produção de doses do vírus CoveNPV para aplicação nas plantações de *Populus*, Corrêa (2006) desenvolveu e adaptou dietas artificiais para a criação de *C. vestigialis* em laboratório. Em 2015, Chirinzane estudou e desenvolveu adaptações à dieta artificial desenvolvida por Corrêa (2006). Campos et al. (2017) testaram outras formulações de dietas artificiais.

Em 2013, o vírus CoveNPV foi registrado como produto comercial pela empresa Bosquiroli & Santos Ltda., com a denominação comercial de “Baculovirus Álamo WP”, na formulação pó molhável (Resolução 803 de 01/03/13, DOU 04/03/13). Porém, em 2018, com a paralisação dos plantios de *Populus* no Brasil, a empresa citada requereu o cancelamento do registro do produto (Ato no 97 de 06/12/18, DOU 11/12/18). Embora o produto tenha tido seu registro cancelado, o site da ANVISA ainda é possível encontrar as informações monográficas do vírus CoveNPV.

Controle comportamental

Ambrogui et al. (2007), Ambrogui et al. (2009), Fonseca et al. (2009), Goulim et al. (2011), Vidal & Zarbin (2011), Vidal (2012), Vidal et al. (2012), Vidal et al. (2013) e Olivari (2019) estudaram feromônios sexuais de *C. vestigialis*.

Controle químico

No início da década de 1990, após o primeiro surto de *C. vestigialis* nas plantações de *Populus* que estavam sendo implantadas, foi realizada uma aplicação do fosforado monocrotofós. Na aplicação seguinte, esse fosforado foi substituído pelo piretroide deltametrina. Corrêa et al. (1996) e Trefflich (1998) indicaram que, por ser um produto de contato, o uso da deltametrina não era compatível com o ambiente onde o *Populus* é cultivado, sendo a utilização de agentes biológicos e o desenvolvimento de técnicas de manejo integrado para o controle deste inseto as alternativas mais indicadas para seu controle. Diodato (1999) testou o acelerador de ecdise tebufenozida para o controle de *C. vestigialis*.

Sousa (2002) testou vários inseticidas para o controle de *C. vestigialis*; alguns tinham ação principal de contato e pertenciam aos grupos: organofosforados, carbamatos e piretroides; outros eram inseticidas fisiológicos que tinham ação por ingestão e pertenciam aos seguintes grupos: benzoilureias e hidrazida. Em 2019, não havia nenhum químico sintético registrado para o controle dessa praga no Brasil (AGROFIT, 2019).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. <http://agrofit.agricultura.gov.br>. 2019.
- ALMEIDA, G. F.; PAULA, D. P. ; SOUZA, M. L. ; CASTRO, M. E. B. Clonagem e sequenciamento de um gene de virulência (p74) de um vírus isolado da Lagarta-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis*. In: XII Congresso Brasileiro de Entomologia, 2008, Uberlândia. Anais do XII CBE, 2008.
- ALMEIDA, G.F.; PAULA, D. P.; RIBEIRO, Z.M.A.; SOUZA, M. L.; CASTRO, M. E. B. Análise da seqüência do gene p74 e filogenia de um vírus isolado da Lagarta-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis*. In: XIII Talento Estudantil, 2008, Brasília. Anais: Resumos dos Trabalhos. Brasília-DF: Embrapa, 2008. v. 1. p. 109-109.
- ALMEIDA, G.F.; PAULA, D. P.; RIBEIRO, Z.M.A.; SOUZA, M. L.; CASTRO, M. E. B. Análise filogenética de *Condylorrhiza vestigialis* MNPV baseada no gene de virulência p74. Brasília-DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 235). 2008.

ALMEIDA, G.F. Clonagem, análise da seqüência do gene p74 e filogenia de um novo vírus isolado da Lagarta-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis*. Dissertação (Mestrado em Biologia Molecular) - Universidade de Brasília Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior. 2008.

AMBROGI, B.G.; FONSECA, M.G.; CORACINI, M. D. A.; ZARBIN, P.H.G. Comportamento de chamamento de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). V Encontro Brasileiro de Ecologia Química, Londrina, PR, 2007 b.

AMBROGUI, B. G.; FONSECA, M. G.; CORACINI, M. D. A.; ZARBIN, P. H. G. Calling behaviour and male response towards sex pheromone of poplar moth *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Journal of Pest Science, v. 82, n. 1, p. 55-60, 2009.

BALATINECZ, J. J., and KRETSCHMANN, D. E. Properties and utilization of poplar wood. In: DICKMANN, D. I.; ISEBRANDS, J. G.; ECKENWALDER, J. E.; RICHARDSON, J. (Ed.). Poplar culture in North America. Ottawa , Canada. NRC Research Press, 2001. p.277-291.

BOLD Systems. www.boldsystems.org. 2019.

CAMPOS, L. S.; COELHO, A.; PARRA, J. P. Artificial diet for laboratory rearing of *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lep.: Crambidae). Anais da Academia Brasileira de Ciências (2017) 89(1): PG. 333-340.

CASTRO, M.E.B.; SOUZA, M.L.; SIHLER, W.; RODRIGUES, J.C.M.; RIBEIRO, B.M. Biologia molecular de baculovírus e seu uso no controle biológico de pragas no Brasil. Pesq. agropec. bras., Brasília, v.34, n.10, p. 1733-1761, out.1999.

CASTRO, M. E. B.; RIBEIRO, Z. M. A.; SOUZA, M. L.; SOUSA, N. J.; MOSCARDI, F. Identificação do baculovirus da Lagarta-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Pyralidae). Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2003a (Comunicado Técnico, n.87).

CASTRO, M. E. B.; RIBEIRO, Z. M. A.; SOUZA, M. L.; SOUSA, N. J.; MOSCARDI, F. Caracterização morfológica do vírus da Lagarta-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Pyralidae). In: VIII Simpósio de Controle Biológico, 2003, São Pedro, SP. Livro de Resumos, 2003b. v. 1. p. 72-72.

CASTRO, M.E.B.; SANTOS, A.C.B.; RIBEIRO, Z.M.A.; SOUZA, M.L.; SOUSA, N.J. Análise de proteínas estruturais e de DNA do baculovírus *Condylorrhiza vestigialis* nucleopolyhedrovirus. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2004. 17p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 62).

CASTRO, M. E. B.; RIBEIRO, Z. M. A.; SIQUEIRA, C. B.; SANTOS, A. C. B.; SOUZA, M. L.; SOUSA, N. J. Infecção por *Condylorrhiza vestigialis* nucleopolyhedrovirus em diferentes linhagens celulares e espécies de insetos. Brasília: Embrapa, 2004 (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 72).

CASTRO, M. E. B.; ALMEIDA, FURTADO, G. F.; Paula, D. P.; RIBEIRO, Z. M. A.; SOUZA, M. L. Identificação e caracterização de um novo vírus patogênico á Mariposa-do-Álamo, *Condylorrhiza vestigialis*. In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 2008, Uberlândia. Anais do XII CBE, 2008.

CASTRO, M. E. B.; RIBEIRO, Z. M.; SANTOS, A. C.; SOUZA, M. L.; MACHADO, E. B.; SOUSA, N. J.; MOSCARDI, F. Identification of a new nucleopolyhedrovirus from naturally infected *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée) (Lepidoptera: Crambidae) larvae on poplar plantations in South Brazil. Journal of Invertebrate Pathology. p.149 - 154, 2009.

CASTRO, M. E. B.; PAULA, D. P.; ALMEIDA, G. F.; RIBEIRO, Z. M. A.; SOUZA, M. L.; INGLIS, P. W.; RIBEIRO, B. M. Identification and sequence analysis of the *Condylorrhiza vestigialis* MNPV p74 gene. Virus Genes, v. 43, p. 471-475, 2011.

CASTRO, M. E. B.; MELO, F. L.; TAGLIARI, M.; INGLIS, P. W.; CRAVEIRO, S. R.; RIBEIRO, Z. M. A.; RIBEIRO, B. M.; BÃO, S. N. The genome sequence of *Condylorrhiza vestigialis* NPV, a novel baculovirus for the control of the Alamo moth on *Populus* spp. in Brazil. Journal of Invertebrate Pathology, v. 148, p. 152-161, 2017.

CHIRINZANE, C. J. Criação de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae), praga do gênero *Populus*, em laboratório usando diferentes dietas artificiais. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade

Federal do Paraná, Curitiba, 2015.

CORRÊA, F. de A. S. F. Criação em laboratório de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) com diferentes dietas artificiais. 82 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

CORRÊA, R. de M. Classificação, determinação da eficiência, da compatibilidade e do comportamento em aplicação aérea do vírus *Condylorrhiza vestigialis* multiplenucleopolyhedrovirus. 109 f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2008.

CORRÊA, R. de M. et al. Agentes entomopatogênicos no controle biológico da “Mariposa do Álamo” *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera : Pyralidae : Crambidae). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, V. Anais... Foz do Iguaçu - PR, 1996. 2v. p. 385.

CORRÊA, R. de M.; MARQUES, E. N.; SOUSA, N. J. Inimigos naturais da Mariposa-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Pyralidae: Crambidae). In: XVI Congresso Brasileiro de Entomologia, 1997, Salvador - BA. Anais, 1997. v. I. p. 109.

CORRÊA, R. de M.; SOUSA, N. J.; ANGELO, A. C.; MARQUES, E. N.; TREFFLICH, K.; SILVA, C. F.; VENSON, I. Longevidade de parasitóides da “Mariposa-do-Álamo” com o uso de dieta artificial. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 17., 1998, Rio de Janeiro. Anais... Rio de Janeiro, 1998. 2v. p. 782.

CORRÊA, R. de M.; SOUSA, N. J.; ROCHADELLI, M. S.; COSTA, V. O. B.; PUTTINI, F. A.; CORRÊA, F. A. S. F.; MACHADO, E. B.; OTTO, G. M. Avaliação do comportamento de adultos da Mariposa-do-Álamo (*Condylorrhiza vestigialis*) em diferentes dietas. In: Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2; 2005, Blumenau – SC. Anais.... 2005. v. 1.

CORRÊA, R. de M.; SOUSA, N. J.; CORRÊA, F. A. S. F.; MACHADO, E. B.; OTTO, G. M.; ROCHADELLI, M. S.; COSTA, V. O. B.; PUTTINI, F. A. Insetos praga associados as Salicaceas no Sul do Brasil. In: Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2; 2005, Blumenau – SC. Anais.... 2005. v. 1.

DAL POGETTO, M. H. F.A; WILCKEN, C. F. the effect of beauveria bassiana on brazilian poplar moth *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Journal of Plant Protection Research. Vol. 52, No. 1 (2012).

DICKMANN, D.I. An overview of the genus *Populus*. In: DICKMANN,D.I.; ISEBRANDS,J.G.; ECKENWALDER, J.E.; .RICHARDSON, J.(Ed.). Poplar culture in North America. Ottawa , Canada. NRC Research Press, 2001. p.1-42.

DIODATO, M. A.; PEDROSA-MACEDO, J. H. Presencia de *Condylorrhiza vestigialis* (GUENÉE, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) sobre *Populus* spp. en el Brasil. Quebracho, Santiago del Estero, n. 4, p. 17 - 19, 1996.

DIODATO, M. A. Bioecologia, aspectos morfológicos e consumo de *Condylorrhiza vestigialis* (GUENÉE, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) em *Populus deltoides* Bart. Ex Marsh. (Salicaceae). 100 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1999.

FARIA, A. B. C. ; SOUSA, N. J. Elaboração de dieta artificial para criação massal da lagarta *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lep: Crambidae), praga do álamo (*Populus* spp.). In: XX Congresso Brasileiro Entomologia, 2004, Gramado - RS, 2004.

FONSECA, M.G.; PALACIO, A. M.; CORACINI, M. D. A.; ZARBIN, P.H.G. Resposta eletroantenográfica de machos de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae) a extratos de fêmeas. VI Encontro Brasileiro de Ecologia Química, Viçosa, MG, 2009.

GIFB - Global Biodiversity Information Facility. <https://www.gbif.org>. 2019.

GOULIN, C. F.; ZARBIN, P.H.G. P.; VIDAL, D. M. Identificação dos componentes do feromônio sexual de *Condylorrhiza vestigialis*. 19º EVINCI e 4º EINTI. Universidade Federal do Paraná. 2011.

HEPPNER, J. B. Arthropods of Florida and Neighboring Land Areas: Lepidoptera of Florida. Florida Department of Agriculture. 2003. PG. 281.

HERNIOU, E. A.; ARIF, B. M.; BECNEL, J. J.; BLISSARD, G. W.; BONNING, B.; HARRISON, R.; JEHL, J. A.; THEILMANN, D. A.; VLAK, J. M. Baculoviridae. In: King, A.M.Q., Adams, M.J., Carstens, E.B., Lefkowitz, E. J. Virus Taxonomy. Classification and Nomenclature of Viruses. Elsevier, Oxford, pp. 163- 174. 2012.

IANCHESKI, M. A. SOUSA, N. J.; REZENDE, E. H.; SOUZA, M. D.; STRUJAK, E. F. Sobrevivência de *Condylorrhiza vestigialis* (guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) em contato com inseticida do grupo químico: Diacilhidrazina. Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 21. Curitiba: UFPR. Anais. 2013.

KANIA NETO, L.; SOUSA, N. J; SOUZA, M. D.; REZENDE, E. H.; FERRONATO, M. Z. Longevidade de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae), submersas em inseticida biológico. Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 20. Curitiba: UFPR. Anais. 2012.

MACHADO, E. B.; OTTO, G. M.; SOUSA, N. J. ; MOSCARDI, F.; CORRÊA, R. M. Isolamento em laboratório, de um vírus entomopatogênico associado a *Condylorrhiza vestigialis* (GUENÉE,(1854) - Lepidoptera : Crambidae), a Mariposa-do-Álamo. In: II Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2005, Blumenau - SC. Anais do II Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2005.

MACHADO, E. B. Controle de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae), a Mariposa-do-Álamo, com o uso de *Condylorrhiza vestigialis* multiplenucleopolyhedrovirus em condições de laboratório e campo. 62 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

MACHADO, E. B.; MOSCARDI, F.; SOUSA, N. J. Programa de produção em laboratório e aplicação do Nucleopoliedrovirus da Mariposa-do-Álamo, *Condylorrhiza vestigialis*. In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 2008, Uberlândia - MG. Anais do XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 2008.

MACHADO, E. B.; SOUSA, N. J; MOSCARDI, F. Eficiência em campo de diferentes concentrações de *Condylorrhiza vestigialis* multiple nucleopolyhedrovirus no controle de *Condylorrhiza vestigialis*. FLORESTA, Curitiba, PR, v. 47, n. 2, p. 207-212, abr. / jun. 2017.

MARQUES, E. N.; SOUSA, N. J.; CORRÊA, R. M.; GOMES, N. B. Ocorrência de *Condylorrhiza vestigialis* (GUENÉE, 1854 - Lepidoptera: Pyralidae) em povoamentos de álamo *Populus* spp. no município de São Mateus do Sul – Paraná. Revista do Setor de Ciências Agrárias, Curitiba, v. 14, n. 1 - 2, p. 229 - 230, 1995.

MOSCARDI, F. Utilização de Baculovirus anticarsia para o controle da lagarta da soja *Anticarsia gemmatalis*. Comunicado Técnico 23. Embrapa – CNPSo.1983.

OLIVARI, L. A. G. A. Estudos visando a síntese do (11e,14z)-Hexadeca-11,14-Dienal um possível feromônio sexual de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais. 2019.

OTTO, G. M. Hospedeiros de *Condylorrhiza vestigialis*. Comunicação pessoal. Curitiba. Julho de 2019.

PORTELA, V.; TREFFLICH, K., CORRÊA, R. M.; MARQUES, E. N. Hospedeiros naturais de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Pyralidae) em ecossistemas de várzeas. In: Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 5, 1997. Curitiba: UFPR. Anais. 1997. p. 186.

SANTOS, A. C. B. Identificação do baculovirus *Condylorrhiza vestigialis* MNPV. Trabalho de Conclusão de Curso. (Graduação em Ciências Biológicas) - Centro Universitário de Brasília, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. 2004.

SANTOS, A. C. B.; RIBEIRO, Z. M. a.; SOUZA, M. L.; SOUSA, N. J.; CASTRO, M. E. B. *Condylorrhiza vestigialis* nucleopolyhedrovirus infection in insect cell lines.. In: XV National Meeting of Virology, 2004, São Pedro, SP. Virus: Reviews & Research. Rio de Janeiro: Imprinta Express LTDA, 2004. v. 9. p. 91-91.

SANTOS, A. C. B.; RIBEIRO, ARAÚJO, Z. M.; SOUZA, M. L. ; SOUSA, N. J. ;CASTRO, M. E. B. Baculovirus patogênico à lagarta *Condylorrhiza vestigialis*. In: IX Encontro do Talento Estudantil da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2004, Brasília, DF. Anais:

Resumo dos Trabalhos. Brasília, 2004. v. I. p. 120-120.

SILVA JÚNIOR, R. J. 2009. Capacidade de parasitismo e de desenvolvimento de três espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). 102 p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.

SOUSA, N. J. Classificação de inseticidas e simulação de um programa de manejo de resistência para a Mariposa-do-Álamo (*Condylorrhiza vestigialis*) Guenée, 1854 (Lepidoptera: Crambidae). 135 f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2002.

SOUSA, N. J.; FARIA, A. B. C.; CORRÊA, R. M.; CORRÊA, F. A. S. F.; MACHADO, E. B.; OTTO, G. M. Desenvolvimento de alternativas para o manejo integrado da Mariposa-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis* Guenée, 1854 (Lepidoptera: Crambidae). In: Pesquisa Florestal Online 2003, 2003, Curitiba - PR. Pesquisa Florestal Online 2003, 2003.

SOUSA, N. J.; CORRÊA, R. M.; CORRÊA, F. A. S. F.; FARIA, A. B. C.; ANJOS, R. A. M.; MACHADO, E. B.; OTTO, G. M. Manejo Integrado da Mariposa-do-Álamo. In: Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2; 2005, Blumenau – SC. Anais.... 2005. v. 1.

STRUJAK, E. F.; SOUSA, N. J.; REZENDE, E. H.; FERRONATO, M. Z.; SOUZA, M. D. Postura e longevidade de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) submersas em inseticida à base de *Bacillus thuringiensis*. In: Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 21. Curitiba: UFPR. Anais. 2013.

TAGLIARI, M.; RIBEIRO, Z. M. A.; CASTRO, M. E. B. Host insect liquefaction in infections with *Condylorrhiza vestigialis* multiple nucleopolyhedrovirus: effect of possible variation in cathepsin (v-cath) and chitinase (chiA) genes. In: International Congress on Invertebrate Pathology and Microbial Control & 45th Annual Meeting of the Society for Invertebrate Pathology (SIP), 2012, Buenos Aires, Argentina. Program and Abstracts, 2012. v. 29. p. 35-35.

TAGLIARI M. Genômica comparativa de isolados de *Condylorrhiza vestigialis* MNPV com ênfase no seu provável locus v-cath/chiA e caracterização de clones purificados e mutantes FP gerados. Dissertação (Mestrado em Biologia Molecular) - Universidade de Brasília Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico. 2013.

TAGLIARI, M.; RIBEIRO, Z. M. A.; GOMES, A.C.M.M.; CASTRO, M. E. B. Relevância biológica das diferenças genotípicas detectadas em clones de *Condylorrhiza vestigialis* MNPV. In: XVII Encontro do Talento Estudantil da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2012. Anais: Resumos dos Trabalhos, 2012.

TREFFLICH, K.; PORTELA, V.; CORRÊA, R.; MARQUES, E.N. Levantamento de inimigos naturais de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Pyralidae) em plantios de *Populus* spp. In: Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 5, 1997. Curitiba: UFPR. Anais. 1997. p. 187.

TREFFLICH, K. Efeito da dieta e da temperatura sobre *Condylorrhiza vestigialis* em *Populus* spp. In: Evento de Iniciação Científica da Universidade Federal do Paraná, 6, 1998. Curitiba: UFPR. Anais. 1998. p. 215.

TREFFLICH, K. Avaliação do comportamento de *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera : Pyralidae), após aplicação de produtos biológicos e químicos. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UFPR, 7., 1999, Curitiba. Anais... Curitiba, 1999. 1v. p. 219.

TREFFLICH, K.; PORTELLA, V.; CORRÊA, R. M.; SOUSA, N. J.; MARQUES, E. N. Determinação da eficiência dos inimigos naturais da Mariposa-do-Álamo *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera : Crambidae : Alticinae). In: XVII Congresso Brasileiro de Entomologia, 1998, Rio de Janeiro, 1998.

TREFFLICH, K.; SOUSA, N. J. Eficiência de três produtos químicos para o controle de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée 1854) (Lepidoptera - Pyralidae). In: Seminário de Atualidades em Proteção Florestal, 2000. Curitiba: UFPR - FUPEF. Anais... 2000a. p. 182.

TREFFLICH K.; SOUSA, N. J. Estudos de alternativas de controle de *Condylorrhiza vestigialis* em plantios de *Populus* spp. In: Pesquisa Florestal Online, 2000, Curitiba. Anais... Curitiba:

UFPR, 2000. p. 44.

VIDAL, D. M. ; ZARBIN, PAULO H. G. Identificação dos componentes do feromônio sexual de *Condylorrhiza vestigialis*. In: VII Encontro Brasileiro de Ecologia Química, 2011, Niterói, RJ. Anais VII Encontro Brasileiro de Ecologia Química, 2011.

VIDAL, D. M. identificação e síntese dos componentes do feromônio sexual de *Condylorrhiza vestigialis* (Lep.: Crambidae) e *Edessa meditabunda* (Hem.: Pentatomidae). Dissertação (mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Química, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2012.

VIDAL, DIOGO M. ; ZARBIN, PAULO H. G. The sex pheromone of the Poplar moth *Condylorrhiza vestigialis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE). In: 2nd Meeting of the Latin American Association of Chemical Ecology, 2012, Cordoba. 2nd Meeting of the Latin American Association of Chemical Ecology, 2012.

VIDAL, DIOGO M. ; ZARBIN, PAULO H. G. Estudos na ecologia química da Mariposa-do-Álamo, *Condylorrhiza vestigialis* (Lepidoptera: Crambidae). In: XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia, 2012, Curitiba. Anais do XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia, 2013.

15.3.3 *Dirphia moderata*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & FABRICIO FAGUNDES PEREIRA²

¹ Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglmes@ufmg.br

² Universidade Federal da Grande Dourados, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais. Rodovia Dourados-Itahum Km 12, caixa postal 181, Cidade Universitária, CEP 79805-030, Dourados, Mato Grosso do Sul.

Dirphia moderata Bouvier, 1929 (Lepidoptera: Saturniidae)

Nome popular: dirfia

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, MG, SC

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Hemileucinae é a subfamília mais diversa de Saturniidae, com cerca de 49 gêneros. Dentre esses, o gênero que mais se destaca é o *Dirphia* Hübner, 1819, nesse, as lagartas da maioria das espécies alimentam-se de árvores e são urticantes. Esse gênero tem 40 espécies das quais 21 ocorrem em território brasileiro, incluindo *Dirphia moderata* Bouvier, 1929 (Lemaire, 2002).

Os ovos de *D. moderata* são achatados e de cor leitosa, que mudam conforme a idade (Pereira et al., 2008). O período de incubação dos ovos varia entre 15 e 18 dias, com viabilidade entre 64,5 e 75% (Pereira et al., 2008a; Santos et al., 2011).

As lagartas são de hábito gregário (Figura 1) (Santos et al., 2011), e se movimentam em linhas únicas, seguindo a lagarta que está mais a frente (Pereira et al., 2008a). As lagartas de *D. moderata* passam por seis instares que duram 56 dias, com 80% de sobrevivência, quando criadas em *Eucalyptus cloeziana* (Pereira et al., 2008a).

O maior consumo foliar dessas lagartas dá-se entre o quinto e sexto instares (Pereira et al., 2008a).



Figura 1. Lagartas de segundo ínstar de *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae) apresentando hábito gregário ao se alimentar de folhas de *Eucalyptus cloeziana*. Foto: Fabrício Fagundes Pereira.

O último ínstar também é o estágio mais urticante dessas lagartas, que, quando incomodadas, enrolam-se para se proteger (Pereira et al., 2008a). Lagartas de sexto ínstar são praticamente idênticas as dos ínstars anteriores, exceto pela cabeça que é vermelho-amarronzada com uma sutura em forma de “Y” invertido (Figura 2) (Pereira et al., 2008a). Após o sexto ínstar, as lagartas entram em fase de pré-pupa, quando param de se alimentar e diminuem de tamanho, enrolam-se, ficam com uma cor avermelhada e deixam de ser urticantes. Provavelmente, esta espécie empupa-se no solo abaixo da serapilheira (Pereira et al., 2008a).

As pupas de fêmeas e machos medem em média 30,6 e 27,6 mm de comprimento e 11 mm e 9,9 mm de maior largura, respectivamente (Santos et al., 2011). As pupas são de cor amarronzada no início dessa fase e, após um dia, escurecem para um tom marrom-escuro, sendo possível visualizar o contorno das antenas e dos olhos (Pereira et al., 2008a). A viabilidade das pupas foi de 87% em *E. cloeziana* e a duração total desse estágio foi de 37,64 dias (Pereira et al., 2008a).



Figura 2. Lagarta de sexto ínstar de *Dirphia moderata* alimentando-se de *Eucalyptus cloeziana*. Foto: Fabrício Fagundes Pereira.

As fêmeas diferem-se dos machos pelo abdômen maior, antenas filiformes de cor amarela, asas posteriores avermelhadas com uma mancha preta e as asas anteriores com duas linhas escuras perpendiculares as nervuras e uma mancha central preta entre elas. Já os machos têm antenas bipectinadas de cor amarela e asas iguais as das fêmeas, mas de coloração marrom-avermelhada (Figura 3) (Pereira et al., 2008a). As fêmeas adultas vivem em média 10,48 dias e os machos 6,79 (Pereira et al., 2008a). A razão sexual para insetos criados com *E. cloeziana* foi de 0,48 (Pereira et al., 2008b)

Os adultos permanecem quietos durante o dia e são de hábitos noturnos. O acasalamento ocorre durante a noite (Pereira et al., 2008). As fêmeas colocam massas contendo vários ovos sobre as folhas (Pereira et al., 2008). Cada fêmea pode colocar em média um total de 121 ovos (Pereira et al., 2008).



Figura 3. Macho (acima) e fêmea (abaixo) adultos de *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae). Foto: Fabrício Fagundes Pereira.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Espécies deste gênero são consideradas pragas secundárias de eucalipto, mas podem se tornar mais importantes devido a sua alta capacidade reprodutiva alimentando-se de espécies de eucalipto e de outras mirtáceas.

Dirphia moderata já foi registrada desfolhando aroeira-vermelha (*Schinus terebinthifolius*) (Anacardiaceae), cajazeiro (*Spondias mombin*) (Anacardiaceae), cajueiro (*Anacardium occidentale*), *Eucalyptus cloeziana* (Myrtaceae), *E. urophylla*, goiabeira (*Psidium guajava*) (Myrtaceae) e *Rapanea umbellata* (Myrsinaceae).

MANEJO

Controle biológico

As pupas de *D. moderata* são parasitadas por mosca do gênero *Belvosia* sp. (Tachinidae) (Santos et al., 2008) e pela vespa parasitoide *Palmistichus elaeisis* (Eulophidae) (Figura 4) (Pereira et al., 2008c).



Figura 4. *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitando pupa de *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae). Foto: Fabrício Fagundes Pereira.

REFERÊNCIAS

DIAS, M.M. Estágios imaturos de *Dirphia* (*Dirphia*) *moderata* Bouvier, 1929 (Lepidoptera, Saturniidae). Revista Brasileira de Entomologia, 32(2): 273-278, 1988.

LEMAIRE, C. The Saturniidae of America, v. 3: Hemileucinae. Goecke & Evers, Keltern, 1388p, 2002.

PEREIRA, F.F.; FELIPE, J.P.M.; CANEVARI, G.C.; MIELKE, O.H.H.; ZANUNCIO, J.C.;

SERRÃO, J.E. Biological aspects of *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae) on *Eucalyptus cloeziana* and *Psidium guajava*. Brazilian Archives of Biology and Technology, v. 51, n. 2, p. 369-372, 2008a.

PEREIRA, F.F.; ZANUNCIO, A.J.V.; FELIPE, J.P.M.; LORENZON, A.S.; CANEVARI, G.C. Desenvolvimento e reprodução de *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae) em *Eucalyptus cloeziana* e *Psidium guajava* em laboratório. Revista Árvore, v. 32, n. 6, p. 1119-1124, 2008b.

PEREIRA, F.F.; ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; PRATISSOLI, D.; TAVARES, M.T. Species of Lepidoptera defoliators of *Eucalyptus* as new host for the parasitoid *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae). Brazilian Archives of Biology and Technology, v. 51, n. 2, p. 259-262, 2008c.

SANTOS, I.P.S.; SORIANO, W.T.; LIMA, I.M.M. Primeiro registro do parasitismo de pupas de *Dirphia moderata* Bouvier, 1929 (Lepidoptera: Saturniidae: Hemileucinae) por *Belvosia* sp. (Diptera: Tachinidae), no Estado de Alagoas. In: Anais do XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, Uberlândia, 2008.

SANTOS, I.P.S.; MIELKE, O.H.H.; LEMOS, R.P.L.; LIMA, I.M.M. Record of *Dirphia moderata* (Lepidoptera: Saturniidae) in *Spondias mombin* (Anacardiaceae) and biological aspects. Revista Chilena de Entomologia, v. 36, p. 55-60, 2011.

ZANUNCIO, J.C.; SANTOS, G.P.; BATISTA, L.G.; GASPERAZZO, W.L. Alguns aspectos da biologia de *Dirphia rosacordis* (Lepidoptera: Saturniidae) em folhas de eucalipto. Revista Árvore, 16, 112-117, 1992.

ZANUNCIO, T.V., J.C. ZANUNCIO, I.A. MEIRA Y F.S. ARAÚJO. Caracterização das fases larval e adulta de *Dirphia avicula* (Lepidoptera: Saturniidae) em folhas de *Eucalyptus urophylla*. Revista Árvore, 18: 153-158, 1994.

15.3.4 *Eacles ducalis*

GENÉSIO TÂMARA RIBEIRO¹, VALTER FERREIRA ROCHA JUNIOR², JÉSSICA DOS SANTOS SÁ², PAULA PIGOZZO², ÍTALA TAINY BARRETO FRANCISCO DOS SANTOS²

¹Universidade Federal do Sergipe, Departamento de Ciências Florestais, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe, genesiotr@hotmail.com.

²Universidade Federal do Sergipe, Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe.

***Eacles ducalis* Walker, 1855 (Lepidoptera: Saturniidae)**

Nome popular: taturana, lagarta-de-fogo, lagarta-eacles

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, MG, MS, PA, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

No Brasil, ocorrem cerca de 290 espécies de Saturnídeos, em que o gênero *Eacles* possui a distribuição mais abundante. Dentre as espécies, *Eacles ducalis* já foi registrada em quase todo o território Brasileiro (Lemaire, 1976).

As fêmeas de *E. ducalis* ovipositam em folhas de diversas espécies de plantas, mas têm sido mais comumente observadas em folhas de eucalipto. Os ovos são esféricos, inicialmente com a cor esverdeada, tornando-se amarelo-palha quando próximos da eclosão das larvas. As lagartas de *E. ducalis* são providas de espinhos dorsais recurvados, geralmente mais desenvolvidos nos segmentos torácicos (Figura 1). São de grande porte, podendo chegar a 10 cm de comprimento e apresentam cinco estágios larvais. A coloração pode variar dependendo do estágio de desenvolvimento, apresentando cores vermelha (primeiros estágios), passando a verde ou amarela (a partir do terceiro estágio) (Costa Lima, 1950).

As larvas de *E. ducalis*, ao completarem o desenvolvimento, descem ao solo para empupar a uma profundidade de até 5 cm, por isso não tecem casulo. A ocor-

rência de *E. ducalis* em plantações florestais está associada ao período chuvoso, comportamento típico da maioria dos insetos herbívoros que empupam no solo.



Figura 1. Lagarta de *Eacles ducalis* (Lepidoptera: Saturniidae) em folha de eucalipto.
Foto: Fábio Araújo.

Os adultos podem medir até 14 cm de envergadura. As mariposas são portadoras de corpo robusto e densamente piloso com cores amareladas; sendo que suas asas podem apresentar manchas oclares avermelhadas características (Figura 2). Adultos de *E. ducalis* são de hábito noturno, como a maioria das espécies do gênero (Costa Lima, 1950; Scoble, 1995). Seu dimorfismo sexual pode ser caracterizado pelas antenas, nas fêmeas geralmente são simples, enquanto nos machos são bipectinadas, não pectinadas até o ápice. A espirotromba é rudimentar ou ausente, as asas anteriores possuem a veia cubital aparentemente com três ramos e as posteriores, destituídas de frênulo, com a veia subcostal e o setor radial não fundidos (Borror & Delong, 1988).





Figura 2. Adultos de *Eacles ducalis* (Lepidoptera: Saturniidae). Fotos: Marcos Cesar Campis.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *Eacles* spp. são, em geral, polífitas e se alimentam de diversas espécies de plantas, desde Angiospermas a Gimnospermas, sendo comum encontrá-las em plantas das famílias Anacardiaceae, Lauraceae, Myrtaceae, Rosaceae (Janzen, 1981; Biezanko, 1986; Stone, 1991). Assim, algumas dessas lagartas passam a ter grande importância agrícola e/ou florestal, ao se alimentarem de plantas cultivadas (Silva et al., 1968). Lagartas de *E. ducalis* foram observadas danificando árvores de *Pinus taeda*, em Santa Cecília, Santa Catarina (Iede et al., 1988), *Eucalyptus urophylla* na região de Monte Dourado, região amazônica do Pará na divisa com o estado do Amapá (Zanuncio et al., 2014) e danificando *Eucalyptus grandis*, na região do Vale do Aço, no estado de Minas Gerais (Zanuncio et al., 2001).

Em alguns casos, lagartas de *Eacles*, mesmo não sendo consideradas pra-

gas da agricultura e silvicultura, têm relevância médica, devido às estruturas urticantes, que podem causar problemas de dermatite (Costa Lima, 1950) e até mesmo levar a acidentes hemorrágicos (Duarte et al., 1990).

Não existem estudos sobre o consumo foliar de *E. ducalis*, entretanto, devido ao tamanho avantajado de suas lagartas, bem como a sua voracidade, o consumo de folhas por essas lagartas, certamente, supera os de *Thyriniteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae), que em média consomem 108,09 cm² de folhas (Zanuncio et al., 1992).

A redução da área foliar de lagartas desfolhadoras, com níveis de desfolha abaixo de 50%, em plantas com mais de dois anos de idade, praticamente não acarreta em perdas no crescimento das árvores de eucalipto. Quando o nível de desfolha é entre 50 e 100%, as perdas de crescimento giram em torno 13 a 40% no volume de madeira. Entretanto, se a árvore for recém-plantada (menos de um ano de idade), as perdas podem ser mais expressivas, podendo ocasionar a morte de árvore, especialmente se houver desfolhas consecutivas (mais de uma desfolha na mesma árvore). Se a desfolha ocorre no período de chuvas (período de franco crescimento das árvores) as perdas são maximizadas quando comparadas ao período de estiagem. Situação semelhante tem sido observada em árvores provenientes de material genético melhorado e adaptado a uma determinada região, ou seja, árvores de clones que crescem mais rapidamente, perdem mais em crescimento do que aqueles que crescem mais lentamente.

MANEJO

O monitoramento de *E. ducalis* em campo permite reconhecer os tipos e níveis de danos, entretanto, é importante conhecer e monitorar também a ocorrência de inimigos naturais, representados pelos predadores, parasitoides e entomopatógenos e, assim, poder estabelecer a melhor estratégia de controle. O primeiro passo para o manejo correto de *E. ducalis* é definir estratégias de monitoramento e, em seguida, utilizar as informações referentes ao monitoramento para a tomada de decisão, quanto a necessidade ou não de se adotar medidas de controle para o surto, bem como a(s) técnica(s) de controle a se adotar.

Monitoramento

Para que se possa efetuar um controle de *E. ducalis* em campo, de modo

eficaz, é necessário primeiramente detectar a presença do inseto na área. Essa detecção é feita utilizando armadilhas luminosas e/ou mediante vistorias sistemáticas, em áreas consideradas de risco, de acordo com o histórico de ocorrência deste inseto-praga na região.

As ações relativas ao monitoramento devem ser realizadas por pessoal treinado, de forma que se consiga identificar diferentes características de um surto, tais como: fase de desenvolvimento do inseto, presença de inimigos naturais e outras informações importantes, de forma que essas informações possam efetivamente serem utilizadas de maneira correta para a tomada de decisão quanto a se controlar ou não o surto.

Como o inseto ocorre no período de chuvas, pode-se instalar as armadilhas luminosas em campo um pouco antes dessa época, de forma a capturar adultos de *E. ducalis*, antecipando um possível surto. É recomendado uma armadilha a cada 300 hectares.

As avaliações poderão ser realizadas semanalmente, de forma a se detectar a presença dos adultos do inseto. Uma vez tendo-se observado a presença do adulto nas áreas, pode-se estabelecer parcelas para o monitoramento sistemático (periódico), no qual se acompanha o desenvolvimento do surto, em termos de número de posturas, lagartas e pupas, bem como o número e tipo de possíveis inimigos naturais.

Um talhão com 25 ha normalmente tem em torno de 500 x 500 m. Cada linha é considerada um transecto e para a definição dos transectos pode-se escolher aleatoriamente a linha (transecto) inicial e depois sistematizar os demais transectos, ou seja, escolhe-se o primeiro transecto (linha) e em seguida passa-se em torno de 60 linhas e inicia-se um novo transecto e assim por diante, até atingir o final do talhão.

No transecto (linha), passa-se em torno de 30 árvores e se observa as 10 árvores seguintes, consideradas então a parcela. Após as 10 árvores, passa-se novamente 30 árvores observa-se as 10 seguintes e assim por diante até o final da linha da plantação. Esse procedimento é repetido no transecto seguinte até cobrir todo o talhão e assim por diante, cobrindo todos os talhões, até completar toda a área a ser monitorada. Esse procedimento garante em torno de 10 a 12 parcelas por talhão de 25ha.

Em cada parcela contendo 10 árvores, seleciona-se uma árvore, na qual se faz a contagem do número de lagartas por folhas (ideal é considerar de 50 a

100 folhas por árvore avaliada), tendo o cuidado de selecionar galhos nos quatro lados da árvore.

Nas folhas, deve-se avaliar a fase de desenvolvimento da lagarta (no caso de *E. ducalis* pode ser avaliado considerando o número de lagartas pequenas, médias e grandes). Para isso, é necessário definir um padrão para lagartas pequenas (1º e 2º ínstar), médias (3º e 4º ínstar) e grandes (últimos ínstars). Avalia-se também o número de posturas e número de adultos (machos e fêmeas).

Para a avaliação de pupas de *E. ducalis*, necessariamente, deve-se escarificar cuidadosamente cerca de 5 cm do solo ao redor da árvore selecionada, pois esse lepidóptero empupa no solo.

Avalia-se ainda na árvore a presença e número de inimigos naturais. No caso de *E. ducalis*, deve-se considerar percevejos predadores e sinais de parasitoides (postura no dorso ou próximas à cápsula cefálica das lagartas e/ou a presença do parasitoide adultos). Também se deve observar a presença de lagartas morrendo e mortas e se possível o agente causador da mortalidade. Para isso, observa-se a coloração da lagarta: lagarta com a coloração leitosa ainda viva normalmente é sintoma de virose; lagarta com a coloração escura ainda viva pode ser sintoma de bactéria e lagarta com micélio de fungos desenvolvendo sobre o corpo, normalmente é algum fungo entomopatogênico.

Finalmente, em cada parcela, avalia-se nas 10 árvores o nível de desfolha, considerando visualmente a copa das árvores da parcela, considerando: sem desfolha, até um 1/3 da copa desfolhada (25%); 1/2 da copa desfolhada (50%), 2/3 da copa desfolhada (75%) e 100% da copa desfolhada.

A tomada de decisão deve ser feita baseada em todo o contexto, ou seja, presença de adultos, número e quantidade de ovos, número e fase de desenvolvimento das lagartas, número e quantidade de pupas, bem como a presença e ação de inimigos naturais.

Se forem observados no monitoramento predominantemente pupas, adultos e ovos, o surto deve ser acompanhado semanalmente, identificando sua evolução e a possível ação de inimigos naturais (parasitoides de ovos e de pupas). Quando o surto possui predominância de larvas ainda na fase inicial, acompanha-se até a fase de larvas médias, identificando a ação de inimigos naturais de forma a se decidir qual a melhor técnica para controle. Eventualmente, pode ser coletado material com suspeita da ação de inimigos naturais para serem mantidos em laboratório para confirmação da ocorrência de inimigos naturais, espe-

cialmente em ovos, larvas e pupas.

Na decisão de se controlar ou não o surto, deve-se considerar também a intensidade de desfolha. Se esta estiver em níveis de até 50%, normalmente não é necessária intervenção, nesse caso acompanha-se a evolução do surto e da desfolha antes de se determinar uma ação de controle. Níveis de desfolha acima de 50% e com larvas em fase pequenas e médias, a possibilidade de perdas é muito elevada, justificando assim o controle.

No manejo integrado de *E. ducalis*, pode-se optar pelo controle biológico, comportamental, químico ou silvicultural. Após obtido o controle de *E. ducalis*, deve-se continuar o monitoramento e as informações obtidas durante as operações, devem ser contidas em relatório amplo e detalhado para servir como base na solução de futuros problemas.

Controle silvicultural

Durante o preparo da área, para implantação ou reforma, deve-se guardar parte da área para compor as reservas de vegetação nativa, formando corredores ecológicos que ligam uma área nativa a outra. Essas áreas de reserva legal, de preservação permanente e de corredores interrompem as áreas com plantações e servem de abrigo para inimigos naturais, como aves, parasitoides e predadores (Rolim et al., 2008), favorecendo o controle biológico natural.

Outra possibilidade de controle silvicultural é a manutenção do sub-bosque em áreas com plantações já estabelecidas, estratégia que contribui também para o aumento a diversidade e, conseqüentemente, maior possibilidade de ação dos inimigos naturais.

Também se pode optar pelo plantio de mais de um clone, alternando-o entre os talhões, inclusive com o plantio de material genético resistentes ou tolerantes.

Controle biológico

Dentre as técnicas de controle de *E. ducalis*, o controle biológico tem sido o mais usual e recomendado. Apesar de existirem programas de multiplicação e liberações periódicas de inimigos naturais, especialmente de percevejos predadores, como *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Hemiptera), doenças causadas por *Fusarium* sp. e a presença parasitoides (Figura 3) terem sido observadas em

campo (Firmino et al., 2013), a utilização de formulações de *Bacillus thuringiensis*, uma bactéria entomopatogênica, tem sido mais comum.



Figura 3. Parasitoides em ovos (A) e lagarta (B) de *Eacles* sp. Fotos: Genesio T. Ribeiro.

A ação de *B. thuringiensis* é mais lenta do que o efeito imediato de inseticidas químicos, entretanto o uso de formulações de alta qualidade desta bactéria tem sido muito promissor para o controle de lagartas em plantios florestais no Brasil.

No mercado, existem diversas formulações comerciais de *B. thuringiensis* podendo ser em pó ou líquida. Na formulação em pó de *B. thuringiensis*, aplica-se a dosagem de 1 kg do produto comercial misturado com 9 kg de talco aplicando em lagartas de primeiro ao terceiro ínstar, podendo utilizar equipamento terrestre (póvilhadeira) em áreas pequenas (com até 500ha). Em áreas com elevada densidade de lagartas, recomenda-se utilizar a formulação líquida, podendo efetuar a aplicação com equipamentos terrestres (surtos pequenos) ou com equipamento aéreo (surtos em áreas acima de 500 ha) sendo que a dosagem recomendada de 0,5 L do produto comercial por hectare diluídos em 10 L de óleo.

Controle comportamental

Nesse tipo de controle, é mais comum a utilização de produtos fisiológicos (hormônios), que atuam principalmente na ecdíase das lagartas. A eficiência desses produtos está diretamente relacionada aos estágios iniciais de desenvolvimento da lagarta, ou seja, até o terceiro ínstar. O produto mais usual é o diflubenzurom, um inseticida fisiológico que atua interferindo na deposição de quitina, um dos principais componentes da cutícula dos insetos. Após ingestão do diflubenzurom, as larvas de lepidópteros têm dificuldades na liberação da ecdise e acabam morrendo.

Controle químico

A utilização de produtos à base de *B. thuringiensis* deve ser para o controle de lagartas na fase inicial de desenvolvimento (primeiro a terceiro ínstar). Quando acima do terceiro ínstar, recomenda-se a adição de inseticidas químicos com alto efeito de choque na base de 10-20% da calda de *B. thuringiensis*, como forma de promover o controle de forma efetiva. O produto mais comum em mistura com o *B. thuringiensis* é à base de bifentrina.

Outra situação comum é a ocorrência de surtos, na qual observa-se diversas fases de desenvolvimento do inseto (desde ovo a adultos) e/ou ocorrência de um complexo de lagartas desfolhadoras, situações em que o controle biológico normalmente não é eficaz, justificando, assim, a intervenção com um inseticida químico.

Os produtos mais utilizados são os à base de bifentrina e deltametrina, em dosagens que variam de 0,1 a 0,2 L/ha do produto comercial e, preferencialmente, aplicados em volume de 10 L de calda. No entanto, nenhum produto encontra-se registrado para o controle desse inseto (AGROFIT, 2018).

REFERÊNCIAS

- BIEZANKO, C. M. Adelocephalidae, Saturniidae, Mimallonidae, Lasiocampidae, Eupterotidae e Lymantriidae da Região Missioneira do Rio Grande do Sul. Revista Centro de Ciências Rurais, v.16, n.2, p.89-112. 1986.
- BORROR, D. J.; DELONG, D. Introdução ao estudo dos insetos. São Paulo: Edgard Blücher. 1988. 653p.
- COSTA LIMA, A. M. Insetos do Brasil: Lepidópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1950. 420p. [6º Tomo, 2ª Parte].
- DUARTE, A. C.; CAOVILO, J.; LORINI, I.; LORINI, D.; MANTOVANI, G.; SUMIDA, J.; MANFRE, P. C.; SILVEIRA, R. de C.; MOURA, S. P. de. Insuficiência renal aguda por acidente com lagartas, Nefrologia, v. 12, p.184-187, 1990.
- FIRMINO, A. C.; TAMELINI, B. R.; NOZAKI, D. N.; MASSON, M. V.; FURTADO, E. L.; WILCKEN, C. F. Identificação de *Fusarium* sp. isolado de *Eacles ducalis* (Lepidoptera: Saturniidae). Anais... In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO 13, Bonito, 2013.
- IEDE, E. T., MENDES, C.; ROMANOWSKI, H.; PENTEADO, S. R. C. Ocorrência de *Eacles ducalis* Walker, 1985 (Lepidoptera: Saturniidae) em povoamentos de *Pinus taeda* L., no Município de Santa Cecília, SC. Anais... In: CONGRESSO FLORESTAL DO PARANÁ 2, ENCONTRO PARANAENSE DE ENGENHEIROS FLORESTAIS 3, Curitiba, 1988. Curitiba, Instituto Florestal do Paraná, 1988. p.1.
- JANZEN, D. H. Patterns of herbivory in a tropical deciduous forest. Biotropica, v.13, p.271-282, 1981.
- LEMAIRE, C. Biogeographie des Attacidae de l'Equateur. In: DESCIMON, H. ed. Biogeographie et evolution em Amerique Tropicale. Publications du Laboratoire de Zoologie de l'Ecole Normale Superieure. n.9. Paris, p.223-306, 1976.
- ROLIM, G. S.; PAZ, L. C. da; SILVA E SOUZA, T. M.; SÁ, J. S.; RIBEIRO, G. T.; MATOS, W. C.; MASSON, M. V. Controle de *Eacles ducalis* (Lepidoptera: Saturniidae) por gaviões carcará em plantações de eucalipto na região de Alagoínhas, Bahia. Anais ... In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA 22, Uberlândia, 2008.
- SCOBLE, M. J. The Lepidoptera Form, Function and Diversity. New York: Oxford University Press. 404p. 1995.
- SILVA, A. G. d'A., et al. Insetos, hospedeiros e inimigos naturais. In: Quarto Catálogo dos Insetos que vivem nas Plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Ministério Agricultura. p.2., t. 1. 1968. 622p.
- STONE, S. E. Foodplants of World Saturniidae. Memoir of the Lepidopterists' Society, n.4. 1991. 186p.
- ZANUNCIO, J. C.; GUEDES, R. N. C.; CRUZ, A. P.; MOREIRA, A. M. Eficiência de *Bacillus thuringiensis* e de Deltametrina, em aplicação aérea, para o controle de *Thyrinteina arnobia* Stoll, 1782 (Lepidoptera: Geometridae) em eucaliptal no Para. Acta Amazônica, v. 22, n. 4, p. 485 – 492, 1992.
- ZANUNCIO, J. C.; GUEDES, R. N. C.; ZANUNCIO, T. V.; FABRES, A. S. Species richness and abundance of defoliating Lepidoptera associated with *Eucalyptus grandis* in Brazil and their response to plant age. Austral Ecology, v. 26, p. 582–589, 2001.
- ZANUNCIO, J. C.; LEMES, P. G.; SANTOS, G. P.; SOARES, M. A.; WILCKEN, C. F.;

SERRÃO, J. E. Population dynamics of Lepidoptera pests in *Eucalyptus urophylla* plantations in the Brazilian Amazonia. *Forests*, v. 5, p. 72-87, 2014.

15.3.5 *Eacles imperialis magnifica*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais. pedroglemes@ufmg.br

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Eacles imperialis magnifica Walker, 1855 (Lepidoptera: Saturniidae)

Nome popular: lagarta-dos-cafezais, lagarta-eacles, mariposa-imperial

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, CE, ES, GO, MG, PA, PE, RJ, RO, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos de *Eacles imperialis magnifica* são achatados, de formato oblongo e coloração verde assim que são colocados, tornando-se amarelos e escuros até a eclosão (Zanuncio et al., 1993; Trevisan et al., 2004). O cório apresenta microporos com aproximadamente 1 µm de diâmetro (Brugnera et al., 2015). Os ovos são fixados ao substrato de oviposição por uma secreção muscilaginosa, que é pegajosa durante a oviposição, mas depois endurece e adquire uma textura vítrea (Crocomo & Parra, 1979a). O tempo de incubação dos ovos varia de seis a 12 dias, com viabilidade de até 82% (Zanuncio et al., 1993). Após esse período, a larva rompe o cório na extremidade do ovo, através de contrações corporais (Crocomo & Parra, 1979a).

As lagartas passam por cinco ínstares, variando de 12 mm de comprimento no primeiro, podendo atingir 73 mm nos últimos ínstares (Zanuncio et al., 1993). A fase larval pode durar até 31 dias (Zanuncio et al., 1993). As lagartas podem apresentar diferentes cores, que variam entre indivíduos e fases de desenvolvimento, mas, em geral, podem ser de cor amarela, marrom, preta, verde e vermelha (Crocomo & Parra, 1981; Zanuncio et al., 1993). A coloração é pro-

vavelmente determinada pela intensidade da luz solar incidente sobre as lagartas (Crocomo & Parra, 1981). As lagartas apresentam longos tubérculos torácicos em forma de chifres e espinhos laterais desde o primeiro estágio (Figura 1) (Soule, 1902). As lagartas apresentam cerdas brancas de 1,5 cm ao longo do corpo e que não são urticantes (Brugnera et al., 2015). Nessa fase, alimentam-se das folhas, principalmente no quinto ínstar, podendo desfolhar totalmente as plantas em grandes surtos (Gallo et al., 2002). O aparelho bucal dessas lagartas pode ser considerado apenas cortador e não mastigador. O processamento mecânico do alimento não é observado e, após a folha ser partida, ela é apenas engolida (Bernays & Janzen, 1988). Uma lagarta de *E. imperialis magnifica* pode consumir aproximadamente 0,30 m² de área foliar durante todo o estágio larval (Crocomo & Parra, 1979b). As lagartas são de hábito noturno e permanecem em repouso durante o dia (Crocomo & Parra, 1979a). As lagartas empupam em diferentes profundidades do solo, não emergindo todas num mesmo período, caracterizando a ocorrência de populações sobrepostas (Trevisan et al., 2004).



Figura 1. Lagarta de *Eacles imperialis* (Lepidoptera: Saturniidae) alimentando-se de folhas de *Prunus myrtifolia* (Rosaceae). Foto: Elton Orlandin/ Joaçaba, Santa Catarina.

As pupas de *E. imperialis magnifica* duram em média 40 dias, e estão enterradas no solo a uma profundidade de 20 a 50 mm, devido a articulações presentes nos últimos segmentos abdominais (Figura 2) (Zanuncio et al., 1993). A pupa pode entrar em diapausa. Na região sudeste, ocorre durante o inverno (Crocomo & Parra, 1979a) e, em Rondônia, pode ocorrer em dois períodos do ano, entre novembro e março, e de maio a agosto (Trevisan et al., 2004). O dimorfismo sexual é possível de ser observado nessa fase, pelas estruturas das futuras antenas e orifícios genitais (Zanuncio et al., 1993). As pupas que estavam enterradas no solo movem-se para a superfície com movimentos abdominais e com a ajuda de cerdas, antes do adulto emergir (Crocomo & Parra, 1979a).



Figura 2. Pupa de *Eacles imperialis* (Lepidoptera: Saturniidae). Foto: Elton Orlandin/Joaçaba, Santa Catarina.

Os adultos são mariposas de coloração amarela, com pontuações avermelhadas ou acinzentadas nas asas, cobertas de pelos (Figura 3). A envergadura das asas de uma fêmea pode atingir 140 mm, e em suas asas amarelas, apresenta um

arco de cor escura que delimita a região axilar e uma linha que tem começo no ângulo apical e continua até a região anal, continuando até as asas posteriores (Zanuncio et al., 1993). Os machos são menores do que as fêmeas, podendo atingir 100 mm de envergadura e possuem antena do tipo bipectinada, facilitando o dimorfismo sexual (Zanuncio et al., 1993). A coloração das asas dos machos é semelhante a das fêmeas, mas nos machos o traço escuro que atravessa as asas é substituído por uma área delimitada totalmente preenchida por uma coloração escura (Zanuncio et al., 1993). As fêmeas adultas podem viver até sete dias e os machos seis dias (Crocomo & Parra, 1979). Mariposas de *E. imperialis magnifica* são de hábito noturno. Emergem das pupas e voam somente durante a noite e permanecem em repouso total durante o dia (Crocomo & Parra, 1979a). Fêmeas podem ser copuladas logo nos primeiros dias da emergência. O macho aproxima-se da fêmea que está pendurada com a extremidade abdominal virada para baixo, pousa e fica batendo as asas girando ao seu redor. Então, coloca-se numa posição de ventre com ventre com a fêmea, dobrando os últimos segmentos abdominais até encaixar as genitálias, ficando pendurado de cabeça para baixo. A cópula pode durar entre 12 a 24 h (Crocomo & Parra, 1979). As fêmeas colocam em média 250 ovos, que podem ser postos de maneira isolada ou agrupada sobre as folhas (Zanuncio et al., 1993; Gallo et al., 2002). A postura é feita ao acaso, podendo ovipositar em plantas hospedeiras, não hospedeiras, no solo, paredes e equipamentos (Crocomo & Parra, 1979). Uma fêmea adulta pode realizar até seis posturas, e morre após realizar a última (Crocomo & Parra, 1979).

**A**



Figura 3. Fêmea (A) e macho (B) adultos de *Eacles imperialis* (Lepidoptera: Saturniidae). Foto: Elton Orlandin/ Joaçaba, Santa Catarina.

O ciclo de vida total desta lagarta dura em média 90 dias (Trevisan et al., 2004). Os adultos desta espécie ocorrem principalmente de outubro a março (início e final da estação chuvosa) nos estados do Espírito Santo, Minas Gerais e São Paulo (Zanuncio et al., 1992; Zanuncio et al., 1994).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Eacles imperialis magnifica foi considerada praga secundária em levantamentos feitos em Goiás, Minas Gerais e Pará, estando entre o maior número de indivíduos coletados em armadilhas luminosas (Zanuncio et al., 1998; Zanuncio et al., 2000; Zanuncio et al., 2014).

Essa é uma lagarta desfolhadora bastante polífaga, sendo encontrada em vários hospedeiros, tanto nativos quanto cultivados em 29 famílias botânicas (Zanuncio et al., 1993; Prestes et al., 2009). Essa se alimenta de folhas de amendoeira-da-praia, aroeira, aroeira-preta, aroeira-vermelha, cedro, corticeira, erva-mate, pau-ferro, entre outras espécies frutíferas (p. ex.: goiabeira, mangueira) e de importância agrícola (p. ex.: cafeeiro, milho) (Silva et al., 1968; Fronza et al., 2011). Essa espécie é a mais citada na literatura sobre lagartas desfolhadoras de essências florestais no Brasil (Kowalczyk et al., 2012).

Já foi registrada atacando eucaliptos nas regiões de Belo Oriente, Bom Despacho, Montes Claros e Três Marias no estado de Minas Gerais, e em Linhares, Espírito Santo, já foi relatado ataque com 100% de desfolha em *Eucalyptus grandis* (Zanuncio et al., 1993).

MANEJO

Controle mecânico

O esmagamento de lagartas e de pupas foi uma das primeiras recomendações feitas para o controle desse inseto, já que as lagartas não são urticantes (Bondar, 1915).

Controle biológico

O uso de inseticidas não foi necessário no ataque aos 100 ha de *E. grandis* registrados no Espírito Santo, devido à ação de inimigos naturais, que foi suficiente para reduzir os níveis populacionais desse inseto (Zanuncio et al., 1993).

As seguintes espécies foram relatadas como predadores ou parasitoides dessas lagartas: *Alcaeorrhynchus grandis* (Hemiptera: Pentatomidae) (também preda pupas e adultos), *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Apiomerus* sp. (Hemiptera: Reduviidae) (também preda pupas e adultos), *Belvosia bicincta* (Diptera: Tachinidae), *Belvosia potens* (Diptera: Tachinidae), *Euphorcera* sp. (Diptera: Tachinidae), *Glypta* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Horismenus cockerelli* (Hymenoptera: Eulophidae), *Macrocentrus ancylivorus* (Hymenoptera: Braconidae), *Meteorus eaclides* (Hymenoptera: Braconidae), *Montina confusa* (Hemiptera: Reduviidae) (também preda pupas e adultos), *Pararrhinactia parva* (Diptera: Tachinidae) e *Spilochalcis* sp. (Hymenoptera: Chalcididae), além de formigas, aves e tatus (Silva et al., 1968; Zanuncio et al., 1993; Whiffield et al., 2001; Trevisan et al., 2004).

Bacillus thuringiensis já foi utilizado para controle dessa lagarta e apresentou bons resultados, desde que utilizado no início do surto (Gallo et al., 2002). No Brasil, existem dois produtos à base de Bt registrados para uso em qualquer cultura (AGROFIT, 2017).

Controle químico

O uso de endrin (organoclorado) à 1,5% em polvilhamento causou 87,5% de mortalidade em lagartas de *E. imperialis magnifica* 72 h após a aplicação (Coutinho & Puzzi, 1961), mas esse inseticida está com uso proibido devido a sua alta toxicidade. Já foram utilizados carbamatos, fosforados e piretroides, aplicados em lagartas dos primeiros ínstares, pois quando estão maiores são mais difíceis de controlar por esse método (Gallo et al., 2002). No entanto, não há inseticidas sintéticos registrados para culturas florestais. Um produto à base de deltametrina (piretroide) está registrado para a cultura do cafeeiro no Brasil (AGROFIT, 2017).

REFERÊNCIAS

- BERNAYS, E.A.; JANZEN, D.H. Saturnid and sphingid caterpillars: two ways to eat leaves. *Ecology*, v. 69, n. 4, p. 1153-1160, 1988.
- BONDAR, G. A lagarta verde dos cafezais (*Citheria magnifica*). *Fazendeiro*, v.8, p. 4, 1915.
- BRUGNERA, R.; LIMBERGER, G.M.; FONSECA, D.B. *Biologia de Eacles imperialis magnifica* em suas fases imaturas. In: 14ª Mostra de Produção Universitária - FURG, 2015, Congresso de Iniciação Científica, 2015.
- COUTINHO, J.M.; PUZZI, D. Inseticida para combater a lagarta dos cafezais. *O Biológico*, v. 27, n. 6, p. 124-126, 1961.
- CROCOMO, W.B.; PARRA, J.R.P. *Biologia e nutrição de Eacles imperialis magnifica* Walker, 1856 (Lepidoptera, Attacidae) em cafeeiro. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 23, n. 2, p. 51-76, 1979a.
- CROCOMO, W.B.; PARRA, J.R.P. Danos causados por *Eacles imperialis magnifica* Walker, 1856 (Lepidoptera – Attacidae) em cafeeiro mundo novo. *O Solo*, n.2, p. 41-46, 1919b.
- CROCOMO, W.B.; PARRA, J.R.P. Fatores determinantes da cor das lagartas de *Eacles imperialis magnifica* Walker, 1856 (Lepidoptera - Attacidae) em cafeeiro. *Revista de Agricultura*, v. 56, n. 1-2, p. 9-16, 1981.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S.S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMINI, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. *Entomologia Agrícola*, FEALQ, 920 pp., 2002.
- KOWALCZUCK, M.; CARNEIRO, E.; CASAGRANDE, M.M.; MIELKE, O.H.H. The Lepidoptera associated with forestry crop species in Brazil: a historical approach. *Neotropical Entomology*, v. 41, p. 345-354, 2012.
- MICHENER, C.D. A northern subspecies of *Eacles imperialis* (Lepidoptera: Saturniidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, v. 23, n. 1, p. 17-21, 1950.
- FRONZA, E.; SPECHT, A.; CORSEUIL, E. Butterflies and moths (Insecta: Lepidoptera) associated with erva-mate, the South American Holly (*Ilex paraguariensis* St. Hil.) in Rio Grande do Sul, Brazil. *Check List*, v. 7, n. 4, p. 496-504, 2011.
- PRESTES, A.S.; NUNES, F.G.; CORSEUIL, E. Arsenurinae and Ceratocampinae (Saturniidae) of Rio Grande do Sul state, Brazil. *Journal of the Lepidopterist's Society*, v. 63, n. 4, p. 214-232, 2009.
- SILVA, A.G.A.; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M.N.; SIMONI, L. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus

parasitos e predadores. Parte 2, Tomo 1o, insetos, hospedeiros e inimigos naturais. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura, 622 pp., 1968.

SOULE, C.G. The hatching of *Eacles imperialis*. Psyche, v. 9, p. 299-300, 1902.

TREVISAN, O.; COSTA, J.N.M.; AVILÉS, D.P. Lagarta-dos-cafezais: o caso de Rondônia. Embrapa, Circular Técnica, n. 8, 4 pp., 2004.

WHITFIELD, J.B.; CAMERON, S.A.; RAMIREZ, S.R.; ROESCH, K.; MESSINGER, S.; TAYLOR, O.M.; COLE, D. Review of the *Apanteles* species (Hymenoptera: Braconidae) attacking Lepidoptera in *Bombus* (Fervidobombus) (Hymenoptera: Apidae) colonies in the New World, with description of a new species from South America. Annals of the Entomological Society of America, v. 94, n. 6, p. 857-857, 2001.

ZANUNCIO, J.C.; FAGUNDES, M.; ZANUNCIO, T.V.; MEDEIROS, A.G.B. Principais lepidópteros, pragas primárias e secundárias, de *Eucalyptus grandis* na região de Guanhães, Minas Gerais, durante o período de junho de 1989 a maio de 1990. Científica, v. 20, n. 1, p. 145-155, 1992.

ZANUNCIO, J.C.; SANTANA, D.L.Q.; NASCIMENTO, E.C.; SANTOS, G.P.; ALVES, J.B.; SARTÓRIO, R.C.; ZANUNCIO, T.V. Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biologia, ecologia e controle. Editora Folha de Viçosa, IPEF/SIF, 140 pp., 1993.

ZANUNCIO, J.C.; NASCIMENTO, E.C.; GARCIA, J.F.; ZANUNCIO, T.V. Major lepidopterous defoliators of eucalypt in southeast Brazil. Forest Ecology and Management, v. 65, p. 53-63, 1994.

ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; LOPES, E.T.; RAMALHO, F.S. Temporal variations of Lepidoptera collected in and *Eucalyptus* plantation in the state of Goiás, Brazil. Netherlands Journal of Zoology, v. 50, n. 4, p. 435-443, 2000.

ZANUNCIO, J.C.; LEMES, P.G.; SANTOS, G.P.; SOARES, M.A.; WILCKEN, C.F.; SERRÃO, J.E. Population dynamics of Lepidoptera pests in *Eucalyptus urophylla* plantations in the Brazilian Amazonia. Forests, v. 5, p. 72-87, 2014.

ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; MIRANDA, M.M.M.; MEDEIROS, A.G.B. Effect of plantation age on diversity and population fluctuation of Lepidoptera collected in *Eucalyptus* plantations in Brazil. Forest Ecology and Management, v. 108, p. 91-98, 1998.

15.3.6 *Erinnyis ello*

RODRIGO SOUZA SANTOS¹, MURILO FAZOLIN¹, PEDRO GUILHERME LEMES²

¹Embrapa Acre, Laboratório de Entomologia, Rod. BR 364, Km 14, CP 321, CEP 6900-970, Rio Branco, Acre. rodrigo.s.santos@embrapa.br; murilo.fazolin@embrapa.br

²Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglemes@hotmail.com

Erinnyis ello Linnaeus, 1758 (Lepidoptera: Sphingidae)

Nome popular: gervão, mandarová, mandarová-da-mandioca, mandrová

Estados brasileiros onde foi registrada: AC, AM, AP, BA, ES, MA, MG, MS, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Há evidências de que o mandarová-da-mandioca, *Erinnyis ello* (L., 1758) (Lepidoptera: Sphingidae), seja originário do Brasil, sendo constatado nos estados do Rio Grande do Sul e São Paulo no final do século XIX. Sua distribuição geográfica é ampla, estendendo-se por toda a América do Sul e Central, sendo detectada na América do Norte até a fronteira com o Canadá.

Os adultos são mariposas grandes e de hábito noturno que possuem aproximadamente 90 mm de envergadura, coloração acinzentada e faixas pretas no abdômen, interrompidas na região dorsal. As asas anteriores e posteriores são vermelhas com uma faixa castanha-escura na margem apical. Os machos podem ser diferenciados das fêmeas por possuírem, nas asas anteriores, uma faixa longitudinal paralela à margem posterior, além de um abdômen menos volumoso (Gallo et al., 2002). Os adultos de *E. ello* não causam danos às plantas hospedeiras, pois se alimentam de néctar (Maia & Bahia, 2010). Os adultos têm longevidade média de nove dias e iniciam a cópula em torno de 24 h após a emergência. A cópula é realizada a noite e durante o dia descansam entre as folhas (Winder, 1976). A razão sexual pode variar entre 60% até 90% de fêmeas durante surtos em

plantios de seringueira, dependendo do local (Winder, 1976; Winder & Abreu, 1976). Essa espécie possui uma impressionante capacidade de voo, sendo que adultos já foram capturados em alto mar, na Cordilheira dos Andes e até mesmo nas Ilhas Galápagos, a quase 1.000 Km do continente (Winder, 1976).

As fêmeas realizam posturas individuais ou em grupos, preferencialmente na face superior das folhas das plantas hospedeiras. Cada fêmea oviposita em média 450 ovos, mas esse número pode chegar a 1.850 (Bellotti et al., 1992) e o período médio de incubação varia de dois a seis dias. O ovo tem forma oval e lisa, medindo de 1,0 a 1,5 mm de diâmetro e, logo após a postura, possui uma coloração verde-brilhante, mudando para uma tonalidade amarelada, com pontuações avermelhadas, após as primeiras 24 h (Celestino Filho & Conceição). Os ovos do mandarová apresentam uma coloração amarela bastante uniforme quando estão prestes a eclodir (Celestino Filho & Conceição, 1979; Farias, 1991).

As lagartas quando eclodem medem 5 mm de comprimento, e passam por ecdises aos três, seis, oito, dez e 14 dias de vida. Os cinco ínstaes duram de 12 a 15 dias, podendo atingir de 7 a 12 cm de comprimento e 1 cm de diâmetro (Gallo et al., 2002; Maia & Bahia, 2010).

Os ínstaes podem ser diferenciados pelo tamanho da lagarta e pela forma e coloração do apêndice abdominal (Fazolin & Estrela, 2016). Após a eclosão, as lagartas de primeiro ínstar apresentam coloração clara, um pouco esverdeada na região dorsal e um apêndice abdominal longo, fino e negro, com diâmetro uniforme (parecido com uma seta). No segundo ínstar, o apêndice é comprido e fino, com engrossamento da base, em que a pigmentação diminui consideravelmente. No terceiro ínstar, o apêndice é cônico e de coloração creme-claro. A partir do quarto ínstar, o apêndice engrossa e diminui de tamanho, predominando a coloração creme-clara. Por fim, no quinto ínstar, o apêndice é curto, grosso e completamente claro (Moreira & Schmitt, 1989; Maia & Bahia, 2010). O reconhecimento do ínstar larval predominante na população de lagartas presentes no cultivo é importante, pois é necessário que elas estejam nos três primeiros ínstaes de desenvolvimento (até 3 cm de comprimento) para eficácia das principais medidas de controle. As lagartas são mais resistentes ao controle químico e biológico a partir do quarto e quinto ínstaes (Farias, 1995).

As lagartas podem apresentar diversas cores durante seu desenvolvimento: verde, verde-azulado, parda ou preta com pontuações vermelhas e brancas (Figura 1) (Celestino Filho & Conceição, 1979). Esse polimorfismo pode ser devido à interação de fatores como número de larvas agregadas e qualidade do

alimento. Lagartas que são criadas sozinhas tendem a se desenvolver na cor verde, marrom ou verde-acinzentadas. O número de lagartas amarronzadas, azuladas e verde-azuladas aumenta com a densidade de larvas (Schneider, 1973). A maioria das cores são bastante flexíveis e podem sofrer alteração durante o desenvolvimento das lagartas. Em seringueira, as lagartas mais comuns são verdes, verde-acinzentadas e pretas (Winder, 1976). As lagartas do mandarová não possuem cerdas no corpo e não são urticantes, podendo ser manipuladas mesmo sem proteção (Fazolin et al., 2007).

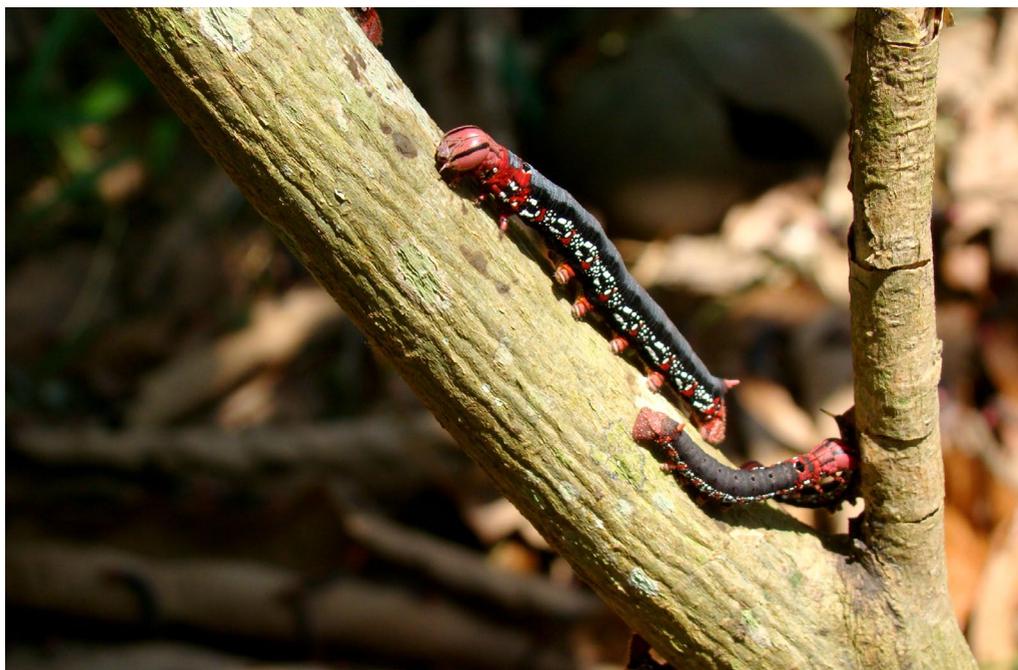


Figura 1. Lagartas de *Erynnis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) de coloração preta.

As lagartas praticamente não se alimentam durante os três primeiros dias de vida. Após este período, começam a se alimentar vorazmente das folhas de suas plantas hospedeiras. Durante aproximadamente 15 dias, as lagartas consomem em média 1.107 cm² de área foliar na cultura da mandioca, sendo que 75% desta área é consumida por lagartas de quinto ínstar (Pratissoli et al., 2002). Em seringueira, as lagartas alimentam-se preferencialmente das folhas mais tenras e, à medida que crescem, passam a se alimentar de folhas mais velhas, chegando a desfolhar completamente as plantas (Celestino Filho & Conceição, 1979), consumindo, em média, 393 cm² de área foliar (Rodrigues et al., 1983). As lagartas podem se alimentar até da casca de ramos mais jovens de seringueira, durante

grandes infestações (Winder, 1976). A maioria das espécies utilizadas por *E. ello* como hospedeiro são produtoras de látex, e, por isso, é possível que essas lagartas só consigam completar seu desenvolvimento em plantas com essa característica (Winder, 1976). O látex, provavelmente, atua na identificação do hospedeiro ou como estimulante alimentar. Depois de completado os cinco ínstaes, as lagartas descem ao solo e se escondem embaixo de restos vegetais (p.ex.: palhadas, troncos de árvores e arbustos), onde passam para a fase de pré-pupa. Não consomem alimento e apresentam pouca mobilidade durante essa fase e se transformam em pupa (Figura 2) em aproximadamente dois dias (Pratissoli et al., 2002)



Figura 2. Pupas de *Erynnis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) parasitadas por *Brachymeria annulata* (Hymenoptera: Chalcididae).

A pupa de *E. ello* mede de 4 a 6 cm de comprimento e apresenta coloração variável de castanho-claro a castanho-escuro, com algumas estrias pretas, com período pupal variando de 15 a 30 dias (Carvalho & Nakano, 1988). O ciclo completo, de ovo a adulto, leva de 33 a 55 dias (Carvalho & Nakano, 1988; Bellotti et al., 1999; Farias, 2003), dependendo das condições edafoclimáticas.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Erinnyis ello é um dos principais causadores de prejuízo à cultura da seringueira (*Hevea* spp.) (Euphorbiaceae) e da mandioca (*Manihot esculenta*) (Euphorbiaceae) no Brasil. É uma espécie polífaga e já foi relatada no Brasil

associada ao abieiro (*Pouteria caimito*) (Sapotaceae), *Ficus* spp. (Moraceae), jurubeba (*Solanum paniculatum*) (Solanaceae), mamona (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae), mamão (*Carica papaya*) (Caricaceae), tabaco (*Nicotiana tabacum*) (Solanaceae), tomate (*Solanum lycopersicum*) (Solanaceae) (Winder, 1976). Pode se alimentar de mais de 35 espécies de plantas em mais de 10 famílias botânicas, a qual a maioria delas é produtora de látex (King & Saunders, 1984; Santos, 2014; Carvalho et al., 2015).

O mandarová prefere às folhas de seringueira em relação à mandioca, com alta capacidade de consumo foliar, deixando apenas os ramos desfolhados nas plantas. Infestações severas de *E. ello* em seringais podem causar grande impacto nas árvores, reduzindo a produção de látex, já que seringueiras que foram completamente desfolhadas só irão adquirir folhas novas no ano seguinte (Winder, 1976). Os danos causados por essa espécie em viveiros de seringueira também são importantes. Uma infestação com 16 lagartas em dez mudas de seringueira pode reduzir o crescimento das plantas em 52,2% em condições de viveiro (Celestino Filho et al., 1982). Outra espécie de mandarová, *Erinnyis alope* (Drury) (Lepidoptera: Sphingidae), também é relatada como praga de seringueira na região amazônica (Vendramin, 1992).

As seringueiras, no Brasil, perdem todas as suas folhas uma vez por ano num curto espaço de tempo e, logo depois, recuperam suas folhas. As folhas novas podem ser atacadas pelo fungo *Microcyclus ulei* (anamorfo: *Pseudocercospora ulei*) (agente causador do mal-das-folhas), que causa perda das folhas e gera nova refoliação 30 a 40 dias depois. A refolha das seringueiras causa a formação de muitas folhas jovens e tenras, o alimento preferido de *E. ello*. Acredita-se que esse fungo possa ter forte influência nos surtos populacionais desse inseto, já que, em anos mais úmidos, favoráveis ao fungo, haveria mais de uma desfolha e consequente refolhamento, enquanto em anos mais secos, a segunda refolha não ocorreria, desfavorecendo o mandarová (Winder, 1976).

Um surto populacional de *E. ello* ocorreu em 2014 em seringais comerciais em sete municípios do estado do Acre (Epitaciolândia, Capixaba, Xapuri, Senador Guiomard, Sena Madureira, Plácido de Castro e Rio Branco). Este foi o primeiro surto dessa magnitude registrado no estado. Em um seringal localizado no município de Epitaciolândia, as lagartas desfolharam cerca de nove hectares em menos de 15 dias, causando um prejuízo estimado de aproximadamente R\$ 20 mil reais mensais ao heveicultor. Com a desfolha, as árvores reduzem sensivelmente a sua capacidade fotossintética, assim o processo de sangria deve ser

interrompido até que se recuperem novamente (Santos, 2014).

As ocorrências de infestação do mandarová são cíclicas (surto) e poderão ocorrer em qualquer época do ano, mas com maior frequência em períodos chuvosos, sendo os prejuízos mais significativos quando o ataque ocorre em plantas jovens (Fazolin et al., 2007; Fazolin & Estrela, 2016). Esse inseto ocorre nos Estados do sul do país entre dezembro a março, no sudeste baiano de setembro a janeiro e, na região Norte, de junho a setembro, ocasião em que nessa região a seringueira emite novas folhas (Gallo et al., 2002).

MANEJO

As principais técnicas de controle de *E. ello* são relatadas em plantios de mandioca no Brasil. Assim, algumas das técnicas podem ser empregadas no cultivo da seringueira, até certo estágio fenológico da planta, principalmente pela diferença na arquitetura das plantas e, também, pela falta de estudos sobre a eficiência e técnica de aplicação dos métodos em plantios de seringueira.

Monitoramento

Com base no comportamento de cópula, recomenda-se monitorar os adultos com armadilhas luminosas instaladas no interior da área de plantio. Esse procedimento permite conhecer o início das revoadas, possibilitando a supressão populacional da praga com mais eficiência.

Após a primeira constatação de adultos nas armadilhas luminosas, é necessário realizar o monitoramento em campo para constatar a presença de ovos e o tamanho das lagartas. Essas informações auxiliam a tomada de decisão para o controle. Os ovos da mariposa podem ser facilmente visualizados nas folhas durante o monitoramento (Carvalho et al., 2015).

A armadilha luminosa do tipo “Luiz de Queiroz” (Figura 3-A) é recomendada, tanto para realizar o monitoramento do inseto na área, como para atrair e eliminar as fêmeas antes de realizarem a postura, agindo como uma forma de controle físico (Aguiar et al., 2010). Armadilhas atrativas utilizando luz incandescente comum, fixada a um poste, usando um tambor cortado ao meio contendo água com sabão como coletor, podem ser improvisadas (Figura 3-B). A eficácia de coleta é menor, porém, uma quantidade significativa de adultos da praga é coletada (Fazolin et al., 2007).



Figura 3. Armadilha luminosa modelo “Luiz de Queiroz” (A) e armadilha alternativa improvisada (B) utilizadas na captura de adultos de *Erinyis ello*.

Controle mecânico

A catação manual das lagartas é recomendada para cultivos de mandioca de até dois hectares, coletando e eliminando as lagartas por esmagamento ou corte com tesoura (Fazolin et al., 2007). O mesmo procedimento pode ser empregado para o cultivo da seringueira em viveiros, pequenos jardins clonais e/ou plantios novos.

A utilização de um subsolador leve, acoplado a um trator, é recomendado em seringais cujo espaçamento entre as linhas de plantio possibilite a entrada de máquinas e implementos agrícolas. Esse processo revolve a camada superficial do solo, expondo as pupas à radiação solar e aos inimigos naturais, potencializando a mortalidade das mesmas.

Controle físico

O uso de armadilhas luminosas para a captura de adultos já foi sugerido. Em testes feitos em seringais, na Bahia, utilizando armadilhas com lâmpadas de mercúrio, mudanças significativas não foram observadas nos níveis de infestação das lagartas, apesar da grande quantidade de adultos capturados (Winder, 1976).

Controle silvicultural

A eliminação das plantas invasoras, especialmente as euforbiáceas que servem de hospedeiras à praga, presentes na plantação ou em suas imediações, é outra prática recomendada (Gomes & Leal, 2003). Trincheiras rasas podem ser cavadas entre as plantas de mandioca para servir como armadilha para locais de empupamento de lagartas com desenvolvimento completo (Winder, 1976).

Controle biológico

Vírus

Na década de 80, uma doença atacou as lagartas do mandarová em plantios de mandioca do Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), na Colômbia, em condições naturais. A causa da doença foi identificada como um Baculovírus de *E. ello*, o qual se converteu em um agente microbiológico de controle dessa praga. *Baculovirus erinnyis* pode controlar até 98% das lagartas de primeiro a terceiro ínstar nos primeiros três dias após a aplicação (Maia & Bahia, 2010).

Em condições de campo, *B. erinnyis* causa níveis de mortalidade do mandarová entre 90% (Fazolin et al., 2007) a 100% (Bellotti et al., 1999; Farias, 2003). A infecção do mandarová pelo Baculovírus inicia-se com a ingestão desse vírus por meio da alimentação. Aproximadamente quatro dias após a ingestão, surgem os primeiros sintomas da doença (perda dos movimentos e da capacidade de se alimentar). No estágio final da infecção, as lagartas mortas ficam penduradas nos pecíolos das folhas (Figura 4). Após a morte, partículas do vírus são liberadas no ambiente, devido à ruptura da cutícula da lagarta, disseminando o patógeno na área (Farias, 1995). O nível de controle, no cultivo da mandioca é de cinco a sete lagartas pequenas por planta, embora este número seja flexível, a depender da idade e vigor da planta, da cultura e das condições ambientais (Maia & Bahia, 2010).



Figura 4. Lagarta de *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) morta com sintomas característicos de infecção por *Baculovirus erinnyis*.

Apesar desse método de controle ainda não ter sido avaliado no cultivo da seringueira no Brasil, acredita-se que possa ter a mesma eficiência de controle.

Assim, poderia ser empregado em infestações do mandarová em mudas (viveiro) e em plantas jovens em campo. No caso de plantas adultas, haverá a necessidade da utilização de um turbo-atomizador acoplado a um trator, a fim de lançar a calda até as folhas do ápice das árvores ou uso de aeronave.

Bactéria

O produto comercial Thuricide[®], à base de *Bacillus thuringiensis*, é registrado e recomendado para o controle de lagartas de *E. ello* (AGROFIT, 2017). Assim como no caso do *B. erinnyis*, o bioinseticida à base de *B. thuringiensis* é eficiente quando aplicado em lagartas que estão entre o primeiro a terceiro ínstar (Maia & Bahia, 2010). Produtos à base de *B. thuringiensis* são pouco tóxicos para ácaros, coleópteros, dípteros e hemípteros (Beegle & Yamamoto, 1992; Glare & O'Callaghan, 2000).

Nas áreas do Vale do Rio Juruá, Acre, pulverizações com *B. thuringiensis* apresentaram controle de 94%, mostrando-se tão eficiente quanto àquelas tratadas com *B. erinnyis* (Fazolin et al., 2007). O uso de *B. thuringiensis*, em seringais na Bahia infestados com *E. ello* na década de 70, não apresentou resultados positivos, possivelmente, devido ao equipamento utilizado para a aplicação, que não atingiu a copa das árvores satisfatoriamente (Winder, 1976).

Parasitoides e predadores

Trichogramma atopovirilia Oatman e Platner, *Trichogramma minutum* Riley, *Trichogramma fasciatum* (Perkins), *Trichogramma manicobai* Brun, Moraes e Soares, *Trichogramma pretiosum* Riley, *Trichogramma demoraesi* Nagajara (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Ceballos et al., 1978; Zucchi & Monteiro, 1997) foram registrados em ovos de *E. ello*. O parasitismo mais frequentemente registrado é por *T. demoraesi* (Ronchi-Teles & Querino, 2005). Parasitoides do gênero *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae) já foram observados em ovos de *E. ello*, em seringais no Sul da Bahia (Freire, 1985). Além de *Telenomus* e *Trichogramma*, a ocorrência dos parasitoides *Apanteles* sp., *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Criptophion* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Brachymeria annulata* (Fabricius) (Hymenoptera: Chalcididae) (Figura 5), *Euplectrus floryae* (Schauff) e *Tetrastichus howardi* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae) parasitando ovos, lagartas e pupas de *E. ello* já foi registrada (Schmitt, 1983; Bellotti et al., 2012; Bellon et al., 2013; Barbosa et al., 2015; Santos et al., 2017).



Figura 5. Adulto do parasitoide de pré-pupa *Brachymeria annulata* (Fabricius) (Hymenoptera: Chalcididae). Foto: Marcelo T. Tavares.

Moscas dos gêneros *Belvosia*, *Chetogena*, *Drino*, *Euphorocera* (Tachinidae) e *Oxysarcodexia* (Sarcophagidae), também são relatadas como parasitoides de *E. ello* (Winder, 1976; Schmitt, 1983; Gallo et al., 2002). As moscas de *Belvosia* depositam micro-ovos sobre as folhas, que são ingeridos pelas lagartas (Winder, 1976)

Algumas espécies de insetos dos gêneros/espécies: *Polistes* e *Polybia* (Hymenoptera: Vespidae), *Chrysopa* (Neuroptera: Chrysopidae), *Podisus* spp. e *Alcaeorrhynchus grandis* Dall. (Hemiptera: Pentatomidae), *Calosoma* (Coleoptera: Carabidae) e *Dolichoderus* sp. (Hymenoptera: Formicidae) são consideradas eficientes predadoras de lagartas de *E. ello* no Brasil (Bellotti et al., 1992; Vendramim, 1992; Fazolin et al., 2007).

Predadores vertebrados

Muitas aves alimentam-se das várias fases de *E. ello*. No Brasil, já foram registrados o anu-preto (*Crotophaga ani*), bem-te-vi (*Pitangus sulphuratus*), caracará (*Polyborus plancus*), sabiá-poca (*Turdus amaurochalinus*) e urubu (*Coragyps atratus*) alimentando-se de lagartas e o gavião-carrapateiro (*Milvago*

chimachima) de pupas (Winder, 1976). Essas aves são mais importantes para regular a população dessa praga em baixa densidade, não sendo predadores eficientes em grandes surtos. Lagartos e morcegos também são predadores de lagartas e adultos de *E. ello* (Winder, 1976).

Controle químico

Somente um inseticida sintético é registrado para o controle de *E. ello* em seringueira. Trata-se de um piretroide à base de deltametrina (Decis® 25 EC). A dose comercial indicada do inseticida é de 200 mL/ha e a recomendação é de duas aplicações com intervalos de sete dias (AGROFIT, 2017). O nível de controle para o emprego do controle químico, de acordo com o fabricante, é de oito lagartas por talhão, encontradas em 100 folhas, distribuídas em dez galhos (um galho por árvore).

Um dos problemas em aplicar inseticidas em seringais é a altura das árvores, que podem atingir de 20 a 25 m. A aplicação com pequenas aeronaves pode ser necessária, mas esta técnica é limitada pelos altos custos e riscos de deriva (Winder, 1976).

Em seringais adultos, na impossibilidade da utilização de equipamentos que permitam que a calda inseticida atinja as lagartas nas folhas do ápice das copas das plantas, recomenda-se a aplicação do produto no tronco das árvores. Assim, as lagartas de quinto ínstar que estiverem descendo para empupar no solo deverão entrar em contato com o produto.

No passado, o carbamato carbaril, os organoclorados BHC, endrin e toxafeno e o organofosforado metrifonato foram utilizados contra *E. ello* em viveiro e em plantios de seringueira (Cunha, 1962; Ventocilla & Silva, 1969, Winder, 1976). No entanto, esses inseticidas têm seu uso e comercialização banido por tratados internacionais, devido a sua alta toxicidade.

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 29 nov. 2017.

AGUIAR, E.B.; LORENZI, J.; MONTEIRO, D.; BICUDO, S. Monitoramento do mandarová da mandioca (*Erinnyis ello* L. 1758) para o controle com baculovirus (*Baculovirus erinnyis*). Revista Trópica, v. 4, n. 2, p. 55-59, 2010.

BARBOSA, R.H.; KASSAB, S.O.; PEREIRA, F.F.; ROSSONI, C.; COSTA, D.P.; BERNDT, M.A. Parasitism and biological aspects of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae)

- on *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) pupae. *Ciência Rural*, v. 45, n. 2, p. 185-188, 2015.
- BEEGLE, C.B.; YAMAMOTO, T. Invitation paper (C.P. Alexander Fund): History of *Bacillus thuringiensis* Berliner research and development. *The Canadian Entomologist*, v. 124, n. 4, p. 587-616, 1992.
- BELLON, P.P.; FAVERO, K.; TAVARES, M.T.; OLIVEIRA, H.N. First record of *Euplectrus floryae* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) in Brazil. *Revista Colombiana de Entomología*, v. 39, n. 1, p. 166-167, 2013.
- BELLOTTI, A.C.; ARIAS, V.B.; GUZMAN, O.L. Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). *The Florida Entomologist*, v. 75, n. 4, p. 506-515, 1992.
- BELLOTTI, A.C.; SMITH, L.; LAPOINTE, S.L. Recent advances in cassava pest management. *Annual Review of Entomology*, v. 44, n. 1, p. 343-370, 1999.
- BELLOTTI, A.; CAMPO, B.V.H.; HYMAN, G. Cassava production and pest management: present and potential threats in a changing environment. *Tropical Plant Biology*, v. 5, p. 39-72, 2012.
- CARVALHO, F.C.; NAKANO, O. Aspectos biológicos do "mandarová da mandioca" *Erinnyis ello ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae) em mandioca (*Manihot esculenta* Crantz cv. Mantequeira). *Ciência e Prática*, v. 16, n. 2, p. 134-145, 1988.
- CARVALHO, R.S.; RINGENBERG, R.; PIETROWSKI, V. Controle biológico do mandarová da mandioca *Erinnyis ello*. Embrapa, Cartilha, 30 pp., 2015.
- CEBALLOS, L.F.; ROMERO, S.; ALFREDO, A.; BELLOTTI, A.C.; ARIAS, V.B. (Eds.). El Control de *Erinnyis ello* (L) gusano cachón de la yuca [conjunto audiotutorial]. CIAT, 30 pp., 1978.
- CELESTINO FILHO, P.; CONCEIÇÃO, H.E.O. da. Detecção do ataque da *Erinnyis ello* em plantas de seringueira a partir de sua postura e medidas de controle. Embrapa, Comunicado Técnico, n. 7, 6 pp., 1979.
- CELESTINO FILHO, P.; ROSSETTI, A.G.; ROCHA NETO, O.G.; MAGALHÃES, F.E.L. Avaliação de danos de *Erinnyis ello* (L., 1978), em viveiros de seringueira. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 17, p. 981-983, 1982.
- CUNHA, J. F. Viveiro de seringueira. Boletim 99, Instituto Agrônomico. Campinas, 17 pp., 1962.
- FARIAS, A.R.N. Insetos e ácaros associados à cultura da mandioca no Brasil e meios de controle. Embrapa, Circular Técnica, n. 14, 47 pp., 1991.
- FARIAS, A.R.N. Manejo integrado do mandarová da mandioca. Embrapa, Circular Técnica, n. 59, 8pp., 2003.
- FARIAS, A.R.N. Use *Baculovirus erinnyis* para controlar o mandarová da mandioca. Embrapa, Cartilha, 18pp., 1995.
- FAZOLIN, M.; ESTRELA, J.L.V.; CAMPOS FILHO, M.D.; SANTIAGO, A.C.C.; FROTA, F. de S. Manejo integrado do mandarová-da-mandioca *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae): conceitos e experiências na região do Vale do Juruá, Acre. Embrapa, Documento, n. 107, 45 pp., 2007.
- FAZOLIN, M.; ESTRELA, J.L.V. Mandioca. pp. 344-363. In: SILVA, N.M.; ADAIME, R.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). *Pragas agrícolas e florestais na Amazônia*. Embrapa, 608 pp., 2016.
- FREIRE, A.J.P. Flutuação populacional de ovos de *Erinnyis ello* (L., 1758) (Lepidoptera: Sphingidae) e parasitismo por microhimenópteros em seringais do Sul da Bahia. Embrapa, Pesquisa em Andamento, n. 34, 7 pp., 1985.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. *Entomologia Agrícola*, FEALQ, 920 pp., 2002.
- GLARE, T.R.; O'CALLAGHAN, M. *Bacillus thuringiensis*: biology, ecology and safety, Jonh Wiley and Sons, 350 pp., 2000.

GOMES, J. de C.; LEAL, E.C. Cultivo da mandioca para a região dos tabuleiros costeiros: pragas, Embrapa, Sistema de produção, n. 11, 2003.

KING, A.B.S.; SAUNDERS, J.L. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en America Central: una guía para su reconocimiento y control, CATIE, 182 pp., 1984.

MAIA, W.B.; BAHIA, J.J.S. Manejo integrado do mandarová (*Erinnyis ello ello* L.) em mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) na região Sul da Bahia. Ceplac/Cepec, 16 pp., 2010.

MATA, A. Os inimigos da seringueira. Boletim Agrícola da Sociedade Amazonense de Agricultura, v. 1, n. 6, p. 2-3, 1927.

MOREIRA, G.R.P.; SCHMITT, A.T. Identificação dos instares larvais de *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Sphingidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 18, n. 1, p. 57-73, 1989.

PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J.C.; BARROS, R.; OLIVEIRA, H.N. Leaf consumption and duration of instars of the cassava defoliator *Erinnyis ello* (L., 1758) (Lepidoptera, Sphingidae). Revista Brasileira de Entomologia, v. 46, n. 3, p. 251-254, 2002.

RODRIGUES, M.G. Ocorrência do "mandarová" (*Erinnyis ello*) em seringal industrial no Estado do Pará. Boletim da Faculdade de Ciências Agrárias do Pará, v. 8, p. 33-102, 1976.

RODRIGUES, M.G.; PINHEIRO, E.; OHASHI, O.S.; ALMEIDA, M.M.B. de. Situação atual das pesquisas entomológicas da seringueira (*Hevea brasiliensis*) no Estado do Pará. Boletim da Faculdade de Ciências Agrárias do Pará, v. 13, p. 61-88, 1983.

RONCHI-TELES, B.; QUERINO, R.B. Registro de *Trichogramma demoraesi* Nagaraja (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitando ovos de *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) na Amazônia Central. Neotropical Entomology, v. 34, n. 03, p. 515-515, 2005.

SANTOS, R.S. Surto de mariposas causa intenso desfolhamento em seringais no estado do Acre. Revista Referência Florestal, v. 94, p. 68-71, 2014.

SANTOS, R.S.; TAVARES, M.T.; SUTIL, W.P. VASCONCELOS, A. da S.; AZEVEDO, T. da S.; DIOGO, B. da S. Parasitismo de *Brachymeria annulata* (Fabricius) (Hymenoptera: Chalcididae) em *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae). In: 5º CONVIBRA AGRONOMIA, 2017, Congresso Online de Agronomia, 2017. 7 pp.

SILVA, P. Pragas da seringueira no Brasil. Problemas e perspectivas. In: Anais do I Seminário Nacional da Seringueira, Cuiabá, Mato Grosso, p. 143-152, 1972.

SCHMITT, A.T. Inimigos naturais do *Erinnyis ello* da mandioca. In: 3º Encontro Nacional de Fitossanitaristas, 1984, Ministério da Agricultura, 1984. 7 pp.

SCHNEIDER, G. The determination of the larval polyphenism of the neotropical hawkmoth *Erinnyis ello* L. (Lepidopt., Sphingid.) by various environmental factors. Oecologia, v. 11, p. 351-370, 1973.

VENDRAMIM, J. D. Pragas de viveiros e jardins clonais de seringueira e seu controle. p. 65-70. In: MEDRADO, M. J. S.; BERNARDES, M. S.; COSTA, J. D.; MARTINS, A. N. (Eds.). Formação de mudas e plantio de seringueira. Piracicaba: ESALQ-Departamento de Agricultura, 158pp, 1992.

VENTOCILLA, J. A.; SILVA, P. Ocorrência de *Erinnyis ello* (L.) como praga de seringueira na Bahia. In: Anais da II Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, Recife, p. 107, 1969.

WINDER, J.A. Ecology and control of *Erinnyis ello* and *E. alope*, important insect pests in the New World. PANS, v. 22, n. 4, p. 449-466, 1976.

WINDER, J.A.; ABREU, J.M. Preliminary observations on the flight behaviour of the sphingid moths *Erinnyis ello* L. and *E. alope* Drury (Lepidoptera), based on light-trapping. Ciência e Cultura, v. 28, n. 4, p.444 – 448, 1976.

ZUCCHI, R.A.; MONTEIRO, R.C. O gênero *Trichogramma* na América do Sul. pp. 183-205. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). *Trichogramma* e o controle biológico aplicado. FEALQ, 324 pp., 1997.

15.3.7 *Eupseudosoma aberrans* e *Eupseudosoma involuta*

GENÉSIO TÂMARA RIBEIRO¹, JOSÉ OLIVEIRA DANTAS², THIAGO XAVIER CHAGAS²,
PAULA PIGOZZO², ÍTALA TAINY BARRETO FRANCISCO DOS SANTOS²

¹Universidade Federal do Sergipe, Departamento de Ciências Florestais, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe, genesiotr@hotmail.com

²Universidade Federal do Sergipe, Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe

***Eupseudosoma aberrans* Schaus, 1905 (Lepidoptera: Arctiidae)**

***Eupseudosoma involuta* Sepp, 1855 (Lepidoptera: Arctiidae)**

Nome popular: lagarta-cachorrinho, lagarta-cachorrinho-amarela, lagarta-peludinha, lagarta-das-folhas

Estados brasileiros onde foram registradas: AL, BA, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Eupseudosoma aberrans e *Eupseudosoma involuta*, conhecidas como lagarta-cachorrinho, ocorrem em quase todos os estados do Brasil (Costa-Lima, 1950; Pedrosa-Macedo et al., 1993; Zanuncio et al., 1992; 1993; 2001, 2014) e são muito semelhantes em diversos aspectos biológicos. Ambas colocam ovos relativamente pequenos, semiesféricos, de coloração amarelo-esverdeados, com diâmetro médio de 0,98 mm e aproximadamente 0,5 mm de altura (Zanuncio et al., 1993), distribuindo-os de forma isolada ou em grupos. Cada fêmea de *E. aberrans* oviposita, em média, 400 ovos, preferencialmente na face superior das folhas, com viabilidade de até 99% e período de incubação de oito dias em média.

As lagartas são bastante pilosas e podem ser um risco à saúde humana pois são urticantes (Zaché et al., 2013). Possuem a coloração variando de amarela a alaranjada quando jovens (Figura 1), passando mais tarde para a coloração castanha ou até mesmo mantendo-se amareladas em *E. aberrans* e, em *E. involuta*, as lagartas exibem mais comumente a coloração amarela clara durante todo o seu desenvolvimento. A duração do período larval varia de 45 a 60 dias, de acordo com as condições climáticas e compreende nove instares, podendo alcançar até 2,5 cm de comprimento, sendo mais comum em torno de 2,0 cm (Zanuncio et al., 1993).



Figura 1. Lagartas de *Eupseudosoma* sp.. Foto: Marcos Cesar Campi.

As pupas são do tipo obteca, normalmente de coloração marrom-clara e envolvida por um casulo castanho sobre folhas e em cavidades da casca, porém é mais comum encontrá-las no tronco das árvores, preferencialmente, na inserção do galho com o tronco, camuflando o casulo com escamas da casca, dificultando sua localização por inimigos naturais (Figura 2). A duração do período de pré-pupa e pupal são de dois e de 12 a 14 dias, respectivamente (Zanuncio et al., 1993).



Figura 2. Pupa de *Eupseudosoma* sp.. Foto: Genesio T. Ribeiro.

Os adultos dessas duas espécies são mariposas de hábito noturno, possuem asas e o corpo branco com uma ou duas linhas escuras entre as nervuras e o abdômen avermelhado com manchas brancas apicais em *E. aberrans*, sendo que em *E. involuta* as asas são totalmente brancas (Figura 3). Medem entre 3,0 e 3,5 cm de envergadura, podendo chegar a 4,2 cm e sobrevivem de cinco a 10 dias. Assim, o ciclo de vida completo pode variar de 70 a 92 dias.



Figura 3. Adulto de *Eupseudosoma* sp.. Foto: Marcos Cesar Campi.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *E. aberrans* e *E. involuta* ocorrem nos plantios especialmente no período de estiagem e quase sempre associadas a outras espécies (*Blera varana*, *Nystalea nyseus*, *Thyrinteina arnobia* ou outras) e são consideradas desfolhadoras importantes de *Eucalyptus* spp., nos Estados da Bahia, Espírito Santos, Minas Gerais e São Paulo. Ocorrências de *E. involuta* foram relatadas em *Corymbia citriodora* e *Eucalyptus alba*, *E. grandis* e *E. saligna*, sendo uma das principais pragas de eucalipto no estado de São Paulo, onde normalmente ocorrem associadas a surtos com *E. aberrans* (Balut & Amante, 1971). *Eupseudosoma aberrans* foi relatada atacando *E. cloeziana* e *E. mesophylla* em Minas Gerais (Zanuncio et al., 1993).

Eupseudosoma aberrans e *E. involuta* também atacam outras mirtáceas como araçazeiro (*Psidium cattleianum*), goiabeira (*Psidium guajava*), guabirobeira (*Campomanesia xanthocarpa*) e pitangueira (*Eugenia uniflora*), além do caqui (*Diospyros kaki*) (Solanaceae) (Zanuncio et al., 1993).

O consumo de folhas de eucalipto é relativamente pequeno nos quatros primeiros estádios larvais (0,89 cm²), mas aumenta substancialmente nos estágios seguintes, até o nono ínstar (em média 43,75 cm²). Além de consumirem folhas, causam danos pela queda de folhas devido ao corte do pecíolo (Zanuncio et al., 1993).

MANEJO

Considerando que *E. aberrans* e *E. involuta* ocorrem em campo associadas a outras lagartas desfolhadoras importantes, as ações de manejo, incluindo as estratégias de monitoramento adotadas, níveis de danos e intensidade de desfolha, bem como avaliações de inimigos naturais, já são contempladas na avaliação das lagartas desfolhadoras importantes.

Assim, com raras exceções, torna-se necessário intervir com ações de controle em surtos isolados de *E. aberrans* e *E. involuta*.

Monitoramento

As estratégias de monitoramento recomendadas para outros lepidópteros desfolhadores de eucalipto também são indicadas para *E. aberrans* e *E. involuta*.

Controle silvicultural

Em mudas de *E. grandis*, avaliaram-se os danos por lagartas de *E. involuta* considerando a condição nutricional das plantas, caracterizada pela presença ou ausência de macronutrientes (nitrogênio, fósforo e potássio), comparados com a testemunha (somente água destilada). Concluiu-se que houve preferência alimentar das lagartas em função do nível nutricional de *E. grandis*, evidenciando que plantas bem nutridas foram preferidas àquelas com carências nutricionais (Carmo & Penedo, 2004).

Controle biológico

Apesar de *E. aberrans* e *E. involuta* serem consideradas importantes pragas em plantações de eucalipto em alguns estados no Brasil, estes insetos têm apresentado naturalmente um complexo de inimigos naturais, com elevada eficiência no controle biológico destas pragas florestais (Ohashi & Berti Filho, 1988).

Surtos na região do litoral norte da Bahia têm sido comum à ação de um complexo de predadores, especialmente, de percevejos como *Achaeorhichus grandis*, *Bontocoris tabidus* e *Podisus nigrispinus*. *Podisus connexivus* e *P. nigrolimbatus* já foram relatados predando lagartas, pupas e adultos de *E. aberrans* (Zanuncio et al., 1993).

Avaliações em surtos de *E. aberrans* e *E. involuta*, na região de Altinópolis, Mogi Guaçu, Paulínia e Santa Maria, em São Paulo e Tupaciguara, em Minas Gerais, identificaram oito inimigos naturais de lagartas e de pupas, sendo que sete são parasitoides: *Archytas pseudodaemon* (Blanchard, 1940) (Diptera: Tachinidae), *Lespesia* sp. (Diptera: Tachinidae), *Brachymeria ovata* (Say, 1824) (Hymenoptera: Chalcididae), *Chalcis* sp. (Hymenoptera: Chalcididae), *Coccygonimus tomyris* (Schrottky, 1902) (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Neotheronia* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) e *Tetrastichus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) e um vírus da poliedrose nuclear (VPN) (Ohashi & Berti Filho, 1988). *Coccygonimus golbachii* também foi registrado como parasitoide de pupas de *E. aberrans* (Zanuncio et al., 1993).

Desses inimigos naturais, *Lespesia* sp. parasitou 62,42% das lagartas de *E. aberrans* e *E. involuta* coletadas em Altinópolis, as quais apresentaram, ainda, uma mortalidade de 23,03%, causada pelo VPN, totalizando, assim, um controle de 85,45% das lagartas (Ohashi & Berti Filho, 1988). Isso evidencia a importância de *Lespesia* sp. no controle biológico destas pragas, assim como em outro estudo que relatou mais de 90% de mortalidade para as lagartas de *E. involuta* causadas por *Lespesia* sp. (Macedo, 1975).

Na região de Tupaciguara, a mortalidade de pupas de *E. aberrans* e *E. involuta* foi de 97,85%, causadas principalmente por *B. ovata*, com 79,68% de controle (Ohashi & Berti Filho, 1988), resultado semelhante a outro estudo em que foi encontrado uma mortalidade de *E. involuta* de 99,6% causada pelo mesmo agente (Balut & Amante, 1971).

O parasitismo de *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) em pupas de *E. aberrans* foi registrado (Zaché et al. 2012). Em laboratório, experimentalmente, o índice de parasitismo por *T. diatraeae* em pupas de *E. involuta* foi de 80%, com emergência de $89,4 \pm 0,9$ parasitoides por pupa, sendo que o ciclo de *T. diatraeae*, nestas condições, foi de $19,4 \pm 0,8$ dias (Zaché et al. 2013).

Esses resultados evidenciam a possibilidade de se controlar em campo *E. involuta* com um complexo de parasitoides (*Lespesia* sp., *B. ovata* e *T. diatraeae*).

ae), considerando os resultados promissores de parasitismo, bem como considerando que as plantações florestais possibilitam um ambiente favorável a esses inimigos naturais, uma vez que fatores abióticos que poderiam afetar o desempenho destes em campo, são amenizados devido ao microclima florestal, caracterizado principalmente pela redução da luz que penetra através da cobertura de árvores, diminuindo assim a temperatura no interior da cultura, aumentando a umidade, e diminuindo a força dos ventos, fatores que contribuem para que os parasitoides estabeleçam-se em campo (Zaché et al, 2013).

Na década de 70, estudos comprovaram a eficiência de *Bacillus thuringiensis* no controle de *E. involuta*, com resultados semelhantes ao controle químico (Zanuncio et al., 1993).

Controle químico

Existe um inseticida à base de alfa-cipermetrina e teflubenzurom registrado para o controle de *E. aberrans* e *E. involuta* na cultura da pitangueira (AGROFIT, 2018).

REFERÊNCIAS

- BALUT, F. F.; AMANTE, E. Nota sobre *Eupseudosoma involuta* (Sepp1852), praga de *Eucalyptus* spp. O Biológico, v. 37, p. 13-16, 1971.
- CARMO, F. M. S.; PENEDO, P. H. S. Influência do aspecto nutricional de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden na preferência alimentar da lagarta desfolhadora *Eupseudosoma involuta* (Lepidoptera – Arctiidae). Revista Árvore, v.28, n.5, p.749-754, 2004.
- COSTA LIMA, A. M. Insetos do Brasil: Lepidópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1950. 420p. [6º Tomo, 2ª Parte].
- ESPINDOLA, C. B.; GONÇALVES, L. Biologia de *Oxydia vesulia* (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Geometridae). Floresta e Ambiente, v.7, p. 80-87, 2000.
- MACEDO, N. Estudo das principais pragas da ordem Lepidoptera e Coleoptera dos eucaliptais do Estado de São Paulo. Piracicaba. 87f. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Universidade de São Paulo/Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. 1975.
- OHASHI, O. S.; BERTI FILHO, E. Inimigos naturais de *Eupseudosoma aberrans* Schaus, 1905 e (Sepp, 1852) (Lepidoptera, Arctiidae), pragas de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae). IPEF, n.40, p.43-44, 1988.
- PEDROSA-MACEDO, J. H. (Coord.). Pragas florestais do Sul do Brasil. IPEF/SIF. 1993. 112p.
- ZACHÉ, B.; ZACHÉ, R. R. C.; SOUZA, N. M.; DALPOGETTO, M. H. F. A.; WILCKEN, C. F. Evaluation of *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) as parasitoid of the eucalyptus defoliator *Eupseudosoma aberrans* Schaus, 1905 (Lepidoptera: Arctiidae). Biocontrol Science and Technology, v. 22, p. 363-366, 2012a.
- ZACHÉ, B.; ZACHÉ, R. R. C.; WILCKEN, C. F. Reproduction of *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing pupae of *Eupseudosoma involuta* (Lepidoptera: Arctiidae) a lepidopteran defoliator in Brazil. Revista Chilena de Historia Natural, v. 86, p.

221-224, 2013.

ZANUNCIO, J. C.; FAGUNDES, M.; ARAÚJO, M. S. S.; EVARISTO, F. C. Monitoramento de lepidópteros, associados a plantios de eucalipto da região de Açailândia (Maranhão), no período de agosto/90 a julho/91. *Acta Amazônica*, v. 22, n. 4, p. 615 – 622, 1992.

ZANUNCIO, J. C. (Coord.). *Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biologia, ecologia e controle*. IPEF/SIF. 1993. 140p.

ZANUNCIO, J. C.; GUEDES, R. N. C.; ZANUNCIO, T. V.; FABRES, A. S. Species richness and abundance of defoliating Lepidoptera associated with *Eucalyptus grandis* in Brazil and their response to plant age. *Austral Ecology*, v. 26, p. 582–589, 2001.

ZANUNCIO, J. C.; LEMES, P. G.; SANTOS, G. P.; SOARES, M. A.; WILCKEN, C. F.; SERRÃO, J. E. Population Dynamics of Lepidoptera Pests in *Eucalyptus urophylla* Plantations in the Brazilian Amazonia. *Forests*, v. 5, p. 72-87, 2014.

15.3.8 *Fulguroides sartinaria*

SEBASTIÃO LOURENÇO DE ASSIS JÚNIOR¹

¹Universidade Federal de Vale do Jequitinhonha e Mucuri, Rodovia MGT 367, Km 583, 5000 - Alto da Jacuba, CEP 39100-000, Diamantina, Minas Gerais, 39100-000. assisjr_ento@yahoo.com.br

Fulguroides sartinaria Guenée, 1858 (Lepidoptera: Geometridae)

Nome popular: curuquerê-do-pinheiro, lagarta-fulguroides.

Estados brasileiros onde foi registrada: em todos estados da região Sul e Sudeste.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos apresentam formato arredondado, coloração branca e são colocados em massa no tronco (Menezes et al., 2013) (Figura 1) ou na superfície de acículas (Santos et al., 1993). As fêmeas de *F. sartinaria* podem colocar, em média, 181 ovos em 6 posturas, usando como hospedeiro *Pinus patula* (Santos et al., 1993).



Figura 1. Massa de ovos de *Fulguroides sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

As lagartas apresentam cabeça protuberante e fortemente esclerotizada, coloração preta com listras longitudinais amarelas e são do tipo mede palmo (Figura 2). *Fulgorodes sartinaria* passa por cinco ínstares larvais, que juntos, duram cerca de 79 dias, sendo que, no último, podem medir até 40 mm de comprimento (Santos et al., 1993).



Figura 2. Lagarta de *Fulgorodes sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

As pupas são envoltas por um casulo em forma de rede, resistente e de cor bege, presas aos galhos da planta hospedeira (Figura 3).

Os adultos apresentam as asas anteriores com desenhos em forma de mosaico, com contornos de tonalidade marrom e fundo branco (Menezes et al., 2013) (Figura 4). As antenas são bipectinadas em ambos os sexos, mas nas fêmeas as ramificações são mais curtas. O abdômen mais volumoso das fêmeas ajuda, também, na determinação dos sexos (Santos et al., 2008). Os adultos de *F. sartinaria* possuem hábito diurno para o acasalamento e noturno para a postura (Zanuncio, 1993).



Figura 3. Pupa de *Fulguroides sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

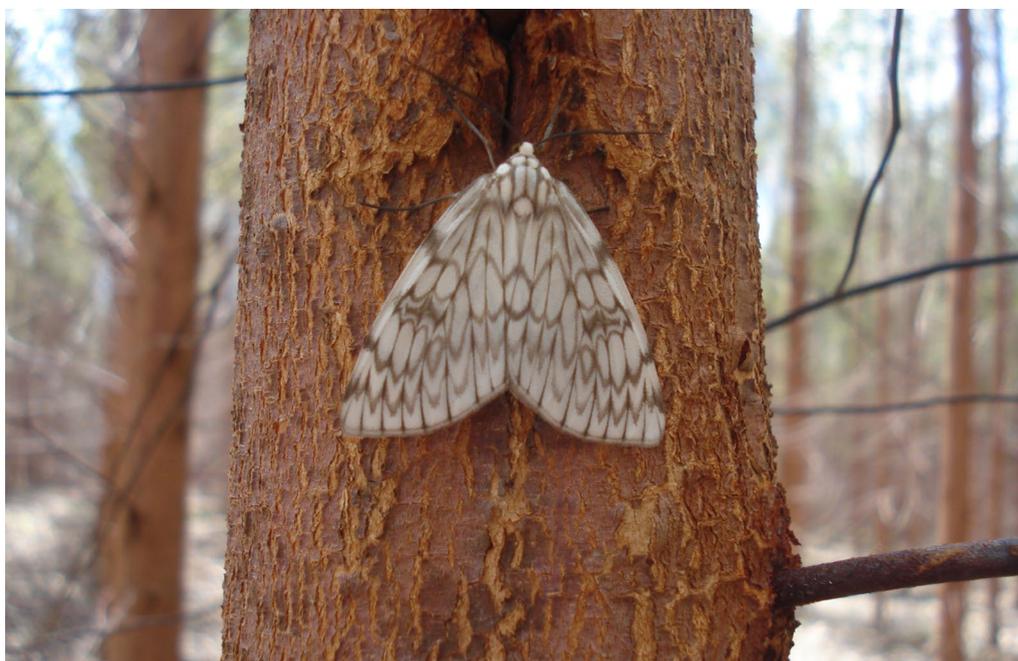


Figura 4. Adulto de *Fulguroides sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *F. sartinaria* nos primeiros ínstares promovem a raspagem das folhas ou galhos. As maiores alimentam-se das folhas, podendo chegar a desfolhar completamente uma árvore (Figura 5). Podem provocar a derrubada de uma grande quantidade de acículas/folhas no chão, caracterizando um desperdício, ou seja, o dano pode ser superior à massa de material vegetal ingerida (Santos et al., 1993). As lagartas usam como hospedeiro: *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae) (Borges, 1990), *Cupressus* sp. (Cupressaceae), *Malus* sp. (Rosaceae), *Myrciaria cuspidata* (Myrtaceae) (Silva et al., 1968), *Pinus patula*, *P. caribaea*, *P. oocarpa* (Pinaceae) (Santos et al., 1993), *Podocarpus lambertii* (Brandão, 1969) e *Eucalyptus cloeziana* (Myrtaceae) (Menezes et al., 2013).



Figura 5. Povoamento de *Eucalyptus* desfolhado por *Fulgorodes sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

MANEJO

Controle físico e mecânico

Uso de armadilhas luminosas para capturar adultos. A catação manual de lagartas e pupas presas ao tronco ou galhos na parte inferior das plantas, ou ainda, no sub-bosque pode ser eficaz em pequenos focos.

Resistência

As lagartas mostraram nítida preferência por *P. patula* dentre as várias espécies de *Pinus*, que deve ser evitada ou substituída em locais de ocorrência desse inseto (Santos et al., 1993).

Controle biológico

O planejamento da paisagem, buscando a heterogeneidade estrutural, a fim de promover o controle biológico natural, é uma alternativa. Inclui a manutenção de áreas de reserva, “corredores ecológicos”, sub-bosques não competitivos, diversidade de espécies, procedências, clones, idades, plantios de enriquecimento com espécies atrativas à avifauna, instalação de poleiros, etc.

A ocorrência de parasitoides de ovos, provavelmente *Trichogramma* sp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e de pupas, por *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Santos et al., 1993) e do predador *Brontocoris tabidus* (Hemiptera Pentatomidae) (MENEZES et al., 2013) já foi registrada (Figura 6).



Figura 6. Ninfa de *Brontocoris tabidus* (Hemiptera: Pentatomidae) predando lagarta de *Fulgurodes sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae).

Parasitoides de ovos (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e de pupas (Hymenoptera: Eulophidae), além de percevejos predadores (Hemiptera: Pentatomidae) criados com sucesso em laboratórios de universidades e empresas, podem ser usados no controle desse inseto. Entomopatógenos, como *Bacillus thuringiensis*, podem ser usados nos primeiros ínstares da fase de lagarta (até o terceiro). Fungos entomopatogênicos como *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae*, quando as condições climáticas forem adequadas (alta umidade relativa), e vírus, que ocorrem naturalmente em surtos populacionais (Figura 7), também podem ser utilizados.



Figura 7. Lagarta morta de *Fulgorodes sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae) apresentando sintomas de mortalidade causada por agente viral.

Controle Químico

Uso de inseticidas piretroides, como a deltametrina, ou fisiológicos (inibidores de síntese de quitina).

REFERÊNCIAS

MENEZES, C.W.G.; ASSIS JÚNIOR, S.L.; SOARES, M.A.; COSTA, V.H.D.; PIRES, E.M. Primeiro registro de *Fulgurodes sartinaria* (Lepidoptera: Geometridae) em plantas de *Eucalyptus cloeziana* (Myrtaceae). Revista Instituto Florestal, v.25 n.2 p.231-235, 2013.

SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; ALVES, A.P.; ZANUNCIO, T.V. Biologia de *Fulgurodes sartinaria* Guenée (Lepidoptera, Geometridae) em *Pinus patula*. Revista Brasileira de Zoologia, v.10, n.2, p.321-325, 1993.

SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; PIRES, E.M. Pragas do eucalipto. Informe Agropecuário, v.29, n.242, p.43-64. 2008.

ZANUNCIO, J.C. (Coord.) Manual de pragas em florestas: Lepidoptera desfolhadores de eucalipto - biologia ecologia e controle. Vol. 1. Piracicaba - SP, IPEF, 1993. 140p.

15.3.9 *Iridopsis syrniaria*

SEBASTIÃO LOURENÇO DE ASSIS JÚNIOR¹

¹Universidade Federal de Vale do Jequitinhonha e Mucuri, Rodovia MGT 367, Km 583, 5000 - Alto da Jacuba, CEP 39100-000, Diamantina, Minas Gerais, 39100-000. assisjr_ento@yahoo.com.br

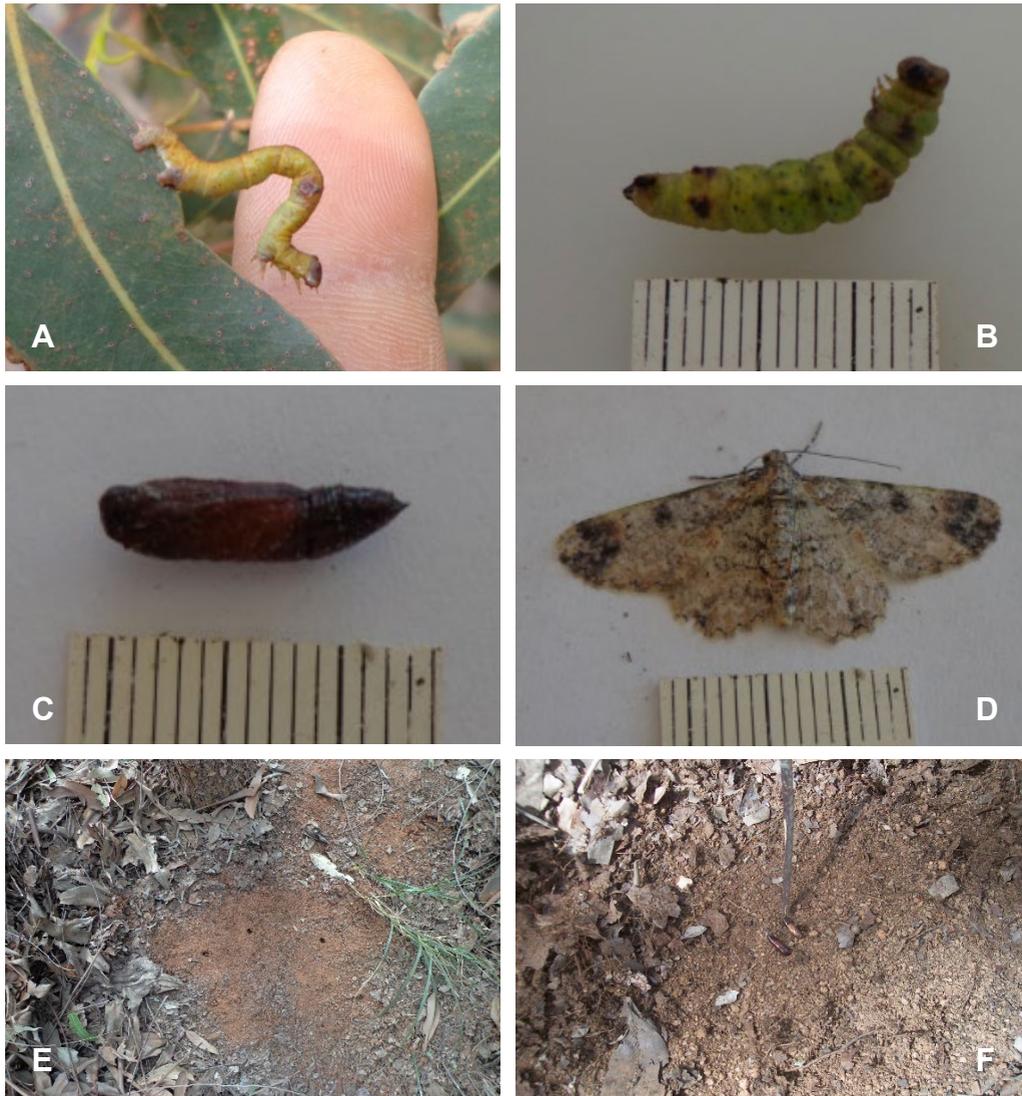


Figura 1. Lagarta (A), pré-pupa (B), pupa (C) e adulto (D) de *Iridopsis syrniaria* (Lepidoptera: Geometridae); e orifícios formados no solo durante a fase de pupa (E) e pupas retiradas do solo (F).

***Iridopsis syrniaria* Guenée, 1857 (Lepidoptera: Geometridae)**

Nome popular: lagarta-mede-palmo-verde.

Estados brasileiros onde foi registrada: MG, SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Não há relatos sobre a biologia e ecologia desse inseto. A lagarta, pré-pupa, pupa e adulto podem ser vistos nas figuras 1 (A a D). Essa espécie empupa no solo (figura 1- E e F).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A espécie é considerada praga secundária e já foi coletada em povoamentos de eucalipto e mata nativa em Minas Gerais (Dall'oglio et al., 2013). No entanto, nos últimos anos, devido à aplicação de produtos químicos para controlar a lagarta-parda-do-eucalipto *Thyriniteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) na região do Alto Jequitinhonha em Minas Gerais, esta espécie tem surgido em situações de surto. Em 2012, foi constatada um surto de *I. syrniaria* no município de Carbonita, Minas Gerais, desfolhando *Eucalyptus cloeziana* e *Corymbia citriodora*, equivocadamente identificada como *Iridopsis aviceps* (Silva et al., 2014). Além destes hospedeiros, também foi registrada em *Glycine max* (Fabaceae) (Letourneau & Burrows, 2001).





Figura 2. Alimentação de lagartas de *Iridopsis syrnaria* (Lepidoptera: Geometridae) em folhas de eucalipto.

As lagartas maiores de *I. syrniaria* promovem intensa desfolha, podendo deixar apenas a nervura principal. O sentido de ataque é de baixo para cima da copa (Figura 2).

MANEJO

Controle biológico

O predador *Brontocoris tabidus* Signoret, 1852 (Heteroptera: Pentatomidae) (Figura 3-A) alimentando-se das lagartas e de adultos, e a ocorrência de fungos entomopatogênicos (Figura 3-B) em lagartas e pupas foram relatados durante o surto em Carbonita, Minas Gerais (Silva et al., 2014).



Figura 3. Ninfas de *Brontocoris tabidus* (Heteroptera: Pentatomidae) predando adultos de *Iridopsis syrniaria* (Lepidoptera: Geometridae) (A); pupa de *I. syrniaria* infectadas por fungos.

REFERÊNCIAS

DALL'OGGIO, O.T.; ZANUNCIO, T.V.; TAVARES, W.S.; SERRÃO, J.E.; WILCKEN, C.F.; ZANUNCIO, J.C. Atlantic rainforest remnant harbors greater biotic diversity but reduced lepidopteran populations compared to a eucalyptus plantation. *Florida Entomologist*, v.96, n.3, p.887-896, 2013.

LETOURNEAU D.K.; BURROWS B.E. (ed). *Genetically Engineered Organisms: Assessing Environmental and Human Health Effects*. CRC Press, 456p. 2001.

PITKIN, L.M. Neotropical ennomine moths: a review of the genera (Lepidoptera: Geometridae). *Zoological Journal*, v. 135, n.2-3, p. 121-401, 2002.

SILVA, L.A.; ALMEIDA, E.S.; SILVA, J.V.; PEIXOTO, D.T.D.; ASSIS JÚNIOR, S.L.; SOARES, M.A. Ocorrência de *Iridopsis aviceps* Prout, 1932 (Lepidoptera: Geometridae) em *Eucalyptus cloeziana* e *Corymbia citriodora*. In: XXV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 2014, Goiânia. Anais... Goiânia: Embrapa Arroz e Feijão e Universidade Federal de Goiás (UFG). 2014. p.435.

15.3.10 *Melanolophia consimilaria*

EVERTON PIRES SOLIMAN¹, MURICI CARLOS CANDELÁRIA², THAÍSE KARLA RIBEIRO DIAS³, CARLOS FREDERICO WILCKEN⁴

¹Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

²Futuragene Brasil Tecnologia, Av. Doutor José Lembo, 1010, Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil.

³ Universidade Federal de Mato Grosso, Campus de Sinop. Av. Alexandre Ferronato - de 992 a 1000 - lado par, Setor Industrial, CEP 78557-267, Sinop, Mato Grosso, Brasil.

⁴Departamento de Proteção Vegetal, Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", 18610-307, Botucatu, São Paulo, Brasil. cwilcken@fca.unesp.br

***Melanolophia consimilaria* Walker, 1860 (Lepidoptera: Geometridae)**

Nome popular: lagarta-mede-palmo-verde, melanolofia

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, MA, MG, MS e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Adultos de *Melanolophia consimilaria* são mariposas com cerca de 50 mm de envergadura, com asas anteriores e posteriores marrons com pontuações e linhas escuras (Figura 1). As mariposas têm o hábito de repousar no tronco das árvores apresentando camuflagem. Os machos possuem antenas pectinadas e as fêmeas filiforme. A longevidade média dos adultos em laboratório é de nove dias, podendo variar conforme o alimento recebido durante a fase larval. Os machos adultos vivem de um a dois dias a menos do que as fêmeas (Luvizutto & Wilcken, 2010). As fêmeas depositam seus ovos de forma oval, estriados e esverdeados de maneira individual, principalmente na região abaixo das cascas soltas ou em rachaduras do tronco. Essa fase pode ser considerada crítica em criações de laboratório, com necessidade de um grande espaço e diferentes materiais para que ocorra a oviposição dentro da gaiola.



Figura 1. Adulto de *Melanolophia consimilaria* (Lepidoptera: Geometridae).

As lagartas são do tipo mede-palmo, com coloração verde clara (Figura 2) com uma linha amarela em cada intersegmento. As lagartas podem atingir até 40 mm de comprimento no último ínstar. As lagartas ficam com a base do corpo presa na base da folha, mimetizando o pecíolo da folha para se esconder dos seus inimigos naturais, enquanto se alimentam da região do limbo foliar. Essa espécie passa por sete instares larvais com duração total aproximada de 30 dias. As lagartas ficam com coloração avermelhada no final da fase larval, quando tecem um fio até o solo, onde se alojam e iniciam a fase de pré-pupa com duração de dois dias (Luvizutto & Wilcken, 2010).



Figura 2. Lagarta de *Melanolophia consimilaria* (Lepidoptera: Geometridae).

As pupas são brilhantes e facilmente encontradas a pouca profundidade no solo (até 5 cm de profundidade). Apresentam peso aproximado de 0,170 e 0,190 g, respectivamente, para machos e fêmeas. A fase de pupa dura cerca de 15 dias, tanto para machos quanto para fêmeas.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Em julho de 1992, foi constatada a ocorrência de *M. consimilaria* no Horto Itavuvu em Sorocaba, São Paulo, desfolhando uma área de aproximadamente 60 ha de *Eucalyptus saligna* (Wilcken et al., 1993). Dezesesseis anos depois, em Itatinga, São Paulo, essa praga consumiu até metade da área foliar das copas das árvores em um plantio de 150 ha com clones de *E. grandis* x *E. urophylla* (Firmino-Winckler et al., 2008), reduzindo drasticamente a produtividade florestal.

Em 2011, foi constatada uma grande infestação de *M. consimilaria* em plantio comercial de *E. grandis* x *E. urophylla* na cidade de Lençóis Paulista, São Paulo. Contudo, a referida declinou após liberações massais do parasitoide de pupas *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae) (Zaché et al., 2010).

Em 2016/17, foi relatada a presença desta praga ocorrendo em conjunto com surtos populacionais de *Thyrinteina arnobia* (Stoll, 1782) (Lepidoptera : Geometridae) em Três Lagoas, Mato Grosso do Sul. O controle desse surto de *M. consimilaria* ocorreu em consequência das medidas adotadas, principalmente a aplicação do Dipel[®], para o controle da praga principal (*T. arnobia*).

Melanolophia consimilaria é uma lagarta desfolhadora que inicia o ataque nas folhas mais velhas progredindo para as mais novas. Sua ocorrência é comumente associada a surtos de *T. arnobia*, entretanto eventuais surtos são recorrentes em plantios comerciais de eucalipto e sua desfolha tem se mostrado tão severa quanto a de *T. arnobia*.

MANEJO

Controle físico

Armadilhas luminosas são atrativas às mariposas de *M. consimilaria*, po-

dendo ser empregadas para detecção, monitoramento populacional ou coleta massal da praga no campo, dependendo da quantidade e periodicidade de uso das armadilhas no campo.

Controle biológico

Produtos biológicos formulados com *Bacillus thuringiensis* são eficientes no controle da praga, desde que pulverizados com uma dosagem mínima de 0,5 L/ha e quando as lagartas estiverem de tamanho pequeno a médio (primeiro ao quarto ínstar) (Luvizutto et al., 2010).

Assim como para *T. arnobia*, os percevejos predadores das famílias Reduviidae e Pentatomidae (p. ex.: *Podisus nigrispinus*) são eficientes e auxiliam no reestabelecimento do equilíbrio populacional da praga no campo.

Os parasitoides de pupa *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae) e *Palmistichus elaeisis* Delvare & LaSalle, 1993 (Hymenoptera: Eulophidae) são duas espécies amplamente exploradas no setor florestal pelo alto número de espécies pragas que controlam, contudo, a eficiência em campo para controle de *M. consimilaria* foi relatada apenas para *T. diatraeae* (Zaché et al, 2010). *Palmistichus elaeisis* mostrou alta taxa de parasitismo em pupas de *M. consimilaria* em laboratório, contudo é desconhecido sua capacidade de forragear e parasitar pupas formadas no solo. As lagartas já foram observadas sendo parasitadas por moscas Tachinidae em condições naturais (Firmino-Winckler et al., 2008).

Controle Químico

Por ainda ser considerada uma praga secundária na cultura do eucalipto, não há inseticidas registrados para o seu controle.

REFERÊNCIAS

FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; DIAS, T. K. R.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; FERREIRA-FILHO, P. J.; SOLIMAN, E. P. (2008). Ocorrência de *Melanolophia consimilaria* (Lepidoptera: Geometridae) em plantios de *Eucalyptus* spp. no Centro-Sul Paulista. XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, Center Convention, Uberlândia—MG, Brasil (Abstract).

GUIA DO EUCALIPTO, Oportunidades para um Desenvolvimento Sustentável, Conselho de Informações sobre Eucalipto, 2008.

LUVIZUTTO, P. R.; WILCKEN, C. F. Biologia da lagarta-mede-palmo *Melanolophia consimilaria* (Lepidoptera: Geometridae) mantida com folhas de *Eucalyptus* spp. Relatório de Iniciação Científica. Botucatu, 2010.

LUVIZUTTO, P. R.; PEREIRA, J. M.; SOLIMAN, E. P.; DIAS, T. K. R.; SANCHES, A. C.; WILCKEN, C. F. Avaliação de infestação e controle de *Melanolophia consimilaria* Walker (Lepidoptera: Geometridae) em eucalipto. XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, Uberlândia, 2008.

RINGE, F.H. A revision of de genera *Melanolophya*, *Pherotesia*, and *Melanotesia* (Lepidoptera, Geometridae). Bulletin of the AMNH, v. 126, article 3, 1964.

WILCKEN, C.F. Ocorrência de *Melanolophya* sp. (Lepidoptera: Geometridae) em florestas de *Eucalyptus saligna*, Congresso Brasileiro de Entomologia, 14., Piracicaba, 1993. Resumo – Piracicaba: SEB, 1993. 807p.

ZACHÉ, B., WILCKEN, C.F., DACOSTA, R.R., SOLIMAN, E.P. 2010. *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae), a new parasitoid of *Melanolophia consimilaria* (Lepidoptera: Geometridae). Phytoparasitica. 38:355-357. <http://dx.doi.org/10.1007/s12600-010-0108-6>

15.3.11 *Nystalea nyseus*

GENÉSIO TÂMARA RIBEIRO¹, JOSÉ OLIVEIRA DANTAS², THIAGO XAVIER CHAGAS²,
PAULA PIGOZZO², ÍTALA TAINY BARRETO FRANCISCO DOS SANTOS²

¹Universidade Federal do Sergipe, Departamento de Ciências Florestais, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe, genesiotr@hotmail.com

²Universidade Federal do Sergipe, Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, Av. Marechal Rondon, s/n, 49100-000, São Cristóvão, Sergipe

Nystalea nyseus Cramer, 1775 (Lepidoptera: Notodontidae)

Nome popular: lagarta-dragão, nistalea

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, GO, MA, MG, MS, PA, RS, SE, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos são de cor verde-escuros, tornam-se vermelho-claros após 24 horas, e, posteriormente, ficam vermelho-escuros. Através do córion, é possível observar três linhas esbranquiçadas, presentes, também, nas lagartas. O ovo é arredondado com achatamento em uma das faces, e, em geral, mede 1,16 mm de comprimento e 1,19 mm de largura. Cada fêmea coloca em média 128,20 ovos e o período de incubação é de $3,40 \pm 0,16$ dias, com viabilidade de 74,72% (Zanuncio et al., 1994; Magistrali, 2012).

Devido às protuberâncias no dorso e nos últimos segmentos abdominais, as lagartas são conhecidas como lagarta-dragão. Elas apresentam cinco estágios larvais, com duração média de 25,55 dias e maior crescimento entre o quarto e quinto. No primeiro estágio, medem 5,11 mm de comprimento, com aspecto gelatinoso e a cabeça preta e brilhante, com minúsculas cerdas brancas; corpo marrom avermelhado dividido em 12 segmentos, com duas linhas brancas paralelas e quatro linhas laterais ao longo do dorso; do sexto ao nono segmento apresentam quatro falsas pernas pretas e parte do abdômen, que se mantém formando um ângulo de aproximadamente 90°; o final do abdômen apresenta duas cerdas

pretas, com minúsculos pelos brancos em forma de tesoura e se alimentam raspando as folhas (Zanuncio et al., 1994).



Figura 1. Lagartas de quarto (A) e quinto (B) ínstar de *Nystalea nyseus* (Lepidoptera: Notodontidae).

No segundo e terceiro estágio, medem 7,86 mm e 11,30 mm de comprimento e apresentam espiráculos pretos com peritrema de tonalidade mais clara. No quarto estágio (Figura 1), medem 15,11 mm de comprimento e apresentam coloração cinza, com manchas brancas, em todo corpo, uma mancha preta, entre o primeiro e terceiro segmentos, e verde, entre o sétimo e nono; possuem três elevações, do quinto ao oitavo segmento, em forma de gancho e cone (Figura 1-A). No quinto estágio, o comprimento médio do corpo é de 26,89 mm, com mancha preta da região dorsal circundada por fileiras de manchas brancas (Figura 1-B). As lagartas possuem coloração definida: cinza clara nos três primeiros segmentos, esverdeadas no dorso e vinho nas laterais do sexto ao décimo segmentos. Os espiráculos são elípticos, com linhas escuras e claras e peritrema preto. Há variações na coloração entre as lagartas criadas em laboratório e encontradas em campo, sendo identificadas pelas extensões na parte dorsal do abdômen (Zanuncio et al., 1994).

Na fase de pré-pupa, as lagartas tecem, entre duas folhas de eucalipto, um casulo com fios de seda de coloração laranja, o que auxilia na identificação no campo. Esta fase dura em média 3,05 dias. As pupas recém-formadas apresentam, inicialmente, coloração verde na região da cabeça, marrom no abdômen e verde-clara na parte inferior do tórax, tornando-se, com o tempo, preta brilhante. As que dão origem aos machos possuem comprimento de $27,11 \pm 0,26$ mm, largura de $5,55 \pm 0,17$ mm e peso de $0,66 \pm 0,01$ g; e as fêmeas de $27,18 \pm 0,29$ mm, $5,63 \pm 0,20$ mm e $0,70 \pm 0,04$ g. Esta fase dura, em média, $14,75 \pm 0,45$ e $13,82 \pm 0,29$ dias para machos e fêmeas (Zanuncio et al., 1994).

Os adultos machos e fêmeas são semelhantes no aspecto geral do corpo, com envergadura média de $51,2 \pm 0,5$ mm. As antenas são filiformes, com 15 mm de comprimento para ambos os sexos; o abdômen piloso de coloração cinza clara na região dorsal e amarela na ventral e asas anteriores e posteriores com manchas pretas, concentradas na região central, bordas cinzas e no interior amarela. Estes adultos, quando molestados, tem um comportamento típico de tanatose. Possuem longevidade de $6,71 \pm 0,74$ e $9,14 \pm 0,96$ dias para machos e fêmeas, com razão sexual de 0,55, ou seja, uma fêmea para cada 0,81 macho. No campo, ficam imóveis nos galhos de eucalipto, mimetizando um galho quebrado, sendo de difícil localização, e sua emergência ocorre, preferencialmente, à noite. (Zanuncio et al., 1994; Magistrali, 2012).

Surtos deste inseto em plantios ocorrem, geralmente, em época seca, sofrendo declínio acentuado quando se inicia as chuvas.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *N. nyseus* atacam árvores da família Myrtaceae, do gênero *Psidium* mas, principalmente, espécies de *Eucalyptus* e seus híbridos. Esta espécie ocorre praticamente em todas as regiões onde se planta eucalipto no Brasil e adquiriu maior importância em ocorrências pontuais ou regionais, por isso, tem sido considerada praga secundária na cultura de eucalipto.

No Estado do Rio Grande do Sul, lagartas dessa espécie já foram registradas associadas ao araçazeiro (*Psidium cattleianum*), eucalipto e goiabeira (*Psidium guajava*) (Myrtaceae) e ao camboatá (*Blighia vernalis*) (Sapindaceae) (Biezanko, 1962). Na região do litoral norte da Bahia, a maioria dos surtos de *N. nyseus* estavam associados às grandes extensões de áreas plantadas com *Eucalyptus* spp. e normalmente ficaram restritos a algumas espécies como o *E. cloeziana*, *E. grandis* e *E. urophylla*.

Apesar do registro de alguns surtos importantes no Espírito Santo, sul e litoral norte da Bahia, em Minas Gerais e em São Paulo, não existem trabalhos que relatem a perda em volume em plantações de eucalipto atacados por essa espécie. O dano das lagartas caracteriza-se pelo consumo de folhas, no sentido pecíolo-margem, o que pode ocasionar a queda prematura, e, em caso severo, pode restar apenas a nervura central.

Em *E. saligna*, com dois anos e oito meses de idade, foi registrado um desfolhamento severo, predominantemente, no terço inferior e médio da copa, com 73,4% e 67%, podendo comprometer o volume da madeira (Biezanko, 1962; Zanuncio, 1991; Zanuncio et al., 1994; Ramos, 2011; Magistrali et al., 2013). Estudos em laboratório identificaram o consumo foliar médio de 147,69 cm² sendo que o consumo aumenta substancialmente a partir de larvas do terceiro ínstar.

MANEJO

Surto de *N. nyseus* podem ocorrer em associação a outras espécies de lepidópteros desfolhadores, como *Eupseudosoma aberrans*, *E. involuta*, *Blera varana*, *Glena* sp. e outros, mas, também, podem ocorrer isoladamente. Além disso, tem sido comum um complexo de inimigos naturais de *N. nyseus* em campo, representado por percevejos predadores, parasitoides e entomopatógenos.

Por isso, na maioria das ocorrências deste inseto-praga não é necessária a tomada de ações visando ao seu controle.

Monitoramento

As estratégias de monitoramento recomendadas para outros lepidópteros desfolhadores de eucalipto também são indicadas para *N. nyseus*.

Controle biológico

Os percevejos *Podisus nigrispinus*, *Brontocoris tabidus* e *Alcaeorrhynchus grandis* (Hemiptera: Pentatomidae) são predadores e têm demonstrado potencial no controle de surtos de lagartas de *N. nyseus* (Figura 2) (Ribeiro, 1983; Magistrali et al., 2014).



Figura 2. Percevejos predadores predando lagarta de *Nystalea nyseus* (Lepidoptera: Notodontidae) em planta de eucalipto.

Estudo realizado em plantação de *E. saligna*, no município de São Sepé, Rio Grande do Sul, identificou como potenciais predadores de *N. nyseus*: *A. grandis*, *B. tabidus* e *P. nigrispinus*, indicando a possibilidade de controle biológico aplicado com esses percevejos predadores. *Podisus nigrispinus* foi relatado como predador de lagartas de *N. nyseus* nos Estados de Minas Gerais, Espírito Santo e São Paulo (Torres & Bayd, 2009).

O parasitoide *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae) já foi relatado em lagartas de *N. nyseus* (Zanuncio et al., 1993).

Bacillus thuringiensis na formulação pó molhável misturado com talco industrial, apresentou bons índices de mortalidade das lagartas de *N. nyseus* utilizando equipamentos terrestres (Laranjeiro & Fujihara, 1991). Por outro lado, as formulações de *B. thuringiensis* em óleo são mais indicadas para a aplicação com equipamentos aéreos.

Importante mencionar que o controle biológico natural ou aplicado são as formas mais indicadas para o controle de surtos de *N. nyseus*, desde que as larvas estejam nos primeiros estágios.

REFERÊNCIAS

- BIEZANKO, C.M. Notodontidae et Diptidae da Zona Sueste do Rio Grande do Sul. Arquivos de Entomologia. Série A, n. 8, p. 1-14, 1962.
- LARANJEIRO, A. J.; FUJIHARA, Y. S. P. Monitoramento de foco de *Nystalea nyseus* (Lepidoptera: Notodontidae) em plantios de *Eucalyptus* spp. Anais ... In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA 8. Sociedade Entomológica do Brasil, 1991, Recife, Recife, 1991, p. 484.
- MAGISTRALI, I. C. Surto de *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Notodontidae), aspectos da biologia e inimigos naturais. 2012. 55f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, Universidade Federal de Santa Maria, Rio Grande do Sul. 2012.
- MAGISTRALI, I. C.; COSTA, E. C.; GARLET, J.; BOSCARDIN, J.; MACHADO, L. M.; BORGES, N. Record of *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) in *Eucalyptus saligna* Smith in Rio Grande do Sul State, Brazil. Ciência Rural, v. 43, p. 761-763, 2013.
- MAGISTRALI, I. C.; COSTA, E. C.; MACHADO, L. M.; NADAI, J. Novos registros de *Asopinæ* (Pentatomidae) predadores de lagartas *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Notodontidae). Biotemas, Florianópolis, v. 27, n. 2, p. 209-212, 2014.
- RAMOS, J. M. Levantamento populacional de lepidópteros e coleópteros em plantações de eucalipto e em cerrado na região central do Mato Grosso do Sul. 2011. 74f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, São Paulo. 2011.
- RIBEIRO, G. T. Ocorrência de *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) (LEP. -Noctodontidae) desfolhando *Eucalyptus deglupta* e de seus inimigos naturais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 8., 1983, Brasília. Anais... Brasília, 1983. Res. 52.
- TORRES, J. B.; BOYD, D. W. Zoophytophagy in predatory Hemiptera. Brazilian Archives of Biology and Technology, v. 52, p. 1199-1208, 2009.

ZANUNCIO, T. V.; SARAIVA, R. S.; ZANUNCIO, J. C.; RODRIGUES, L. A.; PEREIRA, J. F. Levantamento e flutuação populacional de lepidópteros associados à eucaliptocultura: XI - Região de Três Marias, Minas Gerais, junho de 1989 a maio de 1990. *Revista Ceres*, v. 38, n.219, p. 373-382, 1991.

ZANUNCIO, T. V.; ZANUNCIO, J. C.; CRUZ, A. P.; VINHA, A. Biologia de *Nystalea nyseus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Notodontidae) em folhas de *Eucalyptus urophylla*. *Acta Amazonica*, v. 24, n. 212, p. 153-160, 1994.

15.3.12 *Opsiphanes invirae*

JOANA MARIA SANTOS FERREIRA¹, DALVA LUIZ DE QUEIROZ²

¹EMBRAPA Tabuleiros Costeiros - CPATC, Av. Beira Mar, 3250, Bairro Sementeira, Caixa Postal: 25, CEP 49025-040, Aracaju, Sergipe, joana.ferreira@embrapa.br

²EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

Opsiphanes invirae Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae)

Nome popular: lagarta-das-palmeiras, lagarta-das-palmáceas, opsifanes

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, AM, BA, CE, MG, MT, PE, RJ, RS, SC, SE e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

A fêmea adulta de *Opsiphanes invirae* mede entre 70 e 85 mm de envergadura e tem as asas marrons, com as anteriores cortadas transversalmente por uma larga faixa sinuosa irregular, amarelo-alaranjada (Figura 1-A) com o ângulo apical marcado por duas manchas pequenas brancas e as posteriores ligeiramente dentadas, da mesma cor e com uma faixa circular amarela próxima às extremidades. A perna dianteira tem quatro articulações tarsais e as intermediárias e traseiras são normais e com espinhos na tíbia e no tarso. A fêmea, geralmente, deposita os ovos individualizados na parte inferior dos folíolos e ao entardecer (Bondar, 1940), mas, esporadicamente, podem também ser colocados, em conjuntos de dois a três ovos (Tinoco, 2016). O ovo tem formato globular e apresenta tonalidade que varia de cinza claro leitoso, cinza escuro, cinza com linhas pretas, leitoso com manchas vermelhas e linhas pretas e vermelhas a todo vermelho. Essa variação está, possivelmente, associada ao desenvolvimento do embrião no interior do ovo (Ferreira, 2006).

O macho adulto mede entre 60 e 70 mm de envergadura e possui asas anteriores mais largas com a faixa transversal mais alaranjada, estreita e alongada (Figura 1-B) (Lepesme, 1947).



Figura 1. Fêmea (A) e macho (B) da lagarta-das-palmeiras *Opsiphanes invirae*. Fotos: Felipe C. Miranda.

As pernas dianteiras têm apenas duas articulações tarsais e são semelhantes a uma escova. A diferença no tamanho corporal, a presença de tufo de pelos nas asas posteriores das fêmeas, a largura da banda transversal das asas posteriores, mais larga e evidente nas fêmeas, auxiliam na separação dos sexos (Ferreira, 2006). O número de articulações tarsais por ser maior na fêmea ($n=4$) do que no macho ($n=2$) é determinante na distinção entre os sexos. Essa espécie apresenta comportamento crepuscular.

A lagarta tem o corpo verde-claro brilhante marcado por duas finas listras longitudinais de coloração amarelo-ocre, a cabeça rósea com dois prolongamentos pontiagudos voltados para trás e o último segmento abdominal terminado em uma cauda longa, bifida e coniforme (Figura 2-A). A lagarta permanece durante o dia imóvel na dobra do folíolo de coqueiro, o que aliado à sua coloração verde, a torna quase imperceptível e se alimenta durante o período noturno. Passam por quatro ecdises (Ferreira, 2006) e, em seu último estágio, mede cerca de 100 mm de comprimento.

A crisálida mede entre 35 e 40 mm de comprimento, tendo coloração inicial verde-clara e tornando-se, em seguida, róseo-amarronzada (Ferreira, 2006). A região cefálica é marcada por duas pequenas manchas douradas (Figura 2-B) e permanece nesta fase de 14 a 15 dias (Bondar, 1940).

O período médio de incubação dos ovos é de 9,48 dias com intervalo de oito a 12 dias. A fase larval dura em média 44,23 dias com variação de 38 a 50 dias e a pupal dura 10,9 dias com intervalo de variação de dez a 12 dias (Maia, 2016).



Figura 2. Fase larval (A) e pupal (B) da lagarta-das-palmeiras *Opsiphanes invirae*. Foto: Joana M. S. Ferreira.

O ciclo de vida de *O. invirae*, da incubação do ovo à emergência do adulto foi de 64,59 dias (Maia, 2016). O ciclo de *O. invirae* nos plantios de palma de óleo, ocorre a cada dois meses, totalizando seis gerações ao longo do ano (Tinoco, 2006).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Onze espécies e treze subespécies do gênero *Opsiphanes* são encontradas na América Central e na América do Sul em florestas primárias e secundárias, no sub-bosque e no dossel, embora também possam ocorrer em ambientes urbanos. A espécie *O. invirae* é a mais frequente no Brasil. Há relatos de sua ocorrência nos Estados de Alagoas, Amazonas, Bahia, Ceará, Mato Grosso, Minas Gerais, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Sergipe e São Paulo, na folhagem do açazeiro (*Euterpe oleracea*), butiazeiro (*Butia eriospatha*), coqueiro (*Cocos nucifera*), carnaúba (*Copernicia cerifera*), jerivá (*Syagrus romanzoffiana*), palmeira-imperial (*Roystonea oleracea*), palmeira-de-leque (*Livistona rotundifolia*), palmeira-de-leque-da-Austrália (*L. australis*), palma-de-óleo (*Elaeis guineensis*), além da bananeira (*Musa paradisiaca*) (Silva et al., 1968; Ferreira et al., 1997; Silva et al., 2007; Souza & Lemos, 2007; Dorval et al. 2013; Favretto et al., 2013). A subespécie *O. invirae amplificatus* Stichel foi relatada no Paraguai e no Rio Grande do Sul em jerivá, palmeira-chinesa (*L. chinensis*), palmeira-real (*Roystonea regia*) e palmeira-vermelha-australiana (*Archontophoenix cunninghamiana*) (Salgado-Neto & Lopes da Silva, 2011). Recentemente, *O. invirae* foi encontrada em mudas de coqueiro.

A lagarta de *O. invirae* é bastante voraz nos dois últimos estágios de desenvolvimento (Tinoco, 2016). Cada lagarta consome em média 286 cm² de área foliar em 43,32 dias de vida, em laboratório (Tinoco, 2016). Destes, 262 cm² (91,6%) são consumidos apenas nos dois últimos instares, em um período médio de 23,4 dias, o que corresponde a 53,5% da duração de todo o estágio larval.

O ataque dessas pragas nas palmeiras pode causar desfolhamento parcial ou total da planta, que fica apenas com as nervuras centrais dos folíolos e a raque principal da folha. Trata-se de uma espécie de ocorrência esporádica, mas bastante destrutiva à planta/plantação, devido ao seu aparecimento repentino, alta densidade populacional e voracidade de suas lagartas.

MANEJO

Monitoramento

Armadilhas do tipo caça-borboletas são usadas para o monitoramento da *O. invirae*. São distribuídas, de preferência, na bordadura dos plantios em áreas próximas de matas, como também, no interior do plantio a fim de capturar aqueles indivíduos que não foram detidos nas bordas e se adentraram nos plantios. A armadilha pode ser feita com recipientes plásticos disponíveis na propriedade e ter uma área aberta que permita a exposição da isca atrativa e o pouso das borboletas (Figura 3). Recomenda-se como material atrativo o melão de cana-de-açúcar puro (mais indicado) ou misturado em água (proporção 1:1) (Ferreira, et al., 2015). As borboletas de *O. invirae* que pousarem no material atrativo ficarão presas, o que servirá de alerta para o início de um surto da praga no plantio.



Figura 3. Armadilhas caça-borboletas para captura de adultos de *Opsiphanes invirae*. Foto: Joana M. S. Ferreira.

Outro modelo de armadilha de captura, confeccionado com um saco plástico de 50 litros com 1,00m de altura e 0,60m de largura, também pode ser usado no monitoramento (Loria et al., 2000). Essa armadilha apresenta uma abertura superior em forma de elipse feita com arame (Nº 10) para permitir a entrada dos adultos e no seu interior é mantida uma garrafa PET de 600 mL, com solução aquosa de melaço (50%) e orifícios de oito mm na parte superior, que garantem a liberação do atrativo alimentar (Tinoco, 2016).

Controle mecânico

A captura massal de adultos de *O. invirae* pode ser feita com o uso das armadilhas atrativas usadas no monitoramento. Diariamente, as armadilhas são visitadas no campo para remoção, com o auxílio de uma espátula ou algo similar, dos adultos capturados. Durante essa operação, o material atrativo pode ser renovado ou apenas ter seu volume completado, quando necessário. Essa é uma medida eficiente para monitorar a presença da praga e auxiliar na redução da população dos adultos (Ferreira et al., 2015).

Resistência

A preferência, antibiose e tolerância, esta última com base na produtividade após simulação de desfolha, de lagartas de *O. invirae* para cinco genótipos de palma-de-óleo, determinou diferenças entre os genótipos testados que poderão auxiliar na escolha de genótipos mais produtivos, mais adaptados às condições da região de estudo (estado do Pará) e mais tolerantes às condições de desfolha proporcionada por essa praga (Maia, 2016).

Controle biológico

Os microhimenópteros *Conura immaculata*, *C. maculata*, *C. oiketicusi*, *Spilochalcis deniere*, *S. morley*, *S. nigrifrons* (Hymenoptera: Chalcididae) são listados como parasitoides da crisálida de *Opsiphanes* (Salgado-Neto & Lopes da Silva, 2011). Os microhimenópteros *Apanteles* sp. e *Cotesia alius* (Hymenoptera: Braconidae), *Horismenus cockerelli* (Hymenoptera: Eulophidae), *Spilochalcis morleyi*, *S.nigrifrons* (Hymenoptera: Chalcididae) e o díptero *X. melanopyga* (Diptera: Tachinidae) são parasitoides da lagarta de *O. invirae* (Silva et al., 1968; Salgado-Neto, 2013). O microhimenóptero *Conura maculata* (Hymenoptera: Chalcididae) foi relatado pela primeira vez em Santa Maria, Rio Gran-

de do Sul, parasitando crisálidas da subespécie *O. invirae amplificatus* Stichel (Salgado-Neto & Lopes da Silva, 2011). *Chetogena scutellaris* Wulp (Diptera:-Tachinidae) foi o parasitoide mais frequente em pupas de *O. invirae* e *Brassolis sophorae* na região Norte do Brasil (Tinoco et al., 2010). Apesar de nenhuma destas espécies ter exploração comercial, o manejo conservativo destes inimigos naturais pode ser indicado para áreas onde a infestação da praga é recorrente, para aumentar persistência dos parasitoides no ecossistema.

Partículas virais de larvas de *O. invirae* foram isoladas (Silva et al., 2015). O RNA total das partículas foi purificado e sequenciado, chegando a descoberta de um novo vírus, denominado *Opsiphanes invirae* Iflavirus1 (OilV-1). Futuros estudos sobre este vírus podem levar ao desenvolvimento de produto comercial para o controle biológico desta praga.

Existem produtos comerciais à base da bactéria *B. thuringiensis* (Dipel[®], Thuricide[®], Bac-control[®], Agree[®]) e do fungo *B. bassiana* (Boveril[®]) que têm ação sobre a população de *O. invirae*. O Dipel[®] produto biológico à base de *B. thuringiensis* tem registro para o controle de *O. invirae* em coqueiro (AGROFIT, 2017). O nível de dano econômico de 5,14 - 2,98 lagartas por folha para utilização do produto Dipel[®] nas formulações WP e SC, respectivamente, foi determinado para a cultura do dendê. Dosagens de 0,4 a 0,5 L ou kg do p.c./ha utilizando 400L de calda/ha têm-se mostrado eficientes no controle da praga, em plantações de coqueiro, quando aplicadas nas horas mais amenas do dia, de preferência, ao final da tarde (Ferreira et al., 2015). A morte das lagartas ocorre somente quando decorrido o prazo de 18 a 72 h depois de cessada a alimentação, quando as lagartas adquirem uma coloração marrom-escura (Zorzenon, 2012).

A adoção de uso destes produtos no manejo da praga contribui para a regulação da população da praga, preservação dos parasitoides no ecossistema e redução do uso de agrotóxicos.

Controle químico

Não há produtos químicos registrados no MAPA para controle de *O. invirae* na cultura do coqueiro (AGROFIT, 2017). O inseticida químico lufenuron registrado para controle da lagarta-das-folhas-do-coqueiro *Brassolis sophorae* poderá ser utilizado somente em casos de elevada infestação. A recomendação é utilizar de quatro a cinco litros da solução por planta, dirigindo-se o jato para as folhas intermediárias e baixas (Ferreira et al., 2015).

REFERÊNCIAS

AGROFIT - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 16/11/2016.

BONDAR, G. Insetos nocivos e moléstias do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. Salvador: Tipografia Naval, 1940. 156p.

DORVAL, A.; RIBEIRO C. M. X.; PERES FILHO, O.; SOUZA M. D.; de; JORGE, V. C. Distribuição vertical de ninfalídeos na estação ecológica de Iquê, Mato Grosso, Brasil. Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v.9, N.16; p. 788-801, 2013.

FAVRETTO, M.A., E.B. SANTOS & C.J. GEUSTER. Entomofauna do Oeste de Santa Catarina, Sul do Brasil. EntomoBrasilis, v. 6, n. 1, p.42-63, 2013.

FERREIRA, J.M.S.; LIMA, M.F.; SANTANA, D.L.Q.; MOURA, J.I.L.; SOUZA, L.A. Pragas do coqueiro. In: FERREIRA, J.M.S.; WARWICK, D.R.N.; SIQUEIRA, L.A. (Eds.) A cultura do coqueiro no Brasil. 2 ed., Brasília: Embrapa – SPI; Aracaju: Embrapa – CPATC, 1997.

FERREIRA, J.M.S. Monitoramento de pragas do coqueiro. In: FERREIRA, J.M.S. Produção integrada de coco: pragas de coqueiro no Brasil de A a Z. 2006, 1CD-ROM.

FERREIRA, J.M.S.; TEODORO, A.V.; NEGRISOLI JR., A.S.; GUZZO, E.C. Descrição, biologia e manejo das lagartas-do-coqueiro *Brassolis sophorae* L. e *Opsiphanes invirae* H. (Lepidoptera: Nymphalidae). Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2015. 8 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 178).

GENTY, P.; DESMIER de CHENON, R.; MORIN, V.R.; KORYTKOWSKI, C.A. Ravageurs du palmier a huile en Amerique Latine. Oléagineux, Paris, v.33, n.7, p.326-415, 1978.

LEPESME, P. Les insectes des palmiers. Paris: Paul Lechevalier, 1947. 904p.

MAIA, P.S.P. Resistência de genótipos de palma de óleo (*Elaeis guineensis* Jacq) ao ataque de *Opsiphanes invirae* Hübner, 1808 (Lepidoptera: Nymphalidae) no estado do Pará. Jaboticabal, 2016. 63p. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016.

RODRIGUES, G. G.; ACUÑA, R. S.; MOIZANT, R. C.; MAESTRE, R. B.; DÍAZ QUINTANA, A. D.; MARCANO, J. F. Aspectos bioecológicos del defoliador de la palma aceitera, *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae). Revista Científica UDO Agrícola, Cumaná, v. 12, n. 3, p. 617-626, 2012.

SALGADO-NETO, G. Aspects of the biology of *Cotesia alius* (Muesebeck, 1958) (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae) on *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel (Lepidoptera: Nymphalidae) in Rio Grande do Sul, Brazil. Estudos Biológicos, v.35, n. 84, p. 35-41, 2013.

SALGADO-NETO, G.; LOPES-DA-SILVA, M. First report of parasitism on pupae of *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel (Lepidoptera: Nymphalidae) by *Conura* (*Conura maculata* (Fabricius) (Hymenoptera: Chalcididae) in Rio Grande do Sul, Brazil. Revista Brasileira de Entomologia, v. 55, n. 2, p. 285-286, 2011.

SILVA, A.G.; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L.. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Rio de Janeiro: Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Parte II, Tomo 1. 1968, 622p.

SILVA, A.R. M.; LANDA, G. G.; VITALINO, R. F. Borboletas (Lepidoptera) de um fragmento de mata urbano em Minas Gerais, Brasil. Lundiana v. 8, n. 2, p.137-142, 2007.

SILVA, L.A.; ARDISSON-ARAUJO, D.M.; TINOCO, R.S.; FERNANDES, O.A.; MELO, F.L.; RIBEIRO B.M. Complete genome sequence and structural characterization of a novel iflavivirus isolated from *Opsiphanes invirae* (Lepidoptera: Nymphalidae). Journal of Invertebrate Pathology, v.130, p. 136-140, (2015),

TINÔCO, R. S. Determinação do nível de dano econômico para *Opsiphanes invirae* HÜBNER, 1808 (Lepidoptera: Nymphalidae) em palma de óleo. Jaboticabal, 2016. 52p. Tese

(doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016.

TINÔCO, R. S.; RIBEIRO, R. C.; VILELA, E. F.; LEMOS, W. de P.; ZANUNCIO, J. C.; NIHEI, S. S. Primeiro registro de *Chetogena Scutellaris* Wulp (Diptera:Tachinidae) parasitando pupas de *Opsiphanes invirae* e *Brassolis sophorae* (Lepidoptera:Nymphalidae) no Pará, Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 23., 2010, Natal. Anais... Natal: Sociedade Brasileira de Entomologia, 2010.

ZENNER, P.I.; POSADA, F. Manejo de insectos, plagas y benéficos de la palma africana. Bogotá: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), 1992. 124p. (Manual de Assistencia Técnica, 54).

ZORZENON, F.J. Principais pragas das palmeiras In: Alexandre, M.A.V.; Duarte, L.M.L.; CAMPOS-FARINHA, A.E. DE C. Plantas ornamentais: doenças e pragas, p. 207-247, 2008.

15.3.13 *Oxydia vesulia*

CLEBER BARRETO ESPINDOLA¹

¹Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio de Janeiro, Campus Nilópolis, Rua Lúcio Tavares, 1045, Centro, CEP 26530-060, Nilópolis, Rio de Janeiro, Brasil. cbspindola@hotmail.com

***Oxydia vesulia* Cramer, 1779 (Lepidoptera: Geometridae)**

Nome popular: lagarta-mede-palmo, lagarta-oxidia, mede-palmo

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, DF, ES, GO, MA, MG, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Oxydia vesulia deposita seus ovos em linha (Figura 1) e estes, logo após a oviposição, apresentam coloração verde-clara. No decorrer do desenvolvimento embrionário, tornam-se avermelhados e, antes da eclosão apresentam coloração negra (Figura 1).

As larvas de *O. vesulia* são do tipo mede-palmos e, logo após a eclosão, movem-se com rapidez, promovendo uma grande dispersão dos indivíduos. No primeiro estágio, as larvas possuem coloração negra com faixas claras no sentido longitudinal ao corpo. Não conseguem ainda cortar as folhas ao se alimentar, somente as raspam.

A partir do segundo estágio, as larvas começam a conseguir perfurar as folhas oferecidas e, do terceiro estágio em diante, aumenta muita a voracidade deste inseto. A partir do terceiro estágio, a larva começa a apresentar coloração marrom (Figura 2) e o comportamento de fuga cessa, dando lugar ao comportamento de ficar parada, principalmente durante o dia, mimetizando um galho seco. Para tanto, as larvas ficam em posição ereta, prendendo-se em suporte com seus dois pares de falsas pernas abdominais; tecem ainda um fio de seda, que prende geralmente ao mesmo suporte, o que lhes propicia maior sustentação.

As larvas de insetos que originarão fêmeas na fase adulta são ligeiramente maiores que as que originarão machos.



Figura 1. Postura de *Oxydia vesulia* em estágio final de desenvolvimento.



Figura 2. Larva de quinto estágio de *Oxydia vesulia* (Lepidoptera: Geometridae).

O comprimento médio das larvas que originam machos no sexto estágio larval é de 5,67 cm. Já as larvas que originam fêmeas, o comprimento médio para o sexto estágio é de 6,05 cm. A pupa é do tipo obtecta (Figura 3), de coloração castanho-escuro e tem para machos, em média, 2,69 cm de comprimento e 0,83 cm de diâmetro e para as fêmeas, 3,05 cm de comprimento e 0,91 cm de diâmetro.



Figura 3. Pupas de *Oxydia vesulia* (Lepidoptera: Geometridae): fêmeas à esquerda e machos à direita.

A emergência dos adultos ocorre somente no período noturno. Estes possuem antenas filiformes e são de coloração cinza-palha, com manchas mais escuras nas asas, nestas, ainda há uma linha mais escura no sentido transversal.

Pela sua coloração e por seu comportamento de pousar com as asas moldadas em forma de telhado, o adulto lembra muito uma folha seca (Santos et al., 1986) (Figura 4).



Figura 4. Fêmea (A) e macho (B) adultos de *Oxydia vesulia* (Lepidoptera: Geometridae).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os lepidópteros figuram como algumas das mais importantes pragas da cultura do eucalipto, muitas vezes desfolhando todo um plantio. O gênero *Oxydia* (Lepidoptera : Geometridae), no entanto, só começou a despertar interesse há pouco tempo, sendo que as ocorrências deste gênero em plantios de eucalipto eram registradas associadas a surtos de outros lepidópteros desfolhadores. Em 1978, a espécie *Oxydia apidania* (Cramer) (Lepidoptera : Geometridae) foi encontrada no município de Bom Despacho, Minas Gerais, desfolhando *Eucalyptus grandis* (Hill) Maiden (Myrtaceae) em caráter endêmico e as espécies *O. apidania*, *O. distans*, *O. hispata*, *O. mundata*, *O. perfusa* e outras não identificadas são citadas ocorrendo também em caráter endêmico nos estados de Minas Gerais e São Paulo (Zanuncio, 1993). Em 1990, espécimes de *Oxydia* sp. foram coletados em plantios de *Eucalyptus saligna* (Myrtaceae) em Itatinga, São Paulo (Zanuncio et al., 1991). *Oxydia agliata* (Guen., 1857) e *O. saturniata* (Guen., 1857) foram coletadas pela primeira vez se alimentando de espécies de *Eucalyptus* em uma Estação Experimental da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – USP, em Anhembi, São Paulo (Cerigoni & Berti Filho, 1993) e *Oxydia* sp. foi registrada em *Byrsonima crassa* Nied. (Malpighiaceae) em região de cerrado (Diniz & Morais, 1995).

Oxydia vesulia (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Geometridae) foi uma das espécies de lepidópteros adultos coletados com maior frequência, através de armadilhas luminosas na região de Aracruz, Espírito Santo, no período de outubro de 1983 a outubro de 1984 (Menezes et al., 1986). No entanto, a primeira vez que este inseto aparece citado em caráter endêmico foi em maio de 1985 (Santos et al., 1986), numa área de 250 ha de *E. cloeziana*, na região de Alogoinhas, Bahia, onde cerca de 80 a 100 ha, encontrava-se com um desfolhamento variando entre 50 a 100% da copa das plantas. Logo após, *O. vesulia* é citada como praga primária de eucaliptais na região de Belo Oriente, Minas Gerais, no período de junho de 1986 a maio de 1987 (Zanuncio et al., 1990). Foi a segunda espécie mais numerosa, só não capturada neste período, na primeira quinzena de outubro, na segunda quinzena de novembro e na segunda quinzena de dezembro e tendo a maior frequência de indivíduos na primeira quinzena de janeiro. *Oxydia vesulia* foi observada também na região do Alto São Francisco e na região do Vale do Rio Doce e em Guanhães em Minas Gerais no período de junho de 1989 a maio de 1990 (Alves et al., 1991a; Alves, et al., 1991b; Amaral et al.,

1991). Na Região de Belo Oriente, Minas Gerais, foi constatada no período de junho de 1988 a maio de 1989 (Batista et al., 1991); de junho de 1987 a maio de 1988 (Zanuncio, et al., 1993); e de junho de 1989 a maio de 1990 (Zanuncio et al., 1993a).

Este inseto é citado como praga primária do eucalipto na região de Açailândia, Maranhão, entre agosto de 1990 e julho de 1991 (Zanuncio et al., 1992). Este inseto foi observado esporadicamente em culturas de *E. cloenziana* nos municípios de Dionísio e São José do Goiabal, Região do Vale do Rio Doce em Minas Gerais, entre fevereiro e maio de 1990 (Campos & Cure, 1993). Entre outubro de 1990 e setembro de 1991, *O. vesulia* foi encontrada como uma das espécies mais representativas, apresentando índices de constância e de frequência relativamente altos, em Bom Despacho e Montes Claros, Minas Gerais (Fagundes et al. 1993; 1996). *Oxydia vesulia* é citada como praga primária, que tem ocorrência principalmente nos meses mais frios e secos do ano, também na região de Montes Claros em Minas Gerais (Zanuncio et al., 1993b). Na região de Niquelândia, Goiás, este inseto foi citado como uma das pragas primárias menos frequentes, entre maio de 1991 e abril de 1992 (Alves et al. 1994). Foi uma das pragas secundárias mais abundantes nas regiões de Caçapava e São José dos Campos principalmente nos meses mais frios e secos do ano (Zanuncio et al., 1994). *Oxydia vesulia* já foi registrada em plantios de *Eucalyptus camaldulensis*, *E. grandis* e *E. urophylla* em Açailândia, no Maranhão, entre 13 de dezembro de 1990 a 11 de abril de 1992 (Zanuncio et al., 1995). Essa foi uma das espécies que se destacou, perfazendo 20,57% dos indivíduos coletados por armadilha luminosa na região de Santa Bárbara, Minas Gerais, no período de julho de 1993 a junho de 1994 (Hora, 1998).

Constantes ataques de lepidópteros, provocando desfolhas parciais ou totais, afetam o desenvolvimento dos eucaliptos, através da interferência na taxa e no equilíbrio dos processos fisiológicos internos, em vários aspectos, tais como: crescimento, formação da biomassa da copa e do tronco e CAP (circunferência à altura do peito). Estas reduções são ainda mais drásticas quando ocorrem na época seca com ocorrência de estresse hídrico (Freitas & Berti Filho, 1994a; 1994b). *Oxydia vesulia* tem maior frequência nos meses mais frios e secos do ano (Zanuncio et al., 1993b; Zanuncio et al., 1993; Zanuncio et al., 1994), agravando, ainda mais, os problemas decorrentes de seus ataques aos eucaliptais. Tais fatos tornam necessária a ampliação do conhecimento sobre a biologia de *O. vesulia* para melhor aplicação de medidas de controle de eventuais surtos desta praga e a diminuição dos níveis de danos econômicos aos plantios de eucalipto.

MANEJO

Controle silvicultural

A manutenção de faixas de vegetação entre as zonas de cultivo pode favorecer o aparecimento e a manutenção de populações de inimigos naturais desta espécie. Preservar parte dos remanescentes florestais nativos e outros recursos naturais, aliada à criação de corredores naturais, entremeando povoamentos florestais e ligando fragmentos nativos isolados, podem resultar em menores problemas com agentes daninhos, principalmente lepidópteros desfolhadores (Santos et al., 2002). Esta iniciativa permite a diversificação do estrato vegetal, tornando o ecossistema mais heterogêneo, o que propiciará a proliferação e a manutenção de inimigos naturais.

Controle biológico

Lagartas de *Oxydia vesulia*, contaminadas por *B. thuringiensis*, apresentaram, como sintoma de intoxicação, paralisia na alimentação, regurgitação, diarreia, mudança da tonalidade da cor, paralisia total e morte. *Bacillus thuringiensis* influenciou o desenvolvimento, o comportamento e a mortalidade de *O. vesulia*, sendo os dois primeiros estágios de vida os mais susceptíveis, havendo mortalidade de 100% dos insetos contaminados nestes estágios, antes de alcançarem o estágio adulto.

A duração média dos estágios larvais também foi influenciada por *B. thuringiensis*, sendo geralmente maior nas lagartas contaminadas (com exceção do primeiro ínstar), aumentando, dessa forma, o seu ciclo de vida.

Testes de laboratório com *B. thuringiensis* var. *kurstaki* demonstram que este patógeno mostra-se eficaz no controle de *O. vesulia* afetando as taxas de mortalidade, a velocidade de desenvolvimento, a taxa de emergência de adultos, a reprodução e o comportamento de *O. vesulia* em laboratório (Gonçalves, et al, 2008).

REFERÊNCIAS

ALVES, A.P.; ZANUNCIO, J.C.; REGAZZI, A.J.; SARTÓRIO, R.C. Índices faunísticos de alguns lepidópteros - Pragas do *Eucalyptus grandis* coletados em cinco comunidades florestais, na região do Alto São Francisco - MG. In XIII CONGRESSO BRASILEIRO DE

ENTOMOLOGIA, II. Resumos. 1991a. p.496.

ALVES, A.P.; ZANUNCIO, J.C.; SCHOEREDER, J.H.; CAPITANI, L.R. Índices faunísticos de alguns lepidópteros - Pragas do *Eucalyptus grandis* coletados em cinco comunidades florestais, na região do Vale do Rio Doce - MG. In XIII CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, II. Resumos. 1991b. p.497.

ALVES, J.B.; ZANUNCIO, J.C.; FLORIN, A. ; PIFFER, A.A. Análise faunística e flutuação populacional de lepidópteros associados ao eucalipto em Niquelândia, Goiás. Revista *Árvore*, 18(2): 159-168, 1994.

AMARAL, F.A.F; ZANUNCIO, J.C.; CAPITANI, L.R.; ZANUNCIO, T.V. Levantamento e flutuação de lepidópteros associados à eucaliptocultura: IX- Região de Guanhães, Minas Gerais, junho de 1989 a maio de 1990. In XIII CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, II Resumos. 1991. p.481.

BATISTA, L.G.; ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; SANTOS, G.P. Levantamento e flutuação populacional de lepidópteros associados à eucaliptocultura: VI - Região de Belo Oriente - Minas Gerais, junho de 1988 a maio de 1989. XIII CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, II resumos. 1991. p.501.

CAMPOS, W.G.; CURE, J.R., Lagartas, seus danos e parasitóides associados em reflorestamento de *Eucalyptus cloeziana* no Vale do Rio Doce (MG). Revista Brasileira de Entomologia, 37(1): 1-13, 1993.

CERIGONI, J.A.; BERTI FILHO, E. Lepidópteros desfolhadores de *Eucalyptus* spp. (MYRTACEAE) da Estação Experimental de Anhembi, SP. In XIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA. 1993. p.707.

DINIZ, I.R.; MORAIS, H.C. Larvas de lepidóptera e suas plantas hospedeiras em um cerrado de Brasília, DF, Brasil. Revista Brasileira de Entomologia. 39(4): 755-770, 1995.

ESPINDOLA C.B., GONÇALVES L. 2000. Biologia de *Oxydia vesulia* (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Geometridae). *Floresta e Ambiente* 7 (1): 80-87.

FAGUNDES, M.; ZANUNCIO, J.C.; SARTORIO, R.C. Análise faunística dos principais desfolhadores de eucalipto em cinco comunidades florestais da região de Bom Despacho. Minas Gerais. In XIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 1993. p.675.

FREITAS, S. ; FILHO, E.B. Efeito da desfolha parcial e total na produção de biomassa de *Eucalyptus grandis* em Mogi Guaçu, São Paulo. IPEF, (47): 29-35, 1994 a.

_____. _____. IPEF, (47): 36-43, 1994 b.

GONÇALVES, L ; ESPINDOLA, C. B. ; ALMEIDA, F.S. *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* (Bacillaceae): potencial no controle, no desenvolvimento e reprodução de *Oxydia vesulia* (Geometridae), em laboratório. *Acta Biologica Paranaense*, v. 37, p. 147-163, 2008.

HORA, G.N.; ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; LOPES, E.T. Levantamento populacional de lepidópteros em povoamento de eucalipto, no período de julho de 1993 a junho de 1994, na região de Santa Bárbara, MG. In XVII CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, II Resumos. 1998. p.731.

MENEZES, E.B.; CASSINO, P.C.R.; ALVES, J.E.M.; LIMA, E.R. Associação de lepidópteros desfolhadores com plantas do gênero *Eucalyptus* em áreas reflorestadas na região de Aracruz (ES). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15(2): 181-188, 1986.

SANTOS, G.P.; ANJOS, N.; ALVES, A.P. ; ZANUNCIO, J.C. Bionomia de *Oxydia vesulia* (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Geometridae), desfolhador de eucalipto. *Revista Árvore*, 10 (2): 161-167, 1986.

SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, T.V.; VINHA, E.; ZANUNCIO, J.C. Influência de faixas de vegetação nativa em povoamentos de *Eucalyptus cloeziana* sobre população de *Oxydia vesulia* (Lepidoptera:Geometridae). *Revista Árvore*, Viçosa-MG, v.26, n.4, p.499-504,2002.

ZANUNCIO, J.C. (Coord.) Lepidoptera desfolhadores de eucalipto, biologia, ecologia e controle. Viçosa: IPEF/SIF, 1993, 140p.

ZANUNCIO, J.C.; FAGUNDES, M.; ARAÚJO, M.S.S. ; EVARISTO, F.D.C. Monitoramento de lepidópteros associados à eucaliptocultura na região de Açailândia - Maranhão, no

período de agosto de 1990 a julho de 1991. Acta Amazônica, 22(4): 615-622, 1992.

ZANUNCIO, J.C.; SARAIVA, R.S.; LIMA, J.O.G. ; GASPERAZZO, W.L. Lepidópteros coletados com emprego de Armadilhas luminosas, em povoamentos de eucalipto, na região de Montes Claros, Minas Gerais. Revista Árvore 17(1): 60-68, 1993 b.

ZANUNCIO, J.C.; COMIATTO JUNIOR, J.L.; BEIG, O.; ZANUNCIO, T.V. Armadilhas luminosas com papel fotovoltaico para monitoramento e supressão populacional de lepidópteros desfolhadores de eucalipto. Revista Árvore, 15 (1): 95-102, 1991.

ZANUNCIO, J.C.; GARCIA, J.F.; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, T.V. ; NASCIMENTO. Biologia e consumo foliar de lagartas de *Euselasia apisaon* (Dalman, 1823) (Lepidoptera: Riodinidae) em *Eucalyptus* spp. Revista Árvore, 14(1): 45-54, 1990.

ZANUNCIO, J.C.; NASCIMENTO, E.C.; CAMARGO, F.R.A.; ZANUNCIO, T.V. Fauna de lepidóptera, associada à eucaliptocultura, nas regiões de Caçapava e São José dos Campos, São Paulo. CERNE,5(1): 078-094, 1994.

ZANUNCIO, J.C.; NASCIMENTO, E.C.; CAMARGO, F.R.A.; ZANUNCIO, T.V. Fauna de lepidóptera, associada à eucaliptocultura, nas regiões de Caçapava e São José dos Campos, São Paulo. CERNE,5(1): 078-094, 1994.

ZANUNCIO, J.C.; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, T.V.; SMITH, M.R.B. Levantamento e flutuação populacional de lepidópteros associados à eucaliptocultura: VI - Região de Belo Oriente - Minas Gerais, junho de 1988 a maio de 1989. Científica (Jaboticabal), 21(2): 361-371, 1993 a.

ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; ARAÚJO, M.S.S.; EVARISTO, F.C. Influência da fase lunar na coleta de lepidópteros, em plantios de eucalipto, na região de Açailândia, Maranhão, Brasil. Revista Árvore 19(1): 100-109, 1995.

ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; FREITAS, M.F.; ALVES, J.B.; PEREIRA, J.F. Influência da precipitação pluvial nos lepidópteros associados à eucaliptocultura na região de Belo Oriente, Minas Gerais. Revista CERES 40(229): 288-290, 1993.

15.3.14 *Podalia walkeri*

SEBASTIÃO LOURENÇO DE ASSIS JÚNIOR¹

¹Universidade Federal de Vale do Jequitinhonha e Mucuri, Rodovia MGT 367, Km 583, 5000 - Alto da Jacuba, CEP 39100-000, Diamantina, Minas Gerais, 39100-000. assisjr_ento@yahoo.com.br

Podalia walkeri Berg, 1882 (Lepidoptera: Megalopygidae)

Nome popular: lagarta-de-fogo, bicho-cachorrinho, chapéu-armado ou sauí.

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, DF, GO, PE, toda região Sul e Sudeste.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos dos megalopigídeos são elipsoides e recobertos por cerdas provenientes do final do abdômen da fêmea (Pereira et al., 2003).

As lagartas do gênero *Podalia*, nos primeiros ínstares, possuem hábitos gregários (Stehr, 1987) e apresentam estruturas urticantes com densa pilosidade (Figura 1-A) (Scoble, 1992). Essas cerdas funcionam como mecanismo de defesa, caracterizando-as como um dos principais grupos de lepidópteros de importância médica, devido aos inúmeros casos de acidentes relatados (Cardoso & Junior Haddad, 2005).



Figura 1. Lagarta (A) e pupa (B) de *Podalia walkeri* (Lepidoptera: Megalopygidae).

As pupas são arredondadas, resistentes e revestidas por um casulo, alojando-se na base das árvores ou presas às folhas da planta hospedeira (Figura 1-B).

Os adultos apresentam corpo robusto, com envergadura variando de dois a 11 cm. Possuem asas anteriores e posteriores apicalmente arredondadas, acetinadas ou aveludadas, com áreas revestidas por cerdas crespas ou onduladas (Epstein et al., 1999).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *Podalia* sp. promovem raspagem do limbo foliar nos primeiros ínstaes. A medida que crescem, alimentam-se das folhas provocando a desfolha, muitas vezes, deixando apenas a nervura central (Figura 2). Lagartas do gênero *Podalia*, geralmente, são consideradas pragas secundárias. No entanto, em alguns casos podem ocorrer em surtos e causar danos significativos na cultura do eucalipto (Menezes et al., 2013). Em geral, o surto de lagartas *Podalia* sp. relaciona-se ao desequilíbrio provocado pelo uso de inseticidas ou ocorrência de condições climáticas favoráveis.



Figura 2. Nervura central de folha de eucalipto desfolhada por *Podalia walkerii* (Lepidoptera: Megalopygidae).

O gênero *Podalia* é comum em plantas de diversas famílias como Caryocaraceae, Clusiaceae (*Kielmeyera* sp.), Fabaceae, Malpighiaceae e Rubiaceae (Diniz et al., 1999; Gonçalves, 2012; Silva et al., 2014). *Podalia walkeri* já foi registrada em *Roupala montana* (Bendicho-López, et al., 2006) e em plantações de eucalipto (Zanuncio et al., 1998, Menezes et al., 2013).

MANEJO

Controle físico e mecânico

Utilização de armadilhas luminosas para captura dos adultos. A catação manual, neste caso, deve ser realizada com cuidado e em pequenos focos. Deve-se utilizar pinças, gravetos ou luvas. O contato com a lagarta pode causar queimaduras, febre e, em casos mais extremos, provocar hemorragias.

Controle biológico

As lagartas são parasitadas por moscas da família Tachinidae (Figura 3-A) e vespas himenópteras (principalmente família Braconidae e Eulophidae) (Reis et al., 2002). A ocorrência de percevejo predador *Brontocoris tabidus* (Figura 3-B) já foi registrada em lagartas de *P. walkeri* (Menezes et al., 2013).



Figura 3. Lagarta de *Podalia walkeri* (Lepidoptera: Megalopygidae) parasitadas por moscas da família Tachinidae (A) e sendo predada por *Brontocoris tabidus* (Hemiptera: Pentatomidae) (B).

Controle Químico

Apesar da inexistência de inseticidas químicos registrados, o uso de inseticidas piretroides e reguladores de crescimento podem ser eficientes.

REFERÊNCIAS

- BENDICHO-LÓPEZ, A.; MORAIS, H.C.; HAY, J.D.; DINIZ, I.R. Lepidópteros folívoros em *Roupala montana* Abl. (Proteaceae) no Cerrado sensu stricto. *Neotropical Entomology*, v.35, n.2, p.182-191, 2006.
- CARDOSO, A.E.C.; JUNIOR HADDAD, V. Acidentes por lepidópteros (larvas e adultos de mariposas): estudo dos aspectos epidemiológicos, clínicos e terapêuticos. *Anais Brasileiros de Dermatologia*. v.80, n.6, p.571-578, 2005.
- DINIZ, I.R.; MORAIS, H.C.; BOTELHO, A.M.F.; VENTUROLI, F.; CABRAL, B.C. 1999. Lepidopteran caterpillar fauna on lactiferous host plants in the central Brazilian cerrado. *Revista Brasileira de Biologia*. v.59, n.4, p.627-635, 1999.
- EPSTEIN, M.E.; GEERTSEMA, H.; NAUMANN, C.M. & TARMANN G.M. The Zygaenoidea. p.159-180. In: N.P. Kristensen (ed.). *Handbook of Zoology*, v.4, Arthropoda: Insecta - Lepidoptera, moths and butterflies, vol. 1: Evolution, Systematics, and Biogeography, part 35. Walter de Gruyter, Berlin, NY. 487p. 1999.
- GONÇALVES, C.L. Megalopygidae (Lepidoptera, Zygaenoidea): biologia, diversidade e biogeografia. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 105p, 2012.
- MENEZES, C.W.G.; SOARES, M.A.; ASSIS JÚNIOR, S.L.; MENEZES, S.J.M.C.; SANTOS, J.B.; ZANUNCIO, J.C. *Brontocoris tabidus* (Heteroptera: Pentatomidae) preying on *Podalia walkeri* (Lepidoptera: Megalopygidae) on eucalypt plants in Brazil. *Florida Entomologist*, v.96, n.1, p.261-263, 2013.
- PEREIRA, P.R.V.S.; HALFELD-VIEIRA, B.A.; NECHET, K.L. *Norape* sp. (Lepidoptera: Megalopygidae): lagarta desfolhadora em plantios comerciais de *Acacia mangium*. *Comunicado Técnico*, v.20, 6p., 2003.
- REIS, P.R.; SOUZA, J.C.; VENZON, M. Manejo ecológico das principais pragas do cafeeiro. *Informe Agropecuário*. v.23, n.214/215, p.83-99, 2002.
- SCOBLE, M.J. The Lepidoptera form, function and diversity. *Natural History Museum Publications*. Oxford University Press. New York. 404p, 1992.
- SILVA, F.W.S.; LEITE, G.L.D.; GUANABENS, R.E.M.; SAMPAIO, R.A.; GUSMAO C.A.G.; ZANUNCIO, J.C. Spatial distribution of arthropods on *Acacia mangium* (Fabales: Fabaceae) trees as windbreaks in the cerrado. *Florida Entomologist*. v.97, n.2, p.631-638, 2014.
- STEHR, F.W. Megalopygidae. p.454-456. In: STEHR, F.W. *Immature Insects*. Kendall, Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa, IA. v.1, 974p, 1987.
- ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; MIRANDA, M.M.M.; MEDEIROS, A.G.B. Effect of plantation age on diversity and population fluctuation of Lepidoptera collected in *Eucalyptus* plantations in Brazil. *Forest Ecology and Management*. v.108, p.91-98, 1998.

15.3.15 *Psorocampa denticulata*

VINÍCIUS DE ABREU D'ÁVILA¹

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, viniciusabreu2@hotmail.com

Psorocampa denticulata Schaus, 1901 (Lepidoptera: Notodontidae)

Nome-popular: psorocampa

Estados brasileiros onde foi registrada: AP, MG, PA, PR, RJ, SC, SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Na fase adulta, a mariposa *Psorocampa denticulata* (Lepidoptera: Notodontidae) apresenta asas anteriores de coloração cinza-esbranquiçada com duas faixas sinuosas de tonalidade marrom no sentido transversal às nervuras, enquanto as asas posteriores apresentam bases mais claras e cobertas de pelos na linha das nervuras anais. As fêmeas são maiores que os machos medindo em média 57 mm de envergadura, enquanto os machos medem 47 mm. Existe um dimorfismo sexual marcado principalmente pelas antenas. Nas fêmeas, elas são do tipo filiformes e no macho elas são bipectinadas até o segundo terço quando passam também a ser filiformes. Uma característica marcante dessa espécie é uma porção de pelos de coloração branca localizada ao fim do abdômen (Moraes & Soares, 1981; Zanuncio et al., 1993; Zanuncio & Pires, 2008).

Como a maioria das mariposas, *P. denticulata* apresenta hábitos noturnos, em que a cópula ocorre já na segunda noite após a emergência (Zanuncio et al., 1993). Após a cópula, a fêmea oviposita em média 168 ovos com viabilidade de até 81% e um período embrionário de aproximadamente sete dias (Zanuncio & Pires, 2008). Após a eclosão dos ovos, após consumir as cascas, as lagartas já são capazes de mastigar as folhas, diferente das demais espécies que raspam para alimentar-se. A lagarta já nasce com corpo relativamente grande, tendo em média 7 mm de comprimento, podendo atingir até 50 mm na sua fase final, ao quinto

ínstar após 42 dias (Zanuncio et al., 1993; Zanuncio & Pires, 2008).

A coloração da lagarta é verde com uma listra longitudinal mais clara nas laterais. Já a cabeça apresenta uma faixa verde-clara no centro, no sentido longitudinal, e uma escura de cada lado desta. Nessa mesma região, está localizada uma glândula que expela uma substância ardente em resposta ao toque na lagarta, o que pode causar ferimentos nas pessoas (Zanuncio et al., 1993; Zanuncio & Pires, 2008).

Ao fim do quinto ínstar, a lagarta penetra no solo próximo as árvores nas quais se desenvolveu e constrói um casulo que se camufla com a terra. Nessa fase, o indivíduo pode entrar em diapausa por até seis meses à espera de condições favoráveis de umidade para o empupamento. Entretanto, em condições ideais, a fase de pré-pupa e pupa duram em média menos de 22 dias. Essa diapausa faz com que o ciclo desta espécie seja bem definido, pois ao começar as primeiras chuvas inicia-se as emergências dos adultos (Zanuncio et al., 1993; Zanuncio et al., 2015). Isso difere de muitas outras lagartas desfolhadoras que normalmente apresentam surtos populacionais no período seco (Zanuncio et al., 1993).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Psorocampa denticulata é encontrada em plantações de eucalipto em diversos estados brasileiros (Zanuncio et al., 1994; Zanuncio et al., 2003). Entretanto, foi notificada a primeira vez em 1979, na cidade de Lassance, no Norte de Minas Gerais, e, posteriormente, na região central mineira, em Curvelo, no ano de 1982. Essa espécie desfolhadora adquiriu o importante status de praga no eucalipto pela sua voracidade e alto potencial biótico. Por se alimentarem da região próxima ao pecíolo da folha, as referidas caem ao solo quando cortadas por essa lagarta (Zanuncio et al. 1993).

MANEJO

Controle biológico

As pupas de *P. denticulata* foram apontadas como hospedeiro alternativo para criação massal do parasitoide *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae), o que significa que o referido tem potencial como inimigo natural dessa

praga. O parasitoide desenvolveu-se bem com esse hospedeiro devido ao valor nutricional e ao grande tamanho corporal (Zanuncio et al., 2015).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistema de Agrotóxico Fitossanitário. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br> Acessado em: 10/08/2019.

SANTOS, G. P., ZANUNCIO, J. C., ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragas do Eucalipto. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 29, n.242, pp. 43-64. jan/fev. 2008.

ZANUNCIO, J. C.; NASCIMENTO, E. C.; GARCIA, J. F.; ZANUNCIO, T. V. Major lepidopterous defoliators of eucalypt in Southeast Brazil. Forest Ecology and Management, v. 65, pp. 53-63. 1994.

ZANUNCIO, J. C.; SANTANA, D. L. Q.; NASCIMENTO, E. C.; SANTOS, G. P.; ALVES, J. B.; SARTÓRIO, R. C.; ZANUNCIO, T. V. Manual de Pragas em Florestas. Lepidoptera Desfolhadores de Eucalipto: biologia, ecologia e controle. IPEF/SIF, 140p. 1993.

ZANUNCIO, J. C.; VINHA, G. L., RIBEIRO, R. C.; FERNANDES, B. V.; KASSAB, S. O. *Psorocampa denticulata* (Lepidoptera: Notodontidae) Pupae as an Alternative Host for *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae). Florida Entomologist. v. 98, n. 3, pp. 1003-1005. 2015

ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T.V.; FREITAS, F.A.; PRATISSOLI, D. Population density of Lepidoptera in a plantation of *Eucalyptus urophylla* in the State of Minas Gerais. Animal Biology. v. 53 n. 1, pp. 17-26. 2003.

15.3.16 *Sarsina violascens*

VINÍCIUS DE ABREU D'ÁVILA¹

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais. viniciusabreu2@hotmail.com

***Sarsina violascens* Herrich-Schäffer, 1856 (Lepidoptera: Lymantriidae)**

Nome popular: mariposa-violácea, lagarta-dos-eucaliptos, sarsina.

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, MA, MG, MS, PA, PR, RJ, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Sarsina violascens (Lepidoptera: Lymantriidae) é nativa da América do Sul e pode ser encontrada em diversos estados brasileiros, causando prejuízos a sistemas agrícolas e florestais devido a sua voracidade, ganhando assim o status de praga em plantios de *Eucalyptus* spp.. *Turuena violascens* é uma sinonímia para essa espécie (Zanuncio & Lima, 1975; Zanuncio et al., 1992a; Santos et al., 2008).

Os ovos possuem comprimento médio de 1,24 mm e apresentam formato esférico com base plana, servindo de suporte em uma superfície (Moraes et al., 2010). As posturas são realizadas, geralmente, em folhas, podendo ser colocados em massa ou isolados (Winckler, 2010; Zanuncio et al., 1993). As fêmeas podem ovipositar, em média, até 150 ovos no período de cinco dias (Zanuncio et al., 1992b). Eles são de textura lisa e coloração branca, apresentando uma linha alaranjada ao seu redor (Figura 1-A). Quando fertilizados, os ovos apresentam uma mancha escura no polo superior. Com o passar do tempo, os ovos tornam-se escurecidos com manchas irregulares (Figura 1-B e C) (Moraes et al., 2010).

As lagartas emergem de oito a 13 dias e apresentam comportamento solitário já no primeiro ínstar, mesmo em posturas em massa. Inicialmente, as lagartas exibem o corpo amarelado, achatado e coberto por cerdas (Winckler, 2009; Moraes et al., 2010).

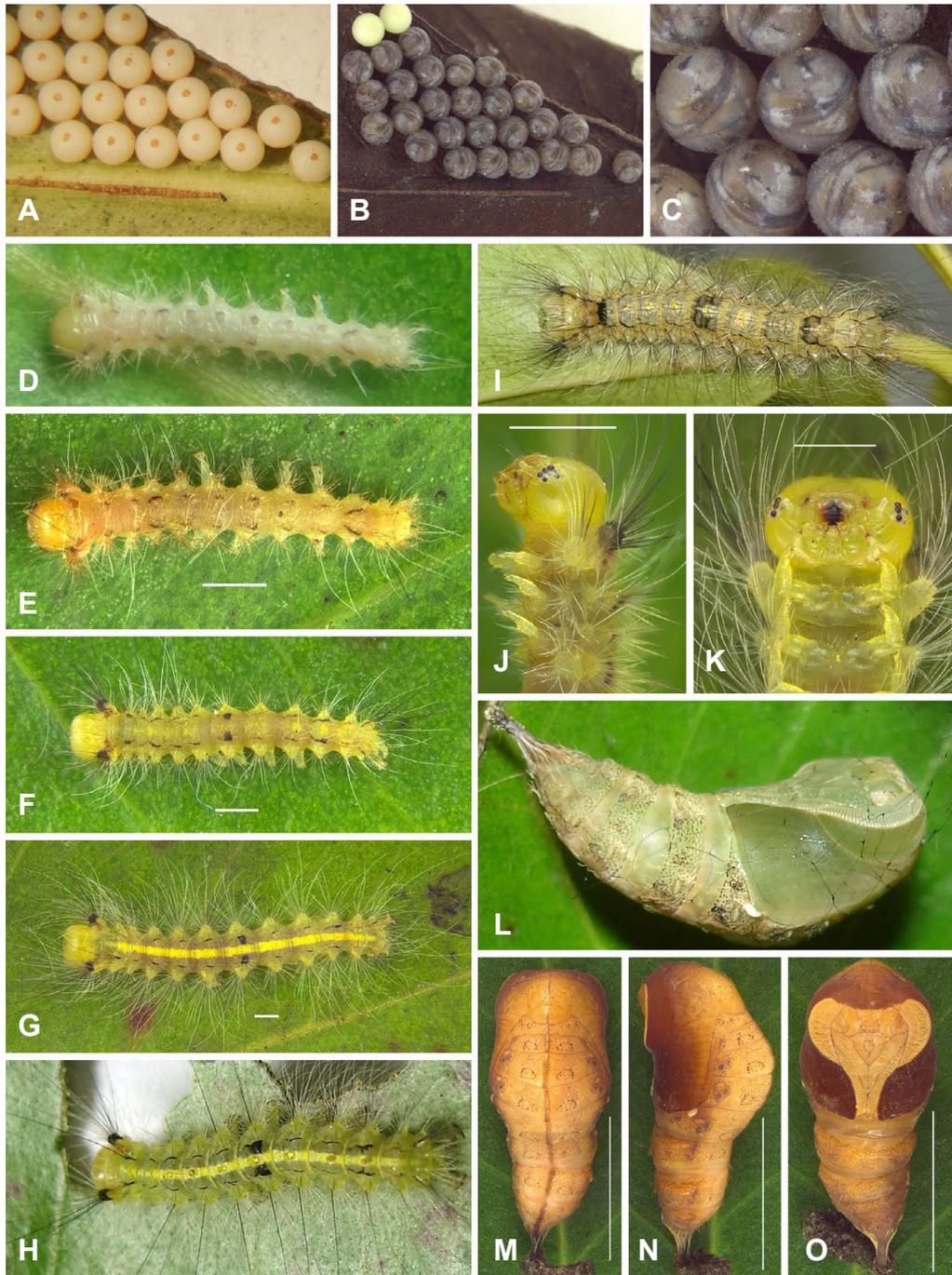


Figura 1. Ovos (A-C), lagartas (D-K) e pupa (L-O) de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae). Fotos: Marina Moraes Carlos.

Em cerca de 10 dias atingem, em média, 4,6 mm de comprimento e mudam de ínstar. A lagarta vai adquirindo uma cor esverdeada com o passar do tempo e mudança dos ínstares, atingindo em média 30 mm de comprimento no sexto ínstar (Figuras 1- D até L) (Moraes et al., 2010).

Quanto mais velha a lagarta, maior seu potencial como praga, já que aumenta seu consumo foliar. No primeiro ínstar, as lagartas somente raspam a parte superior da folha e só passam a devorá-la a partir do segundo ínstar. Uma lagarta de segundo ínstar consome cerca de 0,48% da folha de *Eucalyptus urophylla*, enquanto no sexto ínstar consome, em média, 83,38%. O consumo inicia pela extremidade da folha indo em direção a nervura central (Zanuncio et al., 1992b)



Figura 2. Lagartas de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae) repousando sobre troncos de árvores de eucalipto em um surto populacional. Foto: Genesis T. Ribeiro

As lagartas alimentam-se durante a noite, já que durante o dia aglomeram-se pelos troncos das árvores (Figura 2) (Winckler, 2010). A duração total

do período larval é variável na literatura e depende de diversos fatores abióticos chegando a apresentar de 36 (Zanuncio et al., 1992b) a 80 dias (Moraes et al., 2010). Ao final do sexto ínstar, as lagartas procuram um local apropriado para empupar onde tecem uma teia de seda entre as folhas, formando a pupa que fica suspensa sem contato direto com nenhuma parte da planta (Moraes et al., 2010). As pupas são curvadas ventralmente e iniciam com a cor esverdeada passando para castanho-claro após um dia (Figuras 1-M até P). A pupa mede cerca de 21 mm de comprimento e permanece nessa fase por cerca de 10 a 14 dias (Moraes et al., 2010; Santos et al., 2008).

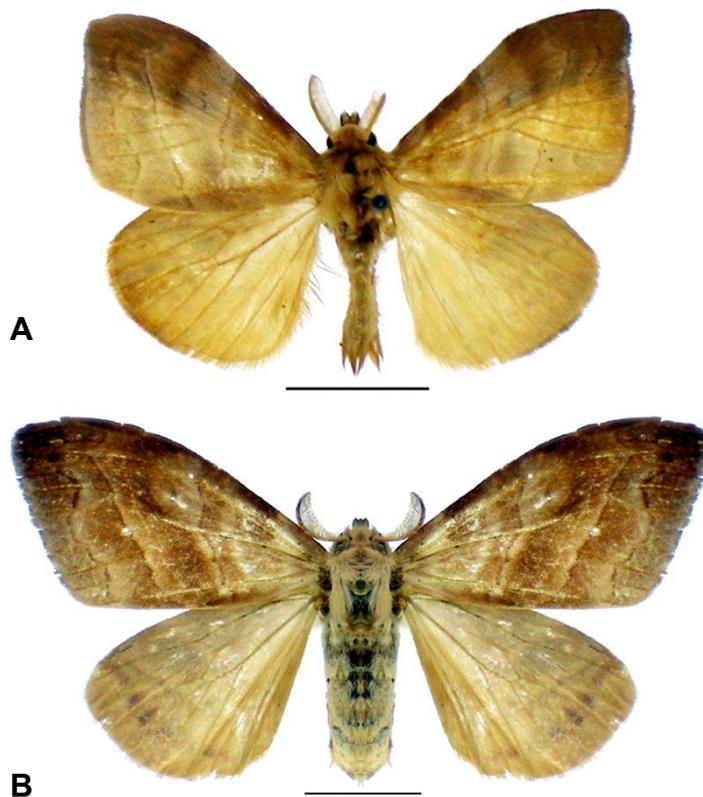


Figura 3. Macho (A) e fêmea (B) adultos de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae). Fotos: Marina Moraes Carlos.

Os adultos são de coloração castanho-pardacento-violácea com as asas posteriores dorsalmente tornando-se mais claras em direção à base. A sua coloração é responsável pelo seu nome. Além disso possuem estrias transversais nas asas anteriores e bege nas posteriores (Figura 3). As antenas são bipectinadas

em ambos sexos, entretanto as fêmeas possuem maior envergadura média com 53 mm contra 42 mm dos machos. Além da envergadura uma pilosidade no fim do abdômen dos machos pode ser usada para dimorfismo sexual (Figura 2-A) (Zanuncio & Lima, 1975; Zanuncio et al., 1992b; Zanuncio et al., 1993).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Há registro de surtos populacionais desta espécie em plantios de eucalipto por todo o Brasil, fazendo com que o referido ganhe o status de praga primária (Figura 4). O primeiro relato é de 1949, quando foram registradas atacando árvores de *Eucalyptus tereticornis* no estado do Rio de Janeiro (Silva, 1949), mas relatos atuais existem, como entre 2007 e 2009, quando uma área de aproximadamente 30.000 ha de plantações de clones híbridos de *Eucalyptus grandis* x *E. urophylla* foi atacada no interior da Bahia (Winckler, 2010). Em Minas Gerais, estão associadas, principalmente, a *Corymbia citriodora*, *E. cloeziana*, *E. grandis* e *E. mesophylla* (Zanuncio et al., 1993).

As lagartas de *S. violacens* causam desfolha parcial ou total nas plantas o que, conseqüentemente, interfere em processos fisiológicos e na produtividade, já que o crescimento e a formação da biomassa do tronco serão prejudicados em decorrência desse ato (Espindola & Gonçalves, 2000).

Entretanto, além do *Eucalyptus* spp., as lagartas da *S. violascens* possuem outras árvores como hospedeiras como o araçazeiro (*Psidium cattleianum*) (Myrtaceae), goiabeira (*Psidium guajava*) (Myrtaceae), *Mikania* sp. (Asteraceae) e oliveira cheirosa (*Osmonthus fragans*) (Oleaceae) (Silva et al., 1968; Zanuncio et al., 1993).



Figura 4. Desfolha provocada em árvores de eucalipto durante surto populacional (A) e reboleiras de eucaliptos desfolhados (B) por *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae). Fotos: Genesio T. Ribeiro.

MANEJO

Resistência

Eucalyptus grandis é apontada como mais adequada para locais com surtos de *S. violascens* já que se apresentam menos adequadas ao desenvolvimento dessa espécie tanto por reduzir a viabilidade larval quanto a pupal quando comparada com a espécie *E. urophylla* (Winckler, 2010).

Controle biológico

Diversas famílias de parasitoides himenópteros e dípteros já foram relatados como inimigos naturais da espécie *S. violascens*: Braconidae, Chalcididae, Ichneumonidae, Eulophidae, Encyrtidae, Scelionidae e Trichogrammatidae, Tachinidae. Entre as vespas parasitoides, temos *Apanteles* sp. (Braconidae), *Brachymeria ovata* (Chalcididae), *Coccygmimus tomyris* (Ichneumonidae), *Ephialtes zapotecus sarsinae* (Ichneumonidae), *Eulophus* spp. (Eulophidae), *Oencyrtus* sp. (Encyrtidae), *Telenomus* sp. (Scelionidae) e *Trichogramma soaresi* (Trichogrammatidae) e a mosca Tachinidae *Lespesia affinis* (Silva et al., 1968; Zanuncio et al., 1993). Já em relação aos predadores, a família Pentatomidae merece atenção especial, (Figura 5) sendo as principais espécies *Podisus connexivus* e *Podisus nigrolimbatus* (Zanuncio et al., 1993).



Figura 5. Ninfas de Pentatomidae predando lagartas de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae) em plantação de eucalipto. Foto: Genesio T. Ribeiro.

O parasitoide de pupa de lepidópteros *Palmistichus elaeisis* Delvare & La-Salle (Hymenoptera: Eulophidae) apresentou, em laboratório, resultados satisfatórios atingido sucesso em 100% das pupas de *S. violascens* parasitadas (Zaché et al., 2012). Outro parasitoide de pupas de *S. violascens*, relatado no Brasil, foi a espécie *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) apontando, assim, outra alternativa para controle desta praga (Zaché et al., 2011).

O fungo *Beauveria bassiana* e a bactéria *Bacillus thuringiensis* apresentaram altas taxas de mortalidade quando em contato com lagartas de *S. violascens* apresentando, nesse sentido, grande potencial entomopatogênico (Winckler, 2010). Produtos formulados à base de *B. thuringiensis*, como o Dipel[®], já foram relatados como potencial forma de controle (Zanuncio, 1974).

Por fim, visando ao controle biológico conservativo, o uso de faixa de vegetação nativa em plantações de eucalipto ajudam a diminuir a população de *S. violascens* já que essas faixas servem de refúgio para inimigos naturais (Zanuncio et al., 2016).

Controle químico

A aplicação de malationa pode gerar resultados satisfatórios, contribuindo para diminuição populacional dessa praga (Zanuncio, 1993; Zanuncio & Lima, 1975). Entretanto, o único produto regulamentado para essa praga no Brasil, em 2019, era o teflubenzurom (AGROFIT, 2019).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistema de Agrotóxico Fitossanitário. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br> Acessado em: 28/01/2019.

ESPINDOLA, C.B.; GONÇALVES, L. Biologia de *Oxydia vesulia* (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Geometridae). Floresta e Ambiente, v.7, n.1, p.80-87. 2000.

MORAES, M.; LEITE, L. A. R.; CASAGRANDE, M. M.; MIELKE, O. H. H. Imaturos de *Sarsina violascens* (Herrich-Schäffer) (Lepidoptera, Noctuidae, Lymantriidae). Revista Brasileira de Entomologia, v. 54, n.4., p. 571-577, 2010.

SANTOS, G. P.; ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragas do Eucalipto. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v.29, n.242. 2008.

SILVA, A. G. A. Tremenda ameaça a eucaliptocultura nacional. Chácaras e Quintais, São Paulo, v. 80, n. 2. 1949.

SILVA, A.G.A., GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M.N.; SIMONI, L. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Parte 2, Tomo 1o, insetos, hospedeiros e inimigos naturais. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura, 622 pp., 1968.

WINCKLER, D. C. F. Bioecologia e controle microbiano de *Sarsina violascens* (Herrich-

schaeffer, 1856) (Lepidoptera: Lymantriidae) em *Eucalyptus* spp. Tese de Doutorado. 2010.

ZACHÉ, B.; DA COSTA ZACHÉ, R., DE SOUZA, N.; DIAS, T.; WILCKEN, C. Evaluation of *Palmistichus elaeisis* Delvare & LaSalle (Hymenoptera: Eulophidae) as parasitoid of the *Sarsina violascens* Herrich-Schaeffer (Lepidoptera: Lymantriidae). *Journal of Plant Studies*. p. 85-89, 2012.

ZACHÉ, B.; DA COSTA ZACHÉ, R., DE SOUZA, N.; DIAS, T.; WILCKEN, C. New record of *Trichospilus diatraeae* Margabandhu & Cherian, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Sarsina violascens* (Herrich-Schaeffer, 1856) (Lepidoptera: Lymantriidae) in Brazil. *Journal of plant protection research*, v. 51, n. 4, p. 420-422. 2011.

ZANUNCIO, J. C. Efeito do controle químico e microbiológico sobre três pragas de eucalipto e outros insetos. Dissertação de Mestrado. 76p. 1974.

ZANUNCIO, J. C.; SANTANA, D. L. Q.; NASCIMENTO, E. C.; SANTOS, G. P.; ALVES, J. B.; SARTÓRIO, R. C.; ZANUNCIO, T. V. Manual de Pragas em Florestas. Lepidoptera Desfolhadores de Eucalipto: biologia, ecologia e controle. IPEF/SIF, 140p. 1993.

ZANUNCIO, J. C.; FAGUNDES, M.; ARAÚJO, M. S. S.; EVARISTO, F. das C. Monitoramento de lepidópteros, associados a plantios de eucalipto da região de Açailândia (Maranhão), no período de agosto/90 a julho/91. *Acta Amazonia*, v. 22, n. 4, p. 615-622, 1992a.

ZANUNCIO, J. C.; LIMA, J. O. G. de. Ocorrência de *Sarsina violascens* (Herrich – Scaeffler, 1856) (Lepidoptera: Lymantridae) em eucaliptos de Minas Gerais. *Brasil Florestal*, v. 6, n. 23, p. 48-50, 1975.

ZANUNCIO, J. C.; SANTOS, G. P.; SARAIVA, R. S. S.; ZANUNCIO, T. V. Ciclo de vida e consumo foliar de *Sarsina violacens* (Herrich-Schaeffer, 1856) (Lepidoptera, Lymantriidae), em *Eucalyptus urophylla*. *Revista Brasileira de Entomologia*. v. 36, p. 843– 850. 1992b.

ZANUNCIO, J. C.; TAVARES, W. D. S.; RAMALHO, F. D. S.; LEITE, G. L. D.; SERRÃO, J. E. *Sarsina violascens* spatial and temporal distributions affected by native vegetation strips in eucalyptus plantations. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 51, n. 6), p. 703-709. 2016.

15.3.17 *Syssphinx molina*

ALEXANDRE MEHL LUNZ¹

¹Embrapa Amazônia Oriental, Tv. Dr. Enéas Pinheiro, Curió Utinga, CEP 66095-903, Belém, Pará, Brasil, alexandre.mehl@embrapa.br

Syssphinx molina Cramer, 1781 (Lepidoptera: Saturniidae)

Nome popular: lagarta-do-paricá

Estados brasileiros onde foi registrada: em todo o território nacional, exceto PI e CE.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As lagartas de *Syssphinx molina* possuem o ciclo de vida composto pelas fases de ovo, larva, pupa e adulto. A fase larval (Figura 1) é a que causa danos ao paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby (Fabaceae)).

As fêmeas adultas fazem posturas com média de 102 ovos/dia e 182 ovos/fêmea, capacidade de oviposição baixa quando comparada a outras espécies de lepidópteros da família Saturniidae (Santos et al., 1993; Zanuncio et al., 1993). Os ovos são do tipo elipsoide, com polos igualmente achatados, coloração verde-clara e uniforme quando recém-postos, tornando-se esbranquiçados e transparentes após alguns dias. As larvas eclodem 5 dias após a postura.

A fase larval possui cinco ínstar, assim como ocorre com outras espécies de Saturniidae (Urban & Oliveira, 1972; Furtado, 2001; Formentini & Specht, 2004), com duração média de cinco, quatro, cinco, seis e doze dias para a conclusão do desenvolvimento do primeiro ao quinto ínstar, respectivamente. As lagartas de primeiro ínstar são de coloração amarelo-esverdeada e corpo recoberto por pequenas cerdas, apresentando oito espinhos torácicos e um anal, com cabeça esclerotizada, castanho-clara e hipognata, sutura epicranial dividindo superiormente a cápsula cefálica em duas regiões.



Figura 1. Lagarta de *Syssphinx molina* (Lepidoptera: Saturniidae) em tronco de paricá, em Paragominas, Pará, no ano de 2005.

No segundo e terceiro ínstar, são de cabeça esverdeada, com espinhos torácicos maiores, corpo com coloração verde e linha longitudinal contínua amarelo-esverdeada nas laterais, onde se inserem nove espinhos. Nos dois últimos ínstars, são de cabeça arredondada com corpo com coloração verde-clara, recoberto por pequenos sinais de tons amarelados, não possuem cerdas ao longo do corpo, tem espinhos torácicos e anal reduzidos no quarto ínstar e praticamente ausentes no quinto, com pernas do último segmento abdominal esverdeadas com ganchos largos e proeminentes (Batista et al., 2013). A fase larval dura aproximadamente 32 dias, sendo que o ciclo de vida total do inseto gira em torno de 63 dias (Batista et al., 2008).



Figura 2. Pupas de *Syssphinx molina* (Lepidoptera: Saturniidae) coletadas ao redor de árvores de paricá atacadas em Paragominas, Pará, no ano de 2009.

Uma característica bastante acentuada nesta espécie é o dimorfismo sexual a partir da fase de pupa, sendo a fêmea significativamente maior que o macho (Batista et al., 2013). As pupas são de coloração castanho-escuro a preta, fosca e esclerotizada, com camada dupla de cerdas entre os segmentos abdominais, cremáster longo e com a extremidade bifurcada (Figura 2). A duração dessa fase, que ocorre na superfície do solo próximo à árvore hospedeira, é de aproximadamente 16 dias (Batista et al., 2013).

Os adultos são mariposas de asas e corpo de coloração bege clara, sendo o primeiro par de asas com fina nervura mediana transversal escura, face anterior do segundo par de asas e na face posterior do primeiro par de asas com mácula preta circular no centro, envolta por uma mancha maior com nuances de coloração rosácea, sendo as faces opostas destas desprovidas de máculas, o corpo tem uma alta concentração de escamas, principalmente na cabeça e tórax, as antenas são filiformes nas fêmeas e bipectinadas nos machos (Figura 3), o ápice das antenas dos machos são desprovidos de expansões laterais. A duração da fase adulta é de, aproximadamente, oito dias. (Batista et al., 2013).



Figura 3. Dimorfismo sexual em *Sysphinx molina* (Lepidoptera: Saturniidae): macho (acima) e fêmea (abaixo).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Sysphinx molina é uma das principais pragas desfolhadoras do paricá (Ferreira et al., 2012), mas também possui outras plantas hospedeiras como *Acacia* sp., *Cassia* sp., *Ficus* sp. e *Inga* sp. (Silva et al., 1968), podendo provocar

grandes desfolhamentos e prejuízos econômicos para as empresas florestais na Amazônia. As árvores atacadas têm o diâmetro reduzido, retardo no crescimento e o corte adiado em até dois anos (Batista et al., 2015).

As lagartas são mais comuns na época de maior pluviosidade (Batista et al., 2015), quando desfolham as árvores parcial ou completamente e reduzem a taxa fotossintética da planta, devido ao desenvolvimento mais acentuado do paricá nesta época e maior oferta de folíolos jovens e tenros pela planta hospedeira. Assim, no período mais seco, o desenvolvimento das árvores torna-se mais lento, reduzindo a volumetria da madeira (Lunz et al., 2016).



Figura 4. Área com árvores de paricá desfolhadas por *Syssphinx molina* (Lepidoptera: Saturniidae) em Ulianópolis, Pará, no ano de 2010.

Entre 2006 e 2010, foi observado um complexo de lepidópteros desfolhadores nos municípios paraenses de Dom Eliseu, Paragominas, Ulianópolis e

Rondon do Pará, os quais contêm as maiores áreas plantadas com paricá, composto por cinco espécies que variam na intensidade de ataque e na constância dos surtos, das quais a única devidamente identificada, mais comum e potencialmente prejudicial, foi *S. molina* (Batista et al., 2013) (Figura 4).

MANEJO

Até o momento não há produtos químicos ou biológicos registrados para o controle de lagartas desfolhadoras em paricá, entretanto empresas florestais ratificam a eficiência de produtos biológicos à base de microrganismos no controle de *S. molina* e de outras lagartas desfolhadoras através de iniciativas isoladas (Lunz et al., 2016).

Controle mecânico

A catação manual de pupas no solo é recomendada como uma alternativa viável e eficaz para controle, quando detectada a infestação no início (Ferreira et al., 2012), já que é comum a presença de pupas em meio à serapilheira na base das árvores.

REFERÊNCIAS

- BATISTA, T.F.C.; LUNZ, A.M.; CONCEIÇÃO, W.A.X.; LEMOS, L.J.U.; PROVENZANO, R.F.; ROSÁRIO, V.S.V.; MONTEIRO, E.S.; SANTOS, J.D.V. Biologia de *Syssphinx molina* (Lepidoptera: Saturniidae) em laboratório. In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia. Uberlândia, Minas Gerais. 2008.
- BATISTA, T.F.V.; LUNZ, A.M.; ROSÁRIO, V.S.V.; LEMOS, L.J.U.; PROVENZANO, R.F.; MONTEIRO, E.S. Biological and morphometric aspects and rearing of *Syssphinx molina* (Cramer) (Lepidoptera: Saturniidae), a defoliator of parica tree. Acta Amaz., Manaus, v. 43, n. 2, p. 191-196, 2013.
- BATISTA, T.F.V.; LUNZ, A.M.; SILVA, E.J.S.; SENADO, J.A.V.; LEMOS, L.J.U. Biologia da lagarta-do-paricá *Syssphinx molina* (Cramer, 1780) (Lepidoptera, Saturniidae) em dietas artificiais e naturais in vitro. Revista Agrofoco, v.1, n.2, p.16-17, 2015.
- LUNZ, A.M.; AZEVEDO, R.; BATISTA, T.F.V. Paricá. In: SILVA, N.M.; ADAIME, R.; ZUCCHI, R.A. Pragas agrícolas e florestais na Amazônia. Brasília, DF: Embrapa, p.475-491. 2016.
- FERREIRA, C.S.S.; LUNZ, A.M.; AZEVEDO, R. BATISTA, T.F.V. Insetos desfolhadores de paricá, *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, no estado do Pará. In: XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia. Curitiba, Paraná. 2012.
- FORMENTINI, A.C.; SPECHT, A. Aspectos biológicos dos estágios imaturos de *Automeris illustris* (Walker, 1855) (Lepidoptera, Saturniidae, Hemileucinae), em laboratório. In: XII Encontro de Jovens Pesquisadores. Caxias do Sul, Rio Grande do Sul. 2004.
- FURTADO, E. *Copiopteryx semiramis* (Cramer): notas suplementares à sua biologia (Lepidoptera, Saturniidae, Arsenurinae). Revista Brasileira de Zoologia, v.18, n.2, p.637-640,

2001.

SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; NETO, H.F.; ZANUNCIO, T.V. Aspectos biológicos e morfológicos de *Dirphiopsis eumedoides* (Vuillot, 1893) (Lepidoptera: Saturniidae) em folhas de *Eucalyptus grandis*. Revista *Árvore*, Viçosa, v.17, n.3, p.351-357, 1993.

SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores. Parte II, 1º tomo. Insetos, hospedeiros e inimigos naturais. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1968. 622p.

URBAN, D.; OLIVEIRA, B. L. Contribuição ao conhecimento da biologia de *Rothschildia jacobaeae* (Lepidoptera: Saturniidae). Acta Biológica Paranaense, v. 1, n. 1/2, p. 35-49, 1972.

ZANUNCIO, J. C.; SANTANA, D. L. Q.; NASCIMENTO, E. C.; SANTOS, G. P.; ALVEZ, J. B.; SARTÓRIO, R. C.; ZANUNCIO, T. V. Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biologia, ecologia e controle. Viçosa: IPEF/SIF, 1993. 140p.

15.3.18 *Thyrinteina arnobia*

JOSÉ COLA ZANUNCIO¹, ANGELICA PLATA², PEDRO GUILHERME LEMES², BRUNO PANDELO BRÜGGER¹

¹Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

²Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

Thyrinteina arnobia Stoll, 1782 (Lepidoptera: Geometridae)

Nome popular: lagarta-de-cor-parda, lagarta-parda, lagarta-parda-do-eucalipto, lagarta-mede-palmo.

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, BA, ES, DF, GO, MG, PE, RS, SP e SC.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Adultos de *Thyrinteina arnobia* medem entre 35 a 49 mm, têm asas brancas e pontuações negras e esparsas (Figura 1). As asas anteriores possuem duas listras escuras sinuosas transversais. As antenas são pretas e filiformes com envergadura média de 48,6 mm. Os machos são menores, com coloração castanha variável nas asas anteriores, antenas bipectinadas e envergadura de 35 mm.

São insetos noturnos com machos mais ativos e com voo diurno. As fêmeas passam o dia sobre troncos ou galhos. O acasalamento ocorre uma vez, à noite, e as fêmeas e machos em repouso moldam suas asas à superfície do tronco ou galho.

As maiores ocorrências de adultos de *T. arnobia* coletados em armadilhas luminosas em plantios de *Eucalyptus grandis*, em Minas Gerais, foram nos períodos mais secos e frios do ano, principalmente entre março e julho (Zanuncio et al., 2006).



Figura 1. Fêmea (A) e macho (B) adultos de *Thyrinteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) repousando sobre tronco de eucalipto. Fotos: Genesio T. Ribeiro.

Os ovos de *T. arnobia* são verde-acinzentados quando recém-colocados e escurecem, progressivamente, até a coloração preta, quando as lagartas estão prestes a eclodir. Cada fêmea oviposita em média 752 ovos, variando de 69 a 1627 ovos, em placas ao redor de galhos finos (Figura 2), eventualmente sobre a casca do tronco das árvores, mas nunca em folhas. O período embrionário tem duração de dez dias e a viabilidade média dos ovos é de 94,70%.



Figura 2. Adulto *Thyrinteina arnobia* e ovos colocados ao redor de ramo. Foto: Fábio Araújo.

As lagartas de *T. arnobia* são de coloração marrom-claras a escuras e, em repouso, assumem posição ereta semelhante a um galho (Figura 3). Uma lagarta consome em média 120 cm² de área foliar durante sua vida. As lagartas passam por seis estádios, chegando a 50 mm de comprimento, no final dessa fase. O dano é percebido quando a maioria das lagartas atinge os últimos estádios pelo aumento da desfolha e ruído da queda de suas fezes no solo.



Figura 3. Lagartas de quarto (A) e quinto (B) ínstar de *Thyrinteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) repousando sobre galho de eucalipto. Fotos: Genesio T. Ribeiro.

A pupa de *T. arnobia* (Figura 4) tem coloração pardacenta, e a duração desse estágio é de 9,3 dias. A lagarta, para pupação, elabora um casulo com fios de seda presos em uma ou mais folhas do eucalipto ou da vegetação do sub-bosque.



Figura 4. Pupa de *Thyrinteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae). Foto: Genesis T. Ribeiro.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Thyrinteina arnobia ocorre em quase toda a América do Sul e parte da América Central (Anjos et al., 1986). No Brasil, ocorre no Amazonas, Bahia, Espírito Santo, Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais, Pernambuco, Rio Grande do Sul, São Paulo e Santa Catarina (Zanuncio et al., 1994, 2014). Essa espécie é considerada o principal Lepidoptera praga do eucalipto no Brasil (Zanuncio et al., 2006), podendo desfolhar completamente as plantações em situação de surto (Figura 5).



Figura 5. Surto de *Thyrinteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) em plantação de eucalipto: várias lagartas em ramos (A) e plantação totalmente desfolhada (B). Fotos: Fábio Araújo.

Hospedeiros exóticos de *T. arnobia*, no Brasil, incluem espécies de eucalipto como *Corymbia citriodora*, *Eucalyptus cloeziana*, *E. grandis*, *E. resinifera*, *E. rostrata*, *E. saligna*, *E. tereticomis*, e *E. urophylla* (Myrtaceae) (Zanuncio et al., 1998). Hospedeiros nativos incluem congonha-dos-sertões ou congonha-do-bugre (*Villaresia congonha*) (Icacineae) e *Erythroxylum microphyllum* (Erythroxylaceae) (Marconato et al., 2008), além de espécies florestais nativas localizadas ao redor ou no sub-bosque de eucaliptais como pau-terra (*Qualea* sp.) (Vochysiaceae), tingui (*Mogonia pubescens*) (Sapindaceae), goiabeiras (*Psidium guajava*) e cagaiteira (*Eugenia disinterica*) (Myrtaceae), murici (*Byrsonima* sp.) (Malpighiaceae), assa-peixe (*Vernonia* sp.) (Asteraceae) e angico-cangalha (*Peltophorum* sp.) (Fabaceae) (Zanuncio et al., 1993, 1994).

Ataques de *T. arnobia* em árvores de *E. grandis* x *E. urophylla* no Estado de São Paulo, com cinco anos de idade, afetaram propriedades físicas, químicas e anatômicas da madeira, reduzindo a espessura da parede celular, a densidade básica, o teor de lignina insolúvel e total e o teor de cinzas. O perfil radial das árvores atacadas também expressou menor densidade de ar seco quando comparadas com as não-atacadas (Bobadilha et al., 2019).

MANEJO

Controle mecânico

Na região de João Pinheiro, Minas Gerais, a catação manual foi realizada em uma área de 100 ha de *E. grandis* com 3,5 anos de idade, onde operários percorriam o plantio e coletavam posturas e mariposas fêmeas de *T. arnobia*. O rendimento desta prática foi de 1 ha/homem/dia. Talhões igualmente infestados sem este tratamento, tiveram índice de desfolha mais elevado. Esse procedimento foi empregado como repasse em áreas pulverizadas com *B. thuringiensis*, para eliminação de posturas e adultos que não foram eliminados por esse produto. A remoção de galhos baixos, com presença de lagartas, reduziu populações de lagartas desfolhadoras (Oliveira et al., 2005). A aplicabilidade, viabilidade e eficácia desse método depende de condições como tamanho da área infestada, estágio e progressão da infestação e disponibilidade de mão de obra.

Controle físico

O uso do fogo foi experimentado em 1969 em plantio de eucalipto, infestado por *T. arnobia* e *Euselasia apisaon* (Lepidoptera: Riodinidae) no município de Coronel Fabriciano, Minas Gerais. O resultado não foi satisfatório, pois o calor não foi suficiente para a destruição dos insetos na parte superior das copas. No entanto, em Carangola, Minas Gerais, o fogo controlado em um foco de *Sarsina violascens* (Lepidoptera: Lymantriidae) teve ótimos resultados. A eficiência do fogo, contra essa lagarta, deve-se ao fato das referidas aglomerarem-se na base do tronco e suas pupas e adultos ficarem no sub-bosque. O uso de armadilhas luminosas é outra técnica utilizada para a coleta de adultos (Almeida et al., 1982). Em Itu, São Paulo, em 1975, este método, usado na captura de adultos de *T. arnobia*, coletou, em torno de 3.000 mariposas por armadilha. Todavia, o surto não foi controlado e continuou se expandindo.

Controle silvicultural

O número de indivíduos de pragas primárias (incluindo *T. arnobia*) não se correlacionou à idade das plantas, ao número de rotações, à distância das faixas de vegetação nativa das plantações e à largura dessas faixas, em plantios de eucalipto no estado do Pará. Mas o número total de Lepidoptera desfolhadores teve correlação inversa à taxa de crescimento das árvores de eucalipto (Zanuncio et al., 2018).

Controle comportamental

Este método é pouco empregado no setor florestal brasileiro, mas uma substância juvenoide sintética, o diflubenzuron, foi registrada com o nome comercial Dimilin®. Em 1984, no município de João Pinheiro, Minas Gerais, o produto Dimilin® ODC-45, nas dosagens de 100, 300 e 600g do produto/ha em volume de 3,0 L da mistura com óleo diesel/ha foi utilizado em plantio de *E. grandis* com 2,5 anos de idade com alta infestação de lagartas de *T. arnobia*. Avaliações realizadas aos 11 e 15 dias, após a aplicação dos tratamentos, revelaram mortalidade de 80% das lagartas com uma dosagem aproximada de 504 a 572 g do produto comercial/ha.

Um produto à base de tebufenozida, que mimetiza o hormônio responsável pela muda (ecdisona), está registrado e disponível para o controle desta praga no Brasil.

Resistência

Lepidópteros desfolhadores de eucalipto apresentam preferência por certas espécies do gênero, desfolhando talhões inteiros de determinadas espécies e ignorando outros próximos. *Eucalyptus camaldulensis* mostrou-se, em laboratório, altamente, resistente à *T. arnobia*. Isso foi comprovado em campo, quando os plantios de *E. grandis*, no norte de Minas Gerais, foram substituídos por *E. camaldulensis*, sendo o primeiro, altamente, suscetível a *T. arnobia* com surtos desta praga e, após a substituição, a frequência dos surtos diminuiu. A espécie preferida por lagartas de *T. arnobia* em experimento de laboratório foi *E. grandis*, com maior preferência por folhas jovens que velhas nas espécies utilizadas nos testes (Lemos et al., 1999).

Controle biológico

O controle biológico de lepidópteros desfolhadores de eucalipto, em Minas Gerais, através da criação massal e posterior liberação do parasitoide oófago *Trichogramma soaresi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), foi proposto (Bragança et al., 1998). Além disso, o controle biológico de lepidópteros desfolhadores de eucalipto no Brasil é baseado na produção de Pentatomidae predadores (Figura 6), principalmente do gênero *Podisus*, desenvolvido pela UFV, a partir de 1983, visando a incrementar a tecnologia de produção desses percevejos (Tavares et al., 2009). Esses insetos têm sido produzidos em larga escala com presas alternativas, como larvas de mosca doméstica, bicho-da-seda e de tenébrio e liberadas nas áreas de surtos de lagartas (Bragança et al., 1998). Essa tecnologia está difundida em empresas florestais que mantêm laboratórios de criação.



Figura 6. Pentatomidae predando adulto de *Thyrinteina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) no campo. Foto: Fábio Araújo.

O percevejo *Supputius cincticeps* (Stål) (Hemiptera, Pentatomidae) predou lagartas de *T. arnobia* em laboratório, mas sua eficiência foi baixa comparada a outros tratamentos devido ao comportamento de defesa dessa lagarta (Silva et al., 2012).

Palmistichus elaeisis foi relatado pela primeira vez parasitando pupas de *T. arnobia* em condições naturais em Viçosa, Minas Gerais, em 2008 (Pereira et al., 2008) e, desde então, tem sido utilizado em programas de controle biológico contra essa e outras lagartas desfolhadoras de eucalipto. As taxas de parasitismo (81,8%) e emergência (100%) de *P. elaeisis* em pupas de *T. arnobia* foram maiores com uma proporção de 15 fêmeas do parasitoide por hospedeiro. O ciclo de vida desse parasitoide foi o mais curto ($19,8 \pm 0,5$ dias) na proporção de 21:1. A maior produção de *P. elaeisis* por pupa foi obtida nas proporções de 15:1 ($298,4 \pm 5,0$) e 18:1 ($287,4 \pm 4,3$). A proporção sexual de fêmeas na prole de parasitoides foi maior ($0,97 \pm 0,01$) na proporção de 12:1. A proporção de 15 fêmeas de *P. elaeisis* por pupa de *T. arnobia* é a mais adequada, fornecendo altas taxas de parasitismo (81,8%), emergência (100%) e progênie ($298,4 \pm 5,0$) desse parasitoide (Barbosa et al., 2016).

Trichospilus diatraeae (Hymenoptera: Eulophidae) parasitou $95,8 \pm 2,85\%$ das pupas de *T. arnobia*, com uma taxa de emergência de $89,6 \pm 5,03\%$ e uma média de $141,40 \pm 17,27$ indivíduos adultos emergidos por pupa, em testes de laboratório (Pastori et al., 2012).

Um parasitoide do gênero *Aximopsis* (Hymenoptera: Eurytomidae) foi relatado emergindo de pupas de *T. arnobia*, originárias de lagartas alimentadas em folhas de *E. cloeziana* em Viçosa, Minas Gerais (Tavares et al., 2015).

O uso de patógenos, no manejo de *T. arnobia*, é feito, principalmente, com a bactéria *Bacillus thuringiensis*. Esse microorganismo produz esporos que, ao serem ingeridos pelas lagartas, causam a ruptura da parede intestinal, levando-as à morte. Produtos comerciais, à base dessa bactéria, incluem as marcas mais comuns no Brasil: Agree®, Dipel® e Thuricide®. Desde 1975, diversos testes comprovam a eficiência de *B. thuringiensis*, comparável à de produtos químicos no manejo de *T. arnobia*.

O uso de *B. thuringiensis*, no manejo de *T. arnobia*, tomou impulso a partir de um surto em mais de 300.000 ha de eucalipto no início da década de 1980. Durante 1990, testes com formulações de *B. thuringiensis* à base de óleo, que dá melhor proteção aos esporos contra raios ultravioleta, foram feitos. *Bt* é o agente de controle biológico mais usado no manejo de lagartas desfolhadoras de essências florestais, incluindo *T. arnobia*, mas as lagartas devem estar entre o primeiro e o terceiro estádios e as aplicações realizadas ao entardecer (Zanuncio et al., 2014).

Lagartas de *T. arnobia* de uma colônia de laboratório com sintomas de infecção viral foram analisadas por microscopia eletrônica que confirmou a presença de um novo isolado de vírus, com o nome proposto de *Thyrinteina arnobia* cypovirus 14 (TharCPV-14). Pesquisas ainda são necessárias para determinar seu potencial no controle biológico dessa praga (Horta et al., 2018).

Inimigos naturais não insetos de *T. arnobia* incluem pássaros, como gaviões e outros. Em Aracruz, Espírito Santo, em 1982, foi constatada a ação de 26 espécies de pássaros sobre lagartas de *T. arnobia*. Isto levou à proposição da manutenção de faixas de vegetação nativa entre os talhões com plantios florestais, para diversificar o ambiente e favorecer o controle biológico por esses agentes, uma estratégia dentro do controle biológico e adotado pela maioria das empresas com plantios florestais no Brasil. Essas faixas devem ser planejadas e não, apenas, deixar áreas não mecanizáveis como faixas de preservação.

Controle químico

O controle químico, especialmente com piretroides, tem sido pesquisado para o manejo de insetos desfolhadores, em pulverização terrestre e, também, por via aérea com aviões, drones e helicópteros. O químico mais utilizado no controle de lagartas desfolhadoras é a deltametrina, em pulverizações. Um produto à base de lufenurom também está registrado no Brasil.

A ingestão de inibidores de proteinase por insetos causa a hiperprodução de proteinases digestivas, limitando a disponibilidade de aminoácidos para a síntese de proteínas e, conseqüentemente, afetando o seu desenvolvimento. A resposta bioquímica de proteinases do intestino de *T. arnobia* foi avaliada em diferentes concentrações de berenil, um inibidor da bisbenzamidina proteinase, em folhas de eucalipto. As lagartas toleraram os efeitos das menores concentrações de berenil, mas a mortalidade aumenta com o aumento da concentração desse inibidor (Marinho-Prado et al., 2012). Berenil também aumenta o período de desenvolvimento larval e reduz a sobrevivência das lagartas dessa praga, além de reduzir a alimentação das referidas. Concentrações subletais comprometeram os parâmetros da tabela de vida, reduzindo a taxa líquida de reprodução e de crescimento populacional e aumentando a duração das gerações de *T. arnobia*. A atividade inseticida, repelente e antialimentação desse composto contra *T. arnobia* sugere seu potencial no manejo integrado dessa praga (Marinho-Prado et al., 2011).

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, A.F. Aves observadas combatendo um foco de lepidópteros desfolhadores de eucalipto (*Thyrntina arnobia*, *Glana* sp. e *Catoria* sp.) em Aracruz– ES. *Silvicultura*, v.7, n. 23, p. 5–62, 1982.
- ANJOS, N.; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C. Pragas de eucalipto e seu controle. *Informe Agropecuário*, v.12, n. 141, p. 50–58, 1986.
- BARBOSA, R.H.; ZANUNCIO, J.C.; PEREIRA, F.F.; KASSAB, S.O.; ROSSONI, C. Foraging activity of *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) at various densities on pupae of the eucalyptus defoliator *Thyrntina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae). *Florida Entomologist*, v. 99, p. 686-690, 2016.
- BOBADILHA, G.S.; VIDAURRE, G.B.; CÂMARA, A.P.; NETO, H.F.; OLIVEIRA, J.T.S.; SOLIMAN, E.P.; LOPES, D.J.V.; ZANUNCIO, J.C. Effect of defoliator insect on growth and wood properties of eucalypt trees. *European Journal of Wood and Wood Products*, v. 77, p. 861-868, 2019.
- BRAGANÇA, M.A.L.; SOUZA, O.D.; ZANUNCIO, J.C. Environmental heterogeneity as a strategy for pest management in *Eucalyptus* plantations. *Forest Ecology and Management*, v.102, n. 1, p. 9–12, 1998.
- BRAGANÇA, M.A.L.; ZANUNCIO, J.C.; PIKANÇO, M.; LARANJEIRO, A.J. Effects of environmental heterogeneity on Lepidoptera and Hymenoptera populations in *Eucalyptus* plantations in Brazil. *Forest Ecology and Management*, v.103, n. 2–3, p. 287–292, 1998.
- HORTA, A.B.; ARDISSON-ARAÚJO, D.M.P.; SILVA, L.A.; MELO, F.L.; MORGADO, F.S.; LEMOS, M.V.F.; RIBEIRO, Z.A.; JUNIOR, A.L.B.; WILCKEN, C.F.; RIBEIRO, B.M. Genomic analysis of a cyovirus isolated from the eucalyptus brown looper, *Thyrntina arnobia* (Stoll, 1782) (Lepidoptera: Geometridae). *Virus Research*, v. 253, p. 62-67, 2018.
- LEMOS, R.N.S.; CROCOMO, W.B.; FORTI, L.C.; WILCKEN, C.F. Seletividade alimentar e influência da idade da folha de *Eucalyptus* spp. para *Thyrntina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae). *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 34, p. 7-10, 1999.
- MARCONATO, G.; DIAS, M.M.; PENTEADO-DIAS, A.M. Larvas de *Geometridae* (Lepidoptera) e seus parasitóides, associadas a *Erythroxylum microphyllum* St.- Hilaire (Erythroxylaceae). *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 52, p. 296-299, 2008.
- MARINHO-PRADO, J.S.; LOURENÇÃO, A.L.; GUEDES, R.N.C.; OLIVEIRA, M.G.A. Survival and feeding avoidance of the eucalyptus defoliator *Thyrntina arnobia* exposed to the proteinase inhibitor berenil. *Journal of Applied Entomology*, v. 135, p. 763-770, 2011.
- MARINHO-PRADO, J.S.; LOURENÇÃO, A.L.; GUEDES, R.N.C.; PALLINI, A.; OLIVEIRA, J.A.; OLIVEIRA, M.G.A. Enzymatic response of the eucalypt defoliator *Thyrntina arnobia* (Stoll) (Lepidoptera: Geometridae) to a bis-benzamidine proteinase inhibitor. *Neotropical Entomology*, v. 41, p. 420-425, 2012.
- OLIVEIRA, H.N.; ZANUNCIO, J.C.; PEDRUZZI, E.P.; ESPINDULA, M.C. Rearing of *Thyrntina arnobia* (Lepidoptera: Geometridae) on guava and eucalyptus in laboratory. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, v. 48, n.5, p. 801–806, 2005.
- PASTORI, P.L.; PEREIRA, F.F.; ANDRADE, G.S.; SILVA, R.O.; ZANUNCIO, J.C.; PEREIRA, A.I.A. Reproduction of *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) in pupae of two lepidopterans defoliators of eucalypt. *Revista Colombiana de Entomología*, v. 38, p. 91-93, 2012.
- PEREIRA, F.F.; ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; PRATISSOLI, D.; TAVARES, M.T. Species of Lepidoptera defoliators of *Eucalyptus* as new host for the parasitoid *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, v. 51, p. 259-262, 2008.
- SILVA, R.B.; CORRÊA, A.S.; DELLA LUCIA, T.M.C.; PEREIRA, A.I.A.; CRUZ, I.; ZANUNCIO, J.C. Does the aggressiveness of the prey modify the attack behavior of the predator *Supputius cincticeps* (Stål) (Hemiptera, Pentatomidae)? *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 56, p. 244-248, 2012.
- TAVARES, W.S.; CRUZ, I.; PETACCI, F.; JÚNIOR, S.L.A., FREITAS, S.S.; ZANUNCIO,

J.C.; SERRÃO, J.E. Potential use of Asteraceae extracts to control *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) and selectivity to their parasitoids *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). *Industrial Crops and Products*, v. 30, n. 3, p. 384–388, 2009.

TAVARES, W.S.; WILCKEN, C.F.; RAMALHO, F.D.; SOARES, M.A.; FERNANDES, F.L.; SERRAO, J.E.; ZANUNCIO, J.C. Discovery of the first *Aximopsis* (Hymenoptera: Eurytomidae) parasitoid of Lepidoptera in Brazil and notes on its biology. *Florida Entomologist*, v. 98, p. 1077-1080, 2015.

ZANUNCIO, J.C.; ALVES, J.B.; ZANUNCIO, T.V.; GARCIA, J.F. Hemipterous predators of eucalypt defoliator caterpillars. *Forest Ecology and Management*, v. 65, n. 1, p. 65–73, 1994.

ZANUNCIO, J.C.; CRUZ, A.P.; RAMALHO, F.S.; SERRÃO, J.E.; WILCKEN, C.F.; SILVA, W.M.; SANTOS JÚNIOR, V.C.; FERREIRA-FILHO, P.J. Environmental determinants affecting the occurrence of defoliator caterpillars on *Eucalyptus* (Myrtaceae) plantations in the Brazilian Amazonian region. *Florida Entomologist*, v. 101, p. 480-485, 2018.

ZANUNCIO, J.C.; MEZZOMO, J.A.; GUEDES, R.N.C.; OLIVEIRA, A.C. Influence of strips of native vegetation on Lepidoptera associated with *Eucalyptus cloeziana* in Brazil. *Forest Ecology and Management*, v. 108, n. 1, p. 85–90, 1998.

ZANUNCIO, J.C.; NASCIMENTO, E.C.; GARCIA, J.F.; ZANUNCIO, T.V. Major lepidopterous defoliators of eucalypt in southeast Brazil. *Forest Ecology and Management*, v. 65, n. 1 p. 53–63, 1994.

ZANUNCIO, J.C.; PEREIRA, A.I.A.; ZANUNCIO, T.V.; SERRÃO, J.E.; PEREIRA, J.M.M.; PINTO, R. *Entomologia Florestal Aplicada: Lepidoptera desfolhadores de eucalipto*. UFSM, v. 1, n. 1, p. 101–121, 2014.

ZANUNCIO, J.C.; SANTANA, D.L.Q.; NASCIMENTO, E.C.; SANTOS, G.P.; ALVES, J.B.; SARTÓRIO, R.C.; ZANUNCIO, T.V. *Manual de pragas em florestas. Descrição das lagartas desfolhadoras: Biologia, Ecologia e Controle*. IPEF/SIF, v.1, n. 1, p. 140, 1993.

ZANUNCIO, T.V.; ZANUNCIO, J.C.; FREITAS, F.A.; PRATISSOLI, D.; SEDIYAMA, C.A.Z.; MAFFIA, V.P. Main lepidopteran pest species from an eucalyptus plantation in Minas Gerais, Brazil. *Revista de Biología Tropical*, v. 54, p. 553-560, 2006.

15.4 Besouros (Coleoptera) desfolhadores

15.4.1 *Bolax flavolineata*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglemes@ufmg.br

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Bolax flavolineata (Mannerheim, 1829) (Coleoptera: Rutelidae)

Nome popular: besouro-pardo

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, BA, ES, GO, MG, MS, RJ, RS, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos de *Bolax flavolineata* são de formato esférico e coloração esbranquiçada (Corassa & Souza, 2014). Estes são postos no solo, onde uma larva de corpo esbranquiçado, cabeça escura e com pernas desenvolvidas (escarabeiforme) emerge e se desenvolve, alimentando-se de raízes das plantas, e empupa (Anjos & Majer, 2003; Corassa & Souza, 2014). A diapausa pode ocorrer na fase de pupa (Anjos & Majer, 2003). Os adultos emergem nas primeiras chuvas do ano na região sudeste (SET-NOV) (Zanuncio et al., 1993).

Adultos de *B. flavolineata* medem de 11 a 15 mm de comprimento e de 7 a 9 mm de largura (Anjos & Majer, 2003). Os adultos são de coloração marrom clara, com a cabeça e pronoto de coloração castanho-escuro (Gallo et al., 2002) (Figura 1). Os élitros são de coloração pardo-amarelada, com estrias longitudinais de cor amarelo-palha. A parte ventral é de coloração marrom-escuro e coberta por pelos brancos-amarelados (Gallo et al., 2002). Estes insetos são de hábito noturno e se escondem durante o dia em fendas de árvores e por debaixo das cascas. Os besouros adultos saem de seu abrigo para se alimentar ao final da tarde (Mariconi, 1956). Apesar de serem insetos noturnos, já foram observados atacando plantas durante o dia (Mariconi, 1956). Os adultos alimentam-se de folhas, flores e frutos (Tokunaga, 2000; Gallo et al., 2002). A alimentação ocorre

inicialmente na parte de cima e progride para toda a copa da árvore (Anjos & Majer, 2003). Os besouros adultos alimentam-se da folha toda, exceto das nervuras mais grossas e iniciam o consumo pelas bordas (Anjos & Majer, 2003; Magistrali et al., 2009). Em alguns casos, toda a área foliar pode ser removida, sobrando apenas as nervuras (Magistrali et al., 2009).



Figura 1. Adultos de *Bolax flavolineata* (Coleoptera: Curculionidae). Fotos: Maria do Carmo Fachini Agostinho.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Bolax flavolineata é considerada praga de diversas culturas, dentre elas o abacateiro, algodoeiro, araçazeiro, atemoia, cana-de-açúcar, cítricos, goiabeira, jabuticabeira, marmeleiro, milho, nespereira, videira, pessegueiro, entre outras (Berti Filho et al., 1980; Santos et al., 2001; Gallo et al., 2002; Anjos & Majer, 2003).

Entre as espécies florestais, já foi relatado desfolhando *Corymbia citriodora*, *C. torelliana*, *Eucalyptus alba*, *E. urophylla*, *E. urophylla* x *E. grandis*, *E. saligna*, *ingazeiro*, *figus*, *jacarandá*, *oitizeiro*, *paineira* e *quaresmeira* (Berti Filho et al., 1980; Anjos & Majer, 2003; Magistrali et al., 2009). Adultos já foram registrados alimentando-se dos folíolos (principalmente os novos) de macaúba (*Acrocomia aculeata*) (Arecaceae), deixando as árvores completamente desfolhadas, apresentando apenas as nervuras centrais das folhas (Montoya et al., 2015).

Foi relatado causando danos em plantios jovens de eucalipto no Espírito Santo, na década de 90 (Zanuncio et al., 1993), mas ainda não houve registros de danos expressivos na cultura do eucalipto (Santos et al., 2008). Aproximadamente 100 ha de híbridos *E. urophylla* x *E. grandis* foram atacados por essa espécie de besouro em Andrelândia, Minas Gerais, em 2002 (Anjos & Majer, 2003; Fernandes & Anjos, 2004).

MANEJO

Controle mecânico

A catação manual pode ser viável em áreas pequenas ou em árvores urbanas, já que os besouros são relativamente grandes e de fácil localização (Corassa & Souza, 2014).

Resistência

Os adultos de *B. flavolineata* exibiram preferência para alimentarse em árvores de certos híbridos durante o surto em Andrelândia (Fernandes & Anjos, 2004). Isso sugere que existam materiais genéticos resistentes a esse inseto (Fernandes & Anjos, 2004).

Controle químico

O controle químico, com o uso de organofosforados como o acefato, diazinona e fentiona, já foi recomendado para combater essa praga em plantas de atemoia (Tokunaga, 2000). No passado, já foi utilizado DDT e BHC em surtos dessa praga em eucaliptos (Mariconi, 1956), porém ambos inseticidas estão proibidos há décadas por sua alta toxicidade. Em 2019, não havia nenhum produto registrado para o controle desse inseto (AGROFIT, 2019).

REFERÊNCIAS

- BERTI FILHO, E.; MENDES FILHO, J.M.A.; KRÜGNER, T.L. Pragas e doenças de *Eucalyptus* na região do Mato Grosso do Sul. Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais IPEF, Circular Técnica, n. 106, 12 pp., 1980.
- CORASSA, J.N.; SOUZA, R.M. Besouros desfolhadores em plantações florestais. In: CANTARELLI, E.B.; COSTA, E.C. (Eds.), Entomologia Florestal Aplicada, 1 ed., Editora da UFSM, Santa Maria, 2014.
- FERNANDES, L.C.; ANJOS, N. Ocorrência do besouro desfolhador *Bolax flavolineata* (Mannerheim, 1829) (Coleoptera: Scarabaeidae) em reflorestamento de eucalipto, no estado de Minas Gerais. In: Anais do XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado, 2004.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S.S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMINI, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. Entomologia Agrícola, FEALQ, 920 pp., 2002.
- MAGISTRALI, I.C.; ANJOS, N.; SOUZA, R.M.; DUARTE, C.L. Ocorrência de *Bolax flavolineata* (Mannerh.) (Coleoptera: Scarabaeidae) na Zona da Mata mineira. In: Anais do IX SIMPOS, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.
- MARICONI, F.A.M. Alguns besouros depredadores de eucaliptos na região de Piracicaba. O Biológico, v. 22, p. 1-14, 1956.
- MONTOYA, S.G.; MOTOIKE, S.Y.; KUKI, K.N.; OLIVEIRA, C.M.; HONÓRIO, I.G. Registro da presença e danos causados por coleópteros em macaúba. Pesquisa Florestal Brasileira, v. 35, n. 2, p. 159-162, 2015.
- SANTOS, C.R.; NETO, M.L.M.; NOGUEIRA, P.S.C.; HAJI, F.N.P. Produção de atemóia no submédio São Francisco. Comunicado Técnico: Embrapa Semiárido, v. 103, 10 pp., 2001.
- SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; PIRES, E.M. Pragas do eucalipto. Informe Agropecuário, v. 29, n. 242, p. 43-64, 2008.
- TOKUNAGA, T. A cultura da atemóia. Campinas: CATI, 2000. 80p. il., (CATI. Boletim Técnico; 233).
- ZANUNCIO, J.C.; BRAGANÇA, M.A.L.; LARANJEIRO, A.J.; FAGUNDES, M. Coleópteros associados a eucaliptocultura nas regiões de São Mateus e Aracruz, Espírito Santo. Revista Ceres, v. 41, n. 232, p. 584-590, 1993.

15.4.2 *Chalcodermus bicolor*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglmes@ufmg.br

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Chalcodermus bicolor Fiedler, 1936 (Coleoptera: Curculionidae)

Nome popular: podador-do-eucalipto

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, GO, MG

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero *Chalcodermus* Dejean, 1835 (Coleoptera: Curculionidae), ocorre com pelo menos 100 espécies no continente americano, 16 delas no Brasil, incluindo *Chalcodermus bicolor* (Cedeño, 2011).

Os adultos têm corpo curto e oval, com a cabeça e pernas pretas, élitros vermelho escuro com pontuações distribuídas irregularmente e espaçadas. O rosto é ligeiramente curvado e mais largo do que a cabeça e o protórax. As antenas são do tipo claviforme. Os élitros são quase duas vezes mais compridos do que largos (Cedeño, 2011). A diferenciação sexual de adultos é feita com base em um pré-mucro nas tíbias anteriores e medianas, que é mais desenvolvido e proeminente nas fêmeas. A razão sexual para *C. bicolor* é de 1 fêmea para 1,52 machos (Cedeño, 2011). Os adultos são de hábito noturno, permanecendo separados e imóveis abaixo das folhas, agarrados nos ramos, escondidos entre as folhas secas de ponteiros podados ou sob o solo durante o dia (Cedeño, 2011; Souza et al., 2011). Também apresentam o comportamento de tanatose.

O adulto realiza um corte reto nos ponteiros do hospedeiro, podendo decapá-lo completamente (Figura 1) ou o deixando dependurado (Souza et al., 2011). Esse dano é feito principalmente pelas fêmeas do podador (Cedeño et al., 2013).

Ponteiros principais e laterais podem ser podados, inclusive, em uma mesma planta (Souza & Silva, 2009). A fêmea realiza a postura durante a noite (Cedeño, 2011). Um orifício de postura com apenas um ovo é deixado pela fêmea logo abaixo de onde foi realizado o corte (Figura 1), na parte do ponteiro que permaneceu na planta, onde a larva irá se desenvolver (Souza et al., 2011). Esse comportamento difere das outras espécies do gênero.



Figura 1. Ponteiro de eucalipto cortado e com ovo do podador-do-eucalipto, *Chalcodermus bicolor* (Coleoptera: Curculionidae). Foto: Pedro Emílio Cedeño.

O ovo de *C. bicolor* tem forma elipsoide e oblonga, com córion transparente, de coloração branco e aspecto brilhante e liso, com média de 2,04 mm de comprimento e 0,99 mm de largura (Cedeño, 2011). O período médio de incubação é de 4.9 dias (Cedeño, 2011).

As larvas, após a eclosão, permanecem dentro da câmara feita pela fêmea do podador, dentro dos ponteiros de eucalipto, onde se alimentam primeiramente da parte superior da câmara e depois da parte inferior (Cedeño, 2011). A larva constrói galerias utilizando a mandíbula, e à medida que se desenvolve vai dirigindo do ápice para a base do ponteiro. O restante do material vegetal não consumido e as fezes ficam acumulados no fundo da galeria larval (Cedeño, 2011).

A larva tem corpo cilíndrico e um pouco curvado, do tipo curculioniforme, de coloração bege-claro, e escurece conforme passa de estágio. A cabeça é esclerotizada e de cor marrom-claro, mesma cor das mandíbulas. Os olhos são redondos e pretos (Cedeño, 2011). As larvas de *C. bicolor* passam por três instares larvais, variando de 0,69 mm de comprimento no primeiro até 7,02 mm no último (Cedeño, 2011). As larvas cessam a alimentação ao final do último instar, fazem um pequeno orifício para saída e se atiram ao solo, onde empupam (Cedeño, 2011; Souza et al., 2011).

O período pré-pupa dura em média 9,48 dias (Cedeño, 2011). A larva começa a escavar o solo utilizando as mandíbulas e entra dentro do orifício com auxílio dos últimos segmentos abdominais. A larva para de escavar quando atinge a profundidade adequada e pressiona o corpo contra o solo formando uma câmara pupal (Cedeño, 2011).

As pupas são do tipo exarata, com os apêndices do inseto adulto já visíveis e ficam a uma profundidade média de 1,88 cm abaixo do solo. As pupas são de cor bege-claro e escurece conforme chega perto do final desse estágio, que tem duração total em torno de 11,66 dias. O tempo decorrido entre o abandono do ponteiro e a emergência dos adultos é, em média, de 23,7 dias. Os adultos permanecem em média 5,5 dias dentro da câmara pupal após emergirem (Cedeño, 2011).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Este besouro causou injúrias em plantas de *Eucalyptus urophylla* x *E. grandis* na Bahia, Espírito Santo e Minas Gerais (Souza & Silva, 2009). O per-

centual médio de árvores atacadas em plantios na Bahia foi de 68% e a média de reinfestação foi de 38%, entre 2008 e 2009 (Souza & Silva, 2009). O percentual médio de ataque registrado em 2008 foi de 38,3, 16,8 e 15% para Caravelas e Alcobaça, na Bahia e Aracruz, no Espírito Santo, respectivamente, em árvores com dois a cinco meses de idade (Souza et al., 2011). Besouros do gênero *Chalcodermus* já foram registrados atacando culturas de *E. robusta*, *E. saligna* e *E. urophylla* (Berti Filho, 1981).

Árvores atacadas pelo podador-do-eucalipto tiveram crescimento em altura até 6% menor do que árvores não atacadas (Cedeño, 2011). O número médio de ramos podados por árvore pode chegar a 1,49 em algumas épocas do ano, podendo ocorrer até sete em uma mesma árvore (Cedeño, 2011). O ataque pode causar deformações nos troncos e perdas na qualidade e quantidade da madeira devido a bifurcações causadas pela perda de dominância apical após a poda dos ponteiros (Cedeño, 2011).

MANEJO

Controle mecânico

A catação manual foi testada para o podador-do-eucalipto e reduziu muito pouco a população deste inseto, comparado às áreas sem este método (Cedeño, 2011). A incidência do inseto nesses plantios passou de 15,4% para 3,57% e 0,37%, 60 e 90 dias após a catação, respectivamente (Cedeño, 2011). Não se recomenda o uso dessa técnica para controle de *C. bicolor* isoladamente, mas pode ser usada em um programa de manejo integrado dessa praga.

Controle biológico

Três espécies de vespas parasitoides do gênero *Euderus* Haliday (Eulophidae) e uma espécie do gênero *Eurydinoteloides* Girault (Pteromalidae) foram obtidas a partir de ponteiros de *E. urophylla* x *E. grandis* podados por *C. bicolor* na Bahia (Cedeño et al., 2017). O parasitismo médio desses parasitoides, principalmente por *Euderus* spp., foi de 56,7%, sugerindo que essas espécies possam ser utilizadas em programas de controle biológico do podador.

Controle químico

Os inseticidas Actara® 250 WG (tiametoxam, grupo neonicotinoide) nas concentrações de 200 e 400 g/ha, Confidor® 700 WG nas de 100, 200 e 400 g/ha e Mospilan® (acetamiprido, grupo neonicotinoide) a 400 g/ha foram eficientes no controle das larvas nos ponteiros em plantios de *E. urophylla* x *E. grandis* (Cedeño, 2011). Todos esses produtos foram efetivos no controle, na concentração de 100 g/ha, 30 dias após a aplicação.

REFERÊNCIAS

BERTI FILHO, E. Insetos associados a plantações de espécies do gênero *Eucalyptus* nos Estados da Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo. Tese, Departamento de Entomologia, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 177 pp., 1981.

CEDEÑO, P.E. Biologia e manejo de *Chalcodermus bicolor* Fiedler (Col.: Curculionidae: Molytinae), em plantios de eucalipto. Dissertação Mestrado, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 99 pp., 2011.

CEDEÑO, P.E.; ANJOS, N.; SOUZA, R.M.; ZAUZA, E.A.V.; COSTA, V.A. Himenópteros inimigos naturais, de *Chalcodermus bicolor* Fielder (Col: Curculionidae) em plantios de eucalipto na Bahia. In: Anais do XIII Simpósio de Controle Biológico – SICONBIOL, Bonito, Mato Grosso do Sul, 2013.

SOUZA, R.M.; SILVA, N.A. O besouro-podador-do-eucalipto, uma nova ameaça para a eucaliptocultura. In: Anais do IX Simpósio de Pós-Graduação, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

SOUZA, R.M.; ANJOS, N.; MAFIA, R.G.; SILVA, J.B. Primeiro registro de *Chalcodermus bicolor* (Coleoptera: Curculionidae) em plantios de eucalipto. *Ciência Rural*, v. 41, n. 4, p. 630-633, 2011.

15.4.3 *Coraliomela brunnea* e *Mecistomela marginata*

JOANA MARIA SANTOS FERREIRA¹

¹ EMBRAPA Tabuleiros Costeiros - CPATC, Av. Beira Mar, 3250, Bairro Sementeira, Caixa Postal: 25, CEP 49025-040, Aracaju, Sergipe, joana.ferreira@embrapa.br

Coraliomela brunnea (Thunberg, 1821) e *Mecistomela marginata* (Thunberg, 1821) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Nome popular: falsa-barata-do-coqueiro, falsa-barata-das-palmeiras, barata-do-coqueiro, lesma-do-coqueiro

Estados brasileiros onde foram registradas: AM, BA, MA, MG, MT, PA, PB, PE, PI, RJ, RN, RS, SE e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O adulto de *Coraliomella brunnea* é um besouro com élitros rugosos e de coloração vermelha, pronoto vermelho com uma listra preta no meio, segmentos abdominais pretos com ângulos vermelhos, antenas pretas e pernas vermelha e preta (Figura 1-A). O macho mede 23 mm de comprimento e 10 mm de largura em média, e a fêmea 25 mm de comprimento e 11 mm de largura (Ferreira & Morin, 1986). Os sexos são diferenciados pelo tamanho já que não apresentam dimorfismo sexual, sendo a fêmea ligeiramente maior. O adulto tem hábito diurno e capacidade de voo reduzida, podendo ser capturado manualmente, com bastante facilidade, mesmo quando acasalando. Ao ser capturado, libera um líquido amarelo-ouro pelo aparelho bucal, que pode ser uma ação de defesa. A fêmea coloca os ovos individualmente, sobre a face superior ou inferior dos folíolos das folhas mais novas e medianas, e os cobre com uma fina camada de muco que os adere à epiderme. O ovo de *C. brunnea* inicialmente é marrom claro e se torna esbranquiçado e lustroso próximo da eclosão, tem formato oval, convexo, e mede entre 7 mm a 7,3 mm de comprimento e 3mm a 3,5mm de largura (Ferreira & Morin, 1986).



Figura 1. Adultos das falsas-baratas *Coraliomela brunnea* (A) e *Mecistomela marginata* (B).



Figura 2. Larvas da falsa-barata *Coraliomela brunnea* em folíolos da folha-flecha do coqueiro.

A larva é achatada dorso ventralmente e ligeiramente convexa na região dorsal, possui corpo com 11 segmentos, tem coloração parda, é do tipo limaci-forme (formato de lesma) (Figura 2) e chega a atingir ao final de seu desenvolvimento em torno de 30mm de comprimento. Possui três pares de patas curtas e fortes nos três primeiros segmentos, com as quais migra quando pequena (primeiro ínstar), do local da eclosão para a folha central (folha-flecha) e, desta para as folhas mais baixas, ao final do seu desenvolvimento. Essas são as únicas ocasiões, em que a larva desloca-se em distâncias maiores na planta. No restante do ciclo larval, tem como habitat preferencial a folha-flecha, na qual fica abrigada entre os folíolos ainda fechados, alimentando-se dos tecidos tenros até o completo desenvolvimento e abertura da folha, quando então se transfere para a nova folha-flecha, e, assim, sucessivamente até completar seu ciclo. Ao migrar para as folhas mais velhas libera um líquido viscoso com o qual se prende pela extremidade final do abdômen, à parte dorsal e basal da raque do pecíolo, para se transformar em pupa.

A pupa é do tipo exarada, apresenta coloração marrom e permanece presa de cabeça para baixo na base da raque das folhas mais velhas até se transformar e sair o adulto (Ferreira & Morin, 1986).

O ataque de *C. brunnea* nas palmeiras é facilmente detectado. As folhas novas abertas a cada emissão foliar mostram os folíolos perfurados e na folha-flecha são encontrados dejetos úmidos, pequenos fragmentos cor de palha de seca de 2 mm a 3 mm de comprimento acumulados nas axilas das folhas.

O ciclo evolutivo de *C. brunnea*, em condições de campo, foi estimado em: incubação do ovo - 19 dias, período larval - 180 dias, período pré-pupal - 11 dias, período pupal - 20 dias e período de pré-oviposição - 34 dias, totalizando 264 dias (Ferreira & Morin, 1986). O ciclo dessa espécie também já foi estimado em seis meses (Bondar, 1940).

Mecistomela marginata (Figura 1-B) é um besouro semelhante, fenotipicamente, às diferentes espécies do gênero *Coraliomela*; também possui o corpo achatado dorso ventralmente, antenas setáceas, grossas em sua base, afinando-se gradualmente até o ápice, de comprimento superior comparado ao outro gênero, mas que difere na coloração. Possui corpo amarelo ou ligeiramente alaranjado, élitros de cor preta esverdeada, menos rugoso e contornados por uma faixa amarelada ou alaranjada mais ou menos simétrica; o pronoto é amarelo com uma faixa longitudinal contínua negro esverdeada. Possui pernas amarelas com ápice do fêmur, tíbias e tarsos negros, cabeça variando do amarelo ao alaranjado,

antenas, peças bucais e olhos negros; os adultos são besouros entre 28,0 e 32,0 mm de comprimento (Zorzenon, 2012). Aspectos da biologia e da ecologia de *M. marginata* e da flutuação populacional em relação aos fatores abióticos e às plantas hospedeiras apresentam certa semelhança aos já relatados para a *C. brunnea* (Macedo et al., 1994; Grenha et al., 2008).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Coraliomela brunnea é encontrada na Argentina, Bolívia, Paraguai e Brasil (Amazonas, Bahia, Maranhão, Mato Grosso, Pará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Rondonia, Sergipe e São Paulo) associada às palmeiras *Allagoptera arenaria*, *Arecastrum romanzoffianum*, *Cocos coronata*, *C. nucifera*, *C. schizophylla*, *C. vagans*, *Copernicia cerifera*, *Diplothemium maritimum*, *D. caudenses*, *Elaeis guineenses*, *Euterpe edulis*, *E. oleracea*, *Phoenix dactylifera*, *Syagrus coronata*, *S. oleraceae*, *S. romanzoffiana*, *S. schizophylla* e *S. vagans* (Andrade, 1926; Bondar, 1940; Schlottfeldt, 1944; Gonçalves, 1946; Sefer, 1961; Zorzenon et al., 1999; Cunha, 2004). É citada como importante praga de coqueiro jovem por vários autores (Lepesme, 1947; Silva et al., 1968; Ferreira; Morin, 1986; Ferreira et al., 1997; Gallo et al., 2002; Cunha et al., 2004).

Mecistomela marginata é encontrada no Brasil (Staines, 2012) e relatada nos estados da Bahia, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo e Distrito Federal nos seguintes hospedeiros: *A. romanoffianum*, *A. arenaria*, *Cocos botyophora*, *C. campestris*, *C. nucifera*, *Copernicia* sp., *Diplothemium* sp., *E. guineenses*, *Livistona chinensis*, *Livistona* sp., *Phoenix* sp. (Maulik, 1937; Schlottfeldt, 1944; Lepesme, 1947; Jolivet & Hawkeswood, 1995).

O dano das falsas-baratas *C. brunnea* e *M. marginata* é mais sério em palmeiras jovens por atrasar o desenvolvimento vegetativo e o início da fase de frutificação da planta. No Nordeste, *C. brunnea* é considerada praga importante do coqueiro jovem na sua fase pré-produtiva (Ferreira & Morin, 1986) e no Sudeste e no Sul do país, também, no coqueiro em produção (Ferrari, 1994; Cunha et al., 2004), onde se chegou a encontrar, no estado do Paraná (região Noroeste), até 55 larvas/planta causando danos severos em coqueiro adulto (Cunha et al., 2004). No coqueiro jovem, é comum encontrar plantas com mais de dez larvas em diferentes instars na folha-flecha, o que pode ocasionar a morte da planta

(Ferreira & Morin, 1986).

Em média, as palmeiras emitem uma folha a cada 20 ou 30 dias. A larva de *C. brunnea* e de *M. marginata* permanece alojada, durante todo seu desenvolvimento, entre os folíolos ainda fechados da folha-flecha. Ao se alimentar, faz cortes ovalados e longitudinais no sentido do comprimento dos folíolos, sem atingir suas bordas. Quando a folha abre, os folíolos encontram-se todos perfurados em simetria, formando um “v” invertido (Figura 3). O ataque das duas espécies nas palmeiras progride de cima para baixo, e a cada emissão foliar a nova folha já abre danificada. A intensidade do dano na palmeira jovem depende da densidade e estágio larval presente na folha flecha. A redução provocada na área foliar compromete as trocas gasosas, e, conseqüentemente, a fotossíntese e a transpiração, o que atrasa o desenvolvimento vegetativo e o início de frutificação da planta, e pode levar a palmeira jovem à morte. Os adultos dessas espécies alimentam-se do parênquima foliar, traçando uma linha reta de 5 a 20 cm de comprimento e 1 a 1,5 mm de largura no sentido paralelo à nervura central dos folíolos que, com a ação do vento, partem-se em tiras (Bondar, 1940; Ferreira & Morin, 1986; Ferreira et al., 1997) comprometendo a fotossíntese e a transpiração da planta.



Figura 3. Dano causado pela larva das falsas-baratas *Coraliomela brunnea* e *Mecistomela marginata* na folha-flecha de palmeiras.

O fato das plantas hospedeiras terem ciclo perene e as falsas-baratas um ciclo evolutivo longo, favorece a ocorrência quase constante das populações des-

sas espécies durante o ano, com picos mais relevantes nos períodos quentes e de umidade relativa elevada. Estudo sobre a flutuação populacional da espécie *C. brunnea* em coqueiro na região Noroeste do Paraná registrou maior população de adultos e larvas nos meses mais quentes do ano (Cunha et al., 2004). Adultos de *M. marginata* são encontrados durante todo o ano em *A. arenaria* (Areceaceae) em duas restingas do Rio de Janeiro, mas não responderam diretamente às mudanças de temperatura e precipitação (Grenha et al., 2008). Entretanto, o tamanho da planta foi fator decisivo na escolha da hospedeira pela fêmea, uma vez que o maior número de adultos foi encontrado em plantas maiores, ou seja, as com potencial de assegurar alimento pelo longo período de desenvolvimento das larvas.

MANEJO

Controle mecânico

As larvas de *C. brunnea* e *M. marginata*, devido aos seus tamanhos, forma e localização na planta, podem ser facilmente controladas através da catação manual. Procedimento que pode ser viabilizado apenas em palmeiras jovens e ainda de porte baixo, em que as larvas podem ser retiradas da folha-flecha, com o auxílio de um arame rígido com a ponta ligeiramente curvada e fina. A catação manual é estendida também aos adultos, pela mobilidade e capacidade de voo baixas, e facilidade com que são capturados nas plantas.

Resistência

Poucos são os relatos de palmeiras resistentes à ação das falsas-baratas. Estudos conduzidos com seis acessos de coqueiro-anão do Banco Ativo de Germoplasma de Coco, SE, sendo um acesso de coqueiro-anão-verde, três de coqueiro-anão-vermelho e dois de coqueiro-anão-amarelo, mostraram que todos os genótipos testados foram em maior ou menor grau suscetíveis ao ataque de *C. brunnea*, independentemente da estação do ano - seca ou chuvosa - em que foram avaliados (Thierry et al., 2008). Resultados semelhantes foram obtidos em avaliação de 10 híbridos de coqueiro, (coqueiro-anão x coqueiro-gigante), dos quais 3 são nativos e 7 exóticos. Os híbridos exóticos e o acesso de coqueiro-anão-verde do Brasil foram os que mostraram menor suscetibilidade a

C. brunnea quando comparado aos demais genótipos de coqueiro (Barbosa & Tupinambá, 2006).

Controle biológico

Há relatos da ação de microhimenópteros da família Eulophidae sobre ovos de *C. brunnea*, sendo uma espécie do gênero *Tetrastichus* e duas do gênero *Closterocerus* (Ferreira & Morin, 1986). *Chrysocharodes rotundiventris* (Hymenoptera: Eulophidae) já foi registrada parasitando os ovos de *M. marginata* (Macêdo et al., 1990). Pouco se conhece, na literatura, sobre a ocorrência de microrganismos no controle natural das falsas-baratas. O fungo *Beauveria bassiana* teve efeito letal em larvas e adultos de *C. brunnea* em laboratório (Ferreira et al., 2002). Adultos de *C. brunnea* foram encontrados infectados naturalmente por *Metarhizium anisopliae* em lavouras de coqueiro-anão no noroeste do Paraná (Cunha et al., 2008). A ação do isolado CG432 de *B. bassiana* e UEL50 de *M. anisopliae* foi testada sobre larvas de *C. brunnea*, em laboratório, e demonstraram que apenas o isolado de *M. anisopliae* foi patogênico às larvas causando uma mortalidade de 85% quando testado na suspensão 1×10^8 conídios/mL (Cunha et al., 2008).

Controle químico

Há poucas informações sobre agrotóxicos para uso no controle das falsas-baratas. Essas espécies são de fácil controle, mas novas moléculas químicas precisam ser testadas e comprovadas eficientes na redução de suas populações no campo. Agrotóxicos de ação de contato e ingestão são os mais indicados, considerando o hábito alimentar e o nicho ocupado pelas larvas na planta (folha flecha). Os produtos metil paration a 0,06%, carbaril a 0,12% e outros foram testados e obtiveram uma eficiência superior a 90% no controle das larvas de *C. brunnea*, em apenas uma aplicação e mais tarde a deltametrina a 0,025% (Ferreira & Morin, 1986). O jato da calda foi direcionado para as folhas novas, principalmente, para a folha flecha, preservando, dessa forma, os inimigos naturais (parasitoides) que atuam sobre ovos encontrados nas folhas novas e nas medianas da planta. Convém ressaltar a falta no mercado de produtos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA, para uso no controle das falsas-baratas, bem como de pesquisas mais recentes face ao grande desinteresse das indústrias químicas em relação ao registro de agrotóxicos para essas espécies. É importante, na implantação de novas áreas florestais, ou

na recuperação de áreas florestais degradadas e que tenham palmeiras em sua composição, que o uso dos defensivos seja limitado apenas às áreas severamente infestadas.

REFERÊNCIAS

ANDRADE, E. N. 1926. Contribuição para o estudo da entomologia florestal paulista. Boletim de Agricultura São Paulo 1926: 66-72.

BARBOSA, M. A.; TUPINAMBÁ, M.D. de. Avaliação de genótipos de coqueiro, *Cocos nucifera* (L.) quanto à infestação da falsa barata, *Coraliomela brunnea* Thunberg (1821) (Coleoptera: Chrysomelidae) no Estado de Sergipe. Aracaju: Embrapa- CPATC, 2006. 10p. (Embrapa-CPATC. Circular Técnica, 43).

BONDAR, G. Insetos nocivos e moléstias do coqueiro (*Cocos nucifera* L.) no Brasil. Salvador: Tipografia Naval, 1940. 156p.

CUNHA, F. Controle da falsa-barata-do-coqueiro *Coraliomela brunnea* (Coleoptera: Chrysomelidae) e da lagarta-do-coqueiro *Brassolis sophorae* (Lepidoptera: Nymphalidae) por fungos entomopatogênicos e flutuação populacional de *C. brunnea* em coqueiro anão no Noroeste do Paraná. Universidade Estadual de Maringá, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Dissertação. Maringá, PR, 2006, 84p.

CUNHA, F., MENEZES JR, A. O., VIDA, J.B. Infestação da barata-do-coqueiro *Coraliomela brunnea* (Coleoptera: Chrysomelidae) em cultura de coqueiro-anão (*Cocos nucifera*) na região norte do Paraná. In. IV Mostra Acadêmica de Trabalhos de Agronomia. Resumos... p. 41. 2004.

CUNHA, F.; DEPIERI, R.A.; NEVES, P.M.O.J.; VIDA, J.B.; MENEZES-JUNIOR, A.O. Patogenicidade dos fungos *Beauveria bassiana* (bals.) vuill. (cg 432) e *Metarhizium anisopliae* (metsch.) sorok (uel50) em larvas de *Coraliomela brunnea* Thunb. (Coleoptera: Chrysomelidae). Arq. Inst. Biol., São Paulo, v.75, n.3, p.293-300, 2008.

FERRARI, E. 1994. O coqueiro-da-baía no planalto Paulista. Secretária de agricultura e abastecimento – Boletim Técnico nº209. 16 p.

FERREIRA, J.M.S.; MORIN, J.P. A barata-do-coqueiro *Coraliomela brunnea* Thunb. (Coleoptera: Chrysomelidae). Aracaju: Embrapa-CNPCo, 1986. 10p. (Embrapa-CNPCo. Circular Técnica, 1).

FERREIRA, J.M.S.; LIMA, M.F.DE; SANTANA, D. L. Q.; MOURA, J.I.L. SOUZA, L. A. DE. Pragas do coqueiro. In: FERREIRA, J. M. S.; WARWICK, D. R. N.; SIQUEIRA, L.A. (eds.). A Cultura do coqueiro no Brasil. 2. Ed. rev. e ampl. – Brasília – SPI; Aracaju: Embrapa – CPATC, 1997. p. 189 – 267.

FERREIRA, J.M.S.; DE ARAÚJO, R.P.C.; SARRO, F.B. Táticas de manejo das pragas. In: FERREIRA, J. M. S., Eds. Coco: Fitossanidade. Embrapa Tabuleiros Costeiros (Aracaju, SE). – Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2002. 136p. il; (Frutas do Brasil; 28).

GRENHA, V.; MACÊDO, M. V. DE; MONTEIRO, R. F. Population fluctuation of *Mecistomela marginata* (Chrysomelidae: Cassidinae). In: Research on Chrysomelidae. Pierre Jolivet; Jorge Santiago-Blay; Michel Schmitt (eds). Brill, Leiden-Boston, v.1, 320-333, 2008.

GALLO, D., NAKANO, O.; NETO, S.S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. Entomologia agrícola. Piracicaba, FEALQ, 920p. 2002.

GONÇALVES, C. R. Males da carnauba no Ceará e no Piauí. Boletim Fitossanitário v. 3 (3-4), p. 145-170, 1946.

JOLIVET, P.; HAWKESWOOD, T. J. Host-plants of Chrysomelidae of the world. Backhuys Publishers, Leiden. 281 pp. 1995.

LEPESME, P. Les insectes des palmiers. Paul Lechevalier, Paris. 903 pp., 1947.

MACÊDO, M. V. D.; SANTIS, L.D.; MONTEIRO, R. F. 1994. *Chrysocharodes rotundiventis* De Santis, sp. N (Eulophidae), um parasitoide forético, com notas sobre sua ecologia e comportamento. v. 34, p. 637-641, 1990.

MACÊDO, M. V. D.; MONTEIRO, R. F.; LEWINSOHN, T. M. Biology and ecology of *Mecistomela marginata* (Thunberg, 1821) (Hispiinae: Alurnini) in Brazil. In: Novel aspects of the biology of Chrysomelidae. P. H. Jolivet, M. L. Cox., E. Petitpierre (eds.). Kluwer Academic Publishers. p. 567-571. 1994. 582 p.

MAULIK, S. Distributional correlation between Hispine beetles and their host plants. Proceedings of the Zoological Society of London, Ser. A:1, p. 29 159, 1937.

SCHLOTTFELDT, C. S. Insetos encontrados em plantas cultivadas e comuns. Viçosa, Minas Gerais. Revista Ceres. v.6 (32), p. 108-127, 1944.

SEFER, E. Catalogo dos insetos que atacam as plantas cultivadas da Amazônia. Boletim Técnico Instituto Agrônomico do Norte. v.43: p. 23-53, 1961.

SILVA, A.G. da; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M. do N.; SIMONI, L. de. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Rio de Janeiro: Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Parte II, Tomo 1. 1968, 622p.

STAINES, C. L. Tribe Alurnini. Catalog of the hispines of the world (Coleoptera: Chrysomelidae: Cassidinae), 2012. http://entomology.si.edu/Collections_Coleoptera.html

THIERRY, S. ; FERREIRA, J.M.S. ; PEDROSO, G.T. ; GOIS, S.S. ; RAMOS, S.R.R. Avaliação da incidência da barata-do-coqueiro *Coralimela brunnea* Thum. (Coleoptera: Chrysomelidae) em diferentes acessos de coqueiro anão do banco ativo de germoplasma de coco.. In: II Simpósio Brasileiro de Recursos Genéticos, 2008, Brasília. Anais do II Simpósio Brasileiro de Recursos Genéticos. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2008. p. 404-404.

VIEIRA, A. *Mecistomela corallina* versus *Phoenix dactylifera*. Boletim de Secretaria de Agricultura, Indústria e Comércio (Bahia) 49 (12): 26-30, 1952.

ZORZENON, F. J.; BERMANN, E. C. ; BICUDO, J. E. A. Ocorrência de espécies e variedades do gênero *Coralimela* Jacobson (Coleoptera, Chrysomelidae) em cultura de palmeiros *Euterpe edulis* Mart. e *Euterpe oleracea* Mart. (Palmae) no Brasil. Arquivos do Instituto Biológico (São Paulo) v. 66 (1): p. 143-146, 1999.

ZORZENON, F. J. Pragas das palmeiras ornamentais e industriais II: Falsa-barata-das-palmeiras. Centro de P & D de Sanidad Vegetal 179. Secretaria de Agricultura e Abastecimento, Sao Paulo, Brasil. http://www.biológico.sp.gov.br/artigos_ok.php. 2012.

15.4.4 *Costalimaita ferruginea*

DIEGO ARCANJO DO NASCIMENTO¹

¹Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Departamento de Proteção Vegetal, Avenida Universitária, nº 3780 – CEP 18610-034, Botucatu, São Paulo. diego_acj@hotmail.com

Costalimaita ferruginea (Fabricius, 1801) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Nome popular: besouro-amarelo, besouro-amarelo-do-eucalipto, vaquinha-amarela, coleóptero-do-algodoeiro, cascudinho, besouro-amarelo-do-algodoeiro.

Estados brasileiros onde foi registrada: AC, BA, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PR, RN, SP, TO.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Crysomelidae é uma das maiores famílias de besouros em número e variedade de espécies, representada por insetos com cabeça totalmente ou parcialmente encaixada no protórax, antenas curtas, geralmente, com 11 segmentos clavados ou capitados, fitófagos, coloridos e brilhantes (Gallo et al., 2002). Alimentam-se de plantas nos estágios larvais ou adulto, em que, na maioria das espécies, os adultos consomem folhas, flores ou frutos (Fujihara et al., 2011).

A fêmea adulta do besouro-amarelo deposita seus ovos no solo, onde o inseto desenvolverá até a fase de pupa. Cada postura tem, em média, 90 ovos de coloração amarela e brilhante, com período embrionário variando de oito a 10 dias (Kassab et al., 2011; Anjos & Majer, 2003). Os ovos do besouro-amarelo são alongados e amarelados, quando recém depositados, e branco-leitosos após o quarto dia, são de córion liso, membranoso, brilhante e resistente à compressão. Possuem, em média, 0,77 mm de comprimento e 0,32 mm de largura, podendo variar conforme as condições que o inseto é mantido. Existem espaços vazios no interior dos ovos, onde, após o nono dia de vida, o inseto movimenta as mandíbulas.

As larvas eclodem entre o nono e décimo dia, geralmente, durante a noite, com viabilidade média de 87% (Anjos, 1992). Larvas recém-eclodidas possuem coloração amarelo-clara, de comprimento médio de 1,23 mm, aos dois dias de vida. No segundo ínstar, pode chegar a 1,95 mm de comprimento e 0,70 de largura. Nesse estágio, alimentam-se de raízes e matéria orgânica do solo. A planta hospedeira das larvas nem sempre é a mesma do inseto adulto (Costa et al., 1988; Pires et al., 2013).

Os adultos medem entre 5,7 e 6,3 mm de comprimento e 3,5 a 3,9 mm de largura, para machos e fêmeas, respectivamente. Adultos têm forma elíptica, antenas longas, coloração amarelo-clara brilhante, olhos pretos, com pontuações escuras no élitro (Figura 1) (Costa et al., 2008). Fêmeas adultas são dorsalmente amareladas e ventralmente alaranjados e machos alaranjados a negros. O dimorfismo sexual é observado pelo formato dos tarsômeros em insetos adultos: fêmeas têm formato triangular e os dos machos são em forma retangular (Anjos, 1992). A razão sexual é de dois machos a cada três fêmeas, e os machos possuem menor peso e menor tempo de vida em relação às fêmeas (Anjos & Majer, 2003).



Figura 1. Adultos de *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae) em folhas de eucalipto.

Adultos emergem no fim do dia e com grande atividade durante o período noturno (Anjos & Majer, 2003). Aglomeram-se entre as folhas das plantas, ao entardecer caminham para a parte superior das árvores para iniciar o cortejo nupcial. No escurecer, inicia-se a revoada dos insetos e tem início a cópula, durando cerca de 3,4 a 13 minutos. As fêmeas copuladas realizam apenas uma postura no solo ou na parte abaxial das folhas, nos meses de novembro a dezembro com apenas uma geração por ano (Anjos, 1992).

Adultos do besouro-amarelo utilizam árvores jovens e adultas como hospedeiras, alimentando-se de ponteiros, folhas tenras, roendo a casca de ramos novos (Figura 2). A alimentação provoca perfurações nas folhas, que ficam com aspecto rendilhado, devido à raspagem (Anjos, 1992).





Figura 2. Danos provocados por adultos de *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae) em *Eucalyptus* sp.





Figura 3. Copa de árvores adultas de *Eucalyptus* sp. com aspecto rendilhado devido ao ataque de *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae) (A) e folhas jovens atacadas com aspecto seco e enroladas (B).

Em grandes surtos, as árvores ficam todas rendilhadas (Figura 3-A). As folhas jovens secam e ficam enroladas (Figura 3-B), enquanto as folhas velhas permanecem verde. A desfolha ocorre, geralmente, da parte de cima para baixo da copa das árvores (Anjos, 1992).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Costalimaita ferruginea está distribuído, praticamente, em todo o território brasileiro, atacando culturas como o abacateiro, algodoeiro, araçá, batata-doce, cafeeiro, cajueiro, cana-de-açúcar, capim-marmelada, eucalipto, feijoeiro, goiabeira (Figura 4), grumixameira, jaboticabeira, jambo, jambolão, juazeiro, macieira, mufumbo, manacá, mangueira, pitangueira, quiabo, soja, videira e essências florestais como acácias, eucaliptos, palmeiras, pinus e seringueira (Silva et al., 1968; Buzzi, 2002; Anjos & Majer, 2003; Corassa & Souza, 2014).



Figura 4. *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae) se alimentando de goiabeira (*Psidium guajava*) (Myrtaceae).

Estes insetos, pelo hábito polífago, possuem potencial para serem distribuídos em vários habitats, além de aumentarem a importância econômica com a expansão dos reflorestamentos com eucalipto (Mezzomo et al., 1998). O besouro-amarelo é considerada praga-chave de mudas e plantios jovens de eucalipto. Os adultos roem as partes apicais tenras, incluindo o ponteiro principal (Corassa & Souza, 2014) causando, em alguns casos, a perda de dominância e brotações laterais. Surtos de besouros desfolhadores são recorrentes durante à noite, devido à temperatura amena e à fuga de predadores. Durante o dia, os besouros são facilmente encontrados na parte abaxial das folhas, aglomerados para evitarem a exposição a insolação. Com a aproximação de alguma ameaça, lançam-se ao solo ou voam para outra árvore.

As injúrias causadas promovem redução no crescimento, comprometem a qualidade e a sanidade da madeira, e o controle da praga onera a produção (Montes et al., 2012). Quando infestam a planta, os adultos apresentam comportamento de agregação durante a alimentação, sempre no terço superior das árvores. As folhas danificadas apresentam aspecto rendilhado e perdem água

pelas bordas dos orifícios, causando um excesso de transpiração, resultando em ressecamento e consequente murcha (Costa et al., 2008) afetando negativamente o processo fotossintético da planta.

Os danos causados são mais severos em talhões próximos à vegetação nativa (Dias et al., 2018) e em períodos chuvosos, reduzindo a intensidade, conforme o plantio afasta-se de pastagens (Arnhold & Gonçalves, 2010). Os maiores danos são registrados em plantas jovens e em rebrotas (Figura 5), uma vez que ambos são sensíveis a desfolhas sucessivas (Lunz & Azevedo, 2011).



Figura 5. Árvore jovem de eucalipto com a parte apical da copa atacada por *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae).

Esses insetos podem danificar o ponteiro apical, causando perda de dominância, envassouramento, tortuosidade do fuste, brotações laterais na base do tronco, com a presença de galhos grossos (Mendes, 2004). A desfolha pelo besouro-amarelo em 75% ou mais pode impedir o desenvolvimento das árvores, causando, até mesmo, a morte em alguns casos (Anjos & Majer, 2003). Plantios de *E. grandis*, atacados pelo besouro-amarelo, apresentaram redução de 14% em diâmetro e 7,69% em altura, reduzindo o volume de madeira em 33% (Anjos & Majer, 2003). Com apenas um desfolhamento, os danos causados por este inseto podem superar 140 m³ de madeira por hectare (Corassa e Souza, 2014). Os ataques do besouro-amarelo podem aumentar a conicidade do fuste, à medida que aumenta a infestação, além da perda na produção de madeira (Mendes, 2004).

Costalimaita ferruginea apresenta preferência pelas espécies *Corymbia citriodora*, *C. torelliana*, *E. cloeziana*, *E. grandis*, *E. urophylla*, *E. maculata*, *E. resinifera*, *E. propinqua*, *E. paniculata*, *E. pilularis* e híbridos de *E. urophylla* x *E. grandis*. *Eucalyptus camaldulensis*, *E. microcorys* e *E. terenticornis* são consideradas resistentes (Corassa e Souza, 2014).

As injúrias provocadas pelo besouro-amarelo podem inviabilizar a produção de mudas em viveiros, conforme a intensidade e a frequência, podendo causar até mesmo a morte, afetando diretamente o planejamento do plantio (Mafia et al., 2014). Ataques desses insetos em mudas recém-plantadas já obrigaram o replantio de cerca de 50% das mudas no campo, como observado no Mato Grosso do Sul e Paraná (Anjos, 1992; Corassa e Souza, 2014).

O besouro-amarelo é um desafio para os entomologistas brasileiros, por ser uma praga de importância econômica para diversas culturas. Entretanto, pouca informação está disponível sobre métodos de controle (Anjos & Majer, 2003).

MANEJO

O manejo do besouro-amarelo é difícil, uma vez que o estágio larval desenvolve-se no solo, alimentando das raízes de plantas que, geralmente, não são aquelas atacadas pelos adultos. Uma avaliação econômica dos danos e dos riscos permite obter uma análise para a tomada de decisão em relação ao combate, bem como o melhor método de controle para cada situação (Anjos & Majer, 2003).

Monitoramento

Antes de adotar qualquer estratégia de manejo, é imprescindível que a área seja monitorada e amostrada. É necessário identificar os locais infestados, genótipos resistentes, idade suscetível dentre outros aspectos relevantes (Anjos & Majer, 2003). Para tal, pode-se realizar o método dos transectos em linha, selecionando aleatoriamente 3% das linhas do talhão e contando o número de plantas na linha e quantas foram atacadas por besouros desfolhadores (Carrano-Moreira, 2014). Em áreas em que a vegetação anterior era composta de gramíneas, o monitoramento da praga deve ser rigoroso, pois os plantios nesses locais podem ser atacados. O monitoramento deve ser feito, principalmente, nos meses de maior precipitação, quando ocorrem os maiores picos populacionais dessa praga.

Controle silvicultural

Neste método, utiliza-se plantas suscetíveis como armadilha, com intuito de atrair os insetos adultos para uma área longe daquela com interesse comercial. No caso do besouro-amarelo, recomenda-se deixar os brotos na planta pelo menos dois meses antes do aparecimento dos adultos, retirando-os somente após a diminuição da população. Assim, os insetos podem se alimentar desses brotos, que são preferíveis às mudas plantadas (Anjos & Majer, 2003).

Resistência

Uma das opções viáveis para um programa de manejo de pragas de eucalipto é utilizar árvores resistentes, que convivam com insetos, assim como muitos outros organismos em um ecossistema (Anjos & Majer, 2003). Espécies de eucalipto como *E. camaldulensis*, *E. tereticornis* e *E. microcorys* possuem certo grau de resistência ao ataque do besouro-amarelo (Anjos, 1992).

Controle biológico

Não existem inimigos naturais indicados para controle do besouro-amarelo. Embora a ocorrência de fungos patogênicos e predadores tenha sido relatada (Anjos, 1992), o uso desses agentes ainda é incipiente. A falta de estudos para controle biológico do besouro-amarelo faz com que o uso de inseticidas seja uma das poucas opções para controle (Anjos, 1992). Recomenda-se a manutenção do sub-bosque não competitivo nas entrelinhas de plantios, para que seja abrigo de inimigos naturais (predadores e parasitoides).

Controle químico

Não existem inseticidas registrados para controle desse besouro em nenhuma espécie hospedeira. Quando o controle for imprescindível devido à severidade do ataque da praga na planta, pode-se optar por inseticidas fosforados que atuam por contato ou ingestão. Piretroides são recomendados como forma de controle em plantios florestais, desde que a aplicação coincida com a época de ocorrência dos adultos, evitando repetições (Carrano-Moreira, 2014).

Aplicação de inseticidas químicos no campo é feita via pulverização em volume moderado ou baixo, evitando os períodos quentes do dia. Em viveiros, a aplicação pode ser realizada mais de uma vez, portanto, é necessário planejamento para evitar problemas ambientais (Anjos & Majer, 2003). A aplicação do inseticida Neenmax[®], produto orgânico, formulado com óleo extraído do nim-indiano (*Azadirachta indica*) (Meliaceae), também pode ser usada no controle de crisomelídeos (Rodriguez et al., 2013).

O tratamento químico é utilizado em quase 50% das ocorrências do besouro-amarelo em plantios florestais do Brasil. Esse número pode ser reduzido para 10% em locais onde um sistema de monitoramento é executado (Anjos, 1992). O controle químico deve ser limitado às infestações muito intensas, principalmente, em plantios novos, que justifiquem seu uso (Anjos & Majer, 2003).

REFERÊNCIAS

- ANJOS, N. 1992. Taxonomia, ciclo de vida e dinâmica populacional de *Costalimaita ferruginea* (Fabr., 1801) (Coleoptera: Chrysomelidae), praga de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae). Piracicaba, SP. Tese de Doutorado. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz - ESALQ, 165 p.
- ANJOS, N.; MAJER, J. D. Leaf-eating Beetles in Brazilian eucalypt plantations. Curtin: School of Environmental Biology, 2003. 33p. (Bulletin 23).
- ARNHOLD, A.; GONÇALVES, D. Ocorrência de *Costalimaita lurida* (Lefèvre 1891) (Coleoptera: Chrysomelidae) em *Eucalyptus* spp. em Minas Gerais. Pesquisa Florestal Brasileira, v. 30, n. 63, p. 257, 2010.
- BUZZI, Z.J. 2002. Entomologia didática. Curitiba, EDUFPR, 347 p.
- CARRANO-MOREIRA, A. F. Manejo Integrado de Pragas Florestais. São Paulo: Technical Books, 2014, 349p.
- CORASSA, J.N.; SOUZA, R.M. Besouros desfolhadores em plantações florestais. In: Edison Bisognin Cantarelli; Ervandil Corrêa Costa. (Org.). Entomologia Florestal Aplicada. 1ed. Santa Maria: editora UFSM, 2014, v. 1, p. 123-144.
- COSTA, C.; VANIN, S.A; CASARI-CHEN, S.A. 1988. Larvas de Coleoptera do Brasil. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 282p.
- COSTA, E.C.; D'AVILA, M.; CANTARELLI, E.B.; MURARI, A.G.; MANZONI, C.G. Entomologia Florestal, Santa Maria-RS: Ed. UFSM, 2008. 240 p.

DIAS, T. K. R.; PIRES, E. M.; SOUZA, A. P.; TANAKA, A. A.; MONTEIRO, E. B.; WILCKEN, C. F. The beetle *Costalimaita ferruginea* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Eucalyptus plantations in transition area of Amazon and Cerrado Biomes. *Brazilian Journal of Biology*, v. 78, n. 1, p. 47-52, 2018.

FUJIHARA, R. T.; ORTI, L. C.; AMEIDA, M. C.; BALDIN, E. L. L. (Ed.). Insetos de importância econômica: guia ilustrado para identificação de famílias. Botucatu: FEPAF, 2011, 391p.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C.; BERTI-FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. *Entomologia Agrícola*. Piracicaba: Fealq, 2002. 920p.

KASSAB, S. O.; MOTA, T. A.; PEREIRA, F. F.; FONSECA, P. R. B. Primeiro relato de *Costalimaita ferruginea* (Fabricius, 1801) (Coleoptera: Chrysomelidae) em eucalipto no estado do Mato Grosso do Sul. *Ciência Florestal*, v. 21, n. 4, p. 777-780, 2011.

LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R. D. Caracterização da ocorrência do besouro-amarelo, *Costalimaita ferruginea* (Fabricius) (Coleoptera: Chrysomelidae), em plantios de Eucalipto no Pará. Belém: Embrapa. 5 p. Comunicado Técnico, no. 229.

MAFIA, R.G.; PETRILLI, J.E.M.; CORASSA, J.N. Análise comparativa dos surtos e danos causados pelos besouros desfolhadores *Costalimaita ferruginea* (Fabricius, 1801) e *Costalimaita lurida* (Lefèvre, 1891) (Coleoptera: Chrysomelidae) em plantios de eucalipto. *Revista Árvore*, v.38, n.5, p.829-836, 2014.

MENDES, J.E.P., 2004. Efeitos do ataque de *Costalimaita ferruginea* (Fabr.) (Coleoptera: Chrysomelidae) sobre crescimento e produção de *Eucalyptus grandis* (Hill ex Maiden). Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Viçosa. 61p.

MEZZOMO, J. A.; ZANUNCIO, J. C.; BARCELOS, J. A. V.; GUEDES, R. N. C. Influência de faixas de vegetação nativa sobre Coleoptera em *Eucalyptus cloeziana*. *Revista Árvore*, v. 22, n. 1, p. 77, 1998.

MONTES, S.M.N.M.; SATO, M.E.; RAGA, A.; CERÁVOLO, L.C. Avaliação de danos de adultos de *Costalimaita ferruginea* (Fabricius) (Col.: Chrysomelidae) em *Eucalyptus* spp. na região de presidente prudente, SP. *Arq. Inst. Biol.*, v.79, n.3, p.431-435, 2012.

PIRES, E. M.; CORASSA, J. N.; BARRETO, M. R.; SOARES, M. A. New Report of *Costalimaita ferruginea* Fabricius (Coleoptera: Chrysomelidae) on *Eucalyptus* sp. (Myrtaceae) in Sinop-Mato Grosso, Brazil. *EntomoBrasilis*, v. 6, n. 1, p. 89-90, 2013.

RODRIGUEZ, C. A.; CHAGAS, E. A.; ALBUQUERQUE, T. C. S.; SAKAZAKI, R. T.; ARAUJO, M. D. C. R.; QUEIROZ, F. B. D.; SOUZA, A.G.; CHAGAS, P. C. Relato do controle de Crisomelídeos no campo experimental de camu-camu da Embrapa Roraima-Brasil. *Scientia Agropecuaria*, v. 4, n. 4, p. 325-330, 2013.

SILVA, A. G. D'A.; C. R. GONÇALVES, D. M. GALVÃO, A. J. L. GONÇALVES, J. GOMES, M.N. SILVA.; L. SIMONI. 1968. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Tomo 1, pt. 2. Rio de Janeiro, Min. Agric., 622p.

15.4.5 *Costalimaita lurida*

ALEXANDRE ARNHOLD¹ & DINARTE GONÇALVES²

¹Centro de Pesquisas do Cacau – Laboratório de Mirmecologia, Rodovia Ilhéus – Itabuna, Km 22, Ilhéus, Bahia, Brasil. alexarnhold@yahoo.com.br

²Universidade do Vale do Taquari - UNIVATES, Laboratório de Acarologia. Avenida Avelino Talini - Lajeado, Rio Grande do Sul, Brasil. dinartegoncalves@gmail.com

***Costalimaita lurida* (Lefèvre, 1891) (Coleoptera: Chrysomelidae)**

Nome popular: besouro-verde-do-eucalipto, besouro-rendeiro

Estados brasileiros onde foi registrada: MG, ES e BA.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos apresentam corpo com formato elíptico, ligeiramente convexo; possui superfície lisa, glabra e com pontuações finas e rasas, longitudinais nos élitros e esparsas no pronoto e cabeça (Figura 1); corpo com coloração verde escura e metálica, com pernas e antenas claras, apresentando tons de amarelo com as extremidades mais escuras. Sua cabeça possui superfície lisa e lustrosa com pontuações rasas e desordenadas, fica retraída parcialmente no pronoto sendo parcialmente visível em vista dorsal. Os olhos são negros e protuberantes, mais largos na extremidade superior do que na inferior e suas antenas possuem 11 segmentos, ultrapassando a metade do corpo, porém nunca atingindo o comprimento total do corpo. Estes insetos procuram a parte de baixo das folhas para se proteger do calor nas horas mais quentes do dia e se alimentam preferencialmente no final da tarde (Arnhold & Gonçalves, 2010). Também apresentam o comportamento de se jogar ao solo ou voar para árvores próximas com a aproximação de alguma ameaça. A forma e a biologia da fase juvenil ainda não foram descritas.

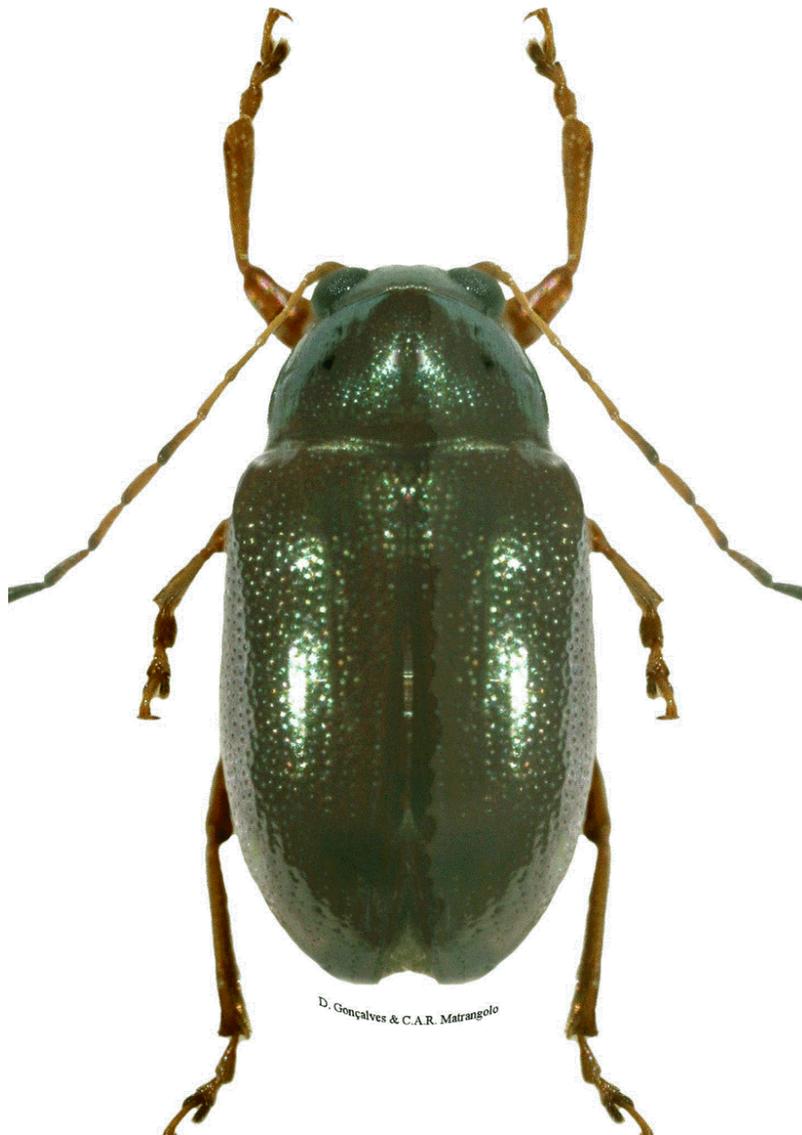


Figura 1. Adulto de *Costalimaita lurida* (Coleoptera: Chrysomelidae) em vista dorsal.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Trabalhos sobre a estimativa de danos causados por *C. lurida* e sua ocorrência são escassos na literatura. Entretanto, este é um besouro que pode ser tão comum quanto *C. ferruginea* (ver capítulo 15.4.4) em plantios de eucalipto, podendo ser até mais daninho e afetar áreas maiores (Mafia et al., 2014).

Seu ataque é mais intenso nas bordas dos talhões, principalmente em áreas próximas a pastagens, onde os surtos iniciam-se e posteriormente se espalham para o interior dos talhões de eucalipto (Arnhold & Gonçalves, 2010; Mafia et al., 2014), semelhante ao que ocorre com *C. ferruginea* (Anjos, 1992; Anjos & Majer, 2003). Os surtos ocorrem entre os meses de setembro e janeiro (Mafia et al., 2014) e os insetos rendilham folhas e até galhos tenros em brotações mais novas de espécies e híbridos de *Corymbia torelliana*, *Eucalyptus* spp., *Eugenia dysenterica* e *Psidium guianense* (Arnhold & Gonçalves, 2010; Mafia et al., 2014). Em folhas mais velhas, apenas o limbo foliar é consumido, restando as nervuras das folhas (Figura 2).



Figura 2. Árvore de *Corymbia torelliana* sendo atacada por *Costalimaita lurida* (Coleoptera: Chrysomelidae) em Bocaiúva, Minas Gerais (2006).

As árvores podem apresentar redução do crescimento volumétrico devido à perda de área foliar consumida pelos besouros. A perda de dominância apical, com emissão de ramos laterais nas árvores, pode ocorrer quando os besouros consomem as partes jovens dos ponteiros, depreciando o valor comercial da madeira.

MANEJO

Não existe uma recomendação específica para o monitoramento ou controle de *C. lurida*. Neste caso, recomenda-se adotar as mesmas medidas usadas para *C. ferruginea*.

REFERÊNCIAS

ANJOS, N. Taxonomia, ciclo de vida e dinâmica populacional de *Costalimaita ferruginea* (Fabr., 1801) (Coleoptera: Chrysomelidae), praga de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae). 165p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 1992.

ANJOS, N.; MAJER, J. D. Leaf-eating Beetles in Brazilian eucalypt plantations. Curtin: School of Environmental Biology, (Bulletin 23), 33p. 2003.

ARNHOLD, A.; GONÇALVES, D. Ocorrência de *Costalimaita lurida* (Coleoptera: Chrysomelidae) em *Eucalyptus* spp. em Minas Gerais. Pesquisa Florestal Brasileira, v.30, n.63, p.257-259, 2010.

MAFIA, R. G.; MENDES, J. E. P.; CORASSA, J. N. Análise comparativa dos surtos e danos causados pelos besouros desfolhadores *Costalimaita ferruginea* (Fabricius, 1801) e *Costalimata lurida* (Lefèvre, 1891) (Coleoptera: Chrysomelidae) em plantios de eucalipto. Revista Árvore, v. 28, n. 5, p. 829-836, 2014.

15.4.6 *Heilipodus naevulus*

CARLOS AUGUSTO RODRIGUES MATRANGOLO¹

¹Universidade Estadual de Montes Claros, UNIMONTES, Av. Reinaldo Viana, 2630, Bairro Bico da Pedra, Caixa Postal 91, CEP: 39440-000, Janaúba, Minas Gerais. carlos.matrangolo@unimontes.br

Heilipodus naevulus (Kuschel, 1955) (Coleoptera: Curculionidae)

Nome popular: bicudo, bicudo-da-videira, bicudo-do-ponteiro-do-eucalipto, gorgulho-dos-ponteiros, maromba, trombeta

Estados brasileiros onde foi registrada: região sudeste, AL, AM, BA, MT, PA, RO

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos de *Heilipodus naevulus* são de coloração creme, com superfície lisa, medido em torno de 1,8mm de comprimento e 0,5mm de largura (Figura 1). Os adultos medem de 10 a 16 mm, com média de 13 mm, apresentam a cabeça projetada para frente, cor variando de negro ao cinzento, com presença de mancha escuras na segunda metade de cada élitro, posteriormente apresenta protuberâncias nos dois élitros, apresenta, também, escamas variando de negras a cinzentas (Figura 1) (Mannerheim, 1836; Matrangolo, 2010; Mafia et al., 2013). A separação entre macho e fêmea é possível através do formato do pré-mucro da tíbia mediana, que é mais pontiagudo nas fêmeas e arredondado nos machos. Ambos os sexos apresentam uma alta variabilidade de tamanhos intra-sexos (Matrangolo, 2010).

A biologia completa de *H. naevulus* ainda não foi descrita. O ciclo de vida, em laboratório e criado em cenoura, durou 14 meses, sendo 10 dias para a fase de ovo; oito meses para a fase larval; 30 dias para a fase pupal e de cinco meses para a fase adulta (Consolaro & Alves, 1978). A maioria das larvas de Curculionidae broqueadores-de-madeira pertencentes a subtribo Molytinae, desenvolvem-se em madeira em decomposição, mas pode atacar talos vivos, coleto e raízes de

dicotiledôneas (Oberprieler et al., 2007). Em coletas realizadas em troncos de eucalipto em decomposição, foram encontradas larvas e pupas de *H. naevulus* (dados não publicados).



Figura 1. Adulto de *Heilipodus naevulus* (Coleoptera: Curculionidae).

É possível identificar o dano causado pela perfuração que faz no ramo dos ponteiros, principal e laterais, para se alimentar do tecido interno dos ramos tenros, provocando o seu tombamento (Figura 2-A), acarretando em intensa emissão de brotação nas porções inferiores ao local atacado. A alimentação ocorre durante o período noturno (Figura 2-B), quando perturbado o adulto solta-se do ramo e cai no chão, permanecendo imóvel, fingindo-se de morto (tanatose), o que dificulta sua localização. Durante o dia, abriga-se abaixo da copa da planta atacada, sob ramos, folhas secas, trocos mortos, entre a casca e o tronco ou outros elementos da serapilheira. Podem também ser localizados sobre os ramos inferiores ou em locais de quebra do tronco quando as árvores estão maiores (Moraes & Berti Filho, 1974; Matrangolo, 2010).

O período de ataque de *H. naevulus* coincide com a estação chuvosa (Matrangolo, 2010; Mafia et al. 2013). A ocorrência dos ataques de *H. naevulus* em eucalipto apresentou um padrão agregado de distribuição, mesmo quando em baixa incidência populacional (Matrangolo et al., 2014).



Figura 2. A- Dano provocado pela alimentação de adultos de *Heilipodus naevulus* (Coleoptera: Curculionidae). B- Adulto de *H. naevulus* alimentando-se de ponteiro durante à noite.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A espécie é registrada atacando *Eucalyptus saligna* e híbrido de *E. urophylla* x *E. grandis* (Moraes & Berti Filho, 1974; Matrangolo, 2008; Mafia et al., 2013). Também é registrada atacando cajueiro (*Anacardium occidentale*), espiroleira (*Nerium oleander*), marmeleiro (*Pyrus cydonia*), nespeira (*Eriobotrya japonica*) (Silva et al., 1968) e videira (*Vitis vinifera*) (Soria & Dal Conte, 2005). Também foram observados ataques de *H. naevulus* em goiabeira (*Psidium gua-*

java) e plantas nativas da família Melastomataceae.

As consequências das injúrias aos ponteiros do eucalipto são a perda da dominância apical, retenção dos ramos inferiores e o envassouramento da copa (Figura 3). Com o desenvolvimento da árvore, observa-se o engrossamento dos ramos inferiores e a sua bifurcação na região do diâmetro na altura de 20 cm do solo.



Figura 3. Perda de dominância apical em árvores de *Eucalyptus* sp. atacadas por *Heilipodus naevulus* (Coleoptera: Curculionidae).

Ataques sucessivos de *H. naevulus* em eucalipto podem levar as árvores a terem seu desenvolvimento apical comprometido, e, com o tempo, os indivíduos comprometidos são abafados pelas árvores vizinhas. Já foi observado um ataque em 58% de um talhão, com mortalidade de 3,33% das árvores do povoamento aos seis anos de idade (Matrangolo et al., 2014). Já em povoamentos com 20 meses de idade, a mortalidade pode chegar a 4,11% (Matrangolo, 2010). O ataque pode levar a redução no crescimento em altura e em diâmetro de até 24,8% e 12,9 %, respectivamente (Mafia et al., 2013).

As árvores atacadas apresentam um maior diâmetro quando se observa o crescimento na altura de 20 cm do solo, o que pode ser atribuído à retenção dos ramos inferiores. No entanto, a copa irá apresentar mais de um tronco, o que irá causar um problema na produção final, comprometendo a atividade de colheita da madeira e ficando vulnerável à quebra devido à ação do vento.

MANEJO

Monitoramento

Vistorias nas áreas recém implantadas após o início do período de chuva.

Controle mecânico

Uma alternativa é a utilização de espécies ou clones preferenciais para a atração e captura da espécie durante o dia, na região abaixo da copa. Estes clones podem ser plantados nas bordas dos plantios, servindo como indicadores da presença da espécie na área. Caso seja detectado, pode-se promover a catação manual desses besouros durante o dia na região abaixo da copa.

Controle silvicultural

Uma alternativa para o controle da população é a remoção, em áreas recém implantadas, de restos de material vegetal da colheita passada, como tocos e ponteiros. Essa prática pode eliminar os locais utilizados para o desenvolvimento da fase larval.

Resistência

Observações de campo mostram que alguns clones de eucalipto são preferidos para alimentação dessa espécie, enquanto outros não são. Sendo assim, a utilização de alguns clones é uma alternativa para se escapar dos problemas advindos do seu ataque.

REFERÊNCIAS

CONSOLARO, M.; ALVES, S.B. Estudo da biologia de *Heilipodus naevulus* Mann., 1836. *Ecosistema*, v. 3, nº 3, p. 72, 1978.

MAFIA, R.G.; SILVA, J.B.; RAMOS, J.F. Caracterização dos danos causados por *Heilipodus naevulus* em plantios de eucalipto no Espírito Santo, Brasil. *Ciência Rural*, v.43, n.2, p. 258-261, 2013.

MANNERHEIM. *H. naevulus*. In: SCHOENHERR, C.J. (Ed.). *Synonymia Insectorum. Genera et Species Curculionidum, cum Synonymia hujus Familiae. Tomus Tertius. — Pars Secunda.* p. 188. 1836.

MATRANGOLO, C.A.R. Dimorfismo sexual em *Heilipodus naevulus* (Mann.) (Col.: Curculionidae) e impacto do ataque no desenvolvimento inicial de clones de eucalipto.

2010. 141f. Tese (Doutorado em Entomologia) - Curso de Pósgraduação em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

MATRANGOLO, C.A.R.; ANJOS, N.; LEITE, H.G.; MARCATTI, G.E. Distribuição espacial dos danos de *Heilipodus naevulus* em plantio de clones de eucalipto. Arq. Inst. Biol., São Paulo, v.81, n.2, p. 119-125, 2014.

MORAES, G.J.; BERTI FILHO, E.. Coleobrocas que ocorrem em essências florestais. IPEF, n.9, p. 27-42. 1974.

OBERPRIELER, R.G.; MARVALDI, A.E.; ANDERSON, R.S.. Weevils, weevils, weevils everywhere. Zootaxa, n° 1668, p. 491–520. 2007.

SILVA, A.G.A. et al. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores; insetos hospedeiros e inimigos naturais. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Laboratório Central de Patologia Vegetal, 1968. 622p

SORIA, S.J., DAL CONTE, A.F.. Bioecologia e controle das pragas da videira. Circular Técnica 63 – EMBRAPA. 20 p.. 2005.

15.4.7 *Lampetis* spp. e *Psiloptera* spp.

JANAINA DE NADAI CORASSA¹, GENÉSIO TÂMARA RIBEIRO², PAULA PIGOZZO³

¹Universidade Federal do Mato Grosso, Campus Sinop, Av. Alexandre Ferronato, 1200, St. Industrial, Sinop, Mato Grosso. janadenadai@gmail.com

²Universidade Federal do Sergipe, Departamento de Ciências Florestais, Av. Marechal Rondon, s/n 49.100.000 – São Cristóvão, Sergipe. genesiotr@hotmail.com

³Universidade Federal do Sergipe, Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, Av. Marechal Rondon, s/n 49.100.000, São Cristóvão, Sergipe. pigozzo@gmail.com

***Lampetis instabilis* (Laporte & Gory, 1836) (Coleoptera: Buprestidae)**

***Lampetis nigerrima* (Kerremans, 1897)**

***Lampetis roseocarinata* (Thomson, 1878)**

***Psiloptera pertyi* (Laporte & Gory, 1836) (Coleoptera: Buprestidae)**

Nome popular: cai-cai, besouro-joia, besouro-manhoso, cai-cai-de-pintas-brancas.

Estados brasileiros onde foram registradas: BA, ES, GO, MA, MG, MT, PA, SP, TO

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os buprestídeos, especialmente dos gêneros *Psiloptera* e *Lampetis* formam um grupo de besouros desfolhadores que ocorrem em Myrtaceae, como goiabeiras e que têm aumentado sua importância como pragas de eucalipto no Brasil. Dentre os vários buprestídeos de interesse florestal no Brasil, o gênero *Lampetis* vem alcançando posição de destaque em plantações comerciais de eu-

calipto (Ribeiro et al., 2001; Anjos & Majer, 2003).

Devido ao fato de no passado *Lampetis* ter sido classificado como subgênero de *Psiloptera*, muitos besouros referidos como sendo desse segundo gênero eram, provavelmente, besouros pertencentes ao gênero *Lampetis* (De Nadai, 2005). A característica utilizada para diferenciar as espécies de besouros do gênero *Lampetis* em relação às do gênero *Psiloptera* é a presença de uma carena na parte ventral do protórax dessas últimas, porém ausente nas do gênero *Lampetis* (Kerremans, 1910).

Os adultos desses besouros têm o corpo compacto (alongado e afilado posteriormente) e apresentam uma forte ligação entre protórax e o restante do corpo. O tegumento é fortemente endurecido e os besouros são notavelmente identificados por suas cores brilhantes e comumente metálicas (Figura 1). As antenas são curtas e serreadas. (Lima, 1953; Bellamy & Nelson, 2002). Na fase adulta, *L. nigerrima* apresenta antenas serreadas com onze antenômeros, os quais não ultrapassam o comprimento do pronoto (De Nadai, 2005). Possuem mandíbulas curtas, recurvadas e robustas, labro mais largo do que longo e com cerdas curtas em toda superfície, palpos labiais medindo, aproximadamente, a metade do comprimento dos palpos maxilares, amarelos e constituídos de apenas um artículo provido de cerdas robustas apenas na parte apical, palpos maxilares negros, com três artículos desiguais, progressivamente cônicos, o último é elíptico e todos são cobertos por cerdas curtas (De Nadai, 2005). A fórmula tarsal é 5-5-5 (De Nadai, 2005). A parte superior dos tarsômeros apresenta coloração azul-violácea com intenso brilho metálico, já a parte inferior é de coloração marrom. Os adultos apresentam o corpo fortemente quitinizado e alongado, tegumento coberto por pontuações visíveis a olho nu em vista ventral. Cabeça hipognata, pronoto, pró, meso e metasterno, pernas e os esternitos abdominais visíveis, preto-violácea brilhante (De Nadai et al., 2013). Os élitros são verde-escuros com a presença de cavidades preenchidas com cerdas brancas localizadas em suas margens (característica morfológica externa fundamental para identificação da espécie) (De Nadai et al., 2013). Os adultos dessa espécie podem atingir até 28 mm de comprimento (De Nadai, 2005). A fase adulta em condições naturais pode ser muito longa (Anjos & Majer, 2003).

Machos e fêmeas não apresentam diferença na coloração. A sexagem, através de características morfológicas externas, só é possível após abertura cuidadosa do quinto esternito e exame interno do sétimo e oitavo segmento (Souza et al., 2007). Os machos apresentaram no centro da margem posterior do sétimo

uroesternito uma projeção pontiaguda e as fêmeas, por sua vez, um entalhe profundo na margem posterior desse mesmo segmento. Os machos apresentam, ainda, na extremidade posterior do quinto uroesternito, uma reentrância, enquanto que, nas fêmeas, esse segmento é arredondado.

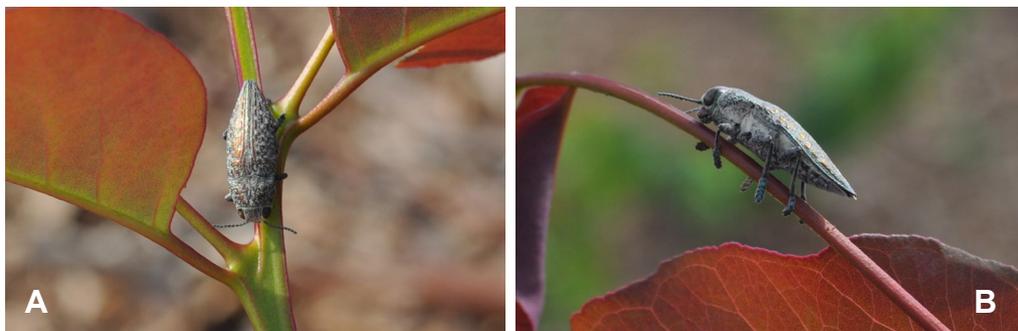


Figura 1. Aspectos gerais de *Lampetis* sp. (Coleoptera: Buprestidae), (A) vista lateral com detalhes dos olhos, antenas e formato do corpo e, (B) vista dorsal com detalhes da cor rósea, patas e antenas.

O ciclo biológico de buprestídeos, em geral, não são bem conhecidos. No Brasil, fêmeas do besouro-manhoso põem seus ovos em árvores estressadas (em declínio) e árvores mortas ou em tocos mantidos nas áreas de cultivo, após as operações de colheita das árvores, tanto em plantações de eucalipto quanto de pinus. As fêmeas de *L. nigerrima* podem realizar até nove posturas atingindo um total de 98 ovos, utilizando locais umedecidos, como troncos de madeira apodrecidos (De Nadai, 2005).

Os ovos de *L. nigerrima* apresentam formato oblongo, córion transparente e liso, e, quando depositados junto aos ovos, também é depositada uma secreção que os une e os protege (De Nadai et al., 2008). Os ovos variam de cor, da branca-leitosa, quando recém depositados, passando pela cor amarelo-clara, até marrom-acinzentada após sete dias da oviposição (De Nadai, 2005).

As larvas ao eclodirem alimentam-se de madeira, da qual constroem túneis de formato elíptico característicos de besouros broqueadores de madeira. As fêmeas colocam os ovos durante o período chuvoso e se acredita que as larvas desenvolvam no interior da madeira, completando o ciclo no início das chuvas no ano seguinte, podendo, em muitos casos, emergirem dois anos após a postura e a eclosão dos ovos. As larvas possuem forma característica de uma chave, exibindo uma cabeça pequena e parcialmente retraída na região do protórax. O protó-

rax em si é fortemente alargado, achatado, com placas endurecidas em ambos os lados do corpo. O abdômen é longo e subcilíndrico, com segmentações nítidas.

Os adultos copulam no final do ciclo de vida e fêmeas ovipositam em rachaduras e tocos (Ribeiro et al., 2001). Em termos reprodutivos, os besouros apresentam forésia e podem copular à tarde em dias úmidos e frios. Surgem nas plantações iniciais de eucalipto logo após as primeiras chuvas e continuam ocorrendo durante quase todo o período chuvoso. O ciclo biológico desse inseto é ainda desconhecido nas condições climáticas do Brasil. Na região do Litoral Norte da Bahia, *L. roseocarinata* prefere ovipositar em tocos de *Pinus caribaea* que permanecem em campo após a colheita, local onde se desenvolvem as larvas, bem como empupam, migrando para plantações de eucalipto quando adultos.

O nome besouro-manhoso ou besouro-cai-cai deve-se ao comportamento do inseto em campo, quando da aproximação de pessoas. Inicialmente, ao perceber a aproximação, o besouro tenta se esconder movendo-se para atrás do caule e quando se sente ameaçado joga-se ao solo, fingindo-se de morto e mimetizando com o solo e a serapilheira (De Nadai, 2005). Este tipo de comportamento de defesa é conhecido como tanatose (Carvalho et al., 1977).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Adultos desses besouros podem provocar danos em plantas jovens de eucalipto devido a sua alimentação, quer seja na casca, ramos laterais e caules jovens, inclusive os ponteiros das plantas, provocando a perda do meristema apical e comprometendo significativamente o desenvolvimento normal da planta (Ribeiro et al., 2001) (Figura 2). Estes besouros têm sido encontrados em associação e, assim como essas espécies, aparecem logo após a ocorrência das primeiras chuvas (Souza et al., 2007). Apesar disso, a previsão de ocorrência de surtos tem sido incerta, pois nem todos os anos ocorrem surtos em condições de causar dano as plantas de eucalipto em campo.

O corte do ponteiro constitui-se em um dos principais tipos de injúrias porque, além da perda foliar correspondente, sempre resulta em perda da dominância apical, paralisação temporária do crescimento em altura e, conseqüentemente, estímulo para o desenvolvimento de ramificações laterais que passam a competir com o fuste principal (De Nadai, 2005). Ou seja, a perda da dominância apical resulta na estagnação do crescimento em altura e promove bifurcações nas

plantas, envassouramento ou deformidades reduzindo a produção de madeira e, ou de seu valor comercial (Souza et al., 2007; Carrano-Moreira, 2007). O ataque destes buprestídeos têm ocorrido tanto no centro dos talhões quanto em suas bordaduras, sejam eles próximos ou não a vegetações nativas (Souza et al., 2004).



Figura 2. Dano característico na região do ponteiro causado por adultos do besouro-manhoso (*Lampetis* spp. e *Psiloptera* spp.), em plantas jovens de eucalipto: detalhes dos danos na planta (A) e do besouro na planta (B).

A fase adulta desses besouros é a que danifica as plantações. Adultos de *L. nigerrima* ocorrem em focos bem definidos entre os meses de novembro a março na região sudeste (CORASSA, 2015). Essa espécie ataca plantas da família Celastraceae, Sapindaceae, Bignoniaceae e principalmente árvores de *Eucalyptus* spp. (Corassa, 2015). Por outro lado, *L. roseocarinata* ocorre entre os meses de abril a outubro na região do Litoral Norte da Bahia (Ribeiro et al., 2001) e podem atacar além de eucalipto, plantas jovens de camaçari (*Caraipa densiflora* Mart. – Calophyllaceae) e de pau-pombo (*Tapira guianensis* Aublet. – Anacardiaceae).

Em plantações florestais, *L. nigerrima* torna-se prejudicial quando as plantas ainda são jovens, com aproximadamente quatro meses de idade ou em condução de rebrotas, considerando que cortam o ponteiro principal e galhos laterais (De Nadai, 2005). Isso causa diminuição no crescimento em altura, assim, ramos laterais passam a apresentar uma competição pela dominância apical (Ohmart et al., 1984). A qualidade dos fustes em árvores atacadas fica comprometida pelas deformações resultantes do ataque desse besouro, o que no futuro do plantio

implicará em dificuldades na colheita e, conseqüentemente, no transporte da madeira (De Nadai, 2008).

Um surto de *L. instabilis* foi registrado atacando uma área de 1.000 ha com brotações de *Eucalyptus urophylla* x *E. grandis* no norte de Minas Gerais (Lemes et al., 2013). O ataque que se iniciou em dezembro daquele ano, coincidindo com o início da estação chuvosa, foi considerado pouco danoso e não atingiu um nível que precisasse de intervenção.

As fêmeas desses besouros são mais daninhas, pois decepam galhos mais longos e em maior quantidade, além de seccionarem maior quantidade de pecíolos foliares (De Nadai, 2005). Apenas um besouro pode causar a perda de 1/3 da área foliar de uma planta com 45 dias de idade, em apenas 37 dias consecutivos (De Nadai, 2005).

MANEJO

A falta de informações sobre o ciclo biológico desse inseto, aliado à ausência de criação em laboratório, têm dificultado o avanço das pesquisas sobre técnicas de controle do besouro-manhoso.

O nível de dano econômico estimado para *L. nigerrima* foi de 0,3 besouros para cada 100 plantas, valor que pode ser considerado também para outras espécies de Buprestidae. Assim, admitindo-se que poucos insetos adultos são suficientes para causarem danos significativos em plantações jovens de eucalipto, deve-se adotar estratégias de controle que sejam efetivas.

Controle mecânico

Como não foram encontrados inimigos naturais de *L. nigerrima*, a catação manual é a técnica de combate que demonstrou maior eficiência na redução populacional e no controle de adultos desses besouros desfolhadores (De Nadai, 2005). É possível manter a população desses besouros em equilíbrio realizando, em média, quatro catações por talhão com a presença desses insetos. Os resultados são semelhantes a eficiência da aplicação de inseticidas.

Percorre-se a área com a presença do besouro-manhoso e se faz a coleta direta dos insetos utilizando as mãos. Os insetos capturados podem ser acondicionados em recipientes como garrafas pet e, posteriormente, quantificados e

eliminados.

Este método de controle torna-se adequado para áreas relativamente pequenas com plantações de *Eucalyptus* spp., considerando os altos custos e a demanda de mão de obra para realização do trabalho. Apesar disso, o método de catação manual já foi empregado em áreas acima de 5.000 ha com relativo sucesso. Na região do Litoral Norte da Bahia, *L. roseocarinata*, durante o plantio de 1998, coletou-se em média 592,94 besouros/ha, numa área equivalente a 1.012 ha plantados e em 1999 coletou-se em média 211,0 besouros/ha, numa área de 1.620 ha. (Ribeiro & Zanuncio, 2000).

Assim, a catação manual é uma técnica eficiente na redução dos níveis populacionais do inseto, pois além de retirar o adulto no momento em que está causando danos na planta, haverá redução da população no ano seguinte, considerando que esses insetos não irão se reproduzir. Essa técnica é ambientalmente correta, viável economicamente e serve como opção de trabalho para moradores da região.

Controle silvicultural

Práticas silviculturais podem contribuir para o controle de *L. instabilis* em eucalipto, inclusive mantendo surtos desse besouro abaixo do nível econômico de dano. Podas de correção podem ser aplicadas cinco meses após o ataque deste besouro desfolhador, o que permitirá uma melhora na qualidade do tronco, reduzindo assim as perdas no crescimento em altura, diâmetro e, por consequência, na quantidade de madeira produzida (De Nadai, 2008).

As larvas de besouros da família Buprestidae são brocas de madeira morta e vivem em tocos oriundos do corte raso do cultivo florestal do ciclo anterior. Dessa forma, a destoca para evitar o desenvolvimento da forma jovem seria uma opção. Entretanto, não é muito utilizada em função do custo elevado dessa operação.

A manutenção de sub-bosque não competitiva e áreas de reserva promovem a utilização de plantas nativas como fonte alternativa de alimentação para esses besouros. É uma forma de diminuir a incidência de ataques em eucalipto, pois os besouros preferem se alimentar das plantas nativas.

Em campo, pode-se observar que o besouro-manhoso prefere alimentar-se de algumas espécies de plantas nativas, normalmente consideradas infestantes ou competidoras, em plantações jovens de eucalipto. Na região do litoral norte

da Bahia, *L. roseocarinata* prefere plantas jovens e camaçari e de pau-pombo (Ribeiro et al., 2001).

Na região de Grão Mongol, em Minas Gerais, *L. nigerrima* alimentavam-se também de plantas de marmeleiro-do-campo (*Austroplenckia populnea* (Reiss.) Lund - Celastraceae), em camboatá (*Matayba elaeagnoides* Radlk – Sapindaceae) e *Anemopaegma album* Mart ex DC – Bignoniaceae (De Nadai, 2005).

Em áreas de reforma dos talhões de eucalipto, pode-se optar por deixar as brotações dos tocos devido à preferência dos buprestídeos pelas cepas brotadas, desviando o ataque das mudas (Carrano-Moreira, 2007).

Sendo assim, a presença dessas plantas e de cepas brotadas nas áreas recém-plantadas com eucalipto, pode ser suficiente para atrair os besouros-manhoso, evitando o dano às plantas de eucalipto ou mesmo facilitando o trabalho dos encarregados de fazerem a catação dos insetos em campo.

Controle biológico

O controle biológico natural ocorre em campo, porém, não tem sido suficientemente eficiente para que mantenha a população do besouro-manhoso, abaixo do nível econômico de danos.

Dentre as técnicas de controle biológico aplicado, os fungos entomopatogênicos tem possibilidades de serem utilizados, dentre eles *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anizopliae*, porém existe a necessidade de avaliações complementares para se ter segurança quanto ao emprego desse método de controle de besouros-manhoso em campo.

Controle químico

Em *L. roseocarinata*, todos os inseticidas mais comuns avaliados foram eficientes, indicando que espécies de Buprestidae podem ser sensíveis a maioria dos inseticidas sintéticos. Dentre os produtos avaliados, foram eficientes aqueles à base de deltametrina, imidacloprido e permetrina.

A aplicação pode ser realizada com pulverizadores costais (áreas menores que 100 ha), com pulverizadores tratorizados com barra suspensa ou com aeronaves agrícolas, em áreas maiores.

Por outro lado, a aplicação de inseticidas sintéticos não é recomendada devido a dois fatores: a constante reinfestação ao longo do período chuvoso em

uma mesma área e devido ao efeito adverso que os inseticidas sintéticos podem causar no ambiente, em especial quanto aos efeitos sobre os inimigos naturais e insetos benéficos. Quanto à reinfestação, na região do Litoral Norte da Bahia, os surtos de *L. roseocarinata* foram constantes em pelo menos três meses, com média de indivíduos por hectare e por árvores de 301 (35 a 1215) e 0,3 (0,04 a 1,2) respectivamente.

REFERÊNCIAS

- ANJOS, N., MAJER, J. D. Leaf-eating beetles in Brazilian eucalypt plantations. School of Environmental Biology Bulletin, v. 23, p. 8-9, 2003.
- ANJOS, N. et al. Ocorrência de buprestídeos em eucaliptais de Minas Gerais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20., 2004, Gramado. Anais... Gramado: Universidade Federal de Santa Maria, 2004, p. 453.
- BELLAMY, C. L.; NELSON, G. H. Buprestidae. In: ARNETT, R. H. Jr.; THOMAS, M. C.: American Beetles (Volume 2). CRC Press. 2002.
- CARRANO-MOREIRA, A. F. Manejo integrado de pragas florestais: conceitos, fundamentos ecológicos e táticas de controle. Technical books: Rio de Janeiro, 2014. 349p.
- CARVALHO, M.B., ARRUDA, E.C., ARRUDA, G.P. Glossário de Entomologia. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco. 342 p., 1977.
- CORASSA, J.N.; MAGISTRALI, I.C.; SOUZA, R.M. Técnicas de manejo visando ao controle de besouros desfolhadores. 1ª Edição. Cuiabá: EdUFMT, 2015. 39 p.
- DE NADAI, J. et al. Catação manual no controle populacional de buprestídeos. In: SIMPÓSIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 14.; MOSTRA CIENTÍFICA DA PÓS-GRADUAÇÃO, 4.; SIMPÓSIO DE EXTENSÃO UNIVERSITÁRIA, 2., Viçosa. Anais... Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2004, p. 73
- DE NADAI, J. Biologia de *Lampetis nigerrima* (Kerremans, 1897) (Coleoptera: Buprestidae) em eucalipto. 44p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG. 2005.
- DE NADAI, J.; ANJOS, N. dos; CORDEIRO, G.; SILVEIRA, R. D. Diferença morfológica prática entre os gêneros *Lampetis* e *Psiloptera* (Coleoptera: Buprestidae). SEMINÁRIO DE ATUALIDADES DE PROTEÇÃO FLORESTAL, 2., 2005, Blumenau. Palestras e resumos. (Blumenau): FURB, 2005.
- DE NADAI, J. Morfologia, Consequências do ataque de *Lampetis nigerrima* (Kerremans, 1897) (Coleoptera: Buprestidae) e poda de correção em clone de eucalipto. 85p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG. 2008.
- DE NADAI, J.; ANJOS, N.; CORDEIRO, G.; SILVEIRA, R.D. Etologia de *Lampetis nigerrima* (KERREMANS) (COLEOPTERA: BUPRESTIDAE) em híbridos de *Eucalyptus grandis* HILL ex MAIDEN e *Eucalyptus urophylla* S.T. BLAKE. Revista Universidade Rural, Rio de Janeiro, v. 28, n. 1, p 18-26, jan-jun. 2008.
- DE NADAI, J.; ANJOS, N.; ALMEIDA, L.M.; MAGISTRALI, I.C. Morfologia do adulto de *Lampetis nigerrima* (KERREMANS) (Coleoptera: Buprestidae). Bioscience Journal, Uberlândia, v. 29, Supplement 1, p 1738-1749, nov. 2013.
- FREITAS, G. D.; RIBEIRO, G. T.; OLIVEIRA, A. C. Levantamento inicial do ataque de *Psiloptera* spp. (Coleoptera: Buprestidae) nos plantios de *Eucalyptus* spp., na região de Bocaiúva, Mina Gerais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 11º. ENCONTRO DE MIRMECOLOGISTAS, 8º, Campinas, R.S. Anais... Gramado, 1986. v. 7, p. 134.
- LEMES, P.G.; ANJOS, N.; CEDEÑO, P.E. Outbreak of *Lampetis instabilis* (Laporte and Gory) (Coleoptera: Buprestidae) on regrowth plantation of *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake × *Eucalyptus grandis* Hill Ex Maiden hybrids in Brazil. The Coleopterists Bulletin, v. 67, n. 4, p. 566-568, 2013.

OHMART, C.P.; THOMAS, J.; STEWART, L.G. Differential defoliation by insects among provenances of *Eucalyptus delegatensis*. Journal of Australian Entomological Society, v.23, p.105-111, 1984.

RIBEIRO, G. T.; ZANUNCIO, J. C.; SOSSAI, M. F.; ZANUNCIO JUNIOR, J. S. O besouro buprestidae em reflorestamento. Folha Florestal, v. 99, n. 99, p. 19-20, 2001.

SOUZA, R. M.; ANJOS, N.; NADAI, J.; DINIZ, R. Ocorrência de *Psiloptera pertyi* (Castelnau & Gory) (Coleoptera: Buprestidae) em plantios de eucalipto, na região de Grão Mogol, MG. In: I SIMPÓSIO DE ENTOMOLOGIA, 1º: Uma visão interdisciplinar. UFV – Viçosa. Anais.... Viçosa. 2004.

SOUZA, R. M.; ANJOS, N.; NADAI, J.; SILVEIRA, R. D.; CORDEIRO, G. Sexing the "drop-drop" beetle, *Psiloptera pertyi* (Coleoptera: Buprestidae). Revista Colombiana de Entomología, v.33, n.2, p.146-147, 2007.

15.4.8 *Metaxyonycha angusta*

LAINÉ CRISTINA FERNANDES DOS SANTOS

laine.fer@gmail.com

Metaxyonycha angusta (Perty, 1832) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Nome popular: vaquinha, besouro-de-quatro-pintas

Estados brasileiros onde foi registrada: MG, PR, SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Adultos de *Metaxyonycha angusta* apresentam tegumento recoberto por pontuações, élitros convexos, amarelos com quatro manchas azul-esverdeadas, metálicas e brilhantes, que dá origem ao seu nome popular (Figura 1). A cabeça é dorsalmente mais larga que longa, não ultrapassando a maior largura do pronoto.



Figura 1. *Metaxyonycha angusta* (Coleoptera: Chrysomelidae): adulto do besouro em folha de eucalipto (A); aspecto de folhas de eucalipto atacada pelo besouro (B).

O pronoto é convexo com pontuações esparsas (Fernandes, 2004). O abdômen é ventralmente amarelo-vermelho, com cinco segmentos visíveis em ambos os sexos (Fernandes, 2004, Fernandes et al., 2005). A margem posterior do quinto urosternito dos adultos apresenta um leve recorte nos machos e um entalhe mais profundo nas fêmeas (Fernandes et al. 2005). As fêmeas fazem uma postura com cerca de 75 ovos, em condições de laboratório. Os ovos apresentaram coloração amarelo-clara e formato oblongo (Fernandes et al., 2005). Os adultos vivem, em média, 23 dias e a proporção sexual é de aproximadamente três machos para cinco fêmeas. Este besouro tem atividade crepuscular.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Estes insetos foram registrados nos municípios de Andrelândia, Ibertioga, Patos, Santana do Garambéu e Santos Dumont, no Estado de Minas Gerais; nos municípios de Mogi-Mirim e Rio Claro, no Estado de São Paulo; e no município de Ponta Grossa, no Estado do Paraná (Lima, 1955; Anjos & Majer, 2003; Fernandes, 2004). *Metaxyonycha angusta* é uma espécie típica da região Sudeste e Sul do Brasil (Fernandes, 2004).

As espécies utilizadas pelo besouro como hospedeiros são *Eucalyptus urophylla*, híbridos desta espécie com *E. grandis*, *E. camaldulensis* ou *E. saligna* e goiabeira (*Psidium guajava*) (Fernandes, 2004).

O besouro-de-quatro-pintas alimenta-se das folhas deixando furos, rendilhadas ou, ainda, em ataques severos, devoram-nas por inteiro, deixando apenas a nervura principal (Figura 1-B) (Fernandes, 2004). O ataque no eucalipto é preferencialmente nas partes apicais mais tenras e brotações com folhas jovens com até um ano de idade (Fernandes, 2004; Anjos & Majer, 2003). Os adultos de *M. angusta* podem comer as extremidades dos ramos, ponteiros tenros, folhas jovens e as demais folhas do terço superior das árvores. Os besouros alimentam-se da margem para o centro das folhas, fazendo reentrâncias com largura aproximada de três mm e, inicialmente, não avançam mais do que um cm de comprimento. A área foliar consumida por uma fêmea de *M. angusta* é 69,00% maior que pelos machos (Fernandes, 2004).

Essas injúrias podem provocar alterações no crescimento apical das árvores, prejudicando o seu desenvolvimento (Anjos, 1992). Surto destes besouros desfolhadores podem ocorrer durante anos subsequentes (Fernandes, 2004; Ma-

riconi, 1956). As perdas decorrentes do ataque aumentam com a intensidade das injúrias, dependendo do material genético. O ataque de *M. angusta* pode ocasionar perdas de até 40,00% na produção final em plantios comerciais (Fernandes, 2009).

A melhor maneira de constatar a ocorrência do inseto desfolhador é através da presença de injúrias nas folhas (Fernandes, 2004).

MANEJO

O monitoramento permanente é necessário nos locais de ocorrência deste besouro nos anos subsequentes à primeira detecção, para evitar injúrias significativas nos eucaliptos.

Resistência

Há a possibilidade de realizar o manejo de *M. angusta* utilizando materiais genéticos tolerantes, nos locais de ocorrência desses besouros (Fernandes, 2004). As espécies *E. globulus* e *E. urophylla* são as mais preferidas por *M. angusta*, mas há diferenças na intensidade de injúrias entre os diferentes clones e híbridos de eucaliptos (Fernandes, 2004).

Controle químico

A ausência de inimigos naturais registrados para *M. angusta*, como ocorre para muitos crisomelídeos, reforça a necessidade do uso de inseticidas como uma alternativa viável para o combate desses besouros (Anjos, 1992, Fernandes, 2009).

Inseticidas devem ser aplicados apenas em situações extremas, como uma medida emergencial. As pulverizações devem ser realizadas nas folhas de plantas jovens, evitando o período mais quente do dia e acrescentando um espalhante adesivo ao inseticida para maior aderência nas folhas. Os besouros podem continuar a emergir dos locais onde desenvolveram as larvas, necessitando de mais de uma aplicação do inseticida no período de surto de *M. angusta*. O uso de inseticidas deve ser limitado às infestações intensas e às plantações novas. Entretanto, isto só deve ser feito quando for justificável econômica ou administrativamente, e não existe nenhum produto registrado para essa praga no Brasil.

REFERÊNCIAS

- ANJOS, N. Taxonomia, ciclo de vida e dinâmica populacional de *Costalimaíta ferruginea* (Fabr., 1801) (Coleoptera: Chrysomelidae), praga de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae). 1992. 165 f. Tese (Doutorado em Ciências)-Escola superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, São Paulo, 1992.
- ANJOS, N.; MAJER, J. D. Leaf-eating beetles in Brazilian eucalypt plantations. School of Environmental Biology Bulletin, Perth, Australia, n. 23, p. 8-9. 2003.
- FERNANDES, L. C. Biologia de *Metaxyonycha angusta* e efeito do seu ataque em eucalipto, num sistema agroflorestal. 2004, 88p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2004.
- FERNANDES, L. C.; ANJOS, N.; SILVEIRA, R.D. Dimorfismo sexual em *Metaxyonycha angusta* (PERTY, 1832) (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE). Acta Scientiarum v.27, n.2, p.125-127, 2005.
- FERNANDES, L. C. Morfologia e efeitos do ataque de *Metaxyonycha angusta* (Perty) (Col.: Chrysomelidae) sobre crescimento e produção de eucalipto. 2009, 87p. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.
- LIMA, A. M. C. Insetos do Brasil. Escola Nacional de Agronomia. v.7: Coleópteros. 1955. 372p.
- MARICONI, F. A. M. Alguns besouros depredadores de eucaliptos na região de Piracicaba. O Biológico, v.22, n.11, p.1-141, 1956.
- SILVA, A. G.A. et al. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1968. 622p.

15.4.9 *Naupactus* ssp.

VINÍCIUS DE ABREU D'ÁVILA¹

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais. viniciusabreu2@hotmail.com

***Naupactus* ssp. (Coleoptera: Curculionidae)**

Principais espécies: *N. auricinctus* Boheman, 1833, *N. bellus* Boheman, 1833, *N. bipes* (Germar, 1824), *N. cervinus* Boheman, 1840, *N. condecoratus* Boheman, 1840, *N. dissimilis* Hustache, 1947, *N. elegans* Lucas, 1857, *N. longimanus* (Fabricius, 1775), *N. virens* Boheman, 1840 e *N. xanthographus* (Germar, 1824).

Nome popular: carneirinhos, curculionídeos-das-raízes

Estados brasileiros onde foram registrados: BA, DF, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O complexo de espécies pertencentes ao gênero *Naupactus* (Coleoptera: Curculionidae), comumente conhecidas como carneirinhos, ocorre naturalmente nas regiões tropicais e subtropicais da América do Sul (Lanteri & Morrone, 1995). O gênero possui mais de 150 espécies descritas por toda América Latina, sendo o Brasil o local de maior diversidade de espécies. No Brasil, 23 espécies deste gênero foram relatadas em diferentes culturas e, apesar de algumas diferenças relacionadas à biologia e ao comportamento entre espécies, para sua grande maioria, é possível estabelecer um padrão (McCoy, 1994).

Os besouros da tribo Naupactini estão associados preferencialmente a ambientes arbóreos e arbustivos (Lanteri et al., 2002), e já foram relatados em diferentes culturas agrícolas e florestais no Brasil (Bigolin 2013; Sánchez-Soto et al., 2005). O local de oviposição pode ser bem variado. As fêmeas podem ovipositar tanto em folhas, frutos, ramos ou no solo, dependendo da disponibilidade de substrato (Guedes, 2001; Guedes & Parra, 2004). Existe uma estreita relação evolutiva entre o tamanho do rostró dos curculionídeos e a oviposição dos refe-

ridos (Muniz, 1970). Espécies de rostró curto, como os Naupactini, depositam os ovos em locais protegidos, seja dobras das folhas ou fendas em cascas de árvores (Marvaldi, 1999). Em relação aos frutos, a cor não interfere na oviposição, entretanto em muitas espécies as fêmeas preferem frutos com o cálice próximo a casca (Guedes & Parra, 2004). Além disso o tamanho das fêmeas pode interferir na oviposição, pois espécies maiores não conseguem ovipositar nos frutos (Loiácono & Marvaldi, 1994; Marvaldi, 1999). Em testes laboratoriais, 71,90% das oviposições de *N. cervinus* ocorreram sob o cálice, enquanto mais da metade das oviposições de *N. xanthographus* ocorreram nas folhas (Olivares et al., 2014).

Os ovos dos *Naupactus* spp. apresentam cor que varia entre o branco e o amarelado, com tamanho de 1 a 2 mm, dependendo da espécie (Lanteri et al., 2002). O período embrionário, como na maioria dos insetos, varia de acordo com a temperatura, apresentando uma faixa de 20 a 40 dias para *N. versatilis* e *N. cervinus*. Além disso, os ovos podem permanecer sem se desenvolver por longos períodos, em condições desfavoráveis e, ainda assim, não perder a viabilidade (Guedes & Parra, 2007). Isto é, essas espécies apresentam exigências de temperaturas máximas e mínimas para completar o desenvolvimento. O limiar térmico inferior para *N. versatilis* e *N. cervinus* é aproximadamente 8°C, com a fase de ovo não desenvolvendo em temperaturas superiores a 32°C e 30°C, respectivamente (Guedes & Parra, 2007). Em condições ambientais ideais de laboratório, a viabilidade média dos ovos destas espécies de curculionídeos é em torno de 60%, já em campo, a viabilidade pode apresentar valores menores que 50% (Guedes & Parra, 2007).

O ciclo biológico pode durar de 16 a 21 meses, sendo a maior parte no interior do solo (Santos et al., 2016). Isso porque quase todo o período larval ocorre no solo, quando as larvas geralmente alimentam-se de raízes finas, cascas das raízes mais grossas e radículas, comportamento que originou o nome popular de curculionídeos-das-raízes para algumas espécies (Gravena et al., 1992; Guedes, 2001). O dano causado às raízes, apesar de não ser o único, é um dos mais importante em relação a essa praga para algumas culturas (Guedes et al., 2007a). Em algumas espécies de *Naupactus* spp., o primeiro instar larval é um estágio não-alimentar, podendo sobreviver por um longo período no solo sem alimento (Gough & Brown, 1991). As larvas apresentam uma relação positiva entre a precipitação pluviométrica e a densidade média de indivíduos na cultura, uma vez que condições de alta umidade favorece a fauna do solo em geral (Fernandes et al., 2010). Testes em laboratório demonstraram que molhar os ovos de *Naupac-*

tus sp. induz a sua eclosão (Gross et al., 1972).

As larvas possuem aspecto curculioniforme, ápodas, brancas, com mandíbulas negras, um corpo robusto tendo, frequentemente, o tórax a parte mais larga e a cabeça retraída e quitinizada sendo mais longa que larga (Marvaldi 1998). A fase larval dura em média de dez a 11 meses e não há uma definição exata do número de ínstaes devido ao hábito de se abrigar abaixo do solo, o que explicaria a divergência entre autores em relação a esse aspecto (Loiácono & Marvaldi, 1994). Por exemplo, a espécie *N. leucoloma* pode apresentar de 11 (Gough e Brown, 1991) a sete ínstaes (Jager et al., 1989). O tamanho das referidas também é variado, podendo atingir de 7 a 15 mm dependendo da espécie (Loiácono & Marvaldi, 1994).

As larvas podem passar por um período de pré-pupa na qual param de se alimentar e utilizam-se de reservas enquanto constroem a câmara pupal, feita de secreção corporal e partículas de solo (Loiácono & Marvaldi, 1994). As pupas são do tipo livre e apresentam traços característicos dos adultos (Bigolin, 2013).

Após a fase de pupa, os adultos podem permanecer no solo por um período variável antes de sair para superfície. Esse período é influenciado por diferentes fatores desde textura, estrutura, compactação, umidade do solo, profundidade de onde a pupa se formou, além de condições ambientais externas (Guedes et al., 2007a). Ao sair para superfície, os adultos migram para a copa das plantas, onde passam a se alimentar das folhas (Gravena et al., 1992; Guedes, 2001). A taxa de consumo é variável entre as espécies, mas podem se correlacionar positivamente com o tamanho do inseto (Guedes et al., 2007a). Os adultos tem de caminhar até as folhas, afinal, a maioria das espécies de *Naupactus* spp. são incapazes de voar, por conta do atrofiamento ou redução do segundo par de asas (Lanteri & Normark, 1995). Adultos de *Naupactus* são mais ativos durante o período noturno e podem apresentar o comportamento de tanatose como muitos curculionídeos (Chouinard et al., 1993).

O tamanho dos adultos pode variar de 6 a 23mm de comprimento, dependendo da espécie, sendo que as fêmeas são maiores que os machos (Pedrosa-Macedo, 1993). A coloração do tegumento varia de preto a cinza, podendo ser revestido por escamas de variadas colorações como rosa, branco, laranja e amarelo. As escamas podem formar faixas longitudinais da base até o ápice dos élitros (Araújo et al., 2009; Bigolin, 2011; Lanteri et al., 2002). Adultos de *N. navicularis*, *N. dissimilis*, *N. mimicus*, *N. dissimulator* e *N. marvaldiae* apresentam um par de tubérculos no ápice do élitro (Lanteri & Del Rio, 2017).

A espécie *N. auricinctus* possui a coloração verde-musgo-metálica com listra verde-clara ao longo do élitro, enquanto *N. bellus* possui a base do élitro de coloração marrom com manchas irregulares esverdeadas. O besouro *N. virens*, normalmente, é uma espécie de maior tamanho, apresentando uma coloração verde com listras longitudinais verde-amareladas ao longo do élitro. *Naupactus dissimilis* apresenta coloração marrom-escura com faixas claras (Pedrosa-Macedo, 1993). O policromatismo pode ser observado também dentro de uma mesma espécie e não é uma barreira mecânica e comportamental para cópulas (Araujo et al., 2009).

Após a copula, o período de pré-oviposição pode variar entre as espécies com 6,7 dias para *N. versatilis* até 11,6 dias para *N. cervinus* (Guedes et al., 2007a). Diferentemente das demais espécies, as fêmeas de *N. cervinus* podem se reproduzir por partenogênese (Lanteri & Normark, 1995).

A reprodução do *Naupactus* spp., em geral, ocorre uma vez por ano (univoltismo) tendendo a ocorrer nos meses mais quentes e úmidos, período em que há um maior número de indivíduos (Araújo et al., 2009). A longevidade e duração do ciclo é outro fator bastante variável entre as espécies e influenciado por fatores como temperatura e qualidade do alimento (Guedes et al., 2007a).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O complexo de pragas do gênero *Naupactus* spp. é encontrado em diferentes culturas, podendo causar prejuízos tanto na fase jovem que vive no solo e causa danos as raízes, quanto na fase adulta resultando prejuízos ao se alimentarem da parte aérea das plantas. Principalmente em plantas jovens, os danos na parte aérea podem resultar numa diminuição da área foliar, o que diminui a capacidade fotossintética e, conseqüentemente, prejudica o desenvolvimento (Syvertsen & McCoy, 1985).

As espécies desse gênero são polípagas e podem se alimentar em muitos hospedeiros (Anjos & Majer, 2003). Esses besouros podem usar como hospedeiros plantas das famílias Fabaceae, Lauraceae, Malvaceae, Musaceae, Myrtaceae, Poaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae, Sterculiaceae, Vitaceae, entre outras plantas nativas e cultivadas no Brasil (Silva et al., 1968).

Naupactus auricinctus, *N. bellus*, *N. dissimilis* e *N. virens* danificam acículas em árvores de pinus com dois até seis anos de idade (Figura 1). Os adultos

alimentam-se das porções medianas das acículas, causando o secamento da porção apical ou, em alguns casos, a queda dessa parte (Corassa & Souza, 2014). O desfolhamento ocorre, geralmente, da parte baixa para o ápice da copa da árvore. As árvores em estágio avançado de ataques ficam com aspecto de queimadas, devido à grande quantidade de acículas secas. As espécies de *Pinus* atacadas por esses besouros do Brasil são: *P. caribaea* var. *bahamensis*, *P. caribaea* var. *caribaea*, *P. caribaea* var. *hondurensis*, *P. oocarpa* e *P. taeda* (Pedrosa-Macedo, 1993; Corassa & Souza, 2014).



Figura 1. Adultos de *Naupactus* sp. alimentando-se de acículas. Foto: Francisco Santana

Naupactus bipes, *N. cervinus*, *N. condecoratus*, *N. elegans* e *N. xanthographus* podem causar desfolhamento em eucaliptos, atacando, preferencialmente, folhas novas e tenras (Corassa & Souza, 2014). *Naupactus longimanus* foi registrado em *C. citriodora*, *E. saligna* e outras espécies de eucaliptos no Rio de Janeiro e em Minas Gerais (Silva et al., 1968). Também pode atacar ingazeiro (*Inga* spp.), cultivos de uva e citrus. Adultos de *N. bipes* foram registrados desfolhando *E. grandis* e *E. urophylla*, e *N. elegans* atacando essas duas espécies,

além de *E. saligna*, no Mato Grosso (Berti Filho, 1981). *Naupactus condecoratus* foi observado em *E. saligna* em Minas Gerais (Silva et al., 1968).

Outras espécies florestais como as acácias (*Acacia* spp.) (Fabaceae), erva-mate (*Ilex paraguariensis*) (Aquifoliaceae) e guaçatonga (*Caesaria sylvestris*) (Salicaceae) também podem ser atacadas por besouros desse gênero (Corassa & Souza, 2014).

O ataque das larvas às raízes é um dos principais problemas causados por esses insetos, pois além de causar o amarelecimento das folhas e redução da taxa fotossintética, pode atuar como vetor de fungos causadores de doenças como *Ascochyta coffeae* e *Cronartium ribicola* na cultura do café (Junqueira, 1952; Luiz et al., 2011) e *Phytophthora* spp., causador da gomose dos citros (Guedes et al. 2002).

Naupactus cervinus é considerado praga primária em regiões produtoras de citros de São Paulo e Minas Gerais (Guedes et al. 2005). Entretanto, diversas outras espécies são relatadas na citricultura *N. ambiguus*, *N. rivulosus*, *N. tarsalis*, *N. transversus*, *N. versatilis*, *N. roseiventris*, *N. cinerosus*, *N. fatuus*, *N. optatus*, *N. proximus* (Munuera 1992; Parra et al., 2003; Pinto et al., 1996).

Outras frutíferas já tiveram registro de ataque desses besouros: aceroleira (*Malpighia glabra* L.), amoreira (*Morus alba* L.), macieira (*Malus domestica*) e pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) (Costa & Bogorni, 1996; Leitzke et al., 2001; Sánchez-Soto et al., 2005). Batata, feijão, girassol, milho, soja e trigo também estão entre as culturas apontadas (Bigolin, 2013; Chiaradia, 2010; Gassen, 1989; Silva et al., 1968; Tonet et al., 2000). Frutos de pequi (*Caryocar brasiliense*) (Caryocaceae) foram atacadas por esses besouros (Leite et al., 2012).

MANEJO

Controle mecânico/silvicultural

Um método alternativo é evitar que os insetos adultos alcancem a parte aérea das árvores, de maneira que os ramos baixos não toquem o solo para que os adultos não subam por ele. A poda desses ramos deve ser realizada, forçando o gorgulho a tentar subir pelo tronco que deve ser também tratado com material grudento, fazendo com que a praga fique presa e não consiga alcançar as folhas e os brotos, danificando-os (Gyeltshen & Hodges, 2006).

Resistência

Pinus caribaea var. *caribaea* tem se mostrado a espécie mais resistente entre os pinheiros atacados pelos carneirinhos. Já *P. caribaea* var. *bahamensis* e *P. oocarpa* são espécies consideradas mais suscetíveis (Corassa & Souza, 2014).

Controle biológico

Beauveria e *Metarhizium*, fungos amplamente utilizados no controle biológico de insetos, são apontados como patógenos para várias espécies de larvas da tribo Naupactini (Ribeiro, 2000). Entretanto, o controle biológico não tem sido muito utilizado para esse complexo de pragas. Nematoides entomopatogênicos, apesar de terem apresentado bons resultados em testes laboratoriais contra *N. godmani*, demonstraram efeito insatisfatório em campo, não sendo considerado uma alternativa viável no controle dessas pragas (Gulcu et al., 2019).

Nenhum predador ou parasitoide tem sido indicado para essas pragas apesar de algumas evidências. Uma vespa da espécie *Microctonus* sp. foi notificada parasitando *N. cervinus* na Argentina (Rodrighero et al., 2014).

Controle químico

O carbaril (Zeiinder et al. 1998), o dissulfotom (Link & Busanello 1982) e o imidacloprido (Quintela & McCoy 1997) podem reduzir os danos causados pelas larvas desses besouros em batata-doce, soja e citros, respectivamente. Tiametoxam (GR) 2,4 g aplicado em superfície e tiametoxam (WG) 1,00 g de i.a./planta, em sulco, controlam larvas de *Naupactus* spp. com eficiência maior que 70% (Guedes et al., 2007b).

O controle de adultos dos curculionídeos é efetivo com carbaril, parationa metílica, clorpirifós (Pinto 1994, Zeiinder et al. 1998). O tiametoxam (WG) na concentração de 0,75 g de i.a./planta ou carbosulfano na concentração de 0,64 g de i.a./planta mostraram-se efetivos (Guedes et al., 2007b).

No entanto, nenhum produto encontra-se registrado para o controle desses insetos no Brasil (AGROFIT, 2019).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistema de Agrotóxico Fitossanitário. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br>.

gov.br Acessado em: 10/01/2019.

ARAUJO, C. O.; FLINTE, V.; MACÊDO, M. V.; MONTEIRO, R. F. Ecologia e variação espacial de *Naupactus iar* Germar (Coleoptera, curculionidae, Entiminae) no Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, RJ. *Revista Brasileira de Entomologia*. v. 53, n. 1, p. 82-87. 2009.

BIGOLIN, M. Identificação e distribuição geográfica dos curculionídeos-das-raízes da soja no Rio Grande do Sul. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Maria. Programa de Pós-Graduação em Agronomia. 70p. 2013.

CHIARADIA, L. A. Artropodofauna associada à erva-mate em Chapecó, SC. *Revista de Ciências Agroveterinárias*, Lages, v. 9, n. 2, p. 134-142, 2010.

CHOUINARD, G.; HILL, S. B.; VINCENT, C. Spring behavior of the Plum Curculio (Coleoptera: Curculionidae) within caged dwarf apple trees. *Annals of the Entomological Society of America*, College Park, v. 86, n. 3, p. 333-340, 1993.

CORASSA, J. N.; SOUZA, R.M. Besouros desfolhadores em plantações florestais. In: CANTARELLI, E.B.; COSTA, E.C. (Eds.) *Entomologia florestal aplicada*, Editora UFSM, p. 134, 2014.

COSTA, E. C.; BOGORNI, P. C. Insectos asociados al dosel del bosque secundario em Brasil: Coleoptera-Curculionidae. *Folia Entomológica Mexicana*. Mexico, v. 98, p. 45-52, 1996.

FERNANDES, F. L.; PICANÇO, M. C., RAMOS, R. S., BENEVENUTE, J. S.; FERNANDES, M. E. S. Ocorrência e distribuição espacial e temporal do coleóptero *Naupactus curtus* em cafeeiros de Minas Gerais, Brasil. *Ciência rural*, v. 40, n. 6, p. 1424-1427. 2010.

GASSEN, D. N. Insetos subterrâneos prejudiciais às culturas no sul do Brasil. EMBRAPA/ CNPT, Documento 13, Passo Fundo, 72p., 1989.

GOUGH, N.; BROWN, J. D. Development of larvae of the whitefringed weevil, *Graphognathus leucoma* (Coleoptera: Curculionidae), in northern Queensland. *Bulletin of Entomological Research*. v. 81, n.4, p. 385-393. 1991

GRAVENA, S. CORREA, A. C. B.; YAMAMOTO, P. T.; MUNUERA, M. C. M. SALVA, R. A. *Pantomorus* e *Naupactus* uma ameaça à citricultura. Jaboticabal: FUNEP. p. 229-234. 1992

GROSS, H. R.; BARLETT, F. J. Improved technique for collecting eggs of whitefringed beetles. *Journal of Economic Entomology*. v. 65, p. 611-612. 1972.

GUEDES, J. V. C. Guia de identificação as pragas dos citros. Santa Maria: Departamento de Defesa Fitossanitária, 60p. 2001.

GUEDES, J. C.; PARRA, J. R. P.; YAMAMOTO, P. T. Ocorrência de curculionídeos-das-raízes dos citros em São Paulo. *Laranja*, v.23, n.2, p.308-320, 2002.

GUEDES, J. V. C.; PARRA, J. R. P. Oviposição dos curculionídeos-das-raízes dos citros (Coleoptera: Curculionidae). *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 34, n. 3, p. 673-678. 2004.

GUEDES, J. V. C.; PARRA, J. R. P. Aspectos biológicos do período embrionário dos curculionídeos-das-raízes dos citros. *Netropical Entomology*. v. 36, n. 2 p. 192-196. 2007.

GUEDES, J. V. C.; PARRA, J.R. P. e FIORIN, R. A. Aspectos biológicos da fase adulta dos curculionídeos-das-raízes dos citros. *Ciência Rural*, v. 37, n. 2, p. 304-307, 2007a.

GUEDES, J. V. C.; FARIAS, J. R.; ROGGIA, S.; SULZBACH, F. Eficiência de inseticidas no controle de larvas e adultos de curculionídeos-das-raízes em citros. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, v. 37, n. 2. 2007b.

GULCU, B., HODSON, A., OMALEKI, V., ROSS, A. B.; LEWIS, E. E. A biological control approach to reducing *Naupactus godmani* (Curculionidae) populations in citrus using entomopathogenic nematodes. *Crop Protection*. v. 115, p. 99-103. 2019.

GYELTSHEN, J.; HODGES, A. Fuller rose beetle. University of Florida. 2006. Disponível em: <http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/beetles/fuller_rose_beetle.htm#dama%3E>. Acesso em: 09 de jan. 2019.

DE JAGER, J.; LATEGAN, K.; VAN DER WESTHUIZEN, M. C. Some aspects of the biology of the white-fringed beetle, *Graphognathus leucoma* (Coleoptera: Curculionidae), in the

lower Orange River irrigation area of South Africa. *Phytophylactica*, África do Sul, v. 21, p. 259-263, 1989.

JUNQUEIRA, G. M. *Pantomorus godmani* (Crotch): um depredador ocasional do cafeeiro. Solo, Piracicaba, v. 44, n. 2, p. 51-58, 1952.

LANTERI, A. A.; GUEDES, J. C.; PARRA, J. R. P. Weevils injurious for roots of citrus in São Paulo, Brazil. *Neotropical Entomology*, v. 31, p. 561-569. 2002.

LANTERI, A. A.; MORRONE, J. J. Cladistics of the *Naupactus leucoloma* species group, *Atrichonotus*, and *Eurymetopus* (Coleoptera: Curculionidae). *Revista da Sociedade Entomológica da Argentina*, v.54, p.99-112, 1995.

LANTERI, A. A.; NORMARK, B. B. Parthenogenesis in the tribe Naupactini (Coleoptera: Curculionidae). *Annals of the Entomological Society of America*, v. 88, n. 6, p. 722-731, 1995.

LANTERI, A. A.; DEL RIO, M. G. *Naupactus xanthographus* (Germar) species group (Curculionidae: Entimini): a comprehensive taxonomic treatment. *Journal of natural history*. v. 51, n. 27-28, p. 1557-1587. 2017.

LEITE, G. L. D.; VELOSO, R. V. dos S.; ZANUNCIO, J. C.; ALMEIDA, C. I. M.; FERREIRA, P. S. F.; SERRAO, J. E.; RAMALHO, F. S. Seasonal damage caused by herbivorous insects on *Caryocar brasiliense* (Caryocaraceae) trees in the Brazilian savanna. *Revista Colombiana de Entomología*, v. 38, n. 1, p. 108-113. 2012.

LEITZKE, V. W.; BAVARESCO, A.; BOTTON, M.; FARIA, J. L. Avaliação de inseticidas néonicotinóides visando ao controle de adultos de *Pantomorus cervinus* (Coleoptera: Curculionidae) na cultura da macieira. In: Reunião Sul-Brasileira sobre Pragas de Solo. Londrina: Embrapa Soja. v. 8, p. 135-139. 2001.

LINK, D.; BUSANELLO, O. Ensaio preliminar de controle químico de larvas de *Naupactus purpureoviolaceus* (Hustache, 1947) em soja. *Revista do Centro de Ciências Rurais*, v. 12, p. 125-128. 1982

LOIÁCONO, M. S.; MARVALDI, A. E. Biología y daños ocasionados. In: LANTERI, A. A. (Ed.). Bases para el control integrado de los gorgojos de la alfalfa. La Plata: De la Campana Ediciones. p. 49-55. 1994.

LUIZ, A. C. G. R.; PINHEIRO, F.; OLIVEIRA, V. M. R.; FERNANDES, F. L.; GENTIL, F. H.; SILVA, L. O. D. e ALVES, F. M. *Naupactus* como agente transmissor de *Ascochyta coffeae* em café. VII Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil. Araxá, MG, Brasil. 2011.

MARVALDI, A. E. Larvae of South American Entimini (Coleoptera: Curculionidae), and phylogenetics implications of certain characters. *Revista Chilena de Entomología*, v. 25, p. 21-44, 1998.

MARVALDI, A. E. Eggs and oviposition habits in Entimini (Coleoptera: Curculionidae). *Coleopterists Bulletin*, v. 53, p. 115-126. 1999.

MCCOY, C. W. Besouros da raiz do citros: Biologia e estratégias atuais de MIP na Flórida, p. 233-254. In DONADIO, L.C.; GRAVENA, S. (eds.), Manejo integrado de pragas dos citros. Campinas, Fundação Cargill, 310p. 1994.

MUNUERA, M. C. M. Diversidade de espécies e controle microbiano de adultos de curculionídeos pragas dos Citros. Jaboticabal, FCAV/UNESP, 48p. 1992.

MUÑIZ, R. V. Relación entre taxonomía y tipos de vida en Curculionidae. *Annales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, v. 17, p. 169-187. 1970.

OLIVARES, N.; MORALES, N.; LUPPICHINI, P.; LÓPEZ, E. Oviposition of *Naupactus cervinus* (Boheman) and *Naupactus xanthographus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae) under laboratory conditions on orange fruit. *Chilean journal of agricultural research*. v. 74, n. 4, p. 502-505. 2014.

OLIVEIRA, V. M. R.; FERNANDES, F. L.; DINIZ, J. F. S.; GENTIL, F. H.; SILVA, L. O. D.; ALVES, F. M. Armadilha para coleta de *Naupactus curtus* Boheman. VII Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil. 2011.

PARRA, J.R.P.; OLIVEIRA, H. N. de; PINTO, A. de S. Guia ilustrado de pragas e insetos benéficos dos citros. Piracicaba: A.S. Pinto, 140p. 2003.

- PEDROSA-MACEDO, J. H. Manual de Pragas Florestais do Sul do Brasil. Viçosa: IPEF/SIF. v. 2. 112 p. 1993.
- PINTO, R. A. Controle químico de adultos de curculionídeos e distribuição de larvas no solo em citros. Monografia de Graduação. Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. 69p. 1994.
- PINTO, R.A.; PAIVA, P. E. B.; SILVA, J. L.; GRAVENA, S. Estudo de espécies, comportamento e controle dos curculionídeos-pragas das raízes de citros. Laranja v. 17, p. 13-29. 1996.
- QUINTELA, E. D.; McCOY C.W. Effects of Imidacloprid on development, mobility, and survival of first instars of *Diaprepes abbreviatus* (Coleoptera: Curculionidea). Journal of Economic Entomology, v. 90, p. 988-995. 1997.
- RIBEIRO, A. Estudios Preliminares Sobre Poblaciones de Gorgojos de Suelo en Pasturas de Alfalfa y Lotus. In: ERNST, O.; GARCÍA-PRÉCHAC, F.; MARTINO, D. (eds.) Curso de Actualización para Profesionales Universitarios: Siembra Sin Laboreo de Cultivos y Pasturas. Montevideo, INIA, PROCISUR, EEMAC. 2000.
- RODRIGUERO, M. S.; AQUINO, D. A., LOIÁCONO, M. S., COSTA, A. J. E., CONFALONIERI, V. A., LANTERI, A. A. Parasitism of the "Fuller's rose weevil" *Naupactus cervinus* by *Microctonus* sp. in Argentina. BioControl. v. 59, n. 5, p. 547-556. 2014.
- SÁNCHEZ-SOTO, S.; GUEDES, J. C; NAKANO, O. Ocorrência de *Naupactus curtus* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) em Três Plantas de Importância Econômica no Brasil. Neotropical Entomology. v. 34, n. 4, p. 693-693. 2005.
- SANTOS, G. P.; ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragas de eucalipto. Informe Agropecuário. Belo Horizonte, v. 18, n. 185, p. 63-71. 1996.
- SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J., SILVA, M. N.; SIMONI, L. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. v. 1. 1968.
- SYVERTSEN, J. P.; McCOY, C. W. Leaf feeding injury to citrus by root weevils adults: leaf area, photosynthesis, and water use efficiency. Florida Entomologist, Florida, v. 68, n. 3, p. 384-393, 1985.
- TONET, G. B.; GASSEN, D. N.; SALVADORI, J. R. Estresses ocasionados por pragas. In: BONATO, E. R. (Ed). Estresses em soja. Passo Fundo: Embrapa Trigo, p. 201-253. 2000.
- ZEIINDER, G.W.; BRIGGS, T.I.; PITTS, J. A. Management of Whitefringed Beetle (Coleoptera: Curculionidae) grub damage to sweet potato with adulticide treatments. Journal of Economic Entomology, v. 91, p. 08-714. 1998.

15.4.10 *Sternocolaspis quatuordecimcostata*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais. pedroglemes@ufmg.br

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Sternocolaspis quatuordecimcostata (Lefèvre, 1877) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Nome popular: besouro-de-limeira

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, GO, RJ, MA, PA, PR, RN, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos são amarelados, de forma oval-oblonga e com 0,8 mm de comprimento. Um grande número de ovos aglomerados é colocado no solo pela fêmea adulta de *Sternocolaspis quatuordecimcostata*, a uma profundidade de cinco mm, aproximadamente. As larvas e pupas desenvolvem-se no solo. É provável que as larvas alimentem-se da matéria orgânica em decomposição do solo, mas a biologia desse inseto é pouco estudada (Orlando et al., 1954).

Os adultos são besouros de cor azulada com reflexos em tom de cobre. As fêmeas têm comprimento entre 9,2 e dez mm e os machos entre sete e 7,6 mm. A maior largura varia entre 3,5 e cinco mm (Mariconi, 1956). A cabeça e o protórax são de coloração verde brilhante. O protórax é mais largo do que longo, com pequenas protuberâncias circulares. O escutelo é verde e liso. Os élitros variam entre tons metálicos de verde, verde azulados e roxos. Os élitros apresentam sete carenas longitudinais cada, com pontuações entre elas. A parte ventral do corpo é azulada (Orlando et al., 1954). Os adultos são ariscos e quando se tenta pegá-los se jogam no solo a partir da folha em que estavam, pousam nos ramos abaixo ou voam para outra planta (Mariconi, 1956). Adultos de *S. quatuordecimcostata*

emergem do solo após o início das primeiras chuvas, e o ataque às plantas vai de outubro a fevereiro, principalmente (Corassa & Souza, 2014, Mariconi, 1956).

Os adultos são insetos de hábitos diurnos e se alimentam de folhas, deixando-as com aspecto rendilhado (Orlando et al., 1954; Santos et al., 2008). Também podem se alimentar da casca de ramos mais tenros e dos frutos (Corassa & Souza, 2014). A intensidade dos danos está ligada à densidade populacional desses insetos e às espécies atacadas. Algumas espécies são preferidas e o ataque é mais intenso e em outras, poucas preferidas, os danos são inexpressivos (Mariconi, 1956).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Este inseto é conhecido no Brasil desde 1877, mas apenas em 1953 foi relatado como praga em eucaliptais e outras plantas na cidade de Limeira, São Paulo, motivo do seu nome popular (Orlando et al., 1954). O surto estendeu-se entre 1954 e de 1955, com esse inseto causando prejuízos. Em alguns plantios de eucalipto, as árvores ficavam tão atacadas que alguma delas ficavam completamente desfolhadas (Orlando et al., 1954). Esses insetos podem devorar também as cascas dos ramos em algumas espécies de eucalipto, os quais secam e morrem (Orlando et al., 1954).

As espécies de eucalipto atacadas por esse besouro são *Corymbia citriodora*, *C. maculata*, *Eucalyptus alba*, *E. saligna* e *E. robusta* (Mariconi, 1956). Essa espécie é bastante polífaga e foi registrada alimentando-se de plantas das famílias Anacardiaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Graminae, Lauraceae, Malvaceae, Sterculiaceae e Vitaceae (Silva et al., 1968). Larvas e adultos foram registrados danificando espigas de milho (Prezoto & Machado, 1998). Também é considerada praga do pinhão-manso (*Jathropha curcas*) (Euphorbiaceae) e da batata-doce no Brasil (Gallo et al., 2002; Franco & Gabriel, 2008).

MANEJO

Resistência

Corymbia citriodora, *C. maculata* e *E. alba* são espécies mais atacadas por *S. quatuordecimcostata*. *Eucalyptus robusta* e *E. saligna* são pouco atacadas e *E. globulus* e *E. maidenii* imunes (Orlando et al., 1954; Mariconi, 1956).

Controle químico

Malationa, um inseticida organofosforado, está registrado para o controle de *S. quatuordecimcostata* na cultura da maçã no Brasil (AGROFIT, 2017). Nenhum produto está registrado para as culturas florestais no país. O BHC, DDT e outros organoclorados e organofosforados foram usados em surtos dessa praga em eucaliptos (Mariconi, 1956), porém esses inseticidas estão proibidos há décadas por sua alta toxicidade.

REFERÊNCIAS

- CORASSA, J.N.; SOUZA, R.M. Besouros desfolhadores em plantações florestais. In: CANTARELLI, E.B.; COSTA, E.C. (Eds.), *Entomologia Florestal Aplicada*, 1 ed., Editora da UFSM, Santa Maria, 2014.
- FRANCO, D.A.S.; GABRIEL, D. Aspectos fitossanitários na cultura do pinhão manso (*Jatropha curcas* L.) para produção de biodiesel. *Biológico*, v. 70, n. 2, p. 63-64, 2008.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S.S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMINI, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. *Entomologia Agrícola*, FEALQ, 920 pp., 2002.
- MARICONI, F.A.M. Alguns besouros depredadores de eucaliptos na região de Piracicaba. *O Biológico*, v. 22, p. 1-14, 1956.
- ORLANDO, A.; MARICONI, F.A.M.; IBA, S. O besouro-de-limeira: praga de frutíferas, eucaliptos e algumas outras culturas. *O Biológico*, v. 20, p., 1-10. 1954.
- PREZOTO, F.; MACHADO, V.L.L. Incidência de insetos em cultura de milho (*Zea mays* L.) no município de Piracicaba, SP. *Revista Bioikos*, v. 12, n. 2, p. 31-35, 1998.
- SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C.; ZANUNCIO, T.V.; PIRES, E.M. Pragas do eucalipto. *Informe Agropecuário*, v. 29, n. 242, p. 43-64, 2008.

15.5 Cupins

15.5.1. *Anoplotermes pacificus*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

Anoplotermes pacificus Müller, 1873 (Blattodea: Termitidae: Apicotermatinae)

Nome popular: cupim-subterrâneo

Estados brasileiros onde foi registrada: PA, PR, RJ e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Esta espécie não possui a casta dos soldados em suas colônias nas Américas e, por isso, são de difícil identificação. A espécie é taxonomicamente mal definida e são inexistentes chaves de identificação. Em geral, os operários são de coloração fosca acinzentada, mandíbula esquerda com uma incisão bem marcada entre o primeiro e segundo dente marginal e medem, em média, 3,7mm de comprimento (Constantino, 2015).

O ninho de *A. pacificus* é, geralmente, subterrâneo ou ocorrem como inquilinos em ninhos de outras espécies de cupins subterrâneos. Alimentam-se, no solo, de folhas da serapilheira e de matéria orgânica em decomposição, sendo, quanto ao hábito, caracterizados como humívoro ou intermediário (Constantino, 2015).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os operários de *A. pacificus* atacam as raízes de mudas de eucaliptos na porção abaixo do solo (Mariconi, 1981; Berti Filho, 1995). A quantificação dessa espécie no campo é difícil, uma vez que não existe um método operacional de monitoramento e sua detecção é realizada em levantamentos da diversidade de

cupins através da escavação de transectos sob o solo (Forti & Andrade, 1995; Sales et al., 2010).

MANEJO

Ainda não existe, no setor florestal, nenhum método de controle biológico, comportamental, físico, mecânico e/ou químico para *A. pacificus*. No entanto, o controle químico preventivo (barreira química) por imersão das raízes de mudas de eucalipto com os princípios ativos fipronil, imidacloprido ou tiametoxam (AGROFIT, 2018), pode evitar o ataque desta espécie, baseado no que já foi evidenciado para outros cupins-de-raiz.

Controle silvicultural

Objetivando reduzir o ataque de cupins-de-raiz nas mudas, é recomendado o uso de mudas vigorosas e rustificadas, aração e gradagem e, dependendo do caso, adoção do cultivo mínimo, adubação e calagem adequadas (Wilcken & Raetano, 1995). Plantas no campo sob estresse estariam mais suscetíveis ao ataque; portanto, deveriam ser adotadas medidas como prevenção de incêndios e retirada de plantas danificadas ou doentes no campo (Perry et al., 1985; Logan et al., 1990).

Outra estratégia tem sido fazer o plantio das mudas em época chuvosa, para acelerar o desenvolvimento das plantas e escapar da fase de danos por cupins (Zanetti et al., 2004), fase essa em que a planta produz material vegetativo (raízes) à uma taxa superior a que é removida por esses organismos, geralmente após os seis meses de idade (Anjos et al., 1996).

Resistência

No Brasil, as espécies *Corymbia citriodora*, *Eucalyptus grandis*, *E. robusta* e *E. tereticornis* são consideradas as espécies florestais arbóreas mais suscetíveis aos cupins (Berti Filho, 1993), enquanto, na China, *C. citriodora* e *E. maculata* mostraram um certo grau de resistência a esses insetos (Harris, 1971).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e

Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.

ANJOS, N.; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C. Pragas do eucalipto e seu controle. Informe Agropecuário, v. 12, n. 141, p. 53, 1986.

BERTI FILHO, E. Manual de pragas em florestas. Cupins ou térmitas. IPEF/SIF, 1993. v.3, 56p.

BERTI FILHO, E. Cupins e florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. Biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 127-140.

CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Technical Books, 2015. 167p.

FORTI, L.C.; ANDRADE, M.L. Populações de cupins. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. Biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 29-51.

HARRIS, W.V. Termites: their recognition and control. 2. ed. London: Longman Group, 1971. 186p.

LOGAN, J.W.M.; COWIE, R.H.; WOOD, T.G. Termite (Isoptera) control in agriculture and forestry by nonchemical methods: a review. Bulletin of Entomological Research, v.80, n.3, p.309- 313, 1990.

MARICONI, F.A.M. Inseticidas e seu emprego no combate às pragas. 4. ed. São Paulo: Nobel, 1981. v.2, 466 p.

PERRY, D.H.; LENZ, M.; WATSON, J.A.L. Relationships between fire, fungal rots and termite damage in Australian forest trees. Australian Forestry, v.48, n.1, p.46-53, 1985.

SALES, M.J.D.; MATOS, W.C.; REIS, Y.D.; RIBEIRO, G.T. Frequência e riqueza de cupins em áreas de plantio de eucalipto no litoral norte da Bahia. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v.45, n.12, p.1351-1356, 2010.

ZANETTI, R.; SANTOS, A.; DIAS, N.; SOUZA-SILVA, A.; CARVALHO, G.A. Manejo integrado de pragas florestais. Lavras: Editora UFLA, 2004 (Texto Acadêmico).

WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G. Controle de cupins em florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (eds). Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 141-154.

15.5.2 *Silvestritermes euamignathus*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Silvestritermes euamignathus* (Silvestri, 1901) = *Armitermes euamignathus* Silvestri, 1901 (Blattodea: Termitidae: Syntermitinae)**

Nome popular: cupim-de-montículo

Estados brasileiros onde foi registrada: esse gênero ocorre em vegetação de cerrado em todo o país

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os soldados desta espécie possuem cabeça arredondada e nasus cônico de dimensão pouco maior que a mandíbula, sendo esta, fortemente curvada e com presença de dente marginal (Figura 1). *Armitermes euamignathus* teve seu nome alterado para *Silvestritermes euamignathus* (Silvestri, 1901) em revisão taxonômica recente (Rocha et al., 2012).

Silvestritermes euamignathus constrói os ninhos na superfície do solo ou na base de tronco das árvores (Berti Filho, 1993). A formação de novas colônias ocorre no mês de outubro e novembro (Berti Filho, 1993), aparecendo colunas na superfície dos ninhos, na ocasião da saída de alados para revoada. Quanto ao hábito alimentar, são considerados intermediários, ou seja, alimentam-se de matéria orgânica de origem vegetal em decomposição (Constantino, 2015).



Figura 1. Soldados e operários de *Silvestritermes eaumignathus*. Foto: Reginaldo Constantino/Brasília, Distrito Federal.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Silvestritermes eaumignathus é uma espécie que normalmente alimenta-se de material vegetal em decomposição, porém na ausência de alimento por pressão de seleção, pode se alimentar de plantas vivas (Domingos, 1983, Berti Filho, 1995). Esta espécie possui o comportamento de danificar as raízes de eucalipto (Mariconi, 1981; Berti Filho, 1993) e retirar o córtex de mudas recém-plantadas (Dietrich, 1989).

MANEJO

Ainda não existe, no setor florestal, nenhum método de controle biológico, comportamental, físico, mecânico e/ou químico para *S. eaumignathus*. No

entanto, o controle químico preventivo (barreira química) por imersão das raízes de mudas de eucalipto com os princípios ativos fipronil, imidacloprido ou tiame-toxam (AGROFIT, 2017), pode evitar o ataque desta espécie, baseado no que já foi evidenciado para outras espécies de cupins-de-raiz.

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle silvicultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

REFERÊNCIAS

- BERTI FILHO, E. Cupins ou Térmitas. Manual de pragas em florestas. Piracicaba: IPEF/SIF, 1993. 56p.
- BERTI FILHO, E. Cupins e florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (Eds). Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 127-140.
- CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Technical Books, 2015. 167p.
- DIETRICH, C.R.R.C. Ocorrência de cupins (Insecta: Isoptera) em reflorestamento de *Eucalyptus* spp.. Piracicaba: ESALQ/USP, 1989. p. 68. (Dissertação - Mestrado em Energia Nuclear na Agricultura).
- DOMINGOS, D. J. Preferência alimentar de *Armitermes euamignathus* (Isoptera, Termitidae, Nasutitermitinae) em cinco formações vegetais do cerrado. Revista Brasileira de Biologia, v. 43, n. 4, p. 339-344, 1983.
- MARICONI, F.A.M. Inseticidas e seu emprego no combate às pragas. 4. ed. São Paulo: Nobel, 1981. v.2, 466 p.
- ROCHA, M.; CANCELLO, E.M.; CARRIJO, T. Neotropical termites: Revision of *Armitermes* Wasmann (Isoptera, Termitidae, Syntermitinae) and phylogeny of the Syntermitinae. Systematic Entomology, v. 37, n. 4, p. 793-827, 2012.

15.5.3 *Coptotermes testaceus*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglmes@ufmg.br

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

***Coptotermes testaceus* (Linnaeus, 1758) (Blattodea: Rhinotermitidae)**

Nome popular: cupim-de-cerne

Estados brasileiros onde foi registrada: AC, AM, AP, MG, MS, MT, PA, PB

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero de *Coptotermes* Wasmann é composto por pelo menos 67 espécies distribuídas em todos continentes, exceto Antártida e Europa (Krishna et al., 2013). Apenas três espécies desses gêneros são endêmicas na América tropical: *C. crassus* Snyder, *C. niger* Snyder e *C. testaceus* (Linnaeus) (Scheffrahn et al., 2015). Essas espécies são identificadas com base em sua localização geográfica: *C. crassus* do México ao Panamá; *C. niger* da Guatemala até a Colômbia e; *C. testaceus* do Panamá a América do Sul (Constantino, 1998). Um estudo taxonômico realizado em 2015 mostrou não haver diferenças consistentes entre essas populações, e *C. crassus* e *C. niger* passaram a ser consideradas como sinônimos juniores de *C. testaceus* (Scheffrahn et al., 2015).

Cupins são habitantes do solo ou necessitam de contato com ele ou alguma outra fonte constante de água. Os ninhos de *Coptotermes* spp. podem ser encontrados em madeira morta, toras, tocos de árvores colhidas ou em troncos de árvores vivas ou mortas. O ninho geralmente é construído com uma mistura de excremento dos próprios cupins e barro, feito de terra e secreções salivares (Calderon & Constantino, 2007). As colônias podem ser grandes, com até 1,25 milhões de indivíduos (Krishna e Weesner, 1970).

Assim como nas outras espécies de cupins, dentro de cada colônia de *Coprototermes*, existem castas especializadas em tarefas diferentes. As três principais castas são: os trabalhadores ou operários (responsáveis pela construção de ninhos e galerias, produção e coleta de alimentos), soldados (responsáveis pela defesa da colônia) e reprodutores (rei e rainha e formas aladas que se dispersam para estabelecer novas colônias).

Os soldados têm cabeça pequena (1,10 e 1,18 na maior largura), ovalada, com os lados arqueados, com maior largura no terço superior, de cor marrom castanha a marrom castanha escura, coberta esparsamente por pelos de cerdas longas na parte dorsal e curtas na parte ventral. As mandíbulas são em forma de sabre e têm pouco mais da metade do comprimento da cabeça, com coloração marrom-acobreada e com base laranja-acobreada. As antenas têm de 14 a 15 artigos e são de coloração amarela ou alaranjada. O abdômen, o labro, os notos e os palpos são amarelados ou alaranjados, já as pernas são branco-amareladas, com espinhos e garras tarsais de coloração amarronzada (Ferraz, 2000).

Os alados têm cabeça subcircular, em torno de um quarto mais larga do que longa, com cor laranja-acobreada a marrom-acobreada, com presença de bastante pilosidade. Os olhos são quase redondos e os ocelos são subcirculares, com cerca de um terço do tamanho dos soquetes das antenas. As antenas têm de 19 a 21 artigos e de cor amarelo alaranjado. As asas têm membrana com comprimento quatro vezes maior que a largura, de coloração escura e coberta por pelos bem curtos. Pronoto e tergitos abdominais são de cor marrom-acobreada a acobreada. Os esternitos abdominais variam de amarelo a amarelo-alaranjado. Nas pernas, as coxas, trocanteres e fêmures são amarelados e as tíbias e tarsos mais amarronzados (Ferraz, 2000).

O forrageamento no ninho ocorre através de túneis subterrâneos ou externos, cobertos de madeira digerida e partículas de solo. Essas galerias podem chegar a mais de 50 m de comprimento. A alimentação básica desses cupins é a celulose obtida a partir de material vegetal, que é digerida com a ajuda de microrganismos no intestino.

Os alados são considerados bons voadores, mas removem suas asas assim que descem em objetos parados (Scheffrahn et al., 2015). As revoadas de alados de *C. testaceus* podem ser enormes, com até 4,3 milhões de alados por km² (Scheffrahn et al., 2015).

Os cupins-de-cerne entram nas raízes e constroem galerias no tronco, destruindo o cerne, podendo deixar as árvores ocas (Figura 1), reduzindo a produ-
ti-

vidade de um plantio florestal. *Coptotermes testaceus* é uma das poucas espécies de cupim que ataca árvores adultas (com dois anos ou mais) em plantios florestais (Calderon & Constantino, 2007).



Figura 1. Toras com cerne destruído pela ação daninha de *Coptotermes testaceus* (Blattodea: Rhinotermitidae).



Figura 2. Árvore de eucalipto quebrada (A) e tombada (B) em virtude do dano causado por *Coptotermes testaceus* (Blattodeae: Rhinotermitidae).

As árvores ocas perdem a sustentação e podem se quebrar (Figura 2-A) ou serem derrubadas (Figura 2-B) pelo vento. O dano interno só se torna observável após as operações de colheita da árvore, tornando a prevenção mais difícil (Junqueira et al., 2008). A condução de rebrota em plantios florestais é afetada, já que o dano inicia-se nas raízes, podendo causar mortalidade de árvores novas e reduzir a produtividade florestal (Wilcken et al., 2002).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Coptotermes testaceus tem sido relatada como praga de culturas florestais no Brasil, especialmente em plantios de eucalipto e de seringueira (*Hevea brasiliensis*) (Euphorbiaceae), alimentando-se do cerne de árvores vivas e, por isso, é conhecido popularmente como “cupim-do-cerne” (Costa et al., 2012).

Em plantios de *Eucalyptus urophylla* (Myrtaceae) em Buritis, Minas Gerais, verificou-se que apenas 0,2% (n= 3) das 1600 árvores recém-abatidas apresentavam o cerne danificado por *Coptotermes* sp. (Calderón & Constantino, 2007). Em um talhão de plantio de *E. camaldulensis* em João Pinheiro, Minas Gerais, foi encontrada uma infestação de cupim-de-cerne de 48,51% (Moraes et al., 2002). A média da perda de volume de cerne por cupins foi estimada em 0,65 m³/ha para *E. urophylla* e 0,32 m³/ha para *E. camaldulensis*, em João Pinheiro, Minas Gerais (Zanetti et al., 2005). Essas perdas representaram US\$ 2,82/ha (em 2005) no final do ciclo de produção de eucalipto para carvão (considerando preço do metro cúbico de eucalipto a US\$ 6,00). O volume de cerne de eucalipto consumido por esses cupins aumenta com a altura, o diâmetro e o volume das árvores (Zanetti et al., 2005).

Danos às palmeiras e aos coqueiros (Arecaceae) têm sido relatados na região amazônica. *Coptotermes testaceus* já foi relatado em açazeiro (*Euterpe oleracea*), buriti (*Mauritia flexuosa*), coqueiro (*Cocos nucifera*), palmito (*Euterpe edulis*), pupunha (*Bactris gasipaes*) e *Oenocarpus bataua* var. *bataua*. Embora, o dano de *Coptotermes* às palmáceas, tanto jovens quanto adultas, seja muitas vezes de fácil detecção, não parece reduzir o rendimento da produtividade de frutos e palmitos (Mill, 1992).

Árvores nativas das florestas tropicais amazônicas, aparentemente saudáveis, foram encontradas com núcleos podres e ocos, atacados por cupins do gênero *Coptotermes*, os principais ocupantes desse nicho (Apolinário & Mar-

tius, 2004). *Coptotermes testaceus* foi encontrado no tronco de mais de oito espécies florestais de oito famílias na floresta amazônica (Apolinário & Martius, 2004). Os madeireiros tendem a evitar árvores gravemente danificadas, em que se pode observar, externamente, a infestação desses cupins e árvores derrubadas, que foram deixadas no local de corte devido ao ataque de cupins no cerne. No entanto, não existem registros do desperdício de árvores abatidas e abandonadas devido aos danos por esses cupins (Mill, 1992).

Cacau (*Theobroma cacao*), castanheira-do-Pará (*Bertholletia excelsa*) (Lecythidaceae), embaúba-de-vinho (*Pourouma cecropiifolia*) (Urticaceae), mangueira (*Mangifera indica*) (Anacardiaceae) e teca (*Tectona grandis*) (Verbenaceae) são outros hospedeiros importantes de *C. testaceus* (Mill, 1992; Costa et al., 2012; Nascimento et al., 2016).

Coptotermes testaceus pode, além de árvores vivas, danificar madeira serrada e em uso. Em uma construção feita inteiramente com madeira de *Caesalpinia echinata* (Fabaceae) no Acre, foi verificado muitas tábuas atacadas por esse cupim e algumas peças estavam com estrutura totalmente danificada (Costa et al., 2012). *Coptotermes testaceus* atacou 40% das amostras de madeira de *Bagassa guianensis* (Moraceae), *Inga* spp. (Fabaceae) e *T. grandis* em Sinop, Mato Grosso (Corassa et al., 2014) e de *Anacardium giganteum* (Anacardiaceae) e *Dipteryx odorata* (Fabaceae) no Amazonas (Jesus et al., 1998). Esses registros mostram a capacidade de *C. testaceus* em se adaptar à urbanização e às modificações no meio ambiente (Costa et al., 2012).

MANEJO

Controle silvicultural

A detecção do ataque de cupins-do-cerne quase sempre ocorre apenas após as atividades de colheita florestal. Por isso, os locais onde ocorreram os ataques, devem ser registrados, para que medidas preventivas, principalmente de práticas silviculturais, sejam adotadas quando forem feitos novos plantios ou condução de rebrota (Wilcken et al., 2002).

Árvores estressadas são as mais atacadas por esses cupins e, por isso, técnicas que limitem ou não causem estresse às árvores devem ser utilizadas. Programas de controle e prevenção de incêndios, desbastes seletivos, escolha

de espécies/clones/procedências adequadas ao local de plantio e fertilização são algumas dessas técnicas (Wilcken et al., 2002).

A infestação de cupins-de-cerne foi maior em solos arenosos do que em argilosos, independente da espécie plantada (*E. camaldulensis* ou *E. urophylla*), em plantios em Minas Gerais (Moraes et al., 2002).

Podas e operações florestais envolvendo máquinas e tratores podem deixar lesões que servem como porta de entrada para esses cupins nas árvores. Em plantio de *Acacia mangium* (Fabaceae) entre 1 e 2 anos de idade na Colômbia, foi observada a presença de *C. testaceus* em lesões causadas pelas podas de formação (Medina & Pinzón-Florian, 2011).

O ataque desses cupins quando ocorre em apenas uma árvore, deve-se proceder a limpeza, removendo a madeira morta da árvore, tanto acima quanto abaixo do solo (Berti Filho, 1993).

Resistência

Algumas espécies/variedades/clones podem ser mais atacadas pelos cupins-de-cerne do que outras. *Eucalyptus urophylla* foi mais infestado por cupins-do-cerne do que *E. camaldulensis* em plantios em Minas Gerais (Moraes et al., 2002). A porcentagem de dano de cupins-do-cerne em talhões de *E. camaldulensis* e *E. urophylla* foi maior do que em talhões de *C. citriodora* em João Pinheiro, Minas Gerais, e foi maior em talhões de *E. cloeziana* e *E. urophylla* do que em *E. camaldulensis* em Bocaiúva, Minas Gerais (Zanetti et al., 2005). Essas diferenças podem ser devido à qualidade da madeira, principalmente em relação as suas características físicas, como densidade, e químicas, como a quantidade de compostos secundários (Caixeta et al., 2003).

Controle químico

No passado, cupins-de-cerne que tinham seus ninhos distribuídos em uma área no plantio, com capacidade de infestar várias árvores, seja por galerias ou pela superfície do solo, eram controlados com inseticidas fosforados ou piretroides (Berti Filho, 1993). O inseticida era introduzido no tronco da árvore atacada através de um orifício feito com uma furadeira (Berti Filho, 1993). No entanto, não existe nenhum produto registrado no Brasil para controle desse inseto (AGROFIT, 2017).

REFERÊNCIAS

- APOLINÁRIO, F.E.; MARTIUS, C. Ecological role of termites (Insecta, Isoptera) in tree trunks in central Amazonian rain forests. *Forest Ecology and Management*, v. 194, p. 23-28, 2004.
- BERTI FILHO, E. Manual de pragas florestais: Cupins ou térmitas. IPEF/SIF, 56 pp., 1993.
- CAIXETA, R.P.; TRUGILHO, P.F.; ROSADO, S.C.S.; LIMA, J.T. Propriedades e classificação da madeira aplicadas à seleção de genótipos de *Eucalyptus*. *Revista Árvore*, v. 27, n. 1, p. 43-51, 2003.
- CALDERON, R.A.; CONSTANTINO, R. A survey of the termite fauna (Isoptera) of an eucalypt plantation in central Brazil. *Neotropical Entomology*, v. 36, n. 3, p. 391-395, 2007.
- CONSTANTINO, R. Catalog of the living termites of the New World (Insecta: Isoptera). *Arquivos de Zoologia*, v. 35, p. 135-230, 1998.
- CONSTANTINO, R. The pest termites of South America: taxonomy, distribution and status. *Journal of Applied Entomology*, v. 126, p. 355-365, 2002.
- CORASSA, J.N.; PIRES, E.M.; NETO, V.R.A.; TARIGA, T.C. Térmitas associados à degradação de cinco espécies florestais em campo de apodrecimento. *Floresta e Ambiente*, v. 21, n. 1, p. 78-84, 2014.
- COSTA, J.E.S.; CAVALCANTE, A.J.; SILVA, J.O.F.; CURTI, A.T.M.; GODOY, K.B.; AGUIAR-MENEZES, E.L.; MENEZES, E.B. Infestação de árvores vivas e edificação de madeira por *Coptotermes testaceus* (L.) (Isoptera: Rhinotermitidae) em área urbana do município do Cruzeiro do Sul, AC. In: Anais do XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia, Curitiba, 2012.
- FERRAZ, M.V. Estudo taxônomico e aspectos da biologia de *Coptotermes* Wasmann, 1896 (Isoptera, Rhinotermitidae) nas Américas. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo, 174 f., 2000.
- KRISHNA K., GRIMALDI, D.A., KRISHNA V., ENGEL M.S. Treatise on the Isoptera of the World, Volume 3. Neoisoptera excluding Termitidae. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, v. 377, p. 623 – 973, 2013.
- JESUS, M.A.; MORAIS, J.W.; ABREU, R.L.S.; CARDIAS, M.F.C. Durabilidade natural de 46 espécies de madeira amazônica em contato com o solo em ambiente florestal. *Scientia Forestalis*, v. 54, p. 81-92, 1998.
- JUNQUEIRA, L.K.; DIEHL, E.; BERTI FILHO, E. Termites in eucalyptus forest plantations and forest remnants: an ecological approach. *Bioikos*, v. 22, n. 1, p. 3-14, 2008.
- MEDINA, A.L.; PINZÓN-FLORIÁN, O. Insectos fitófagos en plantaciones comerciales de *Acacia mangium* Willd. en la Costa Atlántica y la Orinoquia colombiana. *Colombia Forestal*, v. 14, n. 2, p. 175-188, 2011.
- MILL, A. E. Termites as agricultural pests in Amazonia, Brazil. *Outlook Agric*, v. 21, p. 41–46, 1992.
- MORAES, J.C.; ZANETTI, R.; AMARAL-CASTRO, N.R.; ZANUNCIO, J.C.; ANDRADE, H.B. Effect of *Eucalyptus* species and soil type on infestation levels of heartwood termites (Insecta: Isoptera) in reforested areas of Brazil. *Sociobiology*, v. 39, n. 1, p. 1-8, 2002.
- NASCIMENTO, D.A.; ANUNCIAÇÃO JR., R.M.; ARNHOLD, A.; FILHO, A.C.F.; SANTOS, A.; ZANUNCIO, J.C. Expert system for identification of economically important insect pests in commercial teak plantations. *Computers and Electronics in Agriculture*, v. 121, p. 368-373, 2016.
- SCHEFFRAHN, R.H.; CARRIJO, T.F.; KRECEK, J.; SU, N.Y.; SZALANSKI, A.L., AUSTIN, J.W.; CHASE, J.A.; MANGOLD, J.R. A single endemic and three exotic species of the termite genus *Coptotermes* (Isoptera, Rhinotermitidae) in the New World. *Arthropod Systematics & Phylogeny*, v. 73, n. 2, p. 333-348, 2015.
- WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G.; FORTI, L.C. Termite pests in *Eucalyptus* forests of Brazil. *Sociobiology*, v. 40, n. 1, p. 179-190, 2002.
- ZANETTI, R.; AMARAL-CASTRO, N.R.; MORAES, J.C.; ZANUNCIO, J.C.; OLIVEIRA, A.C.; DIAS, N. Estimation of wood volume losses by heartwood termites (Insecta: Isoptera) in *Eucalyptus* plantations in the state of Minas Gerais, Brazil. *Sociobiology*, v. 45, n. 3, p. 1-13, 2005.

15.5.4 *Cornitermes bequaerti*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Cornitermes bequaerti* Emerson, 1952 (Blattodea: Termitidae: Syntermitinae)**

Nome popular: cupim-de-chifre, cupim-de-montículo

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os soldados dessa espécie têm a cabeça e pronoto amarelados, cabeça com largura entre 2,06 e 2,76 mm, margem frontal do pronoto ausente ou fracamente emarginado e antenas com 15 artículos (Emerson, 1952). *Cornitermes bequaerti* também constrói ninhos em forma de montículo, comumente chamados de cupinzeiro, como a espécie *C. cumulans*, onde possui uma porção subterrânea e uma epígea (Noirot, 1970). Apesar das semelhanças, o ninho de *C. bequaerti* diferencia-se de *C. cumulans*, principalmente, por construírem aberturas de até 8 cm de diâmetro para o exterior, lembrando “chaminés”, e pelo núcleo celulósico do ninho ser localizado em posição mais profunda no interior do solo (Mariconi et al., 1965).

Em relação ao hábito alimentar são classificados como ceifadores, ou seja, operários coletam material vegetal e levam para o interior do ninho (Constantino, 2015). Esta espécie de cupim encontra-se associada à vegetação de pastagens e às árvores semidecíduas e de folhas largas (Emerson, 1952).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Devido à similaridade ecológica com *C. cumulans*, verificar importância econômica no capítulo 15.5.5.

MANEJO

Devido à similaridade ecológica com *C. cumulans*, verificar mais opções de manejo no capítulo 15.5.5.

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle silvicultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *Anoplotermes pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle Químico

O controle de *C. bequaerti* é realizado diretamente nos cupinzeiros ou montículos. Inicialmente, o montículo deve ser perfurado perpendicularmente ao solo com uma lança de ferro de aproximadamente 1 cm de diâmetro, até atingir a câmara central de celulose, que se constitui na porção macia do cupinzeiro, em contraste com a crosta dura externa ou exoécia. Posteriormente, pelo orifício perfurado, é aplicado por cupinzeiro um litro de calda inseticida à base de fipronil na dose de 0,10g do ingrediente ativo (i.a.) ou 0,21g do i.a. imidacloprido (AGROFIT, 2018), por meio de uma mangueira acoplada a um funil ou se utilizando de uma bomba costal sem a ponta. Este combate aos cupinzeiros de *C. bequaerti* deve ser realizado de 30 a 60 dias antes do preparo do solo.

Pode-se fazer o combate através do tratamento das plantas antes do plantio - denominado tratamento preventivo (barreira química) ou pré-plantio; ou após o plantio. As áreas com parcelas infestadas por *C. bequaerti* nas iscas de papelão na amostragem pré-plantio (vide manejo no capítulo 15.5.5), deverão

receber o tratamento preventivo, que consiste na imersão das mudas em calda inseticida à base do ingrediente ativo (i.a.) fipronil a 0,4% ou imidacloprido a 0,35% (AGROFIT, 2018), imediatamente antes do plantio. Deve-se imergir as mudas até o coleto durante 20 segundos e deixar escorrer a calda por dois minutos, após secagem realizar o plantio das mudas. O ingrediente ativo tiametoxam, registrado para *Aparatermes abbreviatus* (Silvestri, 1901) (Termitidae: Apico-termitinae), também tem sido utilizado, com alta eficiência, na dose de 75 g (i.a) em 100 L de água para imersão das mudas antes do plantio de maneira análoga ao empregado para fipronil e imidacloprido (AGROFIT, 2018).

O tratamento pós-plantio ou curativo é realizado quando a amostragem pós-plantio indicar injúrias por esse grupo de cupins e, nesse caso, basta pulverizar as mudas na altura do coleto com calda inseticida à base de fipronil na dose de 100g de i.a./ha ou 0,35% de imidacloprido (AGROFIT, 2018), usando pulverizador manual com bico de jato cônico, sendo o volume de aplicação de 20 mL por planta.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.
- CONSTANTINO, R. The pest termites of South America: taxonomy, distribution and status. *Journal of Applied Entomology*, v. 126, n.7-8, p. 355-365, 2002.
- CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Technical Books, 2015. 167p.
- EMERSON, A.E. The Neotropical genera *Procornitermes* and *Cornitermes* (Isoptera, Termitidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, v. 99, n. 8, p. 475-539, 1952.
- MARICONI, F.A.M.; MARANHÃO, Z.C.; MONTEIRO, A.R. Contribuição para o conhecimento de duas espécies de cupim do Vale do Paraíba (Estado de São Paulo). *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, v. 22, p. 233-245, 1965.
- NOIROT, C. The nests of termites. In: KRISIINA, K.; WEESNER, F.M. eds. *Biology of termites*. New York, 1970. v.2, p.73-125.

15.5.5 *Cornitermes cumulans*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹ IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Blattodea: Termitidae: Syntermitinae)**

Nome popular: cupim-de-montículo

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os soldados desta espécie têm a cabeça amarelada, com largura entre 1,85 a 2,62 mm, labro distintamente pontiagudo nos ângulos laterais, antenas com 15 a 16 artículos e conteúdo intestinal de coloração escura (Figura 1) (Emerson, 1952). *Cornitermes cumulans* é uma espécie de cupim que produz ninhos em forma de montículo, comumente chamados de cupinzeiro, com 1 a 2 m de altura, onde possui uma porção subterrânea e uma epígea, sendo essa a maior parte (Mariconi, 1976; Noirot, 1970). O ninho é formado por uma porção central (endoécia) e uma crosta externa (exoécia), possuindo também um núcleo central celulósico (Sanchez et al., 1989).

Os ninhos do gênero *Cornitermes* são constituídos por indivíduos estéreis e reprodutores, responsáveis por desempenharem determinadas tarefas, como por exemplo, reprodução, defesa, alimentação da prole, etc., sendo esses grupos denominados castas. As castas dos operários e soldados não se reproduzem. Os primeiros são responsáveis pela maioria das atividades no ninho, entre elas a coleta e processamento do alimento, construção e manutenção do ninho e alimentação de outras castas dentro da colônia. Os soldados possuem morfologia especializada para a defesa, tais como cabeça com maiores dimensões e mandíbula fortemente esclerotizada.

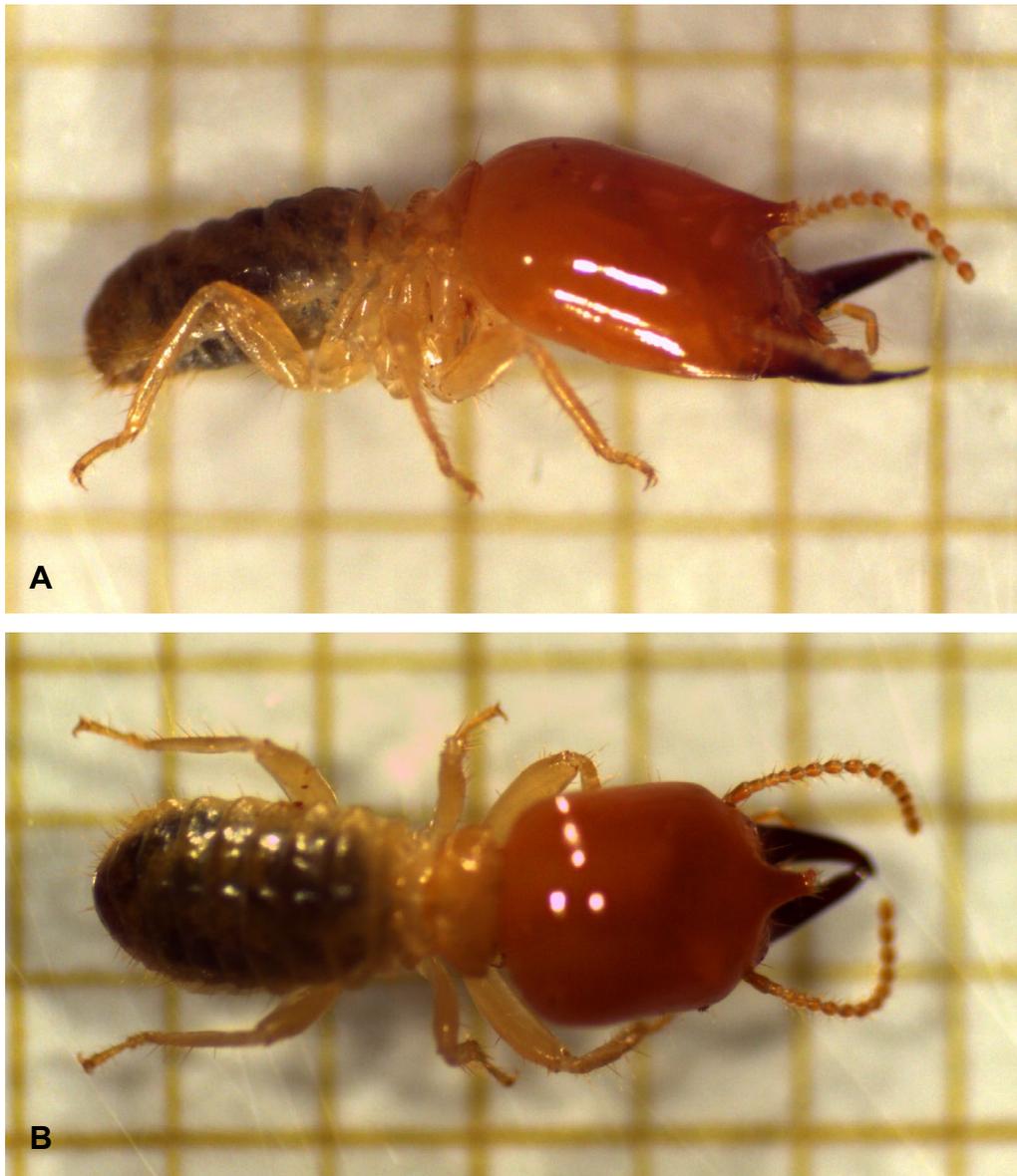


Figura 1. Soldado de *Cornitermes cumulans*: vista lateral (A) e vista dorsal (B). Foto: Alexandre dos Santos/ Cáceres, Mato Grosso.

Entre os indivíduos reprodutores, está o casal real, rei e rainha, que fundam os ninhos, ninfas de substituição (substituem a rainha e o rei caso esses morram) e as formas aladas, que são produzidas em grandes quantidades e ficam no cupinzeiro durante algum tempo e, no início do período chuvoso, ocorre o fenômeno conhecido como revoada, no qual esses indivíduos vão fundar novas colônias e reiniciar o ciclo (Roisin, 1992; Costa-Leonardo, 2002).

Em relação ao hábito alimentar, são classificados como ceifadores, ou seja, operários coletam material vegetal e levam para o interior do ninho (Constantino, 2015). São encontrados em áreas de pastagens, normalmente pela grande quantidade de matéria seca disponível, sendo esse alimento altamente favorável para esses cupins (Czepak et al., 2003), no entanto, também se alimentam de folhas e raízes mortas (Lima & Costa-Leonardo, 2007).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Este inseto pode se tornar um inseto de importância econômica em povoamentos florestais devido ao desequilíbrio ecológico gerado pela ação antrópica no preparo de áreas para plantios (Lima & Costa-Leonardo, 2007). Verifica-se que, na ausência do alimento preferível, os cupins buscam alternativas por pressão de seleção, visto que normalmente em espécies florestais a preferência alimentar é por raízes de plantas na fase de muda (Wilcken et al., 2002; Junqueira et al., 2008; Leitão-Lima et al., 2014).

Cornitermes cumulans ocorre com maior frequência em pastagens do Sudeste e Centro-Oeste do Brasil, no entanto, os danos causados por esse inseto às pastagens são questionáveis (Valério et al., 1998). Em contrapartida, quando presente em plantios florestais, esses cupins ocasionam danos expressivos ao sistema radicular, desde o plantio até um ano de idade, o que geralmente leva as plantas à morte (Wilcken & Raetano, 1995). Uma mortalidade de 18% de mudas provocadas por *C. cumulans* já foi constatada em povoamento comercial de eucalipto (Wilcken, 1992). Esses cupins podem atacar as mudas a partir de 15 dias do plantio até a idade de dois anos, sendo que a maior parte dos ataques ocorre nos quatro primeiros meses após o plantio no campo (Nair & Varma, 1985). O período de maior suscetibilidade das mudas de *Eucalyptus grandis* à *C. cumulans* é de 34 a 76 dias após o plantio (Wilcken, 1992).

Em teca (*Tectona grandis*) com dois anos, verificou-se consumo parcial do alburno por *C. cumulans* no tronco e formação de galerias na interface casca/alburno (Figura 2) (observação do autor). Esta porção da árvore corresponde à madeira de maior importância econômica no mercado, e a presença de galerias feitas por cupins geram perdas de valor do produto.



Figura 2. Tronco de teca com galerias promovidas pela ação de *Cornitermes cumulans* até 1,3 m acima do solo (A) e detalhe da galeria (B). Foto: Alexandre dos Santos/Cáceres, Mato Grosso.

MANEJO

Os montículos de *C. cumulans* em campo devem ser localizados e controlados antes do preparo do solo para eliminação dos referidos na área de plantio e evitar o desenvolvimento de novos cupinzeiros por fragmentação dos ninhos preexistentes pela atividade de maquinário e/ou implementos de preparo do solo. Porém, a ausência de montículos no campo, não significa que as mudas estejam livres do ataque por *C. cumulans*, uma vez que os montículos são estruturas que, às vezes, afloram no solo apenas após alguns anos, tendo os ninhos antes disto uma vida completamente subterrânea (Noirot, 1970; Berti Filho, 1993; 1995). Neste acaso, podem ser realizadas amostragens pré-plantio e/ou pós-plantio para identificação de áreas infestadas por *C. cumulans*.

A amostragem pré-plantio pode ser realizada dividindo toda a área de plantio em parcelas de 50x50 m (2500 m²). No centro de cada parcela, deve ser enterrada uma isca de papelão corrugado enrolado, com 25 cm de comprimento por 5 cm de diâmetro, saturada de água. Após 30 dias, o número de cupins no interior das iscas de papelão deve ser contado. As parcelas, que tiverem densidade maior que 10 cupins, são consideradas infestadas e devem receber mudas tratadas previamente com calda inseticida (vide controle químico preventivo abaixo) (Zanetti et al., 2004; Santos et al., 2011).

A amostragem pós-plantio é feita durante as operações de monitoramento pós-plantio, com o lançamento de transectos ao acaso, correspondentes às linhas de plantio. Seleccionam-se 3% das linhas de plantio, com no mínimo duas linhas por talhão. Em cada linha, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas, anotando-se a informação na ficha de amostragem e se calcula a percentagem de mudas atacadas. O nível de controle curativo é de 2 a 5% de mudas atacadas (Zanetti et al., 2004).

Controle mecânico

Existem implementos perfuradores ou desestruturadores que, acoplados a tomada de força do trator, foram desenvolvidos para a destruição mecânica de cupinzeiros. Nos casos onde se consegue completa penetração do implemento no solo, ocasionando destruição total do cupinzeiro, a eficiência de controle é muito alta, descartando-se a utilização de produtos inseticidas (Valério et al., 1998, Valério, 2006). O controle mecânico com enxadão ou picareta, operacionalmente preconizada, em geral, não funciona, pois há grande possibilidade de que o cupinzeiro seja reconstruído (Valério, 2006) ou haja desenvolvimento de novos ninhos por fragmentação, pela ação de ninfas de substituição (casta que substituem a rainha e o rei caso esses morram, conforme descrito no item Identificação e biologia).

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle silvicultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1)

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *Anoplotermes pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle biológico

O controle biológico com agentes entomopatogênicos é um método promissor para o controle de cupins (Logan, Cowie e Wood, 1990). Nematoides entomopatogênicos foram testados em laboratório e a espécie *Steinernema feltiae* foi apontada como promissora, por promover a mortalidade de 88% de operários

de *C. cumulans* (Souza, 2006). A patogenicidade dos fungos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre *C. cumulans* foi demonstrada em laboratório (Almeida et al., 2000). Já em testes no campo, isolados selecionados desses fungos, aplicados em montículos de *C. cumulans* (5 g de conídios/colônia), alcançaram 100% de mortalidade após dez dias de aplicação (Fernandes & Alves, 1992). No entanto, ainda não existem produtos biológicos registrados para o controle desses cupins.

Alguns mamíferos, como o tatu e tamanduá, são predadores de *C. cumulans* nos montículos, porém, raramente matam as colônias que atacam. A avifauna, répteis e anfíbios são os maiores predadores das formas aladas de cupins (aleluias) durante a revoada, contribuindo significativamente para a redução da formação de novos ninhos (Zanetti et al., 2014). Uma das estratégias do controle biológico é a manutenção das condições ambientais, que consiste em manter ou manipular adequadamente as condições do ambiente para favorecer a reprodução, abrigo e alimentação desses predadores.

Controle químico

O controle químico de *C. cumulans* é realizado diretamente nos cupinzeiros ou montículos. Inicialmente, o montículo deve ser perfurado perpendicularmente ao solo com uma lança de ferro de aproximadamente 1 cm de diâmetro, até atingir a câmara central de celulose, que se constitui na porção macia do cupinzeiro, em contrastes com a crosta dura externa ou exoécia. Posteriormente, pelo orifício perfurado, é aplicado por cupinzeiro um litro de calda inseticida à base de fipronil na dose de 0,10 g do ingrediente ativo (i.a.) ou 0,21 g do i.a. imidacloprido (AGROFIT, 2018), por meio de uma mangueira acoplada a um funil ou se utilizando uma bomba costal sem a ponta. Este combate aos cupinzeiros de *C. cumulans* deve ser realizado de 30 a 60 dias antes do preparo do solo.

Pode-se fazer o combate através do tratamento das plantas antes do plantio - denominado tratamento preventivo (barreira química) ou pré-plantio; ou após o plantio. As áreas com parcelas infestadas por *C. cumulans* nas iscas de papelão na amostragem pré-plantio, deverão receber o tratamento preventivo, que consiste na imersão das mudas em calda inseticida à base do ingrediente ativo (i.a.) fipronil a 0,4% ou imidacloprido a 0,35% (AGROFIT, 2018), imediatamente antes do plantio. Deve-se imergir as mudas até o coleto durante 20 segundos e deixar escorrer a calda por dois minutos, após secagem realizar o plantio das mudas. O ingrediente ativo tiametoxam, registrado para *Aparatermes abbreviatus*

(Silvestri, 1901) (Termitidae: Apicotermitinae), também tem sido utilizado, com alta eficiência, na dose de 75 g (i.a) em 100 L de água para imersão das mudas antes do plantio de maneira análoga ao empregado para fipronil e imidacloprido (AGROFIT, 2018).

O tratamento pós-plantio ou curativo é realizado quando a amostragem pós-plantio indicar injúrias por esse grupo de cupins e, nesse caso, basta pulverizar as mudas na altura do coleto com calda inseticida à base de fipronil na dose de 100g de i.a./ha ou 0,35% de imidacloprido (AGROFIT, 2018), usando pulverizador manual com bico de jato cônico, sendo o volume de aplicação de 20 mL por planta.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.
- ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B.; ALMEIDA, L. C. Controle de *Heterotermes tenuis* (Hagen) (Isoptera: Rhinotermitidae) e *Cornitermes cumulans* (Kollar) (Isoptera:Termitidae) com inseticida fipronil associado ao fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em isca atrativa na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.). Arquivos do Instituto Biológico, v. 67, n. 2, p. 235-241, 2000.
- CONSTANTINO, R. The pest termites of South America: taxonomy, distribution and status. Journal of Applied Entomology, v. 126, n.7-8, p. 355-365, 2002.
- CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Tecnical Books, 2015. 167p.
- COSTA-LEONARDO, A.M. Cupins-praga: morfologia, biologia e controle. Rio Claro, Ana Maria Costa-Leonardo (Ed.), 2002. 128p.
- CZEPAK, C.; ARAÚJO, E.A.; FERNANDES, P.M. Ocorrência de espécies de cupins de montículo em pastagens no Estado de Goiás. Pesquisa Agropecuária Tropical, v. 33, n. 1, p. 35-38, 2003.
- EMERSON, A.E. The Neotropical genera *Procornitermes* and *Cornitermes* (Isoptera, Termitidae). Bulletin of the American Museum of Natural History, v. 99, n. 8, p. 475-539, 1952.
- FERNANDES, P.M.; ALVES, S.B. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. para o controle de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera - Termitidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v.21, n.3, p.319-328, 1992.
- JUNQUEIRA, L.K.; DIEHL, E.; BERTI FILHO, E. Termites in eucalyptus forest plantations and forest remnants: An ecological approach. Bioikos, v. 22, p. 3-14, 2008.
- LEITÃO-LIMA, P.S. LIMA, E.V.; CUTRIM, D.C.; PINHEIRO, D.P. Atração de *Cornitermes cumulans* Kollar, 1932 (Isoptera: Termitidae) à raiz de eucalipto e ao substrato para produção das mudas. Revista de Agricultura, v. 89, n. 3, p. 187-198, 2014.
- LIMA, J. T.; COSTA-LEONARDO, A.M. Recursos alimentares explorados pelos cupins (Insecta: Isoptera). Biota Neotropica, v. 7, n. 2, p. 243-250, 2007.
- LOGAN, J.W.M.; COWIE, R.H.; WOOD, T.G. Termite (Isoptera) control in agriculture and forestry by nonchemical methods: a review. Bulletin of Entomological Research, v. 80, n. 3, p. 309- 313, 1990.

- NAIR, K.S.S.; VARMA, R.V. Some ecological aspects of the termite problem in young eucalypts plantations in Kerala, India. *Forest Ecology and Management*, v.12, p.287-303, 1985.,
- MARICONI, F.A.M. Inseticidas e seu emprego no combate às pragas. 3.ed. São Paulo, Livraria Nobel, 1976. 466p.
- NOIROT, C. The nests of termites. In: KRISIINA, K.; WEESNER, F.M. eds. *Biology of termites*. New York, 1970. v.2, p.73-125.
- ROISIN, Y. Development of non-reproductive castes in the neotropical termite genera *Cornitermes*, *Embiratermes* and *Rhynchotermes* (Isoptera, Nasutitermitinae). *Insectes Sociaux*, v. 39, n.3, p. 313-324, 1992.
- SANCHEZ, G.; PERES FILHO, O.; SALVADORI, J.R.; NAKANO, O. Estrutura e sistema de aeração do cupinzeiro de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera: termitidae). *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 24, n. 8, p. 941-943, 1989.
- SANTOS, A.; ZANETTI, R.; FERNANDES, B.V.; SERRÃO, J.E.; ZANUNCIO, J.C. Subterranean termites (Insecta: Isoptera) sampled in sandy and sandy-clay soils at Minas Gerais Cerrado, Brazil. *Sociobiology*, v.57, n.3, p.633-641, 2011.
- SOUZA, G.C. Seleção de isolados de nematóides entomopatogênicos visando o controle de *Cornitermes cumulans* (Kollar, 1832) (Isoptera: Termitidae). Lavras: UFLA, 2006. 41 p. (Dissertação - Mestrado em Agronomia/Entomologia).
- VALÉRIO, J.R.; SANTOS, A.V.; SOUZA, A.P.; MACIEL, C.A.M.; OLIVEIRA, M.C.M. Controle químico e mecânico de cupins de montículo (Isoptera: Termitidae) em pastagens. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v.27, n.1, p.125-131, 1998.
- VALÉRIO, J.R. Cupins-de-montículo em pastagens. Campo Grande, MS: Embrapa Gado de Corte, 2009. 33p.
- WILCKEN, C.F. Danos de cupins subterrâneos *Cornitermes* sp. (Isoptera: Termitidae) em plantios de *Eucalyptus grandis* e controle com inseticidas no solo. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 21, n. 3, p. 329-338, 1992.
- WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G. Controle de cupins em florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (eds). *Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins*. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 141-154.
- WILCKEN, C.F., RAETANO, C.G., FORTI, L.C. Termite pests in Eucalyptus forest of Brazil. *Sociobiology*, v. 40, n. 1, p. 179-190, 2002.

15.5.6 *Heterotermes longiceps*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

Heterotermes longiceps Snyder, 1924 (Blattodea: Termitidae: Rhinotermitinae)

Nome popular: cupim-subterrâneo

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

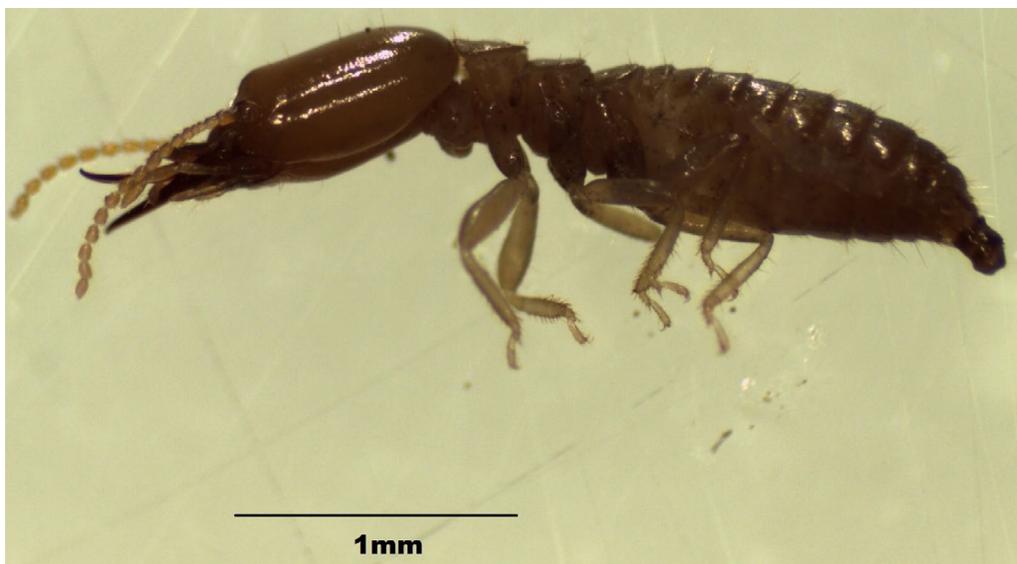


Figura 1. Soldado de *Heterotermes longiceps* (Blattodae: Rhinotermitidae). Foto: Alexandre dos Santos/ Cáceres, Mato Grosso.

Os soldados dessa espécie têm a cabeça com largura entre 0,85 e 1,03 mm e antenas com 15 a 17 artículos (Figura 1) (Constantino, 2000). Os estudos

da biologia desses cupins são difíceis pois os ninhos têm galerias esparsas e difusas no solo e não se conhece seu comportamento de forrageamento (Almeida & Alves, 2009). Os ninhos apresentam distribuição espacial agregada em plantios comerciais de eucaliptos (Santos et al., 2011) e em *Tectona grandis* (observação do autor).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As injúrias observadas na cultura da teca (*T. grandis*) foram a formação de galerias sobre e logo abaixo da casca, na interface casca alburno, desde o início da raiz até aproximadamente 1 m de altura. Um maior número de galerias foi observado na região do coleto, diminuindo à medida que subiam no tronco. Também haviam galerias no centro do cerne e em plantas muito infestadas foi observada a morte das árvores (observação do autor). Essa espécie de cupim por semelhanças ecológicas, deve ser monitorada da mesma forma que *H. tenuis*.

MANEJO

Devido à similaridade ecológica com *H. tenuis*, verificar manejo no capítulo 15.5.7.

Controle silvicultural

Devido à similaridade ecológica com *H. tenuis*, vide controle silvicultural no capítulo 15.5.7.

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *Anoplotermes pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle Biológico

Devido à similaridade ecológica com *H. tenuis*, verificar controle biológico no capítulo 15.5.7.

Controle Químico

Devido à similaridade ecológica com *H. tenuis*, verificar controle químico no capítulo 15.5.8.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B. Atividade de forrageamento de *Heterotermes tenuis* (Hagen) (Isoptera: Termitidae) em cana-de-açúcar utilizando a armadilha Termitrap. Arquivos do Instituto Biológico, v.76, n.4, p.613-618, 2009.

CONSTANTINO, R. Key to the soldiers of South American *Heterotermes* with a new species from Brazil (Isoptera: Rhinotermitidae). Insect Systematics and Evolution, v.31, p.463-472, 2000.

SANTOS, A.; ZANETTI, R.; FERNANDES, B.V.; SERRÃO, J.E.; ZANUNCIO, J.C. Subterranean termites (Insecta: Isoptera) sampled in sandy and sandy-clay soils at Minas Gerais Cerrado, Brazil. Sociobiology, v.57, n.3, p.633-641, 2011.

15.5.7 *Heterotermes tenuis*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Heterotermes tenuis* (Hagen, 1858) (Blattodea: Termitidae: Rhinotermitinae)**

Nome popular: cupim-subterrâneo

Estados brasileiros onde foi registrada: ocorre em todo o Brasil

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA



Figura 1. Soldado de *Heterotermes tenuis* (Blattodea: Rhinotermitidae). Foto: Alexandre dos Santos/ Cáceres, Mato Grosso.

Os soldados dessa espécie têm a cabeça coberta por uma densa camada de cerdas, as mandíbulas são marrom-escuras e as antenas têm de 15 a 17 artículos, normalmente, com 15 (Figura 1) (Constantino, 2000). O ninho, com galerias esparsas e difusas no solo, e o comportamento de forrageamento de *Heterotermes* spp. são enigmáticos, o que torna difícil seus estudos biológicos (Almeida & Alves, 2009). A área de forrageamento de *H. tenuis* no campo pode variar de 3 a 1.250 m², apresentando uma média de 350 m² (Almeida et al., 1999). Os ninhos apresentam distribuição espacial agregada em plantios comerciais de *Eucalyptus* spp. (Santos et al., 2011).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Heterotermes tenuis é a espécie mais comumente encontrada em plantios florestais devido à grande quantidade de galhos e troncos em decomposição disponíveis, que constituem sua principal fonte alimentar. Normalmente, esse gênero possui importância secundária e se encontra relacionado a injúrias promovidas na casca e tronco de árvores adultas de eucalipto, a partir dos nove meses até os 11 anos (Dietrich, 1989). Também é encontrado associado à ocorrência de cancro (*Cryphonectria cubensis*) em plantios de eucalipto no Brasil (Raetano et al., 1997). *Heterotermes* sp. está associado a injúrias produzidas no fuste de plantios comerciais de teca (*Tectona grandis*) (Peres Filho et al., 2006).

A sua alta densidade populacional, em áreas com grande mortalidade de mudas, sugere que esta espécie poderia estar empregando mudas como fonte alimentar, ou que a sua presença tem correlação com outras espécies de cupins daninhos (Junqueira, 1999).

MANEJO

Heterotermes tenuis pode ser facilmente monitorado no campo, enterrando armadilhas atrativas de papelão ondulado enrolado no solo, com 25 cm de comprimento por 5 cm de diâmetro, previamente saturadas de água (Almeida & Alves, 1995; Santos et al., 2011). A intensidade amostral deve ser de quatro armadilhas/ha, distribuídas sistematicamente em toda a área de plantio (Santos et al., 2011). Porém, ainda não foram desenvolvidos níveis de dano econômico para o processo de tomada de decisão.

Controle silvicultural

A adoção do plantio em cultivo mínimo pode propiciar uma redução do ataque para muitas pragas, no entanto, na cultura da cana-de-açúcar, o ataque de *Heterotermes* spp. foi mais intenso em áreas onde houve redução do preparo do solo ou adoção de cultivo mínimo (Wilcken & Raetano, 1995).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *Anoplotermes pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle biológico

Armadilhas atrativas de papelão impregnadas com 0,1 g de conídios dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e/ou *Metarhizium anisopliae*, ou a associação destes a inseticidas (fipronil à 0,003% ou imidacloprido à 0,01%) já foram empregadas para controle de *H. tenuis* em cultura de cana-de-açúcar (Almeida et al., 1998; Moino Jr. & Alves, 1998; Almeida et al., 2000). Essa técnica consiste na maximização da ação do fungo entomopatogênico sobre a população de cupim contaminada com um inseticida na dose subletal, enquanto os operários alimentam-se da armadilha de papelão. A recomendação desse tipo de armadilha para controle desse cupim é de 32 armadilha/ha (Almeida et al., 1999).

Controle químico

A aplicação de fipronil a lanço em um raio de 30 cm no entorno do tronco, na dosagem de 0,1 g de ingrediente ativo por árvore, mostrou-se efetiva para a eliminação de *H. tenuis* em áreas infestadas por um período de tempo de até um ano (Raetano et al., 1997).

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B. Seleção de armadilhas para captura de *Heterotermes tenuis* (Hagen). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v.24, n.3, p.619-624, 1995.
- ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B.; MOINO JR., A.; LOPES, R.B. Controle do cupim subterrâneo *Heterotermes tenuis* (Hagen) com iscas termitrap impregnadas com inseticidas e associadas ao fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v.27, n.4, p.639-644, 1998.
- ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B.; WALDER, J.M.M. Tamanho da área de forrageamento do

cupim subterrâneo *Heterotermes tenuis* (Isoptera; Rhinotermitidae) em cana-de-açúcar. *Scientia Agricola*, v.56, n.2, p. 313-316, 1999.

ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B.; ALMEIDA, L. C. Controle de *Heterotermes tenuis* (Hagen) (Isoptera: Rhinotermitidae) e *Cornitermes cumulans* (Kollar) (Isoptera:Termitidae) com inseticida fipronil associado ao fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em isca atrativa na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.). *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 67, n. 2, p. 235-241, 2000.

ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B. Atividade de forrageamento de *Heterotermes tenuis* (Hagen) (Isoptera: Termitidae) em cana-de-açúcar utilizando a armadilha Termitrap. *Arquivos do Instituto Biológico*, v.76, n.4, p.613-618, 2009.

CONSTANTINO, R. Key to the soldiers of South American *Heterotermes* with a new species from Brazil (Isoptera: Rhinotermitidae). *Insect Systematics and Evolution*, v.31, p.463-472, 2000.

DIETRICH, C.R.R. Ocorrência de cupins (Insecta: Isoptera) em reflorestamento de *Eucalyptus* spp. Piracicaba [dissertação]. ESALQ/USP; 1989.

JUNQUEIRA, L.K. Cupins (Insecta: Isoptera) em plantios de *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae) na estação experimental de ciências florestais da Universidade de São Paulo, no município de Anhembi, Piracicaba [dissertação]. ESALQ/USP, 1999.

MOINO JR., A.; ALVES, S.B. Efeito de imidacloprid e fipronil sobre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. e no comportamento de limpeza de *Heterotermes tenuis* (Hagen). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 27, n. 4, p. 611-619, 1998.

PERES FILHO, O.; DORVAL, A.; FILHO, B.E.A. Entomofauna associada à Teca, *Tectona grandis* L. f. (Verbenaceae), no Estado de Mato Grosso. Piracicaba: IPEF, 2006. 58p.

RAETANO, C.G.; WILCKEN, C.F.; CROCOMO, W.B. Controle de cupins em florestas de eucalipto com o inseticida fipronil (Regent 20G) aplicado em cobertura. *Revista Árvore*, v.21, n.2, p.289-293, 1997.

SANTOS, A.; ZANETTI, R.; FERNANDES, B.V.; SERRÃO, J.E.; ZANUNCIO, J.C. Subterranean termites (Insecta: Isoptera) sampled in sandy and sandy-clay soils at Minas Gerais Cerrado, Brazil. *Sociobiology*, v.57, n.3, p.633-641, 2011.

WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G. Controle de cupins em florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (eds). *Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins*. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 141-154.

15.5.8 *Neocapritermes opacus*

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Neocapritermes opacus* (Hagen, 1858) (Blattodea: Termitidae: Rhinotermitinae)**

Nome popular: cupim-subterrâneo

Estados brasileiros onde foi registrada: ocorre em todo o Brasil

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os soldados desta espécie possuem cabeça sub-retangular sem projeção frontal, sendo, 1,70 a 1,78 vezes mais longa do que larga e 1,20 a 1,30 vezes mais longa do que a mandíbula esquerda, com mandíbulas fortemente assimétricas (Figura 1) (Krishna & Araujo, 1968). *Neocapritermes opacus* alimenta-se, principalmente, de matéria orgânica em decomposição (Constantino, 2015). Essa espécie nidifica no solo, ou é inquilino de outras espécies de térmitas (Constantino, 2015). A fundação de novas colônias ocorre após a revoada das formas reprodutivas de julho a agosto (Berti Filho, 1993).



Figura 1. Soldado de *Neocapritermes opacus* (Isoptera: Termitidae). Foto: José Francisco Garcia/ Campinas, São Paulo.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Neocapritermes opacus ataca as raízes do eucalipto na fase de muda e, por isso, é considerada uma espécie de importância econômica para essa cultura florestal (Berti Filho, 1993; Constantino 2002).

MANEJO

Ainda não existe no setor florestal nenhum método de controle biológico, comportamental, físico, mecânico e/ou químico para *N. opacus*. No entanto, o controle químico preventivo (barreira química) por imersão das raízes de mudas de eucalipto com os princípios ativos fipronil, imidacloprido ou tiametoxam (AGROFIT, 2017), podem vir a ser usado para evitar o ataque desta espécie, baseado no que já foi evidenciado para outras espécies de cupins-de-raiz.

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle cultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.

BERTI FILHO, E. Cupins ou Térmitas. Manual de pragas em florestas. Piracicaba: IPEF/SIF, 1993. 56p.

CONSTANTINO, R. The pest termites of South America: Taxonomy, distribution and status. *Journal of Applied Entomology*, v.126, n.7-8, p.355-365, 2002.

CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Technical Books, 2015. 167p.

KRISHNA, K.; ARAUJO, R.L. A revision of the neotropical termite genus *Neocapritermes* (Isoptera, Termitidae, Termitinae). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, v. 138, a. 3, p. 83-130, 1968.

15.5.9. *Procornitermes* spp.

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Procornitermes* spp. Emerson 1949 (Blattodea: Termitidae: Syntermitinae)**

Nome popular: cupim-de-montículo, cupim-subterrâneo

Estados brasileiros onde foi registrado: DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os soldados de *Procornitermes* spp. possuem cabeça sub-retangular de coloração amarela e mandíbulas robustas (Figura 1), exibem características morfológicas semelhantes a *Cornitermes cumulans*, porém se diferenciam pela ausência de espinhos curtos na tíbia (Emerson, 1952; Constantino, 2015).



Figura 1. Soldados e operários de *Procornitermes araujo* Emerson, 1952. Foto: Reginaldo Constantino/Brasília, Distrito Federal.

Os ninhos deste gênero podem ser epígeos, ou seja, em montículos, ou completamente subterrâneos (Constantino, 2015). O hábito alimentar é do tipo intermediários, ou seja, consistem em cupins que se alimentam de matéria orgânica de origem vegetal em decomposição (Constantino, 2015).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os cupins do gênero *Procornitermes* normalmente se alimentam de matéria orgânica em decomposição, no entanto, possuem importância econômica para os plantios florestais e cultivos agrícolas, as espécies *P. araujo* Emerson, 1952, *P. striatus* (Hagen, 1858) e *P. triacifer* (Silvestri, 1901) pelas injúrias que causam ao sistema radicular das plantas (Berti Filho, 1993). Essas três espécies de *Procornitermes* possuem registro de ataque de raízes de mudas de eucalipto recém-plantados (Mariconi, 1981; Dietrich, 1989, Berti Filho, 1995).

MANEJO

A amostragem de cupins subterrâneos do gênero *Heterotermes* com iscas de papelão corrugado, mostraram-se também atrativas para *Procornitermes* spp. (Almeida et al., 1999), portanto, o plano de amostragem desenvolvido para *Heterotermes* spp. pode ser empregado com um método de amostragem pré-plantio para cultivos florestais (vide capítulo 15.5.7).

A amostragem pós-plantio pode ser feita durante as operações de monitoramento pós-plantio, com o lançamento de transectos ao acaso, correspondentes às linhas de plantio. Selecionam-se 3% das linhas de plantio, com no mínimo duas linhas por talhão. Em cada linha, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas, anotando-se a informação na ficha de amostragem e se calcula a percentagem de mudas atacadas. O nível de controle curativo é de 2 a 5% de mudas atacadas (Zanetti et al., 2004), para cupins do gênero *Procornitermes*.

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle silvicultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *Anoplotermes pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle químico

O combate deve ser realizado através do tratamento pós-plantio, que consiste na pulverização das mudas em calda inseticida à base do ingrediente ativo (i.a.) fipronil na dose de 100g i.a./ha para um volume de calda inseticida de 20 mL por planta, aplicados com pulverizador manual com bicos de jato cônico vazio com combinação adequada de ponta (AGROFIT, 2018).

Não existe, no setor florestal, nenhum método de controle químico preventivo registrado para as espécies *P. araujoii*, *P. striatus* e *P. triacifer*. No entanto, o controle químico preventivo (barreira química) por imersão das raízes de mudas de eucalipto com os princípios ativos fipronil, imidacloprido ou tiametoxam (AGROFIT, 2018), podem vir a ser usado para evitar o ataque por essas espécies, baseado no que já foi evidenciado para outras espécies de cupins-de-raiz.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.
- ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B.; WALDER, J.M.M. Tamanho da área de forrageamento do cupim subterrâneo *Heterotermes tenuis* (Isoptera; Rhinotermitidae) em cana-de-açúcar. *Scientia Agricola*, v.56, n.2, p. 313-316, 1999.
- BERTI FILHO, E. Manual de pragas em florestas. Cupins ou térmitas. IPEF/SIF, 1993. v.3, 56p.
- BERTI FILHO, E. Cupins e florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (Eds). Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 127-140.
- DIETRICH, C.R.R.C. Ocorrência de cupins (Insecta: Isoptera) em reflorestamento de *Eucalyptus* spp.. Piracicaba: ESALQ/USP, 1989. p. 68. (Dissertação - Mestrado em Energia Nuclear na Agricultura).
- EMERSON, A.E. The Neotropical genera *Procornitermes* and *Cornitermes* (Isoptera, Termitidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, v. 99, n. 8, p. 475-539, 1952.
- MARICONI, F.A.M. Inseticidas e seu emprego no combate às pragas. 4. ed. São Paulo: Nobel, 1981. v.2, 466 p.

15.5.10 *Syntermes* spp.

ALEXANDRE DOS SANTOS¹

¹IFMT - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus Cáceres, Caixa Postal 244, Cáceres, Mato Grosso, CEP: 78.200-000. alexandre.santos@cas.ifmt.edu.br

***Syntermes* spp. Holmgren, 1909 (Blattodea: Termitidae: Syntermitinae)**

Nome popular: cupim-militar, cupim-de-terra-solta, cupim-roletador, cupim-de-solo.

Estados brasileiros onde foi registrado: esse gênero ocorre em todos estados brasileiros, porém a distribuição de cada espécie varia conforme a região.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero *Syntermes* é constituído de 23 espécies que ocorrem na América do Sul e dessas 21 ocorrem no Brasil (Constantino, 1995). Os soldados são grandes, cabeça sub-retangular, mandíbulas robustas, sendo que a maioria das espécies possuem três pares de espinhos cônicos e, quando ausentes, as laterais do pronoto são angulares (Figura 1) (Constantino, 2015).



Figura 1. Soldado de *Syntermes grandis* (Blattodea: Termitidae). Foto: Alexandre dos Santos/ Cáceres, Mato Grosso.

Todas as espécies desse gênero são ceifadoras, ou seja, forrageiam material vegetal, geralmente gramíneas, que os operários coletam na superfície do solo e levam para o interior do ninho (Constantino, 2015).

A estrutura de ninhos subterrâneos de cupins, geralmente, dispõe de uma arquitetura que permite o controle do microclima interno e seguro contra a predação; e, especificamente, no caso de *Syntermes*, serve como estoque de alimento forrageado (Noirot & Darlington, 2000). Essas características permitem ao ninho comportar uma população média de 34.000 indivíduos (Lepage & Darlington, 2000). São poucas as informações sobre ninhos de *Syntermes* e essa escassez é atribuída ao hábito subterrâneo que dificultam seu estudo (Noirot, 1970).



Figura 2. Orifício de forrageamento de *Syntermes* sp. (Blattodea: Termitidae). Foto: Alexandre dos Santos/ João Pinheiro, Minas Gerais.

Os ninhos deste gênero são variáveis e complexos, e dependendo da espécie, podem se apresentar completamente subterrâneos, com terra solta na superfície do solo e montículos compactos sobre o solo (Constantino, 1995). A espécie *S. molestus* e *S. spinosus* têm seus ninhos localizados a 3 m de pro-

fundidade, sendo o único indício da sua presença na área, pequenos orifícios de forrageamento na superfície do solo (Figura 2), com um número estimado de 11 a 48 orifícios de forrageamento/m² (Martius & Weller, 1998). O padrão de distribuição espacial dos orifícios deste gênero é agregado (Santos et al., 2011; 2015). Estes orifícios são a comunicação entre o ninho e o meio externo, feito através de galerias, que formam o território de forrageamento destes cupins (Lepage & Darlington, 2000).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Cupins do gênero *Syntermes* destacam-se como os mais importantes de mudas florestais recém-plantadas e são ainda mais importantes em áreas de plantios florestais, onde anteriormente eram ocupadas por pastagens, as quais são mais propícias ao desenvolvimento de grandes populações de cupins (Forti & Andrade, 1995). Desde o início do século XX, quando se iniciaram os plantios comerciais no estado de São Paulo, até os anos 40, de um total de dois milhões de mudas cultivadas, 70% apresentaram ataque de *S. insidians* e *S. molestus*, causando a morte das mudas, logo após o transplante (Fonseca, 1952). Esse gênero de cupim possui o comportamento de danificar as raízes e o coleto de plantas novas, causando morte das mudas (Wilcken et al., 2002). *Syntermes insidians* e *S. molestus* causam danos em plantios novos de *Eucalyptus* spp., realizando a remoção do córtex da casca e danificando as raízes finas (Figura 3), com consequente murcha e seca das folhas. Quanto atinge esse estágio de dano, os cupins não são mais encontrados no local de ataque (Anjos et al., 1986). Quando presentes em grandes densidades na área de cultivo, esses cupins podem causar prejuízos econômicos, por tornar o replantio muito oneroso (Raetano & Wilcken, 1995). Em teca (*Tectona grandis*), as mudas atacadas mostram amarelecimento da parte aérea e são facilmente retiradas do solo, pois o coleto é removido (Peres Filho et al., 2006).

O monitoramento operacional pré-plantio desses cupins pode ser realizado pelo lançamento de uma parcela aleatória de 10 m de raio a cada 5 ha, onde em cada parcela deverão ser contados os orifícios de forrageamento que estiverem presentes (Santos et al., 2011). Não existe nível de dano econômico (NDE) para esse gênero de cupim na amostragem pré-plantio, porém a presença do cupim em ao menos uma parcela do talhão, devido ao potencial de dano, justifica o uso de tratamento químico preventivo das mudas a serem implantadas na área.



Figura 3. Injúria em muda de eucalipto promovida por *Syntermes* sp. (Blattodea: Termitidae).

Para *Syntermes* spp., quando não for realizado o controle químico preventivo, deve-se realizar a amostragem pós-plantio, sendo constituída do lançamento de transectos ao acaso, correspondentes a 3% das linhas de plantio, com no mínimo duas linhas por talhão. Em cada linha de plantio, conta-se o número total de mudas e o número de mudas atacadas, calculando-se a porcentagem das atacadas. O nível de controle para a tomada de decisão é de 2 a 5% de mudas atacadas (Zanetti et al., 2004).

MANEJO

Controle silvicultural

Conhecimento sobre controle silvicultural para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Resistência

Conhecimento sobre resistência de plantas para cupins-de-raiz, encontra-se descrito em *A. pacificus* (vide capítulo 15.5.1).

Controle Químico

Pode-se fazer o combate através do tratamento das plantas antes do plantio - denominado tratamento preventivo (barreira química) ou pré-plantio; ou após o plantio - tratamento curativo. As áreas com parcelas infestadas por *Syntermes* spp., na amostragem pré-plantio, deverão receber o tratamento preventivo, que consiste na imersão das mudas em calda inseticida à base do ingrediente ativo (i.a.) fipronil a 0,4% ou imidacloprido a 0,35% (AGROFIT, 2018), imediatamente antes do plantio. Deve-se imergir as mudas até o coleto, durante 20 segundos, e deixar escorrer a calda por dois minutos, após secagem, realizar o plantio das mudas. O ingrediente ativo tiametoxam, registrado para *A. abbreviatus*, também tem sido utilizado, com alta eficiência, na dose de 75 g (i.a) em 100 L de água para imersão das mudas antes do plantio de maneira análoga ao empregado para fipronil e imidacloprido (AGROFIT, 2018). O tratamento pós-plantio ou curativo é realizado quando a amostragem pós-plantio indicar injúrias por esse grupo de cupins e, nesse caso, basta pulverizar as mudas na altura do coleto com calda

inseticida à base de fipronil na dose de 100g de i.a./ha ou 0,35% de imidacloprido (AGROFIT, 2018), usando pulverizador manual com bico de jato cônico, sendo o volume de aplicação de 20mL por planta.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA. Disponível em: <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em 20/02/2018.
- ANJOS, N.; SANTOS, G.P.; ZANUNCIO, J.C. Pragas do eucalipto e seu controle. Informe Agropecuário, v.12, n.141, p.53, 1986.
- CONSTANTINO, R. Revision of the neotropical genus *Syntermes* Holmgren (Isoptera: Termitidae). The University of Kansas Science Bulletin, v.55, n.13, p.455-518, 1995.
- CONSTANTINO, R. Cupins do Cerrado. Edição 1. Rio de Janeiro: Tecnical Books, 2015. 167p.
- FONSECA, J.P. Emprego de inseticidas orgânicos no combate a cupins subterrâneos nocivos a mudas de eucalipto. Arquivos do Instituto Biológico, v.21, n.3, p.13-19, 1952.
- FORTI, L.C.; ANDRADE, M.L. Populações de cupins. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. Biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 29-51.
- LEPAGE, M.; DARLINGTON, J.P.E.C. Population dynamics of termites. In: Abe, T.; Bignell, D.E.; Higashi, M. Termites: evolution, sociality, symbioses, ecology. Kluwer: Academic Publishers, 2000. p.333-361.
- MARTIUS, C.; WELLER, M. Observations on dynamics of foraging hole construction of two leaf-feeding, soil-inhabiting *Syntermes* species (Isoptera: Termitidae) in an amazonian rain forest, Brazil. Acta Amazonica, Manaus, v.28, n.3, p.325-330, 1998.
- NOIROT, C. The nests of termites. In: KRISHNA, K.; WEESNER, F. (eds.). Biology of termites. v.2. New York: Academic Press, 1970. p.73-125.
- NOIROT, C.; DARLINGTON, J.P.E.C. Termite nests: architecture, regulation and defense. In: ABE, T.; BIGNELL, D.E.; HIGASHI, M. (eds.). Termites: Evolution, sociality, symbioses, ecology. Kluwer academic publishers, 2000. p.121-139.
- PERES FILHO, O.; DORVAL, A.; FILHO, B.E.A. Entomofauna associada à Teca, *Tectona grandis* L. f. (Verbenaceae), no Estado de Mato Grosso. Piracicaba: IPEF, 2006. 58p.
- SANTOS, A.; ZANETTI, R.; FERNANDES, B.V.; SERRÃO, J.E.; ZANUNCIO, J.C. Subterranean termites (Insecta: Isoptera) sampled in sandy and sandy-clay soils at Minas Gerais Cerrado, Brazil. Sociobiology, v.57, n.3, p.633-641, 2011.
- SANTOS, A.; SANTOS, J.C.; CARDOSO, J.R. ; SERRÃO, J.E.; ZANUNCIO, J.C.; ZANETTI, R. . Sampling of subterranean termites *Syntermes* spp. (Isoptera: Termitidae) in a eucalyptus plantation using point process and geostatistics. Precision Agriculture, v. 4, p. 421-433, 2015.
- ZANETTI, R.; SANTOS, A.; DIAS, N.; SOUZA-SILVA, A.; CARVALHO, G.A. Manejo integrado de pragas florestais. Lavras: Editora UFLA, 2004 (Texto Acadêmico).
- WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G. Controle de cupins em florestas. In: BERTI FILHO, E.; FONTES, L.R. (eds). Alguns aspectos atuais da biologia e controle de cupins. Piracicaba: FEALQ, 1995. p. 141-154.
- WILCKEN, C.F.; RAETANO, C.G.; FORTI, L.C. Termite pests in eucalyptus forests in Brasil. Sociobiology, v.40, n. 1, p. 179-190, 2002.

15.6 Insetos broqueadores de árvores vivas

15.6.1 *Eupalamides cyparissias*

JOANA MARIA SANTOS FERREIRA¹, DALVA LUIZ DE QUEIROZ², PAULO MANOEL PONTES LINS³

¹EMBRAPA Tabuleiros Costeiros - CPATC, Av. Beira Mar, 3250, Bairro Sementeira, Caixa Postal: 25, CEP 49025-040, Aracaju, Sergipe, joana.ferreira@embrapa.br

²EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

³SOCOCO, Agroindústria da Amazônia, Distrito Industrial Q1 setor A lote 6-10 -, CEP: 67.033-310, Ananindeua, Pará, paulom@sococo.com.br

Eupalamides cyparissias (Fabricius, 1777) (Lepidoptera: Castniidae)

Nome popular: broca-da-coroa-foliar, broca-da-coroa-foliar-das-palmeiras, broca-do-dendezeiro, broca-das-palmeiras.

Estados brasileiros onde foi registrada: MA, PA, PI, TO.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O adulto (Figura 1) é uma mariposa grande, de corpo robusto, podendo medir entre 170 e 205 mm de envergadura nas fêmeas e entre 170 e 185 mm nos machos. As asas são de coloração marrom-escura com reflexos violáceos. Duas fileiras de pontuações amarelo-esbranquiçadas são observadas acompanhando o contorno das asas posteriores, e, nas anteriores, na porção média, uma faixa transversal e pontuações amarelas nas extremidades. Não possui dimorfismo sexual aparente, com exceção do frênulo que facilita a sexagem (Korkytowski & Ruiz, 1979a).

A fêmea faz a postura isolada ou em pequenos grupos, diretamente nos cachos e nas axilas foliares. Várias fêmeas podem colocar seus ovos em uma única inflorescência do buriti (*Mauritia flexuosa*) e, embora, cada uma possa hospedar até oito larvas, apenas uma completa seu ciclo (Delgado & Couturier, 2003). Quando duas ou mais larvas encontram-se nas galerias, a maior come a menor. O canibalismo pode ser um fator regulador da população em cada inflorescência.

O número de ovos por fêmea varia de 200 a 500 ovos, com média de 265, dos quais a maioria é colocada nos primeiros cinco dias. A longevidade média dos adultos varia de 15 a 18 dias para as fêmeas e de 12 a 13 dias para os machos (Korkytowski & Ruiz, 1979a, b).



Figura 1. Fêmea (acima) e macho (abaixo) adultos da broca-da-coroa-foliar *Eupalamides cyparissias* (Lepidoptera: Castniidae).

O ovo de *E. cyparissias* é relativamente grande (Figura 2-A), mede entre 5 e 6 mm de comprimento por 2 mm de largura, tem formato ovalado e cinco estrias longitudinais proeminentes, assemelhando-se a um grão de arroz e coloração que varia de esbranquiçada, para leitosa, para rosada até se tornar escura quando se aproxima da eclosão. O período de incubação do ovo é de 10 a 15 dias (Korkytowski & Ruiz, 1979a, b).

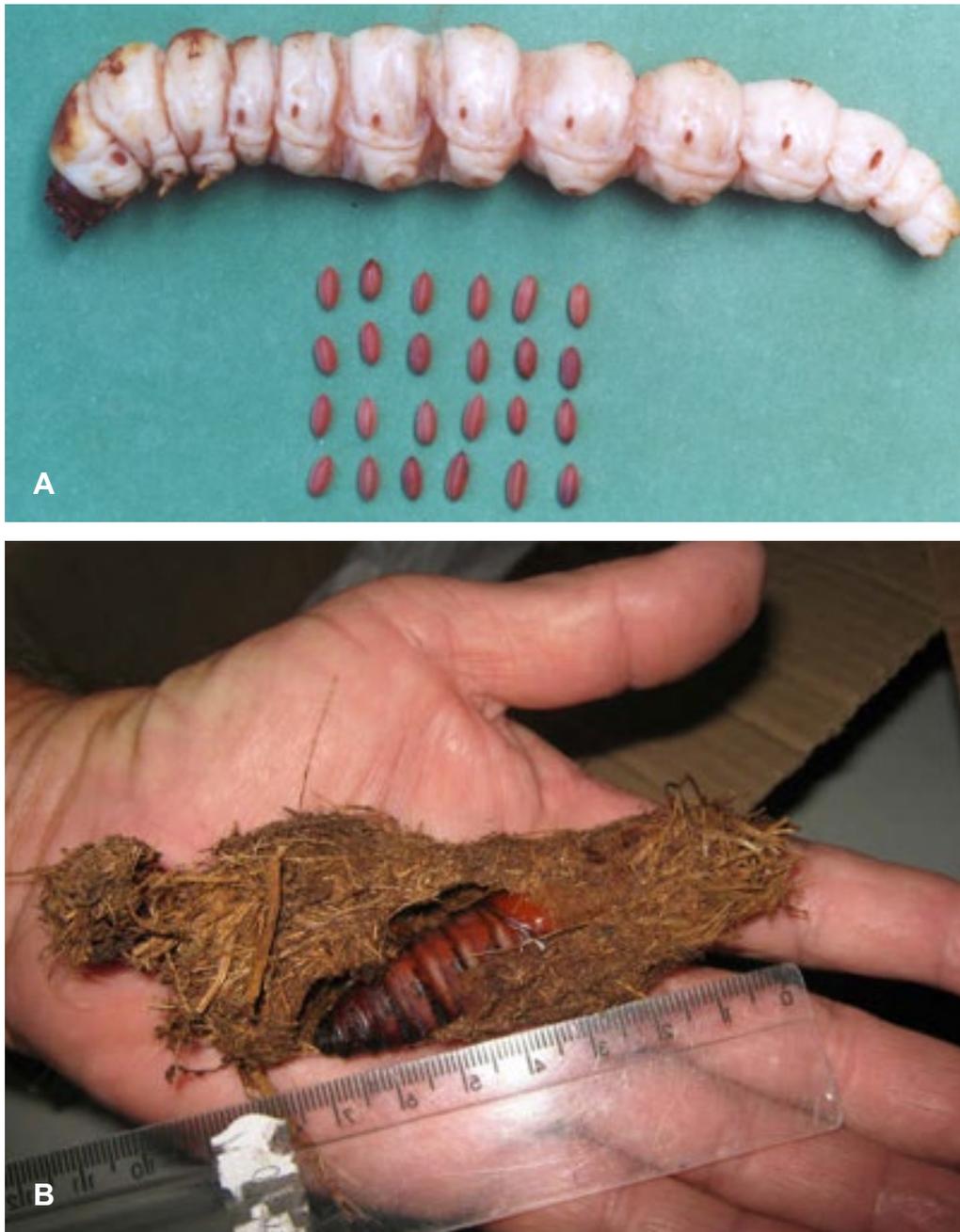


Figura 2. Lagarta e ovos (A) e pupa (B) da broca-da-coroa-foliar *Eupalamides cyparissias* (Lepidoptera: Castniidae).

A larva (Figura 2-A) possui coloração branco-leitosa, tem a cabeça fortemente esclerificada de cor castanho-brilhante, com mandíbulas negras e fortes. Mede, no início do ciclo larval, aproximadamente, 7 mm de comprimento

podendo alcançar de 110 a 130 mm ao final do desenvolvimento. Passa por 14 ínstaes em um período que varia de 144 a 403 dias, com média de 233 dias. A larva cessa a alimentação ao completar seu ciclo larval, constrói um casulo com as fibras da palmeira hospedeira e passa por um período pré-pupal médio de 19 dias (Korkytowski & Ruiz, 1979a, b).

A pupa (Figura 2-B) tem cor castanho-escuro-brilhante, mede de 64 a 95 mm de comprimento, e possui poro anal e genital, bem definidos, o que facilita a sexagem nessa fase. A pupa, que dá origem ao macho, em geral, é de tamanho menor. O período pupal dessa espécie é de 30 dias (Korkytowski & Ruiz, 1979a, b).

Eupalamides cyparissias voa de maneira rápida silenciosa, durante o período matutino e vespertino, a uma altura entre 1 e 4 metros. O acasalamento ocorre com maior frequência após o voo da tarde, quando se observa dois ou três machos voando atrás de uma fêmea. A cópula dura, em média, de uma a três horas (Korkytowski & Ruiz, 1979 a, b). O ciclo de vida completo de *E. cyparissias* dura aproximadamente 14 meses (Korkytowski & Ruiz, 1979 a, b).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Essa espécie é encontrada no Brasil (região Norte, Maranhão, Piauí e Tocantins), Colômbia, Equador, Guiana, Panamá, Peru, Suriname e Venezuela, em plantações de açaizeiro (*Euterpe oleracea*), aricuriroba (*Syagrus schizophylla*), bacabeira (*Oenocarpus mapora*), bacabinha (*O. minor*), buriti (*Mauritia flexuosa*), coqueiro (*C. nucifera*), inajá (*Attalea maripa*), jerivá (*S. romanzoffiana*), palmeira-amarela-de-Mauricius (*Latania verschaffeltii*), palmeira-de-leque (*Livistona chinensis*), palmeira-de-leque-de-Fiji (*Pritchardia pacifica*), palmeira-de-saia (*Washingtonia filifera*), palmeira-egípcia (*Hyphaene thebaica*), palmeiras do gênero *Sabal* (*S. blackburnianum*, *S. mexicanum*), tamareira (*Phoenix dactylifera*), tamareira-selvagem (*P. rupicola*), tucumã-branco (*Astrocaryum paramaca*) e outras palmeiras nativas (Strande, 1913; Reyne, 1929; Ray, 1973; Genty et al., 1978; Korkytowski & Ruiz, 1979b; Delgado & Couturier, 2003; Vasquez et al. 2008). O ataque em bananeira (*Musa* sp.) (Musaceae), também já foi relatado no estado do Pará (Sefer, 1963).

A larva de *E. cyparissias* desenvolve-se na coroa foliar das palmeiras. A larva, ao se alimentar nessa região da planta, forma galerias superficiais e longitudinais que destroem tecidos fibrosos e feixes lenhosos da base dos cachos

(pedúnculo) e das folhas (Figura 3-A), o que provoca redução no fluxo da seiva e quebra de folhas imaturas que ficam penduradas ao redor do estipe e dos cachos danificados, que podem cair ao solo. A larva, em certo momento, muda sua trajetória inicial e se dirige para o interior do estipe (Figura 3-C), podendo atingir o meristema apical e ocasionar a morte da planta. As cicatrizes no interior da coroa foliar somente se tornam visíveis no estipe (Figura 3-B) à medida que a palmeira cresce, o que denuncia o ataque da praga. A palmeira atacada, em função dos voláteis químicos liberados através dos ferimentos feitos pelas larvas dessa praga na copa da planta, torna-se também atrativa à broca-do-olho *Rhynchophorus palmarum*, principal vetor das doenças letais do anel vermelho e resinose (Risco, 1996).

As perdas na produção do coqueiro causadas pela broca *E. cyparissias*, foram estimadas em cerca de 50% no estado do Pará. Até 72 larvas de diferentes instares foram registradas em um único coqueiro, além da presença de pré-pupas e pupas, e uma população larval correspondente a 30,24 larvas por ha, em uma área de 400 ha (Risco, 1996). Outros danos atribuídos ao ataque dessa praga em coqueiro são: redução acentuada do número e tamanho das folhas, inflorescências e frutos; quebra e queda prematura de folhas; abortamento de flores femininas e, nos casos mais severos, a morte da planta. Coqueiro atacados por *E. cyparissias*, podem apresentar até 85% mais abortamento das flores do que plantas sadias (Ray, 1973).

No dendezeiro, as larvas alimentam-se, preferencialmente, no interior da espata dos cachos ainda verdes e perfuram os cachos maduros na inserção com o pedúnculo. Constroem galerias em diagonal na coroa da planta que chegam a medir de 4 a 5 cm de comprimento e, no decorrer do seu desenvolvimento, fazem uma perfuração vertical até encontrar o estipe, penetrando-o (Korkytowski & Ruiz, 1979a,b). Em infestações severas, é possível contar de 600 a 900 larvas/planta no interior do estipe e na base dos cachos e folhas (Genty et al., 1978). Em buriti *M. flexuosa*, as larvas constroem galerias sinuosas no interior da planta que chegam a atingir mais de 2,5 m de comprimento e 3,5 cm de diâmetro, interrompendo o fluxo de água e nutrientes, causando a queda de flores e frutos (Delgado & Couturier, 2003). O ataque da praga, nessa palmeira, é visualizado externamente pelas exsudações de goma através das perfurações feitas pelas larvas (Vasquez et al. 2008).



Figura 3. Sulcos superficiais e longitudinais da broca-da-coroa-foliar *Eupalamides cyparissias* (Lepidoptera: Castniidae) no estipe do coqueiro (A); Planta dissecada mostrando orifícios de entrada da broca na porção tenra do estipe e presença de cicatrizes deixadas na planta (B); e base da folha do coqueiro com danos da broca (C).

MANEJO

Monitoramento

O monitoramento de *E. cyparissias* deve ser iniciado em coqueiro a partir do quinto ano do plantio. A presença de folhas verdes quebradas e penduradas no estipe, na região intermediária da coroa foliar; cachos de coco arriados ou caídos no solo; e, sulcos longitudinais superficiais ou perfurações no estipe, próximo à coroa foliar da planta, devem ser verificados durante a inspeção (Figura 3-A). A atividade dos adultos na área deve ser observada e proceder a coletas utilizando redes entomológicas. O nível de controle da praga é de 5% de incidência nas plantas amostradas (Risco, 1996). Atingido esse nível, as medidas de controle programadas devem ser adotadas de imediato para evitar danos maiores à plantação.

Controle mecânico e silvicultural

A captura do adulto com o auxílio da rede entomológica e a coleta de larvas e de pupas presentes nas axilas foliares, durante a colheita dos frutos, são recomendadas em plantios de coqueiro. No dendezeiro, é recomendado: *i*) realização de poda de folhas infestadas; *ii*) colheitas industriais; *iii*) limpeza da copa da planta uma ou duas vezes por ano, com a eliminação dos pedúnculos apodrecidos e, conseqüentemente, das larvas, pupas e adultos presentes nesses pedúnculos; *iv*) retirada com o auxílio de uma vara, das pupas e larvas alojadas nas bainhas foliares, na época de maior incidência da praga; *v*) captura dos adultos com redes entomológicas; *vi*) além do controle químico, quando nos levantamentos periódicos da plantação forem encontradas larvas do primeiro ao décimo instar nas plantas (Genty et al., 1978; Korkytowski & Ruiz, 1979b).

Controle biológico

A ação de agentes naturais que tenham ação efetiva de controle na população de *E. cyparissias* é pouco conhecida no Brasil. Levantamentos realizados na plantação de coqueiro em Moju, Pará, evidenciaram a presença de uma formiga e de um microhimenóptero atacando ovos, e dos fungos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* infectando as crisálidas. Os ovos são parasitados pela vespa *Ooencyrtus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) (Mariau, 2000; Korkytowski

& Ruiz, 1979a) e sofrem predação por formigas dos gêneros *Iridomyrmex*, *Odontomachus* e *Pheidole* (Hymenoptera: Formicidae) (Mariau, 2000). No Peru, *Ooencyrtus* sp. contribui para a redução de 6% a 10% da população da broca-da-coroa-foliar a cada geração da praga (Korkytowski & Ruiz, 1979b).

Controle químico

Recomenda-se pulverizar a coroa da planta com inseticida de contato ou sistêmico, dirigindo o jato da solução para a região dos cachos e das axilas foliares, utilizando-se, em média, 7 L da solução por planta com copa foliar acima de 10 m de altura. Os inseticidas carbosulfano a 0,02% i.a., carbaril a 0,17% i.a. e monocrotofós a 0,06% i.a. foram testados, obtendo eficiências de 90,7, 82,6 e 85,3%, respectivamente (Souza et al., 1996). Esse estudo subsidiou o registro junto ao Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA, do carbosulfano na formulação 200 SC, para controle da praga em coqueiro. Entretanto, com a retirada do mercado dessa formulação, as novas formulações (400 SC e 700 EC) foram lançadas sem registro para a cultura do coqueiro. Hoje não existe produto registrado no Brasil para controle de *E. cyparissias* em palmeiras (AGROFIT, 2017), mesmo com a ameaça que essa praga representa para palmeiras comerciais importantes.

Os seguintes procedimentos são recomendados para o combate dessa praga no dendezeiro: *i*) pulverização da copa da planta, direcionada para as axilas foliares, para eliminação das larvas ainda não alojadas no pedúnculo foliar ou no estipe, que corresponde a larvas do primeiro ao quinto ínstar, com até 3 cm de comprimento; *ii*) pulverização da copa logo após a poda (um a três dias) para eliminação das larvas do quinto ao décimo ínstar com 3 a 6 cm de comprimento; e, *iii*) pulverização dos pedúnculos logo após a colheita, para eliminação das larvas do 11º ao 14º ínstar, com mais de 6 cm de comprimento (Korkytowski & Ruiz, 1979b). Pulverizações na copa da planta também podem ser realizadas após o pico populacional dos adultos (um a dois meses) ou quando o nível de emergência ocorre muito escalonado. Nesses casos, são necessárias duas aplicações com intervalos de dois a três meses, antes das larvas penetrarem no estipe da palmeira (Mariau & Huguenot, 1983).

O tratamento da coroa foliar de uma palmeira de porte alto, infestada com a broca *E. cyparissias* requer o uso de pulverizadores mecanizados providos com pistolas e jatos de alta pressão na aplicação, de forma a propiciar a deposição da calda nas axilas foliares da planta.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20/09/2017.
- DELGADO C., COUTURIER G. Relationship between *Mauritia flexuosa* and *Eupalamides cyparissias* in the Peruvian Amazon. *Palms*, v.47, p. 104-106, 2003.
- GENTY, Ph.; DESMIER de CHENON, R.; MORIN, V.R.; KORYTKOWSKI, C.A. Ravageurs du palmier a huile em Amerique Latine. *Oléagineux*, Paris, v.33, n.7, p.326-415, 1978.
- KORKYTKOWSKI, C.A.; RUIZ, E.R. El barrenado de los racimos de la palma aceitera, *Castnia daedalus* (Cramer), Lepidoptera:Castniidae, en la plantacion de Tocache-Peru. *Revista Peruana de Entomología*, v.22, n.1, p.49-53, 1979a.
- KORKYTKOWSKI, C.A.; RUIZ, E.R. Estado atual de las plagas de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacquin) en Tananta (Huallaga central, San Martin, Peru). *Revista Peruana de Entomología*, v.22, n.1, p.17-20, 1979b.
- MARIAU, D. La faune du palmier á huile et du cocotier. 1. Les lépidoptères et les hémiptères ainsi que leurs ennemis naturels. Montpellier, France, CIRAD-cp, 2000, 97 p.
- MARIAU, D.; HUGUENOT, R. Méthode d'estimation des populations de *Castnia daedalus* (Lépidoptère Castniidae) sur le palmier à huile. *Oléagineux*, Paris, v.38, n.4, p.227-228. 1983.
- RAY, B.K. *Brassolis sophorae* and *Castnia daedalus* chemical control of these major pest of coconut in Guyana. *Journal Economic Entomology*, v.66, n.1, p.177-180, 1973.
- REYNE, A. De boorrups der kokospalmen (*Castnia daedalus* Cr.) in Suriname. *Indische Mercuur*, v.52, p.1103-1105, 1929.
- RISCO, S.H. *Castnia daedalus* (Cramer, 1775): nova e perigosa praga nos coqueirais do projeto Sococo (Moju-PA). 4p. (Relatório apresentado à Sococo S/A em 18 de abril de 1996).
- SEFER, E. Pragas da bananeira que ocorrem na Amazônia e seu combate. *Boletim Técnico*, IPEAN, Belém, n.43, p. 3-8, 1963.
- SOUZA, L.A.; SILVA, A.B.; MÜLLER, A.A.; LINS, P.M.P. Controle das principais pragas do dendezeiro e do coqueiro no Estado do Pará. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA 16, ENCONTRO NACIONAL DE FITOSSANITARISTAS, 7. 1996, Salvador, BA. Resumos..., Salvador: SEB, p. 25, 1996.
- VASQUEZ, J., DELGADO, C., COUTURIER, G., MEJIA, K., FREITAS, L., & DEL CASTILLO, D. Pest insects of the palm tree *Mauritia flexuosa* L.f., dwarf form, in Peruvian Amazonia. *Fruits*, v. 63, n.4, p. 227-238. 2008. doi:10.1051/fruits:2008016.

15.6.2 *Hedypathes betulinus*

MÁRCIA D'AVILA¹

¹Universidade Federal de Santa Maria, Campus de Frederico Westphalen, BR 386, KM 40, Linha Sete de Setembro, CEP 98400-000, Frederico Westphalen, Rio Grande do Sul. davilamar@hotmail.com

***Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Coleoptera: Cerambycidae)**

Nome popular: broca-da-erva-mate, corintiano

Estados brasileiros onde foi registrada: MS, PR, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O ovo tem formato elíptico, com cório transparente e liso, coloração branco-amarelada, com comprimento variando de 2,4 a 3,0 mm e a largura entre 1,2 e 1,5 mm (Cassanello, 1993; Galileo et al., 1993). O período de incubação dos ovos dura, em média, 12,05 dias (variando entre 7 e 17 dias) (Cassanello, 1993).

As larvas são ápodas e brancas, do tipo cerambiciforme e, quando recém-eclodidas, perfuram com suas mandíbulas a casca da planta até encontrarem o lenho que lhes serve de alimento (Penteado, 1995). As larvas têm de oito a dez ínstar, com duração média variando de 8,93 dias no 1º ínstar a 50,50 dias no 10º ínstar. O desenvolvimento larval durou, em média, 278,36 dias (variando entre 213 e 420 dias) (Cassanello, 1993).

As larvas constroem galerias longitudinais descendentes que aumentam gradualmente de diâmetro, em função do desenvolvimento da larva, sendo ascendentes no final do período larval. Grande quantidade de serragem é produzida e parte dela fica acumulada e compactada atrás da larva, provavelmente proporcionando proteção. Outra parte é sempre lançada para fora do galho através de pequenos orifícios feitos pela própria larva (Cassanello, 1993; Pedrosa-Macedo, 1993). A larva, ao final do desenvolvimento, alarga a parte terminal da galeria que perfurou para se alimentar, prepara um canal até a parte interna da casca, fecha a entrada da câmara com um tampão de serragem e recua para a câmara onde se transforma em pupa (Lima, 1953).

A pupa da broca-da-erva-mate possui coloração branca e é do tipo livre com 32 mm de comprimento e 18 mm de largura (Cassanello, 1993). As fases de pré-pupa, pupa e a permanência na câmara pupal duram um total de 34 dias até a emergência do adulto (Cassanello, 1993).

Os adultos de *Hedypathes betulinus* apresentam de 20 a 30 mm de comprimento e de nove a 13 mm de largura (Pedrosa-Macedo, 1993; Soares, 1998). Apresentam densa pilosidade de cor branca, com maior intensidade na cabeça, pronoto e élitros, com manchas de coloração preta, com formato de “M” nos élitros, acompanhado de pontos arredondados pretos esparsos (Cassanello, 1993) (Figura 1). As antenas são do tipo setácea, longas e afinando até o seu ápice, com manchas brancas e pretas alternadas (Pedrosa-Macedo, 1993). O dimorfismo sexual pode ser observado através dos escapos e fêmures dos machos que são maiores do que os das fêmeas, e também as fêmeas são, geralmente, maiores do que os machos (Cassanello, 1993).



Figura 1. Adulto de *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae).

A broca-da-erva-mate, no período de pré-cópula, apresenta movimentação lenta e hábito sedentário, justificando um cortejamento simples (Guedes et al., 2000). O processo de cópula começa quando o macho, ao detectar uma fêmea receptiva, inicia prontamente a monta. O comportamento mais comum é a permanência do macho sobre a fêmea durante um longo período, podendo copular várias vezes.

As fêmeas efetuam a postura de ovos na base do tronco ou nos galhos, com preferência por galhos com diâmetro entre 15 e 20 mm, com um ovo por postura (Guedes et al., 2000). Os ovos são colocados em cavidades escavadas especialmente para abrigá-los, com aproximadamente cinco a sete mm de comprimento e dois a três mm de profundidade. Após a postura, a fêmea faz uma mistura de casca e lenho, e cobre totalmente o ovo para fechar a cavidade (Guedes et al., 2000). Os ovos ficam protegidos contra dessecação, bem como de predadores, pois são de difícil localização. A viabilidade dos ovos é considerada alta, uma vez que em média 85% dos ovos transformam-se em insetos adultos, em função da alta proteção da postura (Mallmann et al., 2001). O fator mais determinante para a escolha do local da postura é o diâmetro do galho, que varia conforme a idade da planta (D'Avila et al., 2006). No caso de mudas ou plantas jovens, as posturas ocorrem no colo, provavelmente, por ser o local de maior diâmetro. Mas também podem ocorrer nos galhos, quando esses forem de maior diâmetro. As posturas ocorrem, preferencialmente, ao longo do dia, com temperatura mais elevada e menor umidade relativa do ar (D'Avila et al., 2002; D'Avila & Costa, 2005). Ao longo da vida adulta, as fêmeas apresentam fecundidade de 63 a 127 ovos, realizando de duas a três posturas/dia (Guedes et al., 2000).

A longevidade dos adultos pode variar entre 101 e 144 dias para as fêmeas e de 100 a 294 dias para os machos (Cassanello, 1993; Soares, 1998).

O período de maior ocorrência dos adultos ocorre a partir de setembro, com pico populacional no mês de dezembro, tendendo a desaparecer no mês de março (Penteado, 1995). Os adultos desta espécie são facilmente encontrados na base dos ramos maiores, onde se alimentam da casca (D'Avila et al., 2002).

O ciclo de vida de *H. betulinus* em laboratório dura em média 489,75 dias (variando entre 372 e 608 dias) para fêmeas e 422,60 dias (variando entre 401 e 474 dias) para os machos (Cassanello, 1993).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A cultura da erva-mate apresenta grande importância social, cultural e econômica no sul do Brasil (D'Avila et al., 2006), sendo a erva-mate considerada a árvore símbolo do Rio Grande do Sul (Azevedo & Corseuil, 1997). A broca da erva-mate, *H. betulinus*, é o principal fator de redução da produtividade da erva-mate, considerada a principal praga da cultura, podendo afetar de 50 a 60% das plantas, reduzindo a produção e inviabilizando a exploração comercial dos ervais (D'Avila et al., 2006). As larvas dificultam a circulação normal da seiva ao construírem as galerias, resultando no depauperamento das plantas (Penteado, 1995). As raízes da planta hospedeira, na maioria dos casos, são também atingidas e danificadas (Cassanello, 1993). Os danos mais severos são ocasionados pelas larvas que, ao construírem galerias, impedem a circulação de seiva e propiciam a entrada de fitopatógenos que podem levar a planta a morte, dependendo do grau de comprometimento da mesma (Leite, 2006).

Os sintomas destes danos são a presença de grande quantidade de serragem próxima ao colo das erva-mates, plantas fracas e com folhagem escassa e amarelada. Um grande número de galhos quebrados é encontrado em plantios onde o ataque é intenso, em função do enfraquecimento pelas galerias e pela ação do vento.

O estresse fisiológico e a grande oferta de alimento (Carpanezzi, 1995) em povoamentos puros de erva-mate são apontados como as principais causas do aparecimento de insetos-praga e doenças (Diaz, 1997). A forma como a cultura é explorada, com podas drásticas também é importante. Os danos causados pela broca da erva-mate são mais significativos nas plantas onde a poda debilitou as referidas, tornando-as vulneráveis ao ataque.

MANEJO

Controle físico

A coleta e queima dos galhos caídos também é um método importante para eliminação das larvas, que podem estar em seu interior (Soares & Iede, 1997).

Controle mecânico

A coleta manual dos adultos é recomendada para o controle da broca-da-erva-mate (Soares & Iede, 1997). Ainda que esse método pareça primitivo, pode evitar um incremento populacional de até quatro vezes de um ano para o outro (Mallmann et al., 2001). Além disso, pode ser utilizado por qualquer produtor, apresenta baixo custo e não agride o meio ambiente, enquadrando-se perfeitamente no contexto do manejo integrado de pragas e manejo florestal sustentável. Entretanto, apesar de eficiente, exige uma mão de obra incompatível com áreas extensas, sendo mais utilizada em pequenas propriedades.

Controle biológico

Diversos inimigos naturais foram observados predando ou parasitando a broca-da-erva-mate, como por exemplo: o parasitoide de ovos, *Eurytoma* sp. (Hymenoptera: Eurytomidae) (Penteado, 1995; Soares et al., 1995) e os percevejos predadores de adultos *Alcaeorrhynchus grandis* (Pentatomidae), *Apiomerus* sp. (Reduviidae), *Arilus carinatus* (Reduviidae), *Brontocoris tabidus* (Pentatomidae), *Podisus* sp. (Pentatomidae) e *Thynacantha marginata* (Pentatomidae) (Diaz, 1997; Soares & Iede, 1997). Formigas do gênero *Pheidole* e *Solenopsis* predam ovos da broca (Soares & Iede, 1997).

Uma forma de controle biológico considerada eficiente é a realizada pela galinha-d'Angola, que, quando mantida nos ervais, alimenta-se da broca da erva-mate, mantendo as populações do inseto em níveis baixos e aceitáveis (Mallmann et al., 2001).

Os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* são considerados promissores no controle biológico da broca da erva-mate e quando devidamente utilizados, causam pequeno impacto ambiental, não deixam resíduos e possuem poucas chances de intoxicação de trabalhadores (Soares et al., 1995; Soares & Iede, 1997; Fanti & Alves, 2013).

O inseticida biológico BoveMax EC® foi desenvolvido como medida efetiva no controle da broca da erva-mate, que tem como ingrediente ativo esporos do fungo *B. bassiana* (Embrapa, 2015). Após o contato do adulto com o produto aplicado na planta, ocorre a morte dos insetos em até, aproximadamente, 20 dias. Após este período, o fungo de aparência esbranquiçada recobre o corpo do inseto e passa a transmitir esporos para insetos sadios, incrementando e mantendo o controle biológico do inseto.

Controle químico

A utilização de inseticidas para o controle de *H. betulinus* não é permitida, pois há risco da presença de resíduos tóxicos no produto final (erva-mate para chás, chimarrão ou tererê), podendo acarretar na intoxicação dos consumidores (Soares & Iede, 1997; Penteado et al., 2000). Não há produtos registrados para a cultura da erva-mate.

REFERÊNCIAS

- AZEVEDO, E. C. G.; CORSEUIL, E. Detecção de feromônios em *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae), em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 1997, Salvador. Anais... Salvador, SEB/EMBRAPA, 1997, p. 65.
- CARPANEZZI, A. A. Cultura da erva-mate no Brasil: conflitos e lacunas. In: WINGE, H.; FERREIRA, A. G.; MARIATH, J. E. de A. et al. Erva-mate: biologia e cultivo no Cone-sul. Porto Alegre: UFRGS, 1995. p. 43-46.
- CASSANELLO, A. M. L. Ciclo de vida e aspectos morfológicos de *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae) em erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hilaire). Curitiba, 1993. 59f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1993.
- D'AVILA, M.; LÚCIO, A. D.; COSTA, E. C. *Hedypathes betulinus* Klug (1825) (Coleoptera: Cerambycidae) e suas relações com variáveis ambientais. Ciência Florestal, Santa Maria, v.12, n.2, p. 17-26, 2002.
- D'AVILA, M.; COSTA, E. C. Aspectos comportamentais de *Hedypathes betulinus* Klug (1825) (Coleoptera: Cerambycidae) em erva-mate. Ciência Florestal, Santa Maria, v.15, n.3, p. 233-239, 2005.
- D'AVILA, M.; COSTA, E. C.; GUEDES, J. V. C. Bioecologia e manejo da broca da erva-mate, *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Coleoptera: Cerambycidae). Ciência Florestal, Santa Maria, v.16, n.2, p. 233-241, 2006.
- DIAZ, C. Y. F. Perspectivas del manejo integrado de plagas em yerba mate. In: CONGRESSO SUL-AMERICANO DA ERVA-MATE. REUNIÃO TÉCNICA DO CONE SUL SOBRE A CULTURA DA ERVA-MATE, 1, 1997. Curitiba. Anais... Colombo: EMBRAPA-CNPF, 1997. p. 371-390.
- EMBRAPA. BoveMax EC®: Inseticida biológico para o controle da broca-da-erva-mate. Colombo: Embrapa Florestas, 2015. Folder.
- FANTI, A. L. P.; ALVES, L. F. A. isolados de fungos entomopatogênicos visando o controle da broca da erva-mate (*Hedypathes betulinus*) Klug (Coleoptera: Cerambycidae). Semina: Ciências Agrárias, Londrina, v.34, n.4, p. 1467-1478, 2013.
- GALILEO, M. H. M.; MARTINS, U. R.; MOURA, L. de A. Sobre o comportamento, ontogenia e morfologia do aparelho reprodutor de *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae, Aconthoderini) a broca da erva-mate. Revista Brasileira de Entomologia, São Paulo, v.37, n.4, p. 705-715, 1993.
- GUEDES, J. V. C.; D'AVILA, M.; DORNELLER, S. H. B. Comportamento de *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) em erva-mate em campo. Ciência Rural, v.30, n.6, p. 1059-1061, 2000.
- LEITE, M. S. P.; IEDE, E. T.; PENTEADO, S. do R. C.; ZALESKI, S. R. M.; CAMARGO, J. M. M.; RIBEIRO, R. D. E. Eficiência de fungos entomopatogênicos no controle de *Hedypathes betulinus* (Klug) (Coleoptera: Cerambycidae), em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21, 2006, Recife. Resumos... Recife: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006.

LIMA, A. da C. Insetos do Brasil: Coleópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, Série Didática n.10, 1953. 323p.

MALLMANN, A. J.; SZEPIANIUCK, A. M.; STERTZ, E.; MARMITT, L. A. Controle da broca da erva-mate através da galinha-d'Angola. Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável, Porto Alegre, v.2, n.3, p. 13-17, 2001.

PEDROSA-MACEDO, J. H. (Coord.). Manual de pragas em florestas: pragas florestais do sul do Brasil. Viçosa: IPEF/SIF, 1993. 110p.

PENTEADO, S. R. C. Principais pragas da erva-mate e medidas alternativas para o seu controle. P.109-120. In: H. WINGE; A. G. FERREIRA; J.F.A. MARIATH; L.C. TARASCONI (Org.). Erva-mate: biologia e cultura no Cone-sul. UFRGS: Porto alegre, 356p., 1995.

PENTEADO, S. R. C.; IEDE, E. T.; LEITE, M. S. P. Pragas da erva-mate: perspectivas de controle. In: CONGRESSO SUL-AMERICANO DA ERVA-MATE, 2.; REUNIÃO TÉCNICA DA ERVA-MATE, ENCANTADO-RS, 3., 2000, Porto Alegre. Anais... Porto Alegre: Edição dos Organizadores, 2000. p. 27-37.

REITZ, R.; KLEIN, R. M.; REIS, A. Projeto Madeira do Rio Grande do Sul. Porto Alegre: CORAG, 1998. 525p.

SOARES, C. M. S.; IEDE, E. T.; SANTOS, H. R. Ocorrência natural dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* sobre *Hedypathes betulinus* (Coleoptera: Cerambycidae). In: SICONBIOL, SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 5., 1995, Foz do Iguaçu. Anais... Foz do Iguaçu, [s.n], 1995. p. 81.

SOARES, C. M. S.; IEDE, E.T. Perspectivas para o controle da broca da erva-mate *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Col.: Cerambycidae) In: CONGRESSO SUL-AMERICANO DA ERVA-MATE; REUNIÃO TÉCNICA DO CONE SUL SOBRE A CULTURA DA ERVA-MATE, 1997, Curitiba. Anais. Colombo: EMBRAPA-CNPQ, 1997. p. 391-400.

SOARES, C. M. S. Flutuação populacional, aspectos comportamentais e levantamento de inimigos naturais de *Hedypathes betulinus* (Klug, 1825) (Coleoptera: Cerambycidae), em um povoamento puro de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). Curitiba, 1998. 73f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1998.

15.6.3 *Hypsipyla grandella*

MARCÍLIO JOSÉ THOMAZINI¹

¹Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, km 111, Caixa Postal 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná. marcilio.thomazini@embrapa.br

Hypsipyla grandella Zeller, 1848 (Lepidoptera: Pyralidae)

Nome popular: broca-das-meliáceas, broca-do-mogno, broca-do-cedro
Estados brasileiros onde foi registrada: em todo o Brasil.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Existem 11 espécies de *Hypsipyla* descritas no mundo, das quais quatro ocorrem nas Américas e sete entre a África e a Ásia. *Hypsipyla robusta* (Moore) é a espécie mais amplamente distribuída, ocorrendo na África, Ásia e ilhas do Pacífico. *Hypsipyla grandella* Zeller é encontrada na América Central e na parte tropical da América do Sul, no Caribe e na porção sul da Flórida, nos Estados Unidos (Griffiths, 2001).

Os adultos de *H. grandella* são de coloração marrom a marrom-acinzentada. A envergadura da fêmea varia de 28 a 34 mm e a do macho de 22 a 26 mm. As asas anteriores são de coloração cinza e as posteriores branco-hialinas (Figura 1-A). Os ovos são de forma ovalada, achatados, de coloração branco-opaca a rosados. As lagartas são de coloração rósea nos instares iniciais e azuladas nos últimos instares (Figura 1-B e C). O comprimento médio da lagarta, no último estágio, é de 20 mm. A pupa é de coloração marrom-escura, com 20 mm de comprimento, sendo protegida por um casulo de seda (Figura 1-D e E) (Gallo et. al., 2002).

As mariposas da broca-das-meliáceas são atraídas por árvores jovens, com folhas novas e também por árvores danificadas e com presença de fezes. Os ovos são depositados nas brotações, ramos e folhas, isolados ou em grupos (Grijpma & Gara, 1970; Griffiths, 2001).

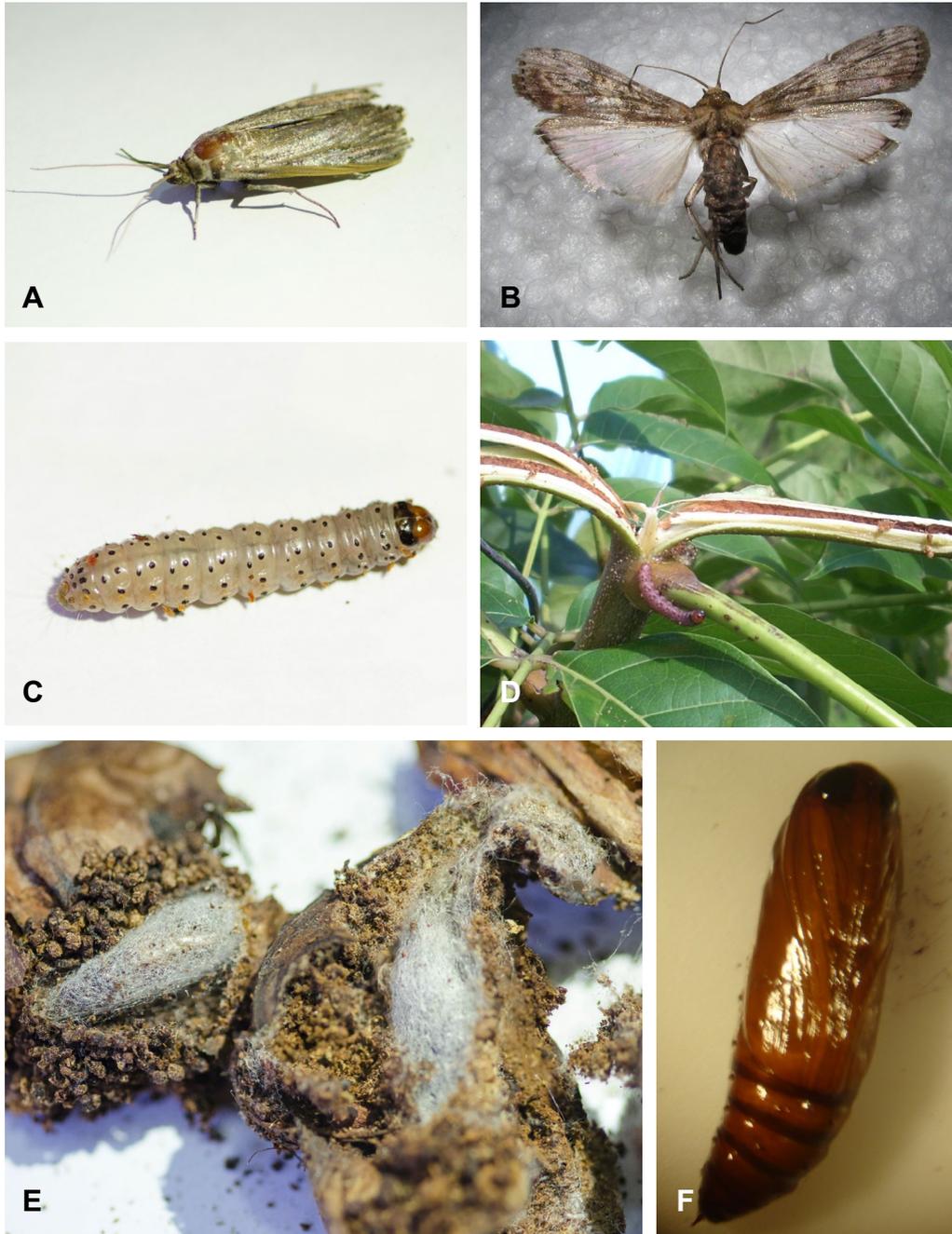


Figura 1. Adultos de *Hysipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) (A) e (B); lagartas de *Hysipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) retirada de frutos de mogno-africano (*Khaya* sp.) (C) e de ramo de mogno-brasileiro (*Swietenia macrophylla*) (Meliaceae) (D) atacados; Pupas de *Hysipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) dentro de frutos de mogno-africano (*Khaya* sp.) (E) e pupa fora da proteção de seda (F). Fotos: Pedro G. Lemes e Victor Hugo Pancera Tedeschi.

Embora os adultos tenham uma grande capacidade de dispersão, eles permanecem na área atacada enquanto existirem novas brotações. Ressalta-se também a grande capacidade dos adultos de localizarem hospedeiros isolados (Griffiths, 2001).

Após a eclosão, as lagartas caminham sobre a superfície da planta antes de começarem a se alimentar, o que ocorre, geralmente, dentro de um ponto de crescimento ou de uma folha próxima ou axila de uma folha nova (Grijpma & Gara, 1970) (Figura 2-A). O local de alimentação fica protegido por uma teia contendo, também, fragmentos de planta e fezes (Figura 2-B). A fase de pupa ocorre nas galerias de alimentação ou no solo ao redor da base da árvore (Griffiths, 2001).



Figura 2. Sintoma inicial do ataque de *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) em folha de mogno (*Swietenia macrophylla*) (Meliaceae) (A) e sinais de alimentação da lagarta, com teia contendo fragmentos de planta e fezes (B).

O ciclo de vida foi estudado em diversos países e o tempo total pode variar de acordo com fatores como as condições ambientais (temperatura, umidade e fotoperíodo) e o tipo de dieta (natural ou artificial).

Em laboratório, a fase de ovo de *H. grandella* durou de três a cinco dias (Berti Filho, 1973; Griffiths, 2001; Castro et al., 2016). O desenvolvimento larval foi, em média, de 25,7 dias em dieta artificial, e 29,2 dias em dieta natural (cedro) (Berti Filho, 1973). O número de ínstarrelatado foi de cinco a sete (Berti Filho, 1973; Griffiths, 2001). A fase de pupa durou cerca de dez dias e a longevidade dos adultos foi, em média, de 4,6 dias para fêmeas e 2,9 dias para machos (Berti Filho, 1973). Em dieta natural de sementes de mogno, a fase de

pupa teve a duração de oito a 12 dias, a longevidade das fêmeas foi de 6,3 dias e a dos machos de 4,2 dias (Castro et al., 2016).

A duração de uma geração leva de um a dois meses em populações naturais, podendo se estender a cinco, se as lagartas entrarem em diapausa (Griffiths, 2001). A duração do ciclo biológico (ovo-adulto) de *H. grandella* variou de 30 dias (30 °C) a 104 dias (15 °C) (Taveras et al., 2004a). Outros valores encontrados foram de 46 a 47,5 dias com variação de temperatura de 24 a 29°C. A mortalidade do estágio larval foi alta nessas temperaturas, alcançando taxas de 90 % (15 °C) e 45 % (30 °C). A mortalidade de larvas de primeiro instar foi também relativamente alta (51 - 75 %) nas temperaturas dentro do intervalo de 15 °C a 30 °C, com exceção daquelas que se desenvolveram a 25 °C (14 %) (Taveras et al., 2004a). Em outro trabalho, os valores de duração do ciclo biológico de *H. grandella* foram de 46 a 47,5 dias com variação de temperatura de 24 a 29°C (Barradas-Juanz, 2016).

Diante do atual cenário de clima, *H. grandella* pode ter de 3,5 a mais de cinco gerações em um ano, dependendo da temperatura média do ar. A duração de cada geração pode variar de menos de 70 a mais de 110 dias (Wrege & Thomazini, 2012). Nos cenários futuros, o número de gerações pode aumentar em cerca de 0,5 em cada região até 2070, enquanto a duração do ciclo diminui cerca de 10 dias, o que pode implicar em maior desenvolvimento populacional da praga nas próximas décadas (Wrege & Thomazini, 2017).

Em relação à dinâmica populacional, *H. grandella* esteve presente durante todo o ano em plantios de mogno na Costa Rica, tendo quatro picos populacionais. A população da praga foi influenciada pela temperatura, presença de novas brotações e agentes de mortalidade natural (TaveraS et al., 2004b). Em plantio de mogno no interior de São Paulo, a incidência da praga foi maior no período chuvoso e começo do período seco. No período de julho a novembro, a população de lagartas foi baixa, não sendo encontrada nenhuma lagarta viva em agosto e setembro (Thomazini et al., 2011).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O principal fator limitante à implantação de plantios comerciais de mogno é o ataque da broca-das-meliáceas, *H. grandella* (Grijpma, 1976; Newton et al., 1993; Vergara, 1997; Hilje & Cornelius, 2001; Guimarães Neto et al.,

2004; Ohashi et al., 2008; Thomazini et al., 2011; Wylie & Speight, 2012). Essa praga também ataca outras meliáceas de importância econômica como o cedro (*Cedrella* spp.), sendo, também, limitante ao cultivo desta essência florestal nas regiões de ocorrência da broca (Berti Filho, 1973; Vergara, 1997; Mayhew & Newton, 1998; Martínez et al., 2007; Wylie & Speight, 2012).

Hypsipyla grandella é, talvez, a principal praga florestal da América Latina e Caribe, devido a quatro fatores: a) baixo nível de tolerância, pois apenas uma lagarta por árvore resulta em um dano severo; b) especificidade pelos membros da subfamília Swietenioideae, das Meliáceas; c) ampla distribuição geográfica e; d) ataca várias estruturas da planta (ponteiros, ramos, frutos) (Hilje & Cornelius, 2001).



Figura 3. Lagarta de *Hypsipyla grandella* broqueando fruto de mogno-africano (*Khaya* sp.).

No Brasil, *H. grandella* foi relatada em mogno (*Swietenia macrophylla* King) e em cedro (*Cedrella* spp.) em várias regiões (Monte, 1933; Silva et al., 1968; Berti Filho, 1973, Maués, 2001, Ohashi et al., 2008, Thomazini et al., 2011, Castro et al., 2018). Em andiroba (*Carapa* spp.), além de *H. grandella*

ocorre também *H. ferrealis* (Hampson) (Silva et al., 1968; Becker, 1973, Jordão & Silva, 2006; Querino et al., 2008, Pinto et al., 2013; Santos & Pellicciotti, 2016).

Apesar da preferência das espécies de *Hypsipyla* por meliáceas endêmicas em seus centros de origem (Cunningham et al., 2005), *H. grandella* foi recentemente relatada em árvores e frutos de mogno africano, *Khaya ivorensis* A. Chev, uma meliácea exótica, em Minas Gerais, (Zanetti et al., 2017; Lemes et al., 2019) (Figura 3).

Uma única lagarta desse inseto pode causar danos muito severos. A lagarta perfura e mata o broto terminal, fazendo túneis nas brotações em desenvolvimento, quebrando a dominância apical, o que induz a ramificação do fuste, prejudicando a formação de um tronco retilíneo e comercialmente aproveitável (Figura 4). A taxa de crescimento da árvore é reduzida e podem ocorrer outros ataques subsequentes, mas raramente a planta morre (Gray, 1972; Grijpma, 1976, Newton et al., 1993; Vergara, 1997; Mayhew & Newton, 1998; Floyd & Hauxwell, 2001; Howard & Merida, 2004; Taveras et al., 2004a e b; Ohashi et al., 2008; Thomazini et al., 2011; Wylie & Speight, 2012).



Figura 4. Dano típico da broca-do-mogno: morte do broto apical, quebra da dominância apical e ramificação do fuste.

O período mais crítico de ataque em um cultivo de mogno são os três primeiros anos após a implantação no campo, pois a tora basal é mais valiosa.

Uma árvore com bifurcação baixa não produzirá madeira de valor comercial e o ataque de *H. grandella* retarda o crescimento, aumentando os custos de manutenção. A partir dos 6 m de altura, os danos são menores porque as plantas apresentam maior capacidade de recuperação (Hilje & Cornelius, 2001).

Em consequência dos danos da broca e do alto valor comercial do mogno, o nível de dano econômico é de apenas uma planta atacada por hectare, fazendo com que medidas preventivas de controle sejam tomadas (Hilje & Cornelius, 2001; Ohashi et al. 2008).

MANEJO

O uso de métodos isolados para o controle da broca-das-meliáceas não tem demonstrado resultados satisfatórios. O caminho mais promissor consiste na combinação de métodos de controle de forma harmônica, ou seja, o manejo integrado de *H. grandella*, para manter a praga em níveis que não causem dano econômico, com base no controle biológico natural, levando-se em conta os aspectos econômicos, sociais e ambientais (Vergara, 1997; Floyd & Hauxwell, 2001; Lunz et. al., 2009; Wylie & Speight, 2012). Ressalta-se ainda a necessidade de se conhecer os aspectos bioecológicos da praga e das árvores hospedeiras e enfatizar as práticas silviculturais, o controle biológico e o controle comportamental (Hilje & Cornelius, 2001).

O uso de uma combinação de plantios mistos com aplicação de inseticidas biológicos (*Beauveria bassiana*) ou químicos, durante os meses de junho a setembro, nos primeiros anos de estabelecimento; e o uso de espécies resistentes, material selecionado, híbridos interespecíficos ou enxertia, foram estratégias sugeridas para o manejo de *H. grandella* em meliáceas em Cuba. Uma terceira linha levantada seria a utilização de plantas transgênicas, incorporando genes que conferem resistência a Lepidoptera (Casanova et al., 2001).

Dentro do contexto de manejo integrado de *H. grandella*, os estudos prioritários devem envolver material genético de alta qualidade; métodos adequados para produção de mudas de qualidade; seleção de sítios para promover um crescimento vigoroso das plantas; promoção de crescimento inicial vigoroso por meio do uso de fertilizantes, combate a ervas daninhas, condução de um fuste reto e poda; incorporação de material de plantio resistente sob regimes silviculturais apropriados, enfatizando o uso de espécies mistas; desenvolvimento de medidas de controle emergenciais como controle químico localizado, aplicação

inundativa de inimigos naturais e de técnicas de monitoramento para detectar picos populacionais; e geração de informações técnicas de extensão e serviços para os agricultores (Speight, 2001).

No Brasil, a situação atual de *H. grandella* foi revisada. Também foram lançadas perspectivas sobre os estudos com essa praga, com foco na indicação de áreas de pesquisa mais promissoras para o controle da praga em mogno. As estratégias prioritárias recomendadas foram o uso da resistência da planta, o manejo silvicultural, o uso de semioquímicos e o controle biológico (Lunz et al., 2009).

Controle silvicultural

Na região amazônica, o controle silvicultural de *H. grandella*, em plantios de enriquecimento de mogno em vegetação secundária, foi proposto com base em duas estratégias: promover um rápido estabelecimento e crescimento para que a planta passe rapidamente pelo período mais suscetível ao dano; e proteger as árvores do ataque da praga, com o plantio de baixas densidades de mogno por hectare, criando uma densa matriz com outras espécies arbóreas (Yared & Carpanezzi, 1981). As pesquisas com *H. grandella* na Amazônia brasileira possuem resultados promissores, mas não conclusivos, envolvendo métodos silviculturais para acelerar o crescimento da planta em situações semelhantes à floresta natural. No entanto, faltam experimentos de larga escala para comprovação (Maués, 2001).

A técnica da poda de plantas de *S. macrophylla* atacadas por *H. grandella* (Figura 5) pode gerar benefícios ao desenvolvimento de plantios de mogno. Com essa técnica, verificou-se que não houve variação na altura e no diâmetro das plantas, mas sim na altura da planta até a primeira bifurcação (Cornelius, 2001). Apesar da importância da poda na redução do ataque de *H. grandella*, podas sucessivas e em excesso podem reduzir área foliar do mogno, diminuindo o ritmo de crescimento (Ribeiro, 2010).

O controle silvicultural é uma das táticas potenciais no manejo da broca-das-meliáceas, sendo duas as áreas particularmente promissoras. A primeira trata-se da combinação de poda com seleção de sítios de alta qualidade e produção de mudas vigorosas em quantidade para replantios em áreas seguidamente atacadas. A segunda envolve o uso de culturas protetoras ou companheiras e de sombra para reduzir a intensidade de ataque em plantios mistos (Hauxwell,

2001).



Figura 5. Ponteiro de mogno (*Swietenia macrophylla*) (Meliaceae) atacado por *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) podado com um novo fuste sendo conduzido a partir de brotação.

O cedro-australiano, *Toona ciliata* Roem, plantado em consórcio com o mogno, pode funcionar como uma planta armadilha, atraindo as mariposas de *H. grandella* para postura. Após duas horas de ingestão das folhas, as lagartas morrem por antibiose (Ohashi et al., 2002). Esse consórcio apresentou os melhores resultados no controle da broca (Batista, 2005). No entanto, em outro trabalho, o mesmo consórcio e também a adubação à base de boro não foram eficientes na redução da praga (Conde, 2006). No Distrito Federal, avaliou-se a incidência de

H. grandella em mogno consorciado com eucalipto. O ataque de *H. grandella* foi menor no plantio consorciado, indicando que o eucalipto serve como barreira física, diminuindo o ataque da praga, porém a competição de ambos ocasionou menor crescimento do mogno (Guimarães Neto et al., 2004). A barreira natural formada por nim (*Azadirachta indica* A. Juss), nos plantios, consorciado com *S. macrophylla* não evitou o ataque de *H. grandella*, porém retardou o ataque nestes plantios (Silva, 2007).

Cedrela odorata e *S. macrophylla* enxertados em mogno africano, *Kaya senegalensis* e *T. cilata*, mostraram resistência ao ataque de *H. grandella*, com decréscimo na alimentação e desempenho e aumento na mortalidade larval. Os compostos químicos tóxicos ao inseto foram translocados, conferindo a resistência (Flores, 2006).

Resistência

A resistência de plantas é tida como a estratégia mais promissora no controle de *H. grandella*, por ser o método mais adequado para programas de manejo integrado (Gripjma, 1976; Newton et al., 1993; Newton et al., 1999; Taveras et al., 2004a).

Testes de procedências e progênies com mogno e cedro foram realizados em diferentes locais com diferentes graus de sucesso na obtenção de materiais resistentes à *H. grandella* (Newton et al., 1999; Cornelius & Watt, 2003; Navarro & Hernandez, 2004; Navarro et al., 2004; Ward et al., 2008; Wightman et al., 2008). Níveis baixos de resistência podem ser importantes quando integrados com o controle biológico e outros métodos (Watt, 2001). A tolerância parece ser o principal tipo de resistência encontrada nos ensaios que demonstram a variação genética em cedro e mogno (Watt et al., 2001).

No Brasil, os plantios de cedro-australiano e principalmente mogno-africano, vêm aumentando. Além da busca por madeira nobre, com alta rentabilidade, estas espécies florestais são alternativas ao plantio de *S. macrophylla*, visto que *H. grandella* não está entre as pragas destas culturas. Apesar disto, como citado anteriormente, já houve relato de ocorrência de *H. grandella* em *K. ivorensis* (Zanetti et al., 2017; Lemes et al., 2019).

A causa da resistência do cedro-australiano, *T. ciliata* a *H. grandella* é a antibiose, com a produção de compostos solúveis em água que são tóxicos à praga (Gripjma & Roberts, 1975). Os limonoides A, B-seco são à base dessa

resistência (Agostinho et al., 1994). *Toona ciliata*, plantada em consórcio com o mogno-brasileiro, funciona como uma planta armadilha, atraindo as mariposas de *H. grandella* para postura. Após duas horas de ingestão das folhas, as lagartas morrem por antibiose (Ohashi et al., 2002).

Controle biológico

As espécies de *Hypsipyla* são atacadas por uma grande diversidade de inimigos naturais artrópodes, entretanto, naturalmente, eles não reduzem eficientemente a abundância larval e o dano à níveis aceitáveis em plantações de meliáceas (Blanco-Metzler et al., 2001; Sands & Murphy, 2001). A mortalidade natural de *H. grandella* foi de 14,8% em um plantio de mogno no interior de São Paulo, com apenas 1,8% de parasitismo e 2,4% de lagartas atacadas por fungos (Thomazini et al., 2011).

A manipulação de inimigos naturais exóticos pode reduzir a incidência da broca-das-meliáceas, especialmente se acompanhada de outros métodos de controle (Sands & Hauxwell, 2001; Sands & Murphy, 2001). Diversos casos de introdução de parasitoides para controle de *H. grandella*, em regiões da América Central, Caribe e Brasil, não foram bem-sucedidos, visto que muitos desse parasitoides eram específicos de *H. robusta* e não se adaptaram a *H. grandella* como hospedeiro (Sands & Hauxwell, 2001).

No Brasil, inimigos naturais de *H. grandella* foram registrados na Amazônia (Pinto & Teles, 2006). No Pará, o parasitismo médio natural de ovos de *H. grandella* foi de 26,5%, causado por *Trichogrammatomyia tortricis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Nos tratamentos dos consórcios de mogno com *Khaya* e mogno com *Toona*, ocorreu parasitismo médio mensal de 45% dos ovos (Ohashi et al., 2008).

Trichospilus diatraeae (Hymenoptera: Eulophidae) foi relatado em pupas de *H. grandella* (Zaché et al., 2010). Em laboratório, *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) causou 80% de parasitismo em pupas de *H. grandella* (Zaché et al., 2013). *Phanerotoma bennetti* (Hymenoptera, Braconidae) foi encontrado em lagartas e pupas de *H. grandella* e *H. ferrealis* em andiroba *Carapa procera* DC, no estado do Amazonas (Pinto et al., 2014).

O controle microbiano da broca-das-meliáceas é difícil, principalmente porque suas lagartas são crípticas, alimentam-se dentro das brotações e ocorrem em baixas densidades populacionais. Já foram relatados diversos entomopató-

genos atacando *Hypsipyla*, como fungos, nematoides e microsporídeos. Como estratégias promissoras para controle microbiano de *Hypsipyla* são relatadas a introdução, para controle por longo período, e a liberação inundativa com inseticidas microbianos (Hauxwell et al., 2001).

A ocorrência natural de *Beauveria bassiana* em lagartas de *H. grandella* coletadas em diferentes locais do Sul e do Sudeste foi registrada (Figura 6). Houve uma alta similaridade genética entre os isolados (Barbosa et al., 2012). Um isolado de *B. bassiana* proveniente de *H. grandella* em Brasília, Distrito Federal, foi testado em laboratório contra esta praga e a mortalidade obtida foi de 70% para ovos e lagartas recém-eclodidas (Castro et al., 2017). Uma alta mortalidade (84 a 92%) de lagartas de terceiro instar de *H. grandella* foi verificada em laboratório, quando tratadas, por imersão, com isolados de *B. bassiana* (Barrios-Dias et al., 2017).



Figura 6. Lagarta de *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) atacada pelo fungo *Beauveria bassiana*.

Controle comportamental

Os semioquímicos, como o feromônio sexual de *H. grandella* e cairomônios das meliáceas, têm sido alvos de várias pesquisas (Borek et al., 1991; Soares et al., 2003; Goulet et al., 2005; Pinedas-Ríos et al., 2016; Blassioli-Moraes et al., 2017). O feromônio sexual em mariposas pode ser usado tanto para atração em armadilhas combinadas com inseticidas, em um sistema conhecido como atrai e mata, bem como em técnicas de confusão sexual. Essas técnicas devem

ser usadas durante as fases iniciais da população da praga, colaborando para evitar o estabelecimento na plantação (Pinto, 2003).

Dois compostos foram identificados nos extratos de fêmeas de duas populações brasileiras de *H. grandella*. Testes de campo realizados com armadilhas contendo os feromônios não obtiveram sucesso na captura de machos da espécie (Oiano-Neto et al., 2000; Silveira et al., 2002; Pinto, 2003). O número, a concentração e as proporções dos componentes do feromônio sexual de *H. grandella* variam de acordo com diferentes técnicas de isolamento. Verificou-se que são quatro os possíveis componentes da mistura feromonal de *H. grandella* no México (Pineda-Ríos et al., 2016).

Outra composição do feromônio sexual de *H. grandella*, de uma população do Sul do Brasil, foi identificada. Armadilhas com o feromônio foram testadas em campo. Além de dois compostos previamente relatados em populações da América Central, dois novos compostos foram identificados. Quando a mistura binária e quaternária foram testadas em condições de campo, os machos foram atraídos para as armadilhas com a mistura quaternária. A nova mistura feromonal identificada tem grande potencial para ser usado no monitoramento e controle desta praga (Blassioli-Moraes et al., 2017).

Controle químico

O controle químico pode ser promissor para redução dos danos de *H. grandella* em viveiro, ou como parte de um programa de manejo integrado de pragas. Contudo, o alto custo de repetidas aplicações em muitos anos, a rápida penetração da lagarta nas brotações após a eclosão, lavagem do produto pela ação das chuvas e falta de métodos de aplicação para árvores muito altas, podem inviabilizar a utilização deste método (Newton et al., 1993).

Muitos trabalhos foram feitos sobre controle químico da broca-das-meliáceas, mas não se obteve ainda um produto químico ou uma tecnologia de aplicação com controle efetivo da praga, com custos adequados e sem prejudicar o meio ambiente, pelo período necessário para produzir um fuste comercial (Wylie, 2001).

O produto Colacid® (mistura de cola com inseticida) foi eficiente na redução do ataque de *H. grandella* em plantas de mogno, atuando como barreira mecânica para a lagarta recém eclodida em brotações novas (Costa, 2000; Ohashi et al., 2002 e 2008). No entanto, este produto deve ser utilizado em pequenos

plantios, por não ser de fácil aplicabilidade (Costa, 2000).

Com a pulverização foliar mensal com deltametrina, conseguiu-se 64% de eficiência média de controle de *H. grandella* em mogno, nos primeiros 24 meses de plantio. Houve também um controle de 80% quando se utilizou acefato via injeção no xilema até 120 dias após aplicação (Ribeiro, 2010).

A incidência da broca em mogno pode ser reduzida com a utilização conjunta de poda de ramos atacados e pulverizações com inseticidas químicos. É preciso, no entanto, determinar com mais exatidão a frequência e a intensidade da poda para não interferir negativamente no crescimento do mogno. Deve-se levar em conta também o período residual e a variação populacional do inseto, para evitar aplicações em períodos de pouca incidência da praga. Novos estudos devem ser priorizados visando testes de produtos biológicos e químicos de nova geração e novas tecnologias de aplicação, como injeção no tronco ou aplicadores mais direcionados aos ponteiros das plantas (Thomazini, 2014).

REFERÊNCIAS

- AGOSTINHO, S. M. M.; SILVA, M. F. G. F.; FERNANDES, J. B.; VIEIRA, P. C.; PINHEIRO, A. L.; VILELA, E. F. Limonoids from *Toona ciliata* and speculations on their chemosystematic and ecological significance. *Biochemical Systematics and Ecology*, Oxford, v. 22, n. 3, p. 323-328, 1994.
- BARBOSA, P. A.; LIRA, J. L. C. B.; KOLS, D. A. de S.; THOMAZINI, M. J.; LOPES, R. B. Ocorrência natural de fungos entomopatogênicos associados à broca-do-mogno, *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 24., 2012, Curitiba. Anais web. Curitiba: SEB: UFPR, 2012. Resumo.
- BARRADAS-JUANZ, N.; DÍAZ-FLEISCHER, F.; MONTOYA, P.; DORANTES, A.; PÉREZ-STAPLES, D. New rearing method and larval diet for the mahogany shoot borer *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae). *Florida Entomologist*, v. 99, número especial 1, p. 185-191, 2016.
- BARRIOS-DÍAZ, B.; REYES-SÍMON, S.; VÁZQUEZ-HUERTA, G.; BARRIOS-DÍAZ, J. M.; CASTRO-GONZÁLEZ, N. P.; BERDEZA-ARBEU, R.; AGUILAR-LUNA, J. M. E. Patogenicidad in vitro de *Beauveria bassiana* sobre *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) barrenador del cedro rojo. *Entomología mexicana*, n. 4, p. 265-270, 2017.
- BATISTA, T. F. C. Resistência induzida ao mogno brasileiro *Swietenia macrophylla* King por meliáceas resistente no controle da broca *Hypsipyla grandella* Zeller, 1848 em consórcio e em sistema agroflorestal. 2005. 81 f. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém.
- BECKER, V. O. Estudios sobre el barrenador *Hypsipyla grandella* (Zeller) Lepidoptera, Pyralidae. XVI. Observaciones sobre la biología de *H. ferrealis* (Hampson), una especie afin. *Turrialba*, v. 23, p. 154-161, 1973.
- BERTI FILHO, E. Observações sobre a biologia de *Hypsipyla grandella* (Zeller, 1848) (Lepidoptera, Phycitidae). 1973. 108 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.
- BLANCO-METZLER, H.; VARGAS, C.; HAUXWELL, C. Indigenous parasitoids and exotic introductions for the control of *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) in Latin America. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae.

Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 140-145.

BLASSIOLI-MORAES, M. C.; BORGES, M. LAUMANN, R. A.; BORGES, R.; VIANA, A. R.; THOMAZINI, M. J.; SILVA, C. C. A.; OLIVEIRA, M. W. M. de; BOFF, M. I. C. Identification and field evaluation of a new blend of the sex pheromone of *Hypsipyla grandella*. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 52, n. 11, 977-986, 2017.

BOREK, V., KALINOVA, B.; VALTEROVA, I.; HOCHMUT, R.; VROKOC, J. Sex pheromone gland volatiles from *Hypsipyla grandella* females. Acta Entomologica Bohemoslovaca, v. 88, n. 181-186, 1991.

CASANOVA, A. D.; TORRES, J. M. M.; SMITH, M. C. B.; BARROSO, J. R. M.; RITO, A. A. Integrated management of *Hypsipyla grandella* in nurseries and plantations of Meliaceae in Cuba. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 175-178.

CASTRO, M. T. de; MONTALVÃO, S. C. L.; MONNERAT, R. G. Breeding and biology of *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) fed with mahogany seeds (*Swietenia macrophylla* King). Journal of Asia-Pacific Entomology, v. 19, n. 1, p. 217-221, 2016.

CASTRO, M. T. de; MONTALVÃO, S. C. L.; SOUZA, D. A. de; MONNERAT, R. Ocorrência e patogenicidade de *Beauveria bassiana* à *Hypsipyla grandella* coletada em Brasília. Nativa, v. 5, n. 4, p. 263-266, 2017.

CASTRO, M. T. de; MONTALVÃO, S. C. L.; MONNERAT, R. G. Ocorrência de *Hypsipyla grandella* Zeller em Frutos e Sementes de Cedro (*Cedrela fissilis* Vell.) em Brasília. Floresta e Ambiente, v. 25, n. 1, e00133015, 2018.

CONDE, R. A. R. Controle silvicultural e mecânico da broca do mogno *Hypsipyla grandella* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae) em sistema agroflorestal. 2006. 74 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém.

CORNELIUS, J. P. The effectiveness of pruning in mitigating *Hypsipyla grandella* attack on young mahogany (*Swietenia macrophylla* King) trees. Forest Ecology and Management, v. 148, p. 287-289, 2001.

CORNELIUS, J. P.; WATT, A. D. Genetic variation in a *Hypsipyla*-attacked clonal trial of *Cedrela odorata* under two pruning regimes. Forest Ecology and Management, v. 183, p. 341-349, 2003.

COSTA, M. do S. S. Controle de *Hypsipyla grandella* Zeller (Broca do Mogno) utilizando a planta resistente *Toona ciliata* Roem (Cedro australiano) e os métodos mecânico e cultural no plantio de *Swietenia macrophylla* King (Mogno). 2000. 52 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Faculdade de Ciências Agrárias do Pará, Belém.

CUNNINGHAM, S. A.; FLOYD, R. B.; GRIFFITHS, M. W.; WYLIE, F. R. Patterns of host use by the shoot-borer *Hypsipyla robusta* (Pyralidae: Lepidoptera) comparing five Meliaceae tree species in Asia and Australia. Forest Ecology and Management, v. 205, p. 351-357, 2005.

FLORES, J. P. Inducing resistance of spanish cedar *Cedrela odorata* L. and mahogany *Swietenia macrophylla* King against *Hypsipyla grandella* (Zeller) by grafting. 2006. 136 f. Tese (Doutorado) – College of Graduate Studies, University of Idaho; Graduate School, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Costa Rica.

FLOYD, R.; HAUXWELL, C. *Hypsipyla* shoot borer in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR Proceedings, n. 97, 2001, 189 p.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; DE BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. Manual de entomologia agrícola. Piracicaba: FEALQ, 2002, 920 p.

GOULET E.; RUEDA, A.; SHELTON, A. Management of the mahogany shoot borer, *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), through weed management and insecticidal sprays in 1- and 2-year-old *Swietenia humilis* Zucc. plantations. Crop Protection, n. 24, p. 821-828, 2005.

GRAY, B. Economic tropical forest entomology. Annual Review of Entomology, Palo Alto, v. 1, n. 7, p. 313-354, 1972.

GRIFFITHS, M. W. The biology and ecology of *Hypsipyla* shoot borers. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 74-80.

GRIJPMA, P. Resistance of Meliaceae against the shoot borer *Hypsipyla* with particular reference to *Toona ciliata* M.J. Roem. var. *australis* (F. v. Muell.) CDC. In: BURLEY, J.; STYLES, B. T.(eds.). Tropical Trees: Variation, Breeding and Conservation. Londres: Linnaean Society, 1976, p. 69-78.

GRIJPMA, P.; GARA, R. I. Studies on the shootborer *Hypsipyla grandella* (Zeller). II. Host preference of the larva. Turrialba, v. 20, p. 241–247, 1970.

GRIJPMA, P.; ROBERTS, S. C. Studies on the shoot borer *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lep. Pyralidae); XXVII Biological and chemical screening for the basis of resistance of *Toona ciliata* M. J. Roem. var. *australis* (FvM) C.D.C. Turrialba, v. 25, n. 2, p. 152–159, 1975.

GUIMARÃES NETO, A. B.; FELFILI, J. M.; SILVA, G. F.; MAZZEI, L.; FAGG, C. W.; NOGUEIRA, P. E. Avaliação do plantio homogêneo de mogno, *Swietenia macrophylla* King, em comparação com o plantio consorciado com *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake, após 40 meses de idade. Revista Árvore, Viçosa, v.28, n.6, p.777-784, 2004.

HAUXWELL, C. Discussion summary. Silvicultural management of *Hypsipyla* spp. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 166.

HAUXWELL, C.; VARGAS, C.; FRIMPONG, E. O. Entomopathogens for control of *Hypsipyla* spp. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 131-139.

HILJE, L.; CORNELIUS, J. Es inmanejable *Hypsipyla grandella* como plaga? Revista Manejo Integrado de Plagas, n. 61, p. i – iv, 2001.

HOWARD, F. W.; MERIDA, M. A. Mahogany shoot borer, *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae: Phycitinae). Florida: University of Florida, IFAS Extension, EENY-336, 2004, 10 p.

JORDÃO, A. L.; SILVA, R. A. Guia de pragas agrícolas para o manejo integrado no Estado do Amapá. Holos: Ribeirão Preto, 2006. 182p.

LEMES, PEDRO G.; ZANUNCIO, ANTÔNIO JOSÉ VINHA ; OLIVEIRA, L. S. ; MATOS, M. F. ; LEITE, G. L. D. ; SOARES, MARCUS ALVARENGA ; ZANUNCIO, JOSÉ C. ; ASSIS JUNIOR, S. L. *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) boring *Khaya ivorensis* (Meliaceae) fruits and seeds in Brazil: first report. Florida Entomologist, v. 102, p. 266, 2019.

LUNZ, A. M.; THOMAZINI, M. J.; MORAES, M. C. B.; NEVES, E. J. M.; BATISTA, T. F. C.; DEGENHARDT, J.; SOUSA, L. A. de; OHASHI, O. S. *Hypsipyla grandella* em mogno (*Swietenia macrophylla*): situação atual e perspectivas. Pesquisa Florestal Brasileira, n. 59, p. 45-55, jul./dez 2009.

MARTÍNEZ, N.; ESTRADA, J.; GÓNGORA, F.; MARTÍNEZ, L.; CURBELO, S. *Hypsipyla grandella* Zeller, su incidencia en plantaciones en fomento de *Cedrela odorata* L. en el municipio de Vinales, Pinar del Rio, Cuba. 2007. <http://www.revistaciencias.com/publicaciones/EElpFZpykuRmfjJGkK.php>

MAUÉS, M. M. A review of *Hypsipyla grandella* Zeller research in Pará State, Brazil. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 63-66.

MAYHEW, J. E.; NEWTON, A. C. The silviculture of mahogany. Wallingford, United Kingdom: CABI Publishing, 1998. 226 p.

MONTE, O. *Hypsipyla grandella* Zeller, uma praga da silvicultura (Lep. Phycitidae). Revista de Entomologia, v. 3, n. 3, p. 281-285, 1933.

NAVARRO, C.; HERNÁNDEZ, G. Progeny test analysis and population differentiation of mesoamerican mahogany (*Swietenia macrophylla*). *Agronomía Costarricense*, v. 28, n. 2, p. 37-51, 2004.

NAVARRO, C.; MONTAGNINI, F.; HERNÁNDEZ, G. Genetic variability of *Cedrela odorata* Linnaeus: results of early performance of provenances and families from Mesoamerica grown in association with coffee. *Forest Ecology and Management*, v. 192, p. 217-227, 2004.

NEWTON, A. C.; BAKER, P.; RAMNARINE, S.; MESEN, J. F.; LEAKY, R. R. B. The mahogany shoot-borer, prospects for control. *Forest Ecology and Management*, v. 57, p. 301-328, 1993.

NEWTON, A. C.; WATT, A. D.; LOPEZ, F.; CORNELIUS, J. P.; MESEN, J. F.; COREA, E. A. Genetic variation in host susceptibility to attack by the mahogany shoot borer, *Hypsipyla grandella* (Zeller). *Agricultural and Forest Entomology*, v. 1, p. 11-18, 1999.

OIANO-NETO, J.; BRAGA, P. A. C.; SILVEIRA, N.; PEREIRA, L. B.; SANT'ANA, J.; SILVA, M. F. G. F.; CORRÊA, A. G.; FERNANDES, J. B.; VIEIRA, P. C.; OHASHI, O. S. Sex pheromone of *Hypsipyla grandella* and essential oils of *Toona ciliata*, *Cedrela odorata*, *Swietenia macrophylla*, *Carapa guianensis* and *Cabralea canjerana* (Meliaceae). In: ECOLOGIAL IMPLICATIONS IUPAC INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON THE CHEMISTRY OF NATURAL PRODUCTS, 22., 2000, São Carlos, SP. Resumos. São Carlos, 2000, PPA-028.

OHASHI, O. S.; SILVA, J. N. M.; SILVA, M. F. C. F.; COSTA, M. S. S.; SARMENTO JÚNIOR, R. G.; SANTOS, E. B.; ALVES, M. Z. N.; PESSOA, A. M. C.; SILVA, T. C. O.; BITTENCOURT, P. R. G.; BARBOSA, T. C.; SANTOS, T. M. Manejo integrado da broca do mogno *Hypsipyla grandella* Zeller (Lep. Pyralidae). In: POLTRONIERI, L. S.; TRINDADE, D. R. Manejo integrado das principais pragas e doenças de cultivos amazônicos. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2002. p. 91-120.

OHASHI, O. S.; SILVA JUNIOR, M. S.; LAMEIRA, O. A.; SILVA, J. N. M.; LEÃO, N. V. M.; TEREZO, E. F.; BATISTA, T. F. C.; HIDAÇA, D. Z. L.; ALMEIDA, G. B.; BITTENCOURT, P. R. G.; GOMES, F. S.; NEVES, G. A. M. Danos e controle da broca de *Hypsipyla grandella* em plantio de mogno *Swietenia macrophylla* no Estado do Pará. In: POLTRONIERI, L. S.; TRINDADE, D. R.; SANTOS, I. P. (eds.). Pragas e doenças de cultivos amazônicos. 2. ed. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2008, p. 101-116.

PINEDAS-RIOS, J. M.; TOVAR, J. C.; MACÍAS SÁMANO, J.; ABARCA, L. F. S.; ROMERO, R. M. L.; SUÁREZ, E. J. A. The composition and proportions of the *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) sex pheromone varies depending on the isolation technique. *Entomotropica*, v. 31, n. 21, p. 172-185, 2016.

PINTO, I. Evaluación de la repelencia de sustancias puras y de la atracción de combinaciones binarias de compuestos feromonales sobre *Hypsipyla grandella* (Zeller), en Costa Rica. 2003. 114 f. Dissertação (Mestrado) – Escuela de Posgrado del Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Costa Rica.

PINTO, A. A.; TELES, B. R. Ocorrência de *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera, Pyralidae) danificando sementes de andirobinha (*Carapa procera* DC.) na Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, AM, Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife. Resumos. Manaus, 2006. CD-ROM, p. 1.021.

PINTO, A. A.; TELES, B. R.; ANJOS, N. dos; COUCEIRO, S. R. M. Predação de sementes de andiroba [*Carapa guianensis* Aubl. e *Carapa procera* DC. (Meliaceae)] por insetos na Amazônia. *Revista Árvore*, v. 37, n. 3, p. 1115-1123, 2013.

PINTO, A. A.; TELES, B. R.; PENTEADO-DIAS, A. M. First Report of *Phanerotoma bennetti* Muesebeck (Hymenoptera, Braconidae, Cheloniinae) Parasitizing *Hypsipyla grandella* (Zeller) and *Hypsipyla ferrealis* Hampson (Lepidoptera, Pyralidae) in Crabwood in Brazil. *Braz. J. Biol.*, São Carlos, v. 74, n. 1, p. 264-265, 2014.

QUERINO, R. B.; MARSARO JÚNIOR, A. L.; TELES, A. S.; COSTA, J. de A. M. Predação de sementes de andiroba (*Carapa* spp.) por *Hypsipyla ferrealis* Hampson (Lepidoptera: Pyralidae) em Roraima. *Embrapa: Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento*, Boa Vista, n. 5, 19 p., 2008.

RIBEIRO, A. M.B. Controle químico da broca das meliáceas *Hypsipyla grandella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) em mogno sul americano (*Swietenia macrophylla* King). Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Campus de Botucatu, Botucatu, 2010. 75 p.

SANDS, D. P. A.; HAUXWELL, C. Discussion summary. Biological control of *Hypsipyla* spp. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 146-147.

SANDS, D. P. A.; MURPHY, S. T. Prospects for biological control of *Hypsipyla* spp. with insect agents. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 121-130.

SANTOS, R. S.; PELLICCIOTTI, A. S. Ocorrência de *Hypsipyla ferrealis* Hampson (Lepidoptera: Pyralidae) em andiroba no estado do Acre. *Ciência Florestal*, v. 26, n. 3, p. 995-998, 2016.

SILVA, M. C. A. Influência do arranjo espacial do mogno (*Swietenia macrophylla* King) com o nim (*Azadirachta indica* A. Juss) como barreira natural ao ataque da *Hypsipyla grandella* Zeller. 2007. 73 f. Dissertação (Mestrado Ciências Florestais) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém.

SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Rio de Janeiro: Laboratório Central de Patologia Vegetal, 1968, v. 1, pt. 2.

SILVEIRA, N. A.; PEREIRA, L. G. B.; CORRÊA, A. G.; SILVA DA, M. F. G. F.; FERNANDES, J. B.; VIEIRA, P. C. Síntese dos componentes do feromônio da broca-do-cedro, *Hypsipyla grandella*. In: REUNIÃO ANUAL DA SBQ, 25, Poços de Caldas, MG, 2002, Resumos. QO-093.

SOARES, M. G.; BATISTA-PEREIRA, L. G.; FERNANDES, J. B.; CORRÊA, A. G.; SILVA, M. F. G. F.; VIEIRA, P. C.; RODRIGUES FILHO, E.; OHASHI, O. S. Electrophysiological responses of female and male *Hypsipyla grandella* (zeller) to *Swietenia macrophylla* essential oils. *Journal of Chemical Ecology*, v. 29, n. 9, p. 2143-2151, 2003.

SPEIGHT, M. R. Discussion summary. Integrated pest management of *Hypsipyla* spp. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 183-187.

TAVERAS, R.; HILJE, L.; CARBALLO, M. Development of *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) in response to constant temperatures. *Neotropical Entomology*, v.33, n.1, p.1-6, 2004a.

TAVERAS, R.; HILJE, L.; HANSON, P.; MEXZON, R.; CARBALLO, M.; NAVARRO, C. Population trends and damage patterns of *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) in a mahogany stand, in Turrialba, Costa Rica. *Agricultural and Forest Entomology*, v.6, p.89-98, 2004b.

THOMAZINI, M. J. Efeito do controle químico e da poda na incidência da broca-das-meliáceas e no desenvolvimento do mogno. Colombo: Embrapa Florestas, 2014. 7 p. il. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 348).

THOMAZINI, M. J.; TEDESCHI, V. H. P.; MEIRA, J. R. de. Incidência e danos da broca-das-meliáceas, *Hypsipyla grandella*, em mogno, no interior paulista. Colombo: Embrapa Florestas, 2011. 6 p. il. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 280).

VERGARA, A. J. B. Aproximación hacia un manejo integrado del barrenador de las meliaceas, *Hypsipyla grandella* (Zeller). *Revista Forestal Venezolana*, v. 41, n.1, p.23-28, 1997.

WARD, S. E.; WIGHTMAN, K. E.; SANTIAGO, B. R. Early results from genetic trials on the growth of Spanish cedar and its susceptibility to the shoot borer moth in the Yucatan Peninsula, Mexico. *Forest Ecology and Management*, v. 255, p. 356-364, 2008.

WATT, A. D. Discussion summary. Host plant resistance for control of *Hypsipyla* spp. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 106.

WATT, A. D.; NEWTON, A. C.; CORNELIUS, J. P. Resistance in mahoganies to *Hypsipyla* species – A basis for integrated pest management. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.).

Hypsipyla shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 89-95.

WIGHTMAN, K. E.; WARD, S. E.; HAGGAR, J. P.; SANTIAGO, B. R.; CORNELIUS, J. P. Performance and genetic variation of big-leaf mahogany (*Swietenia macrophylla* King) in provenance and progeny trials in the Yucatan Peninsula of Mexico. *Forest Ecology and Management*, v. 255, p. 346-355, 2008.

WREGE, M. S.; THOMAZINI, M. J. Zoneamento ecológico de *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) no Brasil. In: WORKSHOP SOBRE MUDANÇAS CLIMÁTICAS E PROBLEMAS FITOSSANITÁRIOS, 2012, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012. 1 CD-ROM. 7 p.

WREGE, M. S.; THOMAZINI, M. J. Influência das mudanças climáticas nas regiões de ocorrência de *Hypsipyla grandella* do mogno no Brasil. In: BETTIOL, W.; HAMADA, E.; ANGELOTTI, F.; AUAD, A. M.; GHINI, R. (Ed.). Aquecimento global e problemas fitossanitários. Brasília, DF: Embrapa, 2017. Cap. 20. p. 477-488.

WYLIE, F.R. Control of *Hypsipyla* spp. shootborers with chemical pesticides: a review. In: FLOYD, R. B.; HAUXWELL, C. (eds.). *Hypsipyla* shoot borers in Meliaceae. Proceedings of an International Workshop. Sri Lanka, 1996. Canberra: ACIAR. Proceedings, n. 97, 2001, p. 109-115.

WYLIE, F. R.; SPEIGHT, M. R. *Insect pests in tropical forestry*. 2. ed. Wallingford: CABI, 2012. 408 p.

YARED, J. A. G.; CARPANEZZI, A. A. Conversão de capoeira alta da Amazônia em povoamento de produção madeireira: o método 'recrú' e espécies promissoras. Belém: EMBRAPA-CPATU, 1981, 27 p. (EMBRAPA-CPATU. Boletim de Pesquisa, 25).

ZACHÉ, B.; WILCKEN, C. F.; ZACHÉ, R. R. C.; SOLIMAN, E. P.; ROMÁN, L. S. *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae), a new parasitoid of *Hypsipyla grandella* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae). *IDESIA*, v. 28, n. 3, p. 111-114, 2010.

ZACHÉ, B.; COSTA, R. R. da; ZANÚNCIO, J. C.; WILCKEN, C. F. *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) Parasitizing Pupae of *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae). *Florida Entomologist*, v. 96, n. 3, p. 1207-1208, 2013.

ZANETTI, R.; ABREU, C. S.; SILVEIRA, S. H. P.; ANDRADE, E. D. First report of *Hypsipyla grandella* (Lepidoptera: Pyralidae) on African mahogany *Khaya ivorensis*. *Scientia Agricola*, v. 74, n. 6, p. 492-494, 2017.

15.6.4 Moscas-da-madeira

ALEXANDRE MEHL LUNZ¹

¹Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – EMBRAPA, EMBRAPA Amazônia Oriental (CPATU), Belém, Pará. alexandre.mehl@embrapa.br

***Pantophthalmus* spp. Thunberg, 1819
(Diptera: Pantophthalmidae)**

***Opetiops alienus* (Hermann, 1916)
(Diptera: Pantophthalmidae)**

Nome popular: mosca-da-madeira, mosca-da-casuarina, moscão, tavão.

Estados brasileiros onde foram registradas: ocorre em todo o Brasil.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As moscas-da-madeira possuem desenvolvimento holometabólico e ciclo de vida composto pelas fases de ovo, que é depositado no tronco da árvore hospedeira; larva móvel no tronco, onde constrói galerias cilíndricas e horizontais em direção ao interior da madeira para se alimentar do tecido lenhoso; pupa imóvel situada na entrada da galeria; e adultos de vida livre. Os danos às árvores ocorrem pela alimentação da fase larval. Devido a esse restrito hábito alimentar xilófago e do grande porte das larvas, que possuem cerca de três cm de comprimento, ocorre exclusivamente em árvores, que lhes proporcionam condições ótimas para seu desenvolvimento. É possível que a região amazônica seja o centro de dispersão dos Pantophthalmidae no continente americano, dada a ampla biodiversidade de espécies arbóreas (Carrera & D'Andreta, 1957), o que explica a ocorrência desses insetos na Mata Atlântica.

As moscas-da-madeira pertencem a uma única e reduzida família de apenas 20 espécies, sendo uma do gênero *Opetiops* e 19 do gênero *Pantophthalmus*. Este último, considerado sinônimo de *Rhaphiorhynchus* (Val, 1976), ainda é empregado em relatos e descrições envolvendo a interação entre moscas-da-

-madeira e espécies arbóreas (Gallo et al., 1988; Costa et al., 2008). A família é exclusiva da região neotropical e distribuída nas Américas do Sul (exceto Chile) e Central, com registros menos intensos no México e Antilhas (Andrade, 1929; Carrera; D'Andreta, 1957; Val, 1976). São mais comuns em biomas onde tenham espécies arbóreas lenhosas abundantes, suas hospedeiras. No Brasil, ocorrem 12 das 20 espécies conhecidas, em sua maioria do gênero *Pantophthalmus*, sendo nove delas na Amazônia Brasileira (Papavero, 2009) (Tabela 1).

Tabela 1. Espécies de moscas-da-madeira (Diptera: Pantophthalmidae) de ocorrência no Brasil e respectivas distribuições geográficas (Adaptado de Val, 1976; Papavero, 2009).

Espécies	Distribuição Geográfica
<i>Opetiops alienus</i> (Hermann, 1916)	SC
<i>Pantophthalmus batesi</i> Austen, 1923	AC e AM
<i>P. bellardii</i> (Bellardi, 1862)	Sem registro
<i>P. chuni</i> (Enderlein, 1912)	AM
<i>P. comptus</i> Enderlein, 1912	AM
<i>P. kerteszius</i> (Enderlein, 1914)	AM, PA e MS
<i>P. pictus</i> (Wiedemann, 1821)	ES, MG, PR, RJ, RS, SC e SP
<i>P. planiventris</i> (Wiedemann, 1821)	AC, AM, MA, PA e RO
<i>P. punctiger</i> (Enderlein, 1921)	ES, PR e RJ
<i>P. rothschildi</i> (Austen, 1909)	AM
<i>P. tabaninus</i> Thunberg, 1819	AM, AP, BA, ES, MG, PA, RJ, SP e SC
<i>P. vittatus</i> (Wiedemann, 1828)	AC, AM, AP, BA, ES, MG, PA e SP

Os aspectos bionômicos e morfológicos da maioria das espécies de moscas-da-madeira ainda são desconhecidos, especialmente na fase larval, quando ocorrem os danos, com carência de pesquisa em estudos básicos. Das 20 espécies conhecidas, apenas seis possuem a fase larval descrita, e, com ciclo biológico mais completo, apenas *P. tabaninus* (Greene; Urich, 1931), *P. planiventris* (Rapp, 2007) e *P. kerteszius* (Cardoso, 2012). Somente a última teve o número de ínstar determinado (seis).

Os primeiros estudos sobre a biologia de Pantophthalmidae foram realizados com imaturos de *P. pictus* (Andrade, 1930) e *P. tabaninus* (Greene; Urich,

1931). Enquanto larvas de *P. pictus* perfuraram o tronco para se desenvolver no lenho de árvores vivas, com ciclo de ovo a adulto entre 22 a 28 meses, as larvas de *P. tabaninus* foram encontradas em troncos de árvores mortas, mas não completamente secas, penetrando no lenho por galerias abandonadas de outros organismos xilófagos, tendo completado seu ciclo em pouco mais de 12 meses (Carrera; D'Andreta, 1957).

A espécie de Pantophthalmidae mais comumente detectada nas regiões sul e sudeste do país é *P. pictus*, razão pela qual teve a biologia mais estudada. As posturas dessa espécie são feitas entre as fendas e reentrâncias da casca das árvores hospedeiras vivas, divididas em até 26 grupos de três a 11 ovos que incubam entre 22 a 26 dias. Após a eclosão, as larvas começam imediatamente a construção de galerias, sempre perpendiculares ao tronco, com abertura inicial de 2 mm (Carrera, 1957). Os ovos possuem coloração creme e formato elíptico, sendo cobertos por células hexagonais, e com incisão irregular na extremidade para posterior saída das larvas (Gallo et al., 1988).

Tais pesquisas pioneiras serviram de base para trabalhos de revisão posteriores mais amplos e que consideravam principalmente aspectos sistemáticos e geográficos de todas as espécies de moscas-da-madeira. O primeiro deles descreveu todas as espécies de Pantophthalmidae com porte relativamente grande, chegando a medir 40 mm; possuem antenas visíveis; peças bucais pouco desenvolvidas; tórax às vezes inteiramente cinzento ou castanho, com faixas escuras longitudinais; abdômen com cor preta, castanho-escuro ou vermelho-alaranjado, largo, oval nos machos e terminando em um longo ovipositor nas fêmeas; frequentemente, encontram-se pequenas manchas brancas com reflexos prateados nas laterais do 2º e 3º segmentos abdominais; pernas delgadas, pouco pilosas; asas sempre marchetadas de castanho e amarelo pálido, coloração que as torna camufladas com a cor da casca da árvore, impedindo assim a possibilidade de serem percebidas por inimigos naturais (Carrera, 1957).

As larvas de Pantophthalmidae (Figura 1) tiveram o corpo descrito com 12 segmentos, sendo um cefálico ou pseudocefálico, três torácicos e oito abdominais; o primeiro segmento do tórax e o último do abdômen são fortemente quitinizados; existência de um par de espiráculos no tórax e outro no último segmento abdominal; larvas de *P. pictus* mostram algumas diferenças específicas, principalmente nos espinhos e na escultura da placa de quitina na extremidade cefálica, quando comparadas com os pupários de *P. chuni*, *P. pictus*, *P. batesi* e duas outras espécies não identificadas (Val, 1976).



Figura 1. Larva de *Pantophthalmus kerteszius* em tronco de paricá. Belém, Pará, 2011.

Os poucos relatos de comportamento das larvas e adultos de *Pantophthalmidae* (Carrera, 1957; Abreu; Rocha, 2003; Lunz et al., 2010) descrevem a produção de um ruído característico emitido pelas larvas, mais intenso durante a noite, que pode ser ouvido a pequenas distâncias, decorrente da construção das galerias no interior das árvores hospedeiras. Quando próxima da fase de pupa, a larva cessa a alimentação e direciona a cabeça ao orifício de entrada da galeria, onde transforma-se em pupa, que regride para o interior da galeria a qualquer ruído ou toque, caso a emergência não seja iminente. Quando a emergência aproxima-se, o inseto fica com metade do corpo para fora da galeria, de modo a facilitar a saída para o meio ambiente, deixando a exúvia pendurada no tronco (Figura 2). O adulto vai para o topo da árvore hospedeira, de onde realiza as primeiras tentativas de voo, entre 30 e 60 minutos após a emergência. Os primeiros voos são curtos e frequentes (6 a 10 m) e feito de uma árvore à outra, seguindo-se voos mais longos que quase nunca ultrapassam 100 m.



Figura 2. Tronco de paricá atacado por *Pantophthalmus kertesziianus*: exúvia pendurada em orifício de emergência (direita), orifício sem exúvia (centro) e adulto (esquerda). Belém, Pará, 2011.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os orifícios de até um cm de diâmetro abertos no tronco para escavação das galerias pelas larvas são os sinais mais evidentes de ataques de moscas-da-madeira. Através deles, a serragem é expelida, acumulando-se na base da árvore hospedeira (Figura 3), e grande quantidade de seiva é exsudada, deixando orifícios grandes no tronco de fácil percepção (Lunz et al., 2010). A depreciação da madeira causada pelas galerias pode ser ampliada quando são colonizadas por fungos xilófagos degradadores e/ou manchadores de madeira, alterando negativamente suas propriedades mecânicas e a inviabilizando para fins estéticos, como revestimentos e acabamentos (Lunz et al., 2016).



Figura 3. Serragem acumulada na base da árvore hospedeira proveniente de atividade larval de mosca-da-madeira em área plantada com paricá. Paragominas, Pará, 2009.

É equivocada a denominação de ‘moscas-da-casuarina’ atribuída aos Panthophthalmidae, uma vez que são espécies polífagas com grande variedade de espécies arbóreas hospedeiras, não se restringindo a interações específicas com determinadas plantas, sejam nativas ou exóticas (Andrade, 1929; 1930). As seguintes espécies nativas são hospedeiras: angico (*Piptadenia macrocarpa* Benth., Fabaceae), bracatinga (*Mimosa scabrella* Benth., Fabaceae), canela-amarela (*Nectandra lanceolata* Nees & Mart., Lauraceae), canelão (*Nectandra* sp., Lauraceae), caneleira (*Persea pyrifolia* (D. Don) Spreng, Lauraceae), caixeta-preta (*Tachigali multijuga* Benth., Fabaceae), guarantã (*Esenbeckia leiocarpa* Engl., Rutaceae), guarapuruvu (*Schizolobium parahyba* (Vell.) S. F. Blake, Fabaceae), imbira-de-sapo (*Lonchocarpus spruceanus* Benth., Fabaceae), pinheiro-do-paraná (*Araucaria brasiliana* A. Rich., Araucariaceae), saguaragy (*Colubrina rufa* (Vell.) Reissek, Rhamnaceae), suinã (*Erythrina falcata* Benth., Fabaceae) e tayuva (*Chlorophora tinctoria* (L.) Gaudich. ex Benth., Moraceae). As seguintes espécies exóticas também são atacadas: ameixeira-do-Japão (*Eriobotrya japonica* (Thunb.) Lindl., Rosaceae), bordo (*Acer negundo* L., Sapindaceae), carvalho (*Quercus* sp., Fagaceae), casuarina (*Casuarina glauca* Sieber ex Spreng., Casua-

rinaceae), choupo-do-canadá (*Populus canadensis* Moench, Salicaceae), jaqueira (*Artocarpus integrifolia* L. f., Moraceae), magnólia (*Magnolia grandiflora* L., Magnoliaceae), plátano (*Platanus orientalis* L., Platanaceae) e tamarindeiro (*Tamarindus indica* L., Fabaceae).

Os danos de *P. chuni* em casuarina (*Casuarina equisetifolia* L., Casuarinaceae) e em noqueira-pecã (*Carya illinoensis* K. Koch, Juglandaceae), pinheiro-do-paraná e guapuruvu foram descritos (Gallo et al., 1988). Na casuarina, a duração do ciclo larval foi de 24 meses em média, e o pupal variou de 30 a 45 dias, havendo apenas uma larva ou pupa por galeria.

Troncos de cinco indivíduos vivos de dima (*Croton lanjouwianus* Jabl., Euphorbiaceae) atacados por *P. kerteszi* em Manaus, Amazonas, foram descritos (Abreu & Rocha, 2003). A média do diâmetro dos orifícios e a profundidade das galerias foram de 0,8 e 19,1 cm, respectivamente, e a altura do ataque no tronco variou de um a três metros do solo.

Dois surtos de ataques de moscas-da-madeira em plantios de paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, Fabaceae) de dois e cinco anos de idade, respectivamente, em Paragominas, Pará, foram observados (Lunz et al., 2010). No primeiro, houve cinco árvores atacadas por *P. chuni* em um talhão com cinco anos de idade, com três a cinco orifícios por planta, com diâmetro médio de 10 mm. E no segundo, foram dez árvores com quatro anos de idade atacadas por *P. kerteszi*, com um a 33 orifícios com 8 mm de diâmetro médio a uma altura de 1,2 a 2,1 m do solo. Os ataques foram observados tanto em árvores sadias quanto acometidas pelo cancro do paricá (Tremacoldi et al., 2009), sugerindo que as moscas podem atacar árvores vigorosas, ou serem oportunistas, aproveitando-se de eventuais injúrias preexistentes. Os danos são mais comuns em árvores a partir do terceiro ano de idade, quando há maior disponibilidade de tecido lenhoso, essencial para o desenvolvimento larval (Lunz et al., 2016).

Por meio de caracteres morfológicos de 144 larvas coletadas em troncos de nove árvores de paricá com cinco a seis anos de idade, determinou-se pela primeira vez o número de seis instares larvais para uma espécie do gênero *Pantophthalmus* (Cardoso, 2012). Os orifícios nas árvores situaram-se entre 30 e 50 cm acima do solo até dois m de altura. O tamanho médio dos orifícios foi $7,1 \pm 1,49$ mm de diâmetro, a média do tamanho das galerias foi de $10,1 \pm 6$ cm de comprimento com $6,8 \pm 1,48$ mm de largura.

MANEJO



Figura 4. Tronco de paricá severamente atacado por moscas-da-madeira. Paragominas, Pará, 2009.

Controle físico e mecânico

A obstrução dos orifícios observados no tronco com tampões de madeira ou fosfina em pasta é medida recomendada por causar a morte por afogamento das larvas em meio à seiva exsudada proveniente da atividade larval, que não é expelida da árvore com esse método (Gallo et al., 1988).

O corte e posterior destruição das árvores atacadas (Lunz et al., 2016) é estratégia sugerida quando o hospedeiro está severamente atacado (Figura 4), com madeira muito depreciada, ou mesmo morto, o que ocorre em infestações mais intensas. Nesse caso, a eliminação do hospedeiro é a melhor solução para evitar focos de propagação do inseto.

Controle químico

A caiação dos troncos das árvores potencialmente hospedeiras, na proporção de 3 kg de cal + 3 kg de enxofre + 100 L de água, é sugerida para evitar posturas em meio às frestas e reentrâncias (Gallo et al., 1988). Contudo, é preciso considerar o tamanho da área plantada ou de ocorrência do hospedeiro, quando em ambiente nativo, o que pode inviabilizar tal método.

REFERÊNCIAS

- ABREU, R. L. S.; ROCHA, R. A. Ocorrência de *Pantophthalmus kerteszius* Enderlein (Diptera: Brachycera) em *Croton lanjowvensis* (Euphorbiaceae) em Manaus, Estado do Amazonas. *Neotropical Entomology*, n. 32 (2): 361-362, 2003.
- ANDRADE, E. N. A mosca da madeira. *Chácaras e Quintais*, São Paulo, 40: 595-597, 1929.
- ANDRADE, E. N. Bibliografia da mosca da madeira. *Chácaras e Quintais*, São Paulo, 41: 436, 1930.
- CARDOSO, L. E. C. Descrição da larva e pupa de *Pantophthalmus kerteszius* (Enderlein, 1914) (Diptera: Pantophthalmidae) e considerações sobre a infestação em árvores de paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, Fabaceae) no município de Paragominas, Pará, Brasil. 2012. 66 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2012.
- CARRERA, M. As moscas da madeira. *Chácaras e Quintais*, São Paulo, 95: 817-820, 1957.
- CARRERA, M.; D'ANDRETTA, M. A. V. Sobre a família Pantophthalmidae. *Arq. Zool. Est. São. Paulo* 10. 85p. 1957.
- COSTA, E. C.; D'ÁVILA, M.; CANTARELLI, E. B.; MURARI, A. B.; MANZONI, C. G. *Entomologia Florestal*. Santa Maria: Ed. da UFSM, 2008. 240 p.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIN, J. D. *Manual de Entomologia Agrícola*. São Paulo: Ed. Agronômica Ceres, 1988. 649 p.
- GREENE, C. T. & URICH, F. W. The immature stages of *Pantophthalmus tabaninus* Thunberg, with biological notes. *Transactions of the Entomological Society of London*, 79:

277-282, 1931.

LUNZ, A. M.; BATISTA, T. F. C.; ROSÁRIO, V. S. V.; MONTEIRO, O. M.; MAHON, A. C. Ocorrência de *Pantophthalmus kerteszi* e *P. chuni* (Diptera: Pantophthalmidae) em paricá, no Estado do Pará. Pesquisa Florestal Brasileira, Colombo, 30: 71-74, 2010.

LUNZ, A. M.; AZEVEDO, R.; BATISTA, T. F. V. Paricá. In: SILVA, N. M.; ADAIME, R.; ZUCCHI, R. A. (Ed.) Pragas Agrícolas e Florestais na Amazônia. Brasília: Embrapa, 2016. p. 472-491.

NAGATOMI, A. Geographical distribution of the Lower Brachycera (Diptera). Pacific Insects, 24(2): 139-150, 1982.

PAPAVERO, N. Family Pantophthalmidae. In: PAPAVERO, N. (Ed.) A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States. São Paulo: Departamento de Zoologia, Secretaria de Agricultura, p. 1-8, 1967.

PAPAVERO, N. Insecta - Diptera – Pantophthalmidae. In: PAPAVERO, N.; OVERAL, W. L. (Org.) Fauna da Amazonia Brasileira. Belém, Museu Paraense Emilio Goeldi, 11: 1-4, 2002.

RAPP, M. The immature stages of *Pantophthalmus planiventris* (Wiedemann, 1821) (Diptera: Pantophthalmidae). Studia dipterologica, 14 (1): 27-36, 2007.

TREMACOLDI, C. R.; LUNZ, A. M.; COSTA, F. R. S. Cancro em paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*) no Estado do Pará. Pesquisa Florestal Brasileira, Colombo, 59: 69-73, 2009.

VAL, F. C. Systematic and evolution of the Pantophthalmidae (Diptera: Brachycera). Arq. Zool, 27: 51-164, 1976.

15.6.5 *Rhynchophorus palmarum*

JOANA MARIA SANTOS FERREIRA¹, DALVA LUIZ DE QUEIROZ²

¹ EMBRAPA Tabuleiros Costeiros - CPATC, Av. Beira Mar, 3250, Bairro Sementeira, Caixa Postal: 25, CEP 49025-040, Aracaju, Sergipe, joana.ferreira@embrapa.br

² EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

Rhynchophorus palmarum (Linnaeus, 1764) (Coleoptera: Curculionidae)

Nome popular: broca-do-olho-do-coqueiro, bicudo-do-coqueiro, besouro-preto.

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, AM, BA, CE, MA, MG, MT, MS, PA, PB, PE, PR, RJ, RN, RS, SE e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O adulto de *R. palmarum* mede entre 4,5 a 6,0 cm de comprimento e 1,5 a 1,8 cm de largura, tem cor preta e o rostro recurvado com 10 a 12 mm de comprimento (Figura 1-A). As antenas possuem forma de cotovelo e se encaixam em sulcos longitudinais na base do rostro; tem escapo longo (metade do tamanho da antena), funículo de seis segmentos e clava antenal triangular esponjosa. As asas são curtas, deixando exposta a parte terminal do abdômen, e possuem oito estrias longitudinais, das quais cinco são superficiais e confusas. Essa espécie possui dimorfismo sexual com características marcantes no rostro; o do macho possui pelos rígidos em forma de escova na parte superior (Figura 1-B) e o da fêmea é liso, fino e um pouco recurvado (Figura 1-C) (Bondar, 1940). O adulto possui hábito gregário, atividade de voo diurna e presença registrada no campo durante todo o ano, com picos populacionais que variam de acordo com a temperatura, a umidade atmosférica (Sánchez et al., 1993) e o ambiente. Adultos de *R. palmarum* com coloração amarelada, típica de *Rhynchophorus ferrugineus* foram observados na costa pacífica da Colômbia, mas confirmada por taxonomia clássica e análise de DNA, pertencerem a espécie *R. palmarum* (Löhr et al., 2015).



Figura 1. Adulto de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae) (A); presença de pelos no rostrum do macho (B) e ausência no da fêmea (C).

O ovo tem formato oblongo, cor branca, mede 2,5 mm de comprimento e 1,0 mm de largura. É colocado individualmente nos tecidos tenros na região apical da planta a uma profundidade de 1 a 2 mm onde fica protegido por uma secreção cerosa amarronzada (Wattanapongsiri, 1966). A fêmea põe, em média, 4,2 ovos/dia, totalizando 104 ovos em um período de 25 dias, com porcentagem de eclosão de 43% a 47% e período de incubação de 2,1 a 2,9 dias (Wilson, 1963) ou 5 ovos/dia e um total de 250 ovos no ciclo (Bondar, 1940). Uma oviposição máxima de 718 (Hagley, 1965) e 697 ovos (Sánchez et al., 1993) já foram registradas. O macho vive, em média, 127,5 dias e a fêmea 44,8 dias. A proporção, macho/fêmea é de 1: 0,85. O adulto de *R. palmarum* ao emergir ainda permanece por aproximadamente 5,7 dias no interior do casulo até o total endurecimento do exoesqueleto. Após esse período, fura com o rostro a parte anterior do casulo, e sai à procura de outras plantas hospedeiras para começar novo ciclo.

A larva (Figura 2) não tem pernas. O corpo é recurvado, de cor branco-creme e subdividido em 13 anéis enrugados; mede, ao emergir, entre 3 a 4 mm de comprimento e ao final do desenvolvimento, de 5 a 6 mm de comprimento; e, as mandíbulas são robustas e esclerotizadas (Wattanapongsiri, 1966). A duração da fase larval, dependendo do substrato alimentar, varia de 33 a 62 dias, passando por nove a 12 instares (Wilson, 1963). Ao cessar o crescimento, para de se alimentar (pré-pupa) e com fibras da planta constrói um casulo de 7 a 9 cm de comprimento e 3 a 4 cm de diâmetro. O canibalismo é um hábito bastante acentuado na fase larval dessa espécie.



Figura 2. Larva de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae).

A pupa formada no interior do casulo é do tipo exarada e de cor levemente amarronzada. Quando tocada, faz movimentos ondulares com o abdômen (Wattanapongsiri, 1966). A duração do período pupal da espécie é de 11,8 dias (Wilson, 1963).

O ciclo de vida de *R. palmarum* varia de dois a três meses, em média (Wilson, 1963).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O gênero *Rhynchophorus* é relatado causando danos em palmeiras em quase toda a região tropical do planeta, sendo *R. palmarum* a única espécie registrada no Brasil (Ferreira, et al., 2014). Além do Brasil, também é registrada na Argentina, Barbados, Belize, Bolívia, Colômbia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Equador, Estados Unidos da América (Arizona, Califórnia e Texas), Guadalupe, Guatemala, Guiana Francesa, Honduras, Martinica, México, Nicarágua, Países Baixos, Panamá, Paraguai, Porto Rico, República Dominicana, Santa Lucia, São Vicente e Grenadina, Suriname, Trinidad e Tobago, Uruguai, Venezuela (CABI, 2017).

Tem como principais hospedeiros as seguintes espécies: aricuriroba *Syagrus schizophylla* (Mart.) Glassman, babaçu *Attalea speciosa* (Mart.), bacabá *Oenocarpus* sp., cana-brava *Gynerium sagittatum* var. *sagittatum* (Aubl.) P. Beauv., cana-de-açúcar *Saccharum officinarum* L., carnaúba *Copernicia prunifera* (Miller) H.E. Moore, coqueiro *Cocos nucifera* (Linnaeus), coqueiro-de-catarro *Acrocomia aculeata* (Jacq.) Lodd. ex Mart., dendê-americano *Attalea cohune* Mart., dendezeiro *Elaeis guineensis* Jacq., jerivá *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman, licurizeiro *S. coronata*, pupunha *Bactris* sp., jaracatiá *Jaracatia spinosa* (Aubl.) A.DC., palmeira-cana *Sabal bermudana* L.H. Bailey, palmeira-das-canárias *Phoenix canariensis* Chabaud., palmeira-imperial *Roystonea oleracea* (Jacq.) O. F. Cook, palmeira-real *R. regia* (Kunth) O. F. Cook, palmito-juçara *Euterpe edulis* Mart. e tamareira *Phoenix dactylifera* L. (Silva et al., 1968) e palmeiras ornamentais. As palmeiras tornam-se suscetíveis ao ataque de *R. palmarum*, a partir da formação do estipe, o que, no coqueiro-anão ocorre por volta do terceiro ano do plantio (Ferreira, et al., 2014).

O adulto é considerado responsável pela disseminação de doenças letais em palmeiras de importância econômica, como coqueiro, palma-de-óleo, açaí

e pupunha. Na palma-de-óleo é o principal agente transmissor do nematoide *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard (Griffith, 1968, 1970; Moura et al., 1990) e no coqueiro, além desse patógeno, também do fungo *Thielaviopsis paradoxa* (De Seynes) Höhn - principais agentes causais das doenças letais anel-vermelho e resinose-do-coqueiro, respectivamente (Griffith, 1968; Moura et al., 1990; Ferreira et al., 2014). Odores fermentados liberados por palmeiras com ferimentos causados por ferramentas agrícolas, outros insetos, bem como, por palmeiras doentes ou mortas são atrativos determinantes para a colonização da planta hospedeira.

As larvas de *R. palmarum* também podem causar danos severos nas palmeiras. Uma população de 30 larvas é suficiente para causar a morte de um coqueiro adulto (Fenwick, 1967; Griffith, 1968). No Brasil, o dano mais comum causado pelas larvas é em coqueiro jovem. A fêmea após penetrar na parte apical da planta (Figura 3) faz postura nos tecidos tenros e as larvas, no decorrer do seu ciclo, desenvolvem-se e se alimentam nessa região, fazendo galerias que danificam o meristema apical da palmeira (Ferreira, et al., 2014). Os tecidos, uma vez destruídos, fermentam, decompõem-se e adquirem um odor fétido. Externamente, as folhas mais novas murcham, curvam-se e secam, indicando a morte da planta.



Figura 3. Coqueiro atacado por larvas de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae).

Por outro lado, a larva de *R. palmarum* é considerada como uma fonte rica em proteínas de boa qualidade, ácidos graxos essenciais (ácidos linoleicos e linolênicos), potássio, cálcio, sódio, ferro e magnésio, sendo por isso utilizada como fonte de alimento na Costa do Marfim (GBOGOURI et al., 2013), além de constituir em fonte mais barata e acessível de nutrientes essenciais, para nativos de várias localidades onde é encontrada. Os índios Guaranis (no Mato Grosso do Sul) ainda tem o costume de se alimentarem de insetos, dentre eles, das larvas de *R. palmarum* (Aramanday guasu, na língua guarani) (Vera & Brand, 2012).

MANEJO

Monitoramento

Armadilhas atrativas contendo cairomônio (iscas vegetais) e o feromônio de agregação sintético (rincoforol) são distribuídas no entorno da plantação para monitorar a atividade dos adultos de *R. palmarum*. As armadilhas devem ser colocadas em pontos estratégicos, afastadas pelo menos 10 metros fora do coqueiral e de preferência na sombra, em número que varia em função do tamanho da área de plantio e do número mensal de adultos capturados nas armadilhas (Ferreira & Michereff, 2002).

Controle mecânico e silvicultural

Dentre as medidas mecânicas, recomenda-se evitar fazer ferimentos em palmeiras sadias, principalmente, o corte de folhas ainda verdes, considerando que a planta libera voláteis fenólicos tornando-se atrativa e, portanto, vulnerável ao ataque da broca do olho. Recomenda-se pincelar com piche qualquer ferimento feito na planta para prevenir a atração dos adultos e coletar e destruir larvas, pupas e adultos encontrados na região apical da planta morta (Ferreira et al., 2014). Em qualquer palmeira morta é importante cortar a região da coroa foliar, separando-a do restante do estipe, por ser a região mais atrativa ao adulto da broca-do-olho, e então cortar as folhas na base, e abri-las ao meio no sentido longitudinal para serem queimadas em local apropriado ou enterradas em valas, prevenindo, dessa forma, a atração e multiplicação da praga. Adultos que emergem de plantas infectadas, por nematoides ou fungos fitopatogênicos, são vetores potenciais de doenças na plantação e nos plantios vizinhos.

Controle biológico

As moscas *Parabillaea rhynchophorae* e *Paratheresia brasiliensis* (Silva et al. (1968), *Billaea menezesi* (*Paratheresia menezesi*) (Moura et al., 1993) e *Billea rhynchophorae* (Guimarães, 1977) (Diptera: Tachinidae) são espécies (sinonímias) citadas como importante parasitoides de *R. palmarum*. O parasitismo natural médio de *B. rhynchophorae* (*B. menezesi*) em plantações da palmeira-piaçava (*Attalea funifera*) e dendezeiro no sudoeste da Bahia foi de 40% sobre larvas da broca-do-olho (Moura et al., 2006). Como ainda não se dispõe de uma técnica de criação desse parasitoide, que permita sua liberação em massa visando à redução de *R. palmarum* na plantação, é sugerido que os casulos da praga sejam coletados e acondicionados em gaiolas teladas, cuja malha da tela permita que apenas a mosca, ao emergir, escape do interior da gaiola, preservando e garantindo a ação natural desse parasitoide no campo.

O fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* é outro inimigo natural de *R. palmarum* (Figura 4-A) (Santana & Lima, 1992). Adultos inoculados em laboratório mostraram capacidade de transmitir os conídios do fungo e causar infecção em outros indivíduos da praga (Ferreira & Lima, 1996). Técnicas de aplicação estudadas no campo contemplam a liberação do fungo *B. bassiana* através do macho de *R. palmarum* inoculado com a suspensão do fungo na concentração 1×10^9 conídios/mL ou através da inoculação direta do fungo no substrato alimentar atrativo, dentro de armadilhas de disseminação de fungos (Figura 4-B) (Ferreira, 2002; Moura & Ferreira, 2017). As armadilhas desenvolvidas para disseminação do fungo possuem janelas retangulares na lateral, grandes o suficiente para permitir a entrada, o contágio e a saída dos adultos, já contaminados (Ferreira, 2002; Moura & Ferreira, 2017) e deve conter no seu interior o feromônio sintético, rincoforol, para garantir maior atração da praga. Houve menor redução na população natural da praga quando machos inoculados foram liberados no campo, em comparação com a liberação do fungo através do substrato atrativo (cana-de-açúcar). Nesse último, a redução da população da praga em relação à população inicial foi de 72,2% e 76,3% durante os dois anos de liberação do patógeno (Ferreira, 2002; Moura & Ferreira, 2017). Resultados esses atribuídos ao maior período de exposição da praga ao patógeno no interior da armadilha, o que pode ter contribuído na contaminação dos adultos visitantes e na dispersão do patógeno, favorecido pelo instinto de agregação da praga.



Figura 4. Adulto de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae) infectado por *Beauveria bassiana* (A) e armadilha improvisada utilizada na disseminação do fungo entomopatogênico.

Nematoides entomopatogênicos (NEPs) dos gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema* tem grande potencial de causar mortalidade nos adultos da broca-do-olho em laboratório (Sabino, 2014). *Heterorhabditis* sp. destacou-se por causar maior taxa de mortalidade em adultos de *R. palmarum* e por ser compatível com o óleo de nim.

Ácaros ectoparasitas foram observados em todos os estágios do ciclo de vida, no compartimento dos élitros de *R. palmarum* (Miguens et al., 2011).

Todos os inimigos naturais mencionados são espécies com potencial para serem empregados no controle biológico de *R. palmarum* em um programa de manejo integrado.

Controle comportamental

O método de controle mais utilizado e difundido no Brasil para mitigação de *R. palmarum* nas plantações de coqueiro e palma-de-óleo baseia-se na captura massal dos adultos com o uso de armadilhas atrativas contendo materiais vegetais com poder de fermentação, como tecidos de palmeiras, abacaxi e cana-de-açúcar (Morin, et al., 1986; Moura, et al., 1990) associado ao uso do feromônio de agregação da espécie (Nadarajan, 1988; Moura et al., 1989; Rochat et al., 1991a). Esses autores determinaram que o feromônio de agregação envolvido na comunicação química da espécie e responsável pela atração de machos e de fêmeas é produzido pelo macho. A molécula feromonal 2(E)-6-metil-2-hepten-4-ol foi identificada, sintetizada e denominada de rincoforol (Rochat, et al., 1991b). O uso correto desses atrativos (rincoforol associado a uma isca

vegetal com poder de fermentação, como sinergista) tem sido uma importante ferramenta no monitoramento e controle da praga.

Dois produtos comerciais estão disponíveis no mercado brasileiro, o RMD-1® e o Rincoforol®, ambos os registrados no Ministério da Agricultura, Agropecuária e Abastecimento (MAPA) para uso na cultura do coqueiro (AGROFIT, 2017). Esses produtos têm durabilidade média em campo de 45 e 90 dias, respectivamente.

Dentre as iscas vegetais já estudadas (cana-de-açúcar, pedaços de abacaxi, casca fatiada de coco-verde e pedaços de mamão e banana), o abacaxi e a cana-de-açúcar, principalmente a variedade caiana, são as mais atrativas à broca-do-olho e essa última a mais usada no manejo da praga.

Dois tipos de armadilhas são recomendados para uso no manejo da praga: a do tipo “balde” ou “alçapão” e a do tipo “pet”. O primeiro tipo consiste de um balde plástico com funis na tampa e capacidade para 100 L (Figura 5-A). Dentro dos baldes são colocados aproximadamente 35 toletes de cana-de-açúcar com cerca de 40 cm de comprimento cada, os quais devem ser amassados com o auxílio de um martelo ou similar para acelerar a fermentação (Moura et al., 1990) ou apenas cortados longitudinalmente. As armadilhas contendo o material atrativo (isca + feromônio) devem ser distribuídas na periferia do plantio, protegidas do sol, espaçadas 500 m entre si e, quinzenalmente, monitoradas para troca do material atrativo e eliminação dos adultos.



Figura 5. Armadilha do tipo “balde” (A) e do tipo garrafa “pet” (B).

O outro tipo de armadilha se faz com três garrafas plásticas de refrigerante de 2,0 ou 2,5 L acopladas entre si, onde a garrafa superior possui uma abertura frontal de 15 cm de altura x 10 cm de largura e o gargalo fica voltado para baixo servindo de funil para a entrada do adulto, e as outras duas garrafas formam a câmara de captura (Figura 5-B) (Ferreira et al., 2001). Os autores recomendam colocar na câmara de captura cerca de quatro a cinco toletes de cana-de-açúcar, com aproximadamente 15 cm de comprimento, cortados ao meio ou não. As armadilhas “pet” deverão ser distribuídas na periferia do plantio espaçadas 100 m entre si; devem permanecer protegidas do sol; e, serem inspecionadas a cada 15 dias para troca do tecido vegetal e eliminação dos adultos.

Há também outros tipos de armadilhas que são desenvolvidas com recipientes disponíveis na propriedade e usadas nas plantações. A maior atenção a ser dada na confecção de uma armadilha de captura para esse besouro refere-se ao orifício de entrada, que deve permitir a entrada, mas não a saída dos adultos.

Na falta do feromônio específico da praga, recomenda-se misturar nos toletes de cana-de-açúcar uma calda de melaço (uma parte de melaço para quatro de água) para potencializar a fermentação da cana e aumentar a atração dos adultos da praga.

No sudeste do Brasil, principalmente, na região do Vale do Ribeira em São Paulo, o resíduo gerado pela colheita do palmito da pupunha é relativamente abundante e pode ser utilizado como fonte atrativa na coleta de *R. palmarum*, objetivando o monitoramento da praga, como também seu controle por meio da coleta massal de insetos adultos (Soliman et al., 2010).

Controle químico

O uso de agrotóxicos visando controlar a população de *R. palmarum*, em plantios de palmeiras comerciais atacadas pelas doenças anel vermelho e resino-se é uma prática totalmente dispensável no manejo da plantação. O adulto dessa praga não fica abrigado nas axilas foliares das palmeiras, como fazem as demais espécies-brocas. Trata-se de uma espécie, tipicamente ativa durante o dia e que somente se aproxima da planta, se esta estiver morta, doente ou com ferimento, situação em que a coloniza e de onde, ao final de novo ciclo, emergem adultos que logo voarão em busca de novas plantas hospedeiras. A velocidade de voo do adulto de *R. palmarum* é de 6,01 m/segundo (Hagley, 1965), o que lhe permite atingir grandes distâncias.

Na fase larval, que ocorre no interior do estipe (região da coroa foliar) da palmeira, o uso de agrotóxicos pode ser viável apenas nas plantas de porte ainda baixo. Em plantios jovens de palma-de-óleo é recomendado fazer a pulverização com inseticidas das partes feridas na ocasião da colheita e limpeza da planta, ou substituir esse tratamento pelo pincelamento das partes feridas com cal virgem (Moura & Ferreira, 2017).

Não existem agrotóxicos registrados no Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA para controle de *R. palmarum* na cultura do coqueiro e da palma-de-óleo (AGROFIT, 2017).

REFERÊNCIAS

AGROFIT - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20/09/2017.

CABI. *Rhynchophorus palmarum* (South American palm weevil). Invasive Species Compendium. Datasheets, maps, images, abstracts and full text on invasive species of the world. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/47473>. Acesso em 06/12/2017.

CYSNE, A. Q., CRUZ1, B. A. CUNHA, R. N. V., ROCHA, R. N. C. Flutuação populacional de *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera:Curculionidae) em palmeiras oleíferas no Amazonas. Acta amazônica, v. 43, n.2.197 - 202 2013.

FERREIRA, J. M. S. Controle biológico do agente transmissor do nematoide causador do anel-vermelho-do-coqueiro. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 4p, 2002. (Embrapa Tabuleiros Costeiros, Circular técnica, 31). Disponível em: <http://www.cpatc.embrapa.br/download/CT31.pdf>.

FERREIRA, J. M. S.; LIMA, M. F. Transmissão de *Beauveria bassiana* na população de *Rhynchophorus palmarum* através do contato entre indivíduos contaminados e não contaminados. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 5, 1996, Foz do Iguaçu, PR. Resumos... Foz do Iguaçu: SEB, 1996. p.188.

FERREIRA, J. M. S.; LIMA, M. F.; SANTANA, D. L. Q.; MOURA, J. I. L.; SOUZA, L. A. Pragmas do coqueiro. In: FERREIRA, J. M. S.; WARWICK, D. R. N.; SIQUEIRA, L. A. (Eds.) A cultura do coqueiro no Brasil. 2 ed., Brasília: Embrapa – SPI; Aracaju: Embrapa – CPATC, p.189-267, 1997.

FERREIRA, J. M. S.; ARAÚJO, R. P. C. de; SARRO, F. B. Armadilha Pet para captura de insetos adultos da broca-do-olho-do-coqueiro, *Rhynchophorus palmarum*. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 15p. 2001, (Embrapa Tabuleiros Costeiros, Circular técnica, 22).

FERREIRA, J.M.S.; MICHEREFF FILHO, M.; LINS, P.M.P. Pragmas do coqueiro: características, amostragem, nível de ação e principais métodos de controle. In: Produção integrada de coco: Práticas fitossanitárias. Joana Maria Santos Ferreira; Miguel Michereff Filho - Editores. Aracaju, Embrapa Tabuleiros Costeiros, 107p, 2002.

FERREIRA, J.M.S.; TEODORO, A.V.; NEGRISOLI JUNIOR, A.S.; GUZZO, E.C. Manejo integrado da broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 7p, 2014. (Embrapa Tabuleiros Costeiros, Comunicado técnico, 141).

GRIFFITH, R. The relationship between the red ring nematode and the palm weevil. Journal of the Agricultural Society Trinidad and Tobago. v. 68, p. 342-356, 1968.

- GUIMARÃES, J.H. A revision of the genus *Paratheresia* Townsend (Diptera: Tachinidae: Theresiini). Papeis avulsos Zool. v. 30, p. 267-288, 1997.
- HAGLEY, E. On the life history and habits of *Rhynchophorus palmarum*. Annals of Entomological Society of America. V. 58, p. 22-28. 1965.
- LÖHR B., VÁSQUEZ-ORDÓÑEZ A. A., BECERRA LOPEZ-LAVALLE L. A. *Rhynchophorus palmarum* in Disguise: Undescribed Polymorphism in the "Black" Palm Weevil. PLoS ONE, v.10, n.12, p.1-14. 2015. e0143210. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143210>
- MIGUENS, C. F.; MAGALHÃES, J. A. S.; AMORIM, L. M.; GOEBEL, V. R.; LE COUSTOUR, N.; LUMMERZHEIM, M.; MOURA, J. I. L.; COSTA, R. M. Mass Trapping and Classical Biological Control of *Rhynchophorus palmarum* L. 1794 (Coleoptera: Curculionidae). A hypothesis based in morphological evidences. Entomo Brasiliis v. 4, n. 2, p. 49-55 2011.
- MOLIN, I.L.D.; BARRETO, M.R. Ocorrência e controle de Curculionidae em *Cocos nucifera* L. em Sinop, Mato Grosso. Semina: Ciências Biológicas e da Saúde, Londrina, v.33, n.1, p.53-64, 2012.
- MOURA, J. I. L.; SGRILLO, R.; VILELA, E. F.; AGUILAR, M. A. G.; RESENDE, M. L. V. de. Estudos do comportamento olfativo de *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera:Curculionidae) no campo. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 18, n. 2, p. 267-273, 1989.
- MOURA, J. I. L.; RESENDE, M. L. V. de; SGRILLO, R. B.; NASCIMENTO, L. A.; ROMANO, R. Diferentes tipos de armadilhas e iscas no controle de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) Bahia. Agrotrópica, v. 2, n. 3, p. 165-169, 1990.
- MOURA, J. I. L.; TOMA, R.; SGRILLO, R. B.; DELABIE, J. H. C. Natural efficiency of parasitism by *Billaea rhynchophorae* (Blanchard) (Diptera: Tachinidae) for the control of *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). Neotropical Entomology, v. 35, n. 2, p. 273 -274, 2006a.
- MOURA, J. I. L.; BUSOLI, A. C.; SANTOS, J. M.; FERREIRA, J. M. S.; CIVIDANES, F. J.; BOIÇA JUNIOR, A. L.; GALLI, J. C.; MIGUENS, F. C. Manejo integrado de *Rhynchophorus palmarum* L. no agroecossistema do dendezeiro no Estado da Bahia. Editores, JOSÉ INÁCIO LACERDA DE MOURA, ANTONIO CARLOS BUSOLI. Jaboticabal: FUNEP, 2006b. 59p.
- MOURA, J. I. L.; FERREIRA, J. M. S. *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). In: MOURA, J. I. L. (Ed.) Manejo integrado das pragas das palmeiras. Ilhéus, BA. CEPLAC/ESMAI, p.13-48, 2017.
- NADARAJAN, L. Investigations on the feromonal communication in the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Paris: INRA, 1988. 17p.
- NEGRISOLI JUNIOR, A. S.; SILVA, E. S.; BARBOSA NEGRISOLI, C. R. C.; SANTOS, N. L.; GUZZO, E. C. Criação em laboratório da broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) visando pesquisas para o controle das suas larvas. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 4p, 2003. (Comunicado técnico, 116). Disponível em: <http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2011/cot_116.pdf>.
- PAMPLONA, V. M. S. Distribuição espacial, amostragem sequencial e dinâmica populacional de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera:Curculionidae) na cultura de palma de óleo. Jaboticabal, 2016. 81 p.
- ROCHAT, D.; GONZALEZ, A.; MARIAU, D.; VILLANUEVA, A; ZAGATTI, P. Evidence for male produced aggregation pheromone in the American palm weevil, *Rhynchophorus palmarum*. Journal of Chemical Ecology, v. 17, n. 6, p. 1221-1230, 1991.
- ROCHAT, D.; MALOSSE, C.; LETTERE, M.; DUCROT, P. H.; ZAGATTI, P.; RENO, M.; DESCOINS, C. Male-produced aggregation pheromone of the american palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): collection, identification, electrophysiological activity, and laboratory bioassay. Journal of Chemical Ecology. v.17, p. 2127-2141, 1991b.
- SABINO, A. R. Utilização de nematoides entomopatogênicos (Nematoda: Rhabditida) e inseticidas botânicos visando ao controle de adultos de *Rhynchophorus palmarum* L. 1764 (Coleoptera: Curculionidae). Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2014.

- SANTANA, D. L. Q.; LIMA, M. F. de. Patogenicidade do fungo *Beauveria bassiana* (Balz.) Vuill. a adultos de *Rhynchophorus palmarum* (L.). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 3, 1992, Águas de Lindóia, SP. Anais. Jaguariúna: Embrapa-CNPDA, 1992. p. 242.
- SÁNCHEZ, P. A.; JAFFÉ, K.; HERNANDEZ, J. V.; CERDA, H. Biología y comportamiento del picudo del cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Boletín di Entomología Venezolana, v. 8, n. 1, p. 83-93, 1993.
- SÁNCHEZ-SOTO, S.; NAKANO, O. Registro de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) no Estado de Mato Grosso do Sul. Neotropical Entomology v. 31, n. 4, p. 659-660, 2002.
- SILVA, A. G.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L.. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Rio de Janeiro: Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Parte II, Tomo 1. 1968, 622p.
- SOLIMAN, E. P., GARCIA, V. A., PAVARINI, R., LIMA, R. C., NOMURA, E. S., PAVARINI, G. M. P. Avaliação da atratividade de diferentes iscas ao *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae) no cultivo da pupunheira (*Bactris gasipaes*). Nucleus, v.7, n.1, 2010.
- VERA, C.; BRAND, A. Aramanday guasu (*Rhynchophorus palmarum*) como alimento tradicional entre os Guarani Nandéva na aldeia Pirajuí. Tellus, v. 12, n. 23, p. 97-126, 2012.
- WATTANAPONGSIRI, A. Investigations into the development of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum*. Tropical Agriculture Trinidad. v. 40, p. 185-196, 1963.
- WILSON, M. Investigations into the development of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* (L.). Tropical Agriculture, v. 40, p. 185-196, 1963.

15.7 Besouros serradores

15.7.1 *Oncideres dejeanii*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & GLÁUCIA CORDEIRO²

¹ Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglmes@ufmg.br

² Engenheira Florestal e doutora em Entomologia pela Universidade Federal de Viçosa. glaucordeiro@gmail.com

Oncideres dejeanii Thomson, 1868 (Coleoptera: Cerambycidae)

Nome popular: besouro-serrador, serrador

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, CE, BA, ES, MA, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA



Figura 1. Adulto de *Oncideres dejeanii* (Coleoptera: Cerambycidae).

Os adultos de *Oncideres dejeanii* são de cor pardo-acinzentada, com pubescência ruiva, principalmente, próximo ao vértice da cabeça, em uma faixa transversal no dorso do protórax e várias manchas circulares na parte posterior dos élitros (Figura 1). Possuem uma listra formada de pelos brancos de cada lado do tórax e um espinho preto em cada lado do protórax. Uma faixa de cor pardo-acinzentada que atinge os úmeros está presente na base dos élitros. Nos élitros, também são observados uma região contígua com numerosos pontos de cor preta e superfície lisa na extremidade anterior e salpicos brancos por quase toda a superfície, principalmente na parte posterior (Costa, 1942; Lane, 1945). Os machos têm comprimento entre 15,85 e 24,9 mm e as fêmeas entre 11,7 e 26 mm (Seffrin et al., 2006). O comprimento das antenas, mais longas nos machos, é suficiente para a diferenciação sexual desta espécie (Seffrin et al., 2006).



Figura 2. Ramo roletado por *Oncideres dejeanii* (Coleoptera: Cerambycidae).

Os adultos se alimentam de folhas e da casca de galhos finos e tenros, próximo aos ponteiros (Link et al., 1984). Mas a principal injúria causada por essa espécie é o roletamento de galhos de árvores já formadas e fustes de plantas (Figura 2) em desenvolvimento de novembro a maio (Lane, 1945; Paro et al., 2012). As fêmeas realizam o roletamento, removendo tiras da casca com o auxílio das mandíbulas, formando um anel em torno de galhos ou caules (Lane,

1945). O galho ou tronco, assim que roletado, acaba quebrando pela ação do vento e cai ou permanece preso a árvore (Costa, 1942). A oviposição é iniciada após o final do roletamento do ramo.

A fêmea faz uma pequena incisão, com a parte central mais profunda e aspecto de meia lua, na porção do galho que caiu. A fêmea, então, faz um giro de 180° e introduz o ovipositor no centro da incisão, inserindo o ovo entre o lenho e a casca. Uma substância transparente é lançada pela fêmea sobre a incisão onde o ovo foi colocado, com o objetivo de selar a incisão. A fêmea faz várias incisões superficiais na casca, acima e abaixo da incisão de postura, logo após o término da oviposição (Cordeiro et al. 2010; Lane, 1945). Isso provoca a secagem mais rápida da casca, favorecendo o desenvolvimento da larva que irá eclodir. A fêmea realiza várias posturas por galho (Lane, 1945), sendo concentrada na parte inferior do galho (Cordeiro et al., 2010). A proporção sexual pode chegar a um macho para 2,38 fêmeas em épocas de pico populacional (Paro et al., 2012). Os picos dos adultos ocorrem em fevereiro no estado de São Paulo (Paro et al., 2012).

O ovo de *O. dejeanii* é esbranquiçado, de formato alongado com comprimento entre 2,5 e 3,5 mm (Lane, 1945). A larva, após eclodir, se alimenta do lenho por baixo da casca, criando galerias e desenvolvendo-se lentamente (Lane, 1945). As larvas são ápodas e esbranquiçadas (Iede, 1981). O comprimento da galeria larval-pupal pode variar entre 32,4 a 62,5 mm, com volume entre 2 e 7,2 mL (Link et al., 1996). O ciclo total até a formação do adulto dura em torno de um ano (Lane, 1945). O orifício de emergência do adulto é de forma ovalada, quase redonda (Link et al., 1996).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Oncideres dejeanii pode roletar galhos com diâmetro variando entre 10,8 e 36,6 mm, variando conforme a forma e porte da árvore hospedeira (Link et al., 1996; Cordeiro et al., 2010). O roletamento dos ramos prejudica o desenvolvimento normal da planta (Iede, 1981) e pode causar danos semelhantes aos registrados para *O. saga* (ver capítulo 15.7.3).

Esse besouro é considerado o Onciderini mais polífago do sudeste brasileiro (Link & Costa, 1994) e já foi registrado em pelo menos 120 hospedeiros de 31 famílias. São hospedeiros: sapucainha (*Carpotroche brasiliensis*) (Acharia-

ceae); erva-mate (*Ilex paraguariensis*) (Aquifoliaceae); aroeira (*Myracrodruon urundeuva*), aroeira-preta (*Lithraea brasiliensis*), aroeira-vermelha (*Schinus terebinthifolia*), assobieira (*Schinus polygama*), cajueiro (*Anacardium occidentale*), gonçalo-alves (*Astronium fraxinifolium*), mangueira (*Mangifera indica*), pau-pombo (*Tapirira obtusa*), peito-de-pombo (*Tapirira guianensis*), pimenteira-bastarda (*Schinus molle*) (Anacardiaceae); araticum-do-cerrado (*Annona crassiflora*), araticum-do-campo (*A. coriacea*), araticu-uná (*A. neosalicifolia*), beribá (*Annona hypoglauca*), cherimóia (*A. cherimola*), fruteira-do-conde (*A. squamosa*), gravioleira (*A. muricata*), jaca-de-pobre (*Duguetia marcgraviana*), *Xylopia lamarckii* (Annonaceae); *Forsteronia thyrsoides*, pau-de-leite (*Himantanthus obovatus*) (Apocynaceae); cambará (*Moquiniastrum polymorphum* subsp. *polymorphum*) (Asteraceae); ipê-amarelo (*Handroanthus vellosi* e *H. chrysotrichus*), ipê-de-jardim (*Tecoma stans*), ipê-do-cerrado (*Handroanthus ochraceus* subsp. *ochraceus*), jacarandá-mimoso (*Jacaranda mimosifolia*) (Bignoniaceae); crindeúva (*Trema micrantha*) (Cannabaceae); *Casuarina* sp., *Casuarina equisetifolia* (Casuarinaceae); cipreste (*Cupressus sempervirens*), cedro-português (*Cupressus lusitanica*) (Cupressaceae); caquizeiro (*Diospyros kaki*) (Ebenaceae); guajuvira (*Cordia americana*) (Ehretiaceae); capixingui (*Croton urticifolius*), curupitã (*Sapium* sp.), leiteirinho (*Sebastiania brasiliensis*), pau-de-leite (*Sapium glandulosum*), *Mabea angustifolia*, sangra-d'água (*Croton urucurana*), tamanqueiro (*Alchornea glandulosa*) (Euphorbiaceae); acácia-roma (*Acacia aroma*), *Acacia dealbata*, *Acacia melanoxylon*, acácia-mole (*Acacia decurrens*), acácia-negra (*Acacia mearnsii*), algarobeira (*Prosopis juliflora*), angico (*Parapiptadenia rigida* e *Anadenanthera colubrina* var. *cebil*), araribá (*Centrolobium tomentosum*), araribá-amarelo (*Centrolobium robustum*), árvore-da-chuva (*Samanea saman*), árvore-de-judas (*Cercis siliquastrum*), bracinga (*Mimosa scabrella*), cabreúva (*Myrocarpus frondosus*), canudo-de-pito (*Senna bicapsularis*), corticeira (*Erythrina crista-galli*), esponjinha (*Calliandra brevipes*), fedegoso (*Senna occidentalis*), flamboyant (*Delonix regia*), guapuruvú (*Schizolobium parahyba*), ingá-cipó (*Inga edulis*), jatobá (*Hymenaea courbaril*), *Mimosa sordida*, monjoleiro (*Senegalia polyphylla*), mulungu-do-litoral (*Erythrina speciosa*), orelha-de-negro (*Enterolobium contortisiliquum*), paricá (*Schizolobium amazonicum*), sibipiruna (*Caesalpinia pluviosa* var. *peltophoroides*), sombreiro (*Clitoria fairchildiana*), topete-de-cardeal (*Calliandra tweedii*), unha-de-gato (*Senegalia bonariensis*), wistéria-chinesa (*Wisteria sinensis*) (Fabaceae); murici (*Byrsonima crassifolia*) (Malpighiaceae); embiruçu (*Pseudobombax grandiflorum*), mafumeira (*Ceiba pentandra*), paineira (*C. speciosa*), perna-de-

-moça (*Brachychiton populneus*) (Malvaceae); quaresmeira (*Pleroma granulatum*) (Melastomataceae); abacateiro (*Persea americana*), cajati (*Cryptocarya mandioccana*) (Lauraceae); cedro (*Cedrella fissilis*), cedro-cheiroso (*C. odorata*), catiguá-vermelho (*Trichilia clausenii*) (Meliaceae); apuí (*Ficus pertusa*), amoreira-de-papel (*Broussonetia papyrifera*), *Broussonetia* sp., figueira-benjamim (*Ficus benjamina*), figueira-branca (*Ficus cestrifolia*), tajuba (*Maclura tinctoria*) (Moraceae); *Eucalyptus* sp., *Eucalyptus grandis*, *Eucalyptus saligna*, jabuticabeira (*Plinia cauliflora*), *Myrceugenia euosma*, *Syzygium schumannianum* (Myrtaceae); *Coccoloba arborescens*, *Ruprechtia laxiflora* (Polygonaceae); grevílea (*Grevillea robusta*) (Proteaceae); uva-do-japão (*Hovenia dulcis*) (Rhamnaceae); ameixeira-de-jardim (*Prunus cerasifera*), ameixeira-europeia (*Prunus domestica*), gamboeiro (*Pseudoccydonia sinensis*), macieira (*Malus domestica*), nespereira (*Eriobotrya japonica*), pereira (*Pyrus communis* e *P. pyrifolia*), pessegueiro (*Prunus persica*) (Rosaceae); chupa-ferro (*Metrodorea* sp.), *Galipea jasminiflora*, laranjeira (*Citrus* sp.), laranjeira-azedada (*Citrus aurantium*) (Rutaceae); guaçatonga (*Casearia sylvestris*), salgueiro-chorão (*Salix babylonica*) (Salicaceae); açoita-cavalo (*Luehea grandiflora*), açoita-cavalo-miúdo (*L. divaricata*) (Tiliaceae); embaúba (*Cecropia glaziovii*) (Urticaceae) e; cedrinho (*Erisma uncinatum*) (Vochysiaceae) (Dillon & Dillon, 1946; Silva et al., 1968; Link et al., 1984; Link et al., 1996; Azevedo et al., 1997; Coutinho et al., 1997; Vieira Júnior et al., 1997; Cordeiro et al., 2010; Paro et al., 2011; Monné, 2017).

MANEJO

As técnicas de manejo recomendadas para o controle de *O. impluviata* e *O. saga* podem ser utilizadas para o controle de *O. dejeanii*, pois a biologia, o comportamento e a ecologia dessas espécies são semelhantes.

Controle legislativo

A portaria nº 154/2011, da Secretaria de Agricultura, Pecuária e Agronegócio do Estado do Rio Grande do Sul, institui normas e medidas fitossanitárias para o controle do serrador em acácia-negra. Essa portaria institui o uso do fogo em restos culturais em plantios de acácia-negra como medida sanitária contra *Oncideres* spp. Diferentemente da Lei Estadual nº 9482, de 1991, e do Decreto nº 48304, de 2011, essa portaria engloba todas espécies do gênero que atacam os plantios de acácia-negra.

Controle mecânico

A coleta dos galhos roletados, caídos e pendurados, e posterior queima dos galhos são recomendadas (Lane, 1945; Cordeiro et al., 2010). Os galhos e fustes roletados não devem ser armazenados para serem utilizados como lenha, pois dependendo do tempo de armazenamento, os insetos adultos podem emergir (Costa, 1942).

Controle biológico

Apenas o parasitoide de larvas *Cenocoelius necator* (Braconidae) foi relatado como inimigo natural de *O. dejeanii* (Silva et al., 1968).

REFERÊNCIAS

- AZEVEDO, A.W.N.; COUTINHO, A.B.; COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G; SCALISE, M. Ocorrência de *Oncideres dejeani* (Coleoptera, Cerambycidae) em *Prosopis juliflora* (SW) D. C.. In: Anais do XVI Congresso Brasileiro de Entomologia, Salvador, p. 250, 1997.
- CORDEIRO, G.; ANJOS, N.; LEMES, P. G.; MATRANGOLO, C. A. R.. Ocorrência de *Oncideres dejeanii* Thomson (Cerambycidae) em *Pyrus pyrifolia* (Rosaceae), em Minas Gerais. Pesquisa Florestal Brasileira, v. 30, n. 62, p. 153, 2010.
- COSTA, R.G. Pragas das plantas cultivadas no Rio Grande do Sul. Revista Agronômica, v. 6, n. 68, p. 427-430, 1942.
- COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G.; ROCHA, R.T.; LIMA, R.S. *Oncideres dejeani* (Coleoptera, Cerambycidae) e a arborização com espécies nativas, em Seropédica, RJ. In.: Anais do XVI Congresso Brasileiro de Entomologia, Salvador, p. 251, 1997.
- DILLON, L.S.; DILLON, E.S. The tribe Onciderini. Part II. Reading Scientific Publications, Reading Public Museum and Art Gallery, n. 6, p.189-413, 1946.
- IEDE, E.T. Alguns aspectos sobre espécies de insetos que ocorrem na bracinga (*Mimosa scabrella* Benth.). In: Anais do IV Seminário Sobre Atualidades e Perspectivas Florestais - Bracinga, uma alternativa para reflorestamento, Curitiba: Embrapa/URPFCS, v. 5, p. 91-102, 1981.
- LANE, F. Breve notícia sobre um inseto "serrador". Boletim Fitossanitário, v. 2, n. 2, p. 148-151, 1945.
- LINK, D.; COSTA, E.C.; THUM, A.B. Alguns aspectos da biologia do serrador, *Oncideres dejeani* Thompson, 1868 (Coleoptera: Cerambycidae). Ciência Florestal, v. 6, n. 1, p. 21-25, 1996.
- PARO, C.M.; ARAB, A.L VASCONCELLOS-NETO, J. The host-plant range of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of the Atlantic rainforest in southeastern Brazil. Journal of Natural History, v. 45, n. 27-28, p. 1649-1665, 2011.
- PARO, C.M.; ARAB, A.; VASCONCELLOS-NETO, J. Population dynamics, seasonality and sex ratio of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of an Atlantic rain forest in south-eastern Brazil. Journal of Natural History, v. 46, n. 19-20, p. 1249-1261, 2012.
- SEFFRIN, R.C.A.S.; COSTA, E.C.; COUTO, M.R.M.; LOPES, S.J. Medidas morfométricas de fêmeas e machos de *Oncideres dejeani* Thompson, 1868 (Coleoptera: Cerambycidae). Ciência Rural, v. 36, n. 4, p. 1313-1316, 2006.

VIEIRA JÚNIOR, M.F.; COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G; OLIVEIRA, E.S. Ocorrência de *Oncideres dejeani* (Coleoptera, Cerambycidae) em *Samanea saman* Merrill. In.: Anais do XVI Congresso Brasileiro de Entomologia, Salvador, p. 251, 1997.

15.7.2 *Oncideres impluviata*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & GLÁUCIA CORDEIRO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglemes@ufmg.br

²Engenheira Florestal e Doutora em Entomologia pela Universidade Federal de Viçosa. glaucordeiro@gmail.com

Oncideres impluviata (Germar, 1824) (Coleoptera: Cerambycidae)

Nome popular: cascudo-serrador, serrador, serrador-da-acácia-negra, serrador-da-acácia, serra-pau

Estados brasileiros onde foi registrada: região sul e sudeste

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O adulto de *Oncideres impluviata* é de cor pardo-amarelada, com corpo cilíndrico, cabeça coberta por pubescência amarela. Os olhos (posteriormente) e a fronte (lateralmente) são marginados por estreita faixa amarelo-ocre (Figura 1). Os tubérculos anteníferos são pouco elevados e as antenas tem 11 seguimentos. As antenas ultrapassam o comprimento do corpo nos machos e é do mesmo tamanho nas fêmeas. Os élitros são cilíndricos, convexos e arredondados, com a região umeral coberta com tubérculos proeminentes e escuros, dispostos de maneira espaçada. Os élitros contêm manchas arredondadas de pubescência amarelo-ocre, da base ao ápice. A superfície elitral e a parte inferior do corpo são cobertas com pubescência branco-amarelado. As partes laterais do mesosterno e metasterno são cobertas com uma pubescência acinzentada. O metasterno, lateralmente, tem espessa pubescência branca com limites perfeitamente demarcados, o que difere essa espécie das demais do gênero. O comprimento dos adultos varia entre 13 e 17 mm e a largura entre 4 e 5,5 mm (Baucke, 1962; Pedrosa-Macedo, 1993). A razão sexual de *O. impluviata* foi de um macho para 2,76 fêmeas em uma reserva de Mata Atlântica (Paro et al., 2012).



Figura 1. Adultos de *Oncideres impluviata* (Coleoptera: Cerambycidae) fixados e preservados.

A primeira atividade desenvolvida pelo adulto após a emergência é se alimentar da casca de ponteiros de galhos, em que o tecido é mais tenro (Figura 2). Este período dura de cinco a sete dias e é chamado de “alimentação de maturação”. Também se alimentam nos intervalos entre cópulas, roletamento do galho e outras atividades (alimentação de manutenção) (Pedrosa-Macedo, 1993). O inseto adulto pode se alimentar em qualquer período do dia, mas com pausas entre uma refeição e outra (Amante et al., 1976).

O ritual de cópula pode durar entre um e três dias. As fêmeas passam a procurar o galho para iniciar o roletamento (Amante et al., 1976). A fêmea do serrador roleta galhos e ramos para garantir madeira em estado de secagem progressiva, necessário para o desenvolvimento das larvas. A umidade dentro dos plantios de acácia ou bracatinga, ou em florestas naturais, garante que esses galhos não sequem rápido demais.

Após a escolha do galho, a fêmea posiciona-se, principalmente, de cabeça para baixo e inicia o roletamento, removendo a casca e o lenho com as mandíbulas (Figura 3-A). Esta atividade pode durar de um a cinco dias e é feito por apenas uma fêmea, raramente duas (Amante et al., 1976). O roletamento não é contínuo, e pode haver interrupções. A fêmea não segue uma direção específica quando retoma o corte, podendo ser feito da direita para esquerda ou no sentido contrário. O diâmetro do galho, precipitação, inimigos naturais e alimentação pode influenciar no tempo gasto na atividade. O roletamento quando está completo (com 360°) e com a profundidade correta provoca a queda do galho (Figura 3-B). Em alguns casos o galho fica pendurado (Amante et al., 1976).



Figura 2. *Oncideres* sp. (Coleoptera: Cerambycidae) alimentando-se da casca.

Uma série de cópulas sucessivas, seguidas de algumas pausas, ocorrem durante todo o roletamento. O macho fica “cavalgando” a fêmea ou sobe para se alimentar nos ponteiros dos galhos (Amante et al., 1976). A fêmea, além de roletar o galho, realiza incisões onde ovipositam. Essas incisões são feitas no sentido transversal do galho e se tratam de um corte na casca, em formato côncavo, mas sem atingir o lenho.



Figura 3. *Oncideres* sp. roletando fuste de muda (A) e descansando sobre ramo decepado (B).

O número de incisões pode variar com o tamanho do galho e espécie botânica, mas o maior número ocorre na base do galho, próximo ao corte, e diminui no sentido apical. A fêmea, após fazer a incisão, realiza um giro de 180° e introduz o ovipositor na incisão para realizar a postura do ovo. Cada incisão e postura gasta em torno de 10 minutos. A fêmea pode abandonar a postura e iniciar uma nova incisão, caso não consiga encontrar o orifício da incisão. Os ovos são colocados em apenas 65% das incisões. Incisões superficiais, próximas a incisão de postura, podem ser feitas pelas fêmeas. Isso interrompe o fluxo de seiva e necrosa os tecidos próximos a postura (Amante et al., 1976; Pedro-Macedo, 1993). Terminado esse processo, a fêmea pode realizar outra incisão, continuar o roletamento, repousar, deslocar-se para extremidades dos galhos para alimentar ou copular (Amante et al., 1976).

A fêmea, após o término do roletamento do galho, agarra-se a ele, caindo junto e continua colocando seus ovos. Depois o abandona e pode procurar outros galhos para roletar (Amante et al., 1976). O roletamento, o número de posturas e o desenvolvimento das larvas correlacionam-se ao volume do galho roletado (Costa & Marques, 1988). Em alguns casos, uma fêmea pode roletar um ramo já roletado por outra (Baucke, 1962).

Os ovos de *O. impluviata* são de coloração branca, forma elipsoide e achatada, medindo aproximadamente 2,8 mm de comprimento por 0,5 mm de diâmetro (Pedrosa-Macedo, 1993). O período de incubação é de 13 dias (Pedrosa-Macedo, 1993).

As larvas são do tipo cerambiciforme, ápodas e de coloração branco-leitosa. O abdômen tem 11 segmentos e a cabeça é achatada com fortes mandíbulas. A larva tem uma placa branca, calcária e resistente na face dorsal do primeiro segmento (Amante et al., 1976). Podem medir de 20 a 30 mm de comprimento por 3,5 a 5,0 mm de diâmetro no final do seu desenvolvimento (Pedrosa-Macedo, 1993).

A larva desenvolve-se dentro do galho, entre a casca e o lenho. Inicialmente, alimenta-se do lenho em todas as direções, e, por isso, não forma galeria. Posteriormente, passa a se alimentar em sentido longitudinal do galho. A larva aprofunda-se no lenho, mas sempre mantendo contato com a casca, até chegar a base roletada ou até onde o diâmetro do galho permite chegar, e então retorna, criando uma nova galeria ou aumentando a largura da já formada, até seu último estágio larval. A alimentação das larvas é tão intensa que, em alguns casos, só sobra a casca. Os pellets fecais são lançados para fora e por isso a galeria está sempre limpa (Marinoni, 1979). A galeria larval-pupal pode variar de 27,4 a 58,6 mm e volume 0,60 a 1,95 mL (Link et al., 1994).

O desenvolvimento das larvas pode ser prejudicado quando os galhos recebem muita insolação (Baucke, 1962). O desenvolvimento das larvas de *O. impluviata* cessa abaixo dos 10° C (Didoné & Berlato, 1979). A larva, após cada ecdise, pode girar e se alimentar dos excrementos e da própria exúvia. *Oncideres impluviata* passa por sete instares larvais, que podem durar um total de 371 dias (Pedrosa-Macedo, 1993).

A pupa é do tipo livre ou exarada, parecidas com o adulto, com comprimento entre 17 e 27 mm e largura de 3,5 a 7 mm (Pedrosa-Macedo, 1993). A pupa tem coloração branca-leitosa mudando gradualmente para marrom-claro quando aproxima a emergência do adulto (Amante et al., 1976). A câmara pupal é formada nas extremidades da galeria larval, onde a larva faz uma tampa com tiras de lenho (Marinoni, 1979). A fase pupal dura em torno de três semanas (Pedrosa-Macedo, 1993; Costa et al., 1988). O desenvolvimento ovo-pupa demora pouco menos de um ano, em laboratório (Marinoni, 1979). Alguns indivíduos podem demorar mais, já que as larvas podem permanecer em diapausa entre dez e 12 meses (Marinoni, 1979).

Os adultos podem emergir durante o dia ou a noite, com ou sem chuva. O inseto adulto, após emergir, abre um orifício na casca do calho galho. O inseto pode ficar por até três dias dentro do galho, antes de sair (Amante et al., 1976). Apenas de 23 a 36% das incisões de postura irá gerar insetos adultos (Amante et al., 1976). O orifício de saída do adulto é de forma quase circular (Link et al., 1994).

O período de ocorrência dos adultos pode variar. O período de ocorrência entre o final de setembro ao final de novembro, com picos em outubro, já foi relatado em acaciais no Rio Grande do Sul (Amante et al., 1976). Também no Rio Grande do Sul, já foi relatado ocorrência entre a primeira quinzena de outubro até o final de janeiro, com pico em dezembro (Baucke, 1962). *Oncideres impluviata* ocorre de novembro a abril, com picos em novembro e dezembro no Estado de São Paulo (Paro et al., 2012). Esse inseto, geralmente, apresenta uma geração por ano (Baucke, 1962) mas duas gerações por ano em bracatingais já foram relatadas (Costa, 1986).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Oncideres impluviata é uma das principais pragas da cultura da acácia-negra (*Acacia mearnsii*) e da bracatinga (*Mimosa scabrella*) (Fabaceae) na região Sul do Brasil, principalmente no Rio Grande do Sul. O principal dano ocorre quando o serrador roleta o ponteiro principal da árvore, causando perda de dominância apical e bifurcações. Isso gera perda de vigor, de crescimento em altura e diâmetro (Baucke, 1962). Pode, também, reduzir produção de casca, de tanino e lenha, em acacias. O roletamento de galhos laterais, quando muito intenso, causa grande perda de área foliar, que pode reduzir a assimilação fotossintética e o crescimento. Os galhos são de menores dimensões do que aqueles roletados por outras espécies de serradores, como *O. dejeanii* e *O. saga*. *Oncideres impluviata* roleta galhos de angico (*Parapiptadenia rigida*) com diâmetro entre 7,9 e 15,4 mm, de maricá (*Mimosa bimucronata*) entre 8,4 e 16 mm, e de capororoca (*Myrsine umbellata*) entre 9,4 e 19,6 mm (Link & Costa, 1994).

Oncideres impluviata ocorre em acaciais de todas as idades. Quando as árvores têm mais de quatro anos podem se recuperar das injúrias. Entretanto, árvores mais jovens podem até morrer, dependendo da intensidade das lesões, sendo necessário realizar o replantio. Em casos extremos, o acacial pode ser perdido completamente. O roletamento é realizado, geralmente, acima do colo

em plantas com um ou dois anos de idade. Já em plantas mais velhas, o inseto roleta galhos laterais (Baucke, 1959). Há uma tendência em aumentar o diâmetro e o comprimento do galho injuriado com a idade da planta (Costa & Marques, 1988). O roletamento em acaciais também pode provocar a exsudação de uma grande quantidade de goma, que muitas vezes é confundida com outros tipos de gomose (fitopatógenos) (Santos & Luz, 2007).

Além da acácia-negra e bracinga, esse serrador também utiliza como hospedeiros o abacateiro (*Persea americana*) (Lauraceae), capixingui (*Croton urticifolius*) (Euphorbiaceae), copororoca (*Myrsine coriacea* subsp. *coriacea*) (Primulaceae), erva-mate (*Ilex paraguariensis*) (Aquifoliaceae), mangueira (*Mangifera indica*) (Anacardiaceae), *M. umbellata* (Primulaceae) e as seguintes espécies da família Fabaceae: acácia-aroma (*Acacia dealbata*), acácia-mangium (*A. mangium*), acácia-mole (*A. decurrens*), acácia-trinervis (*A. longifolia*), angico (*P. rigida*), árvore-de-judas (*Cercis siliquastrum*), espinho-de-cristo (*Gleditsia amorphoides*), guandu-forrageiro (*Cajanus cajan*), ingá-cipó (*Inga edulis*), ingá-ferradura (*I. sessilis*), maricá (*M. bimucronata*), *Mimosa aurivillus* var. *sordescens*, pata-de-vaca (*Bauhinia forficata*), pau-jacaré (*Piptadenia gonoacantha*) (Fabaceae) (Biezanko & Bosq, 1956; Silva et al., 1968; Marinoni, 1969; Monné, 2005; Paro et al., 2011).

MANEJO

Controle legislativo

Leis, decretos e portarias relativas ao controle obrigatório de *O. impluviata* estão em vigor no estado do Rio Grande do Sul. A Lei Estadual nº 9.482, de 24 de dezembro de 1991, torna obrigatório o controle do “serrador” da acácia-negra e dá outras providências, incluindo a aplicação de multas em caso de descumprimento. Nessa lei, consta:

“**Art. 1º** - Os proprietários, arrendatários, possuidores ou detentores, a qualquer título, de plantações de acácia-negra (*Acacia mearnsii*) no território do Estado são obrigados a controlar o coleóptero “*Oncideres impluviata*”, vulgarmente conhecido pelo nome de “serrador”, e a permitir a inspeção de suas culturas pelos servidores encarregados da fiscalização.”

“**Art. 2º** - Os métodos de controle do “serrador” serão indicados pela

Secretaria da Agricultura e Abastecimento e consistirão, basicamente, na coleta e queima de galhos de acácia-negra cortados pelo cerambicídeo.”

“Art. 5º - Aos infratores desta Lei, serão aplicadas multas, no valor correspondente a dez Unidades Padrão Fiscal do Rio Grande do Sul (UPF/RS) por hectare ou fração, elevadas ao dobro na reincidência.”

O Decreto nº 48.304, de 29 de agosto de 2011 dispõe sobre o regulamento do controle obrigatório do “serrador” da acácia-negra, que é tratada na Lei nº 9.482. Já a Portaria nº 154/2011, da Secretaria da Agricultura, Pecuária e Agrogócio do Estado do Rio Grande do Sul, institui normas e medidas fitossanitárias para o controle de *O. impluviata* em acácia-negra.

Controle físico

O método de controle mais utilizado é o recolhimento e a queima dos galhos roletados, caídos ao chão ou pendurados (Baucke, 1962). As coletas dos galhos devem ser feitas logo após o desaparecimento dos insetos adultos nos plantios, quando os galhos estarão secos e de fácil identificação. Os galhos devem ser queimados em local seguro para evitar incêndios florestais. Os galhos podem ser coletados, armazenados para a secagem antes de serem incinerados.

A coleta deve ser feita em toda a área de incidência da praga para maior eficiência. Plantios que foram submetidos às coletas poderão ser reinfestados por insetos vindos de outros não tratados. Apesar de não voarem tão bem, esses insetos podem se deslocar a curtas distâncias (Baucke, 1962). A coleta, em alguns casos, pode ter que estender as reservas e áreas de vegetação nativa próximas aos plantios, principalmente aquelas que tiverem hospedeiros nativos conhecidos da praga (Baucke, 1959).

Controle mecânico

A catação manual dos insetos adultos seguida da eliminação através do esmagamento ou enterramento já foi utilizada por acacicultores no passado, mas não produziu efeitos desejados (Baucke, 1962). A catação pode ser um processo antieconômico e moroso e, por isso, deve ser uma medida complementar à coleta e queima dos galhos roletados.

A captura dos serradores adultos pode ser feita através de armadilhas do tipo caça-moscas, com orifícios maiores e contendo melão a 10% (Pedrosa-Macedo, 1993).

Controle silvicultural

A injúria do serrador *O. impluviata* foi mais frequente em árvores que apresentavam deficiência de magnésio (Primavesi, 1994). Portanto, manter as árvores com boa nutrição pode reduzir a incidência dessa praga.

A eliminação das plantas de maricá (*M. bimucronata*), hospedeiras nativas do serrador, próximas aos plantios de acácia-negra deve ser feita. Em bracatingais não é necessário, pois a mesma apresenta alopatría em relação ao maricá (Baucke, 1961).

Controle biológico

Um nível de parasitismo e predação de aproximadamente 10% e 25% já foi registrado em larvas de *O. impluviata* nos galhos roletados (Costa, 1986; Costa et al., 1992a). As larvas de quarto ínstar foram as mais parasitadas (Costa et al., 1992a). O parasitismo diminui com o aumento da idade da larva e a predação aumenta (Costa et al., 1992a). A maior concentração de predadores permanece entre os 10 e 20 cm e de parasitoides entre 20 e 30 cm da base dos galhos de bracatinga (Costa et al., 1992b). O controle biológico, por si só, não é suficiente para reduzir os surtos e os danos desse serrador.

Uma vespa da família Eurytomidae coloca os ovos próximos aos ovos do serrador, e quando eclode, alimenta-se das larvas de primeiro e segundo ínstar (Pedrozo, 1980). As larvas de um besouro da família Trogossitidae são predadoras de larvas do terceiro ao quinto ínstar. As larvas desse inimigo natural são hexápodas e, por isso, percorrem as galerias com agilidade atrás da presa. Esse predador alimenta-se das larvas de *O. impluviata* no sentido posterior para o anterior, evitando as mandíbulas da larva do serrador. A larva do serrador, quando atinge o sexto e sétimo ínstar, já é bem maior que o predador e protege a entrada da câmara com fibras do galho, tornando-se menos suscetível ao ataque do predador (Pedrozo, 1980). Formigas do gênero *Neoponera* atacam as larvas do quarto ao sétimo ínstar de *O. impluviata*, comendo-as e colocando seus ovos dentro da galeria (Pedrozo, 1980). As larvas de *Cregya difformis* (Coleoptera: Cleridae) alimentam-se das larvas de *O. impluviata* nos últimos ínstaes. A alimentação começa na parte posterior das larvas do serrador e, após perfurá-la, penetra para se alimentar do conteúdo interno da larva (Kirsch, 1983).

As vespas parasitoides *Aulacus* sp. (Aulacidae), *Cenoaoelius* sp., *Helcon williamsi*, *Iphiaulax* sp. (Braconidae), *Agonocryptus physocnemis*, *Distictus ti-*

bialis (Ichneumonidae), o besouro predador *Epiphloeus* sp. (Cleridae) e o tripses *Liothrips* sp. (Phloeothripidae) também são inimigos naturais de *O. impluviata* (Kirch, 1983; (Costa et al., 1992a; Corseuil, 2007). A maioria dessas espécies desenvolvem seu ciclo biológico dentro das galerias das larvas de *O. impluviata*, emergindo com os adultos nos meses de outubro a dezembro no Rio Grande do Sul (Kirch, 1983).

A principal técnica de controle desse serrador, a coleta e queima dos galhos, pode estar reduzindo a população desses inimigos naturais importantes no controle biológico natural de *O. impluviata* (Lemes et al., 2015). Os galhos roletados por *O. impluviata* podem ser coletados nos meses de agosto e setembro e colocados em covas cobertas com telas de malhas de 3,2 mm dentro dos próprios plantios. Essa técnica permite que os inimigos naturais de *O. impluviata* emergjam durante os meses em que os adultos do besouro estão no campo (Kirch, 1983).

Controle químico

Não havia produto registrado para *O. impluviata* no Brasil em 2017 (AGROFIT, 2017). No entanto, a Associação Gaúcha de Empresas Florestais (AGEFLOR) entrou com pedido junto ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) com um pedido de liberação emergencial do uso de agrotóxico, devido aos intensos surtos dessa praga naquele ano. Relatórios foram entregues para a solicitação da “declaração de estado de emergência fitossanitária”. Os relatórios declaravam que o controle biológico e técnicas alternativas de controle não eram suficientes para conter o surto e constataavam o caráter de surto e necessidade de controle químico. Produtos à base de imidacloprido (neonicotinoide) + ciflutrina (piretroide) e tiametoxam (neonicotinoide) + lambda-cialotrina (piretroide) foram eficazes no controle de *O. impluviata* em testes preliminares com pulverização aérea e terrestre (Leuck, 2016)

REFERÊNCIAS

- AMANTE, E.; BERLATO, M.A.; GESSINGER, G.I.; DIDONÉ, I.A.; RODRIGUES, I.C. Bioecologia do “serrador” da acácia-negra *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) (Coleoptera: Cerambycidae) no Rio Grande do Sul. I. Etologia. Agronomia sulriograndense, v. 12, n. 1, p. 1-56, 1976.
- BAUCKE, O. Notas sobre a biologia e o controle ao “serrador da acácia negra”. Agronomia sulriograndense, v. 4, p. 103-104, 1959.
- BAUCKE, O. Notas sobre a biologia e o controle ao “serrador” da acácia-negra. Fir, v. 3, n.

7, p. 25-26, 1961.

BIEZANKO, C. M.; BOSQ, J. M.. Cerambycidae de Pelotas e seus arredores: Contribuição ao conhecimento da fisiografia do Rio Grande do Sul. *Agros*, v. 9, n. 3-4, p. 3-15, 1956.

CORSEUIL, E. Controle biológico. *Entomologia, Temas Didáticos*, No 1, 32 pp., Porto Alegre, 2007.

COSTA, E.C.; MARQUES, E.N. Aspectos etológicos de *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) em bracatinga. *Revista Centro de Ciências Rurais*, v. 18, n. 3-4, p. 219-228, 1988.

COSTA, E.C.; MARQUES, E.N.; LINK, D. Período pupal, emergência e distribuição de galhos cortados por *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) em povoamentos de bracatinga. *Revista Centro de Ciências Rurais*, v. 18, n. 3-4, p. 229-237, 1988.

COSTA, E.C.; LINK, D.; PEDROSA-MACEDO, J.H. Eficiência e período de atividade de inimigos naturais de *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) (Col.: Cerambycidae). *Ciência Florestal*, v. 2, n. 1, p. 49-58, 1992a.

COSTA, E.C.; LINK, D.; PEDROSA-MACEDO, J.H. Distribuição das posturas, de larvas e inimigos naturais de *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) (Col., Cerambycidae). *Ciência Florestal*, v. 2, n. 1, p. 59-66, 1992b.

DIDONÉ, I.A.; BERLATO, M.A. Determinação do zero de desenvolvimento do *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) (Col., Cerambycidae) durante o estágio larval. *Agronomia sulriograndense*, v. 15, n. 1, p. 163-169, 1979.

KIRCH, E. Estudo dos inimigos naturais de *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) em *Mimosa scabrella* Benth. Dissertação de Mestrado, Engenharia Florestal, Universidade Federal do Paraná, 79 pp., 1983.

LEMES, P.G.; CORDEIRO, G.; JORGE, I.R.; ANJOS, N.; ZANUNCIO, J.C. Cerambycidae and other Coleoptera associated with branches girdled by *Oncideres saga* Dalman (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini). *The Coleopterists Bulletin*, v. 69, p. 159-166, 2015.

LEUCK, D.C. Danos causados à acacicultura pelo serrador (Palestra). 2016. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camaras-setoriais-tematicas/documentos/camaras-setoriais/florestas-plantadas/anos-anteriores/danos-causados-a-acacicultura-pelo-serrador.pdf>.

LINK, D.; COSTA, E.C. Diâmetro dos galhos cortados por *Oncideres* spp. (Coleoptera: Cerambycidae) na região central do Rio Grande do Sul. *Revista de Agricultura*, v. 69, n. 2, p. 183-191, 1994.

LINK, D.; COSTA, E.C.; ALVAREZ FILHO, A.; CARVALHO, S.; TARRAGÓ, M.F.S. Serrador: levantamento das espécies, épocas de ocorrência e especificidade hospedeira (Coleoptera, Cerambycidae). 2. *Oncideres* spp. e plantas hospedeiras. In.: *Anais do V Congresso Florestal Estadual*, Nova Prata, 1984.

LINK, D.; COSTA, E.C.; THUM, A.B. Alguns aspectos da biologia do serrador *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) (Coleoptera: Cerambycidae). *Ciência Florestal*, v. 4, n. 1, p. 129-135, 1994.

MARINONI, R.C. Sobre alguns Cerambycidae (Coleoptera) e suas plantas hospedeiras. *Ciência e Cultura*, v. 21, n. 2, p. 470, 1969.

MARINONI, R.C. Sobre alguns Cerambycidae (Coleoptera) que atacam *Acacia decurrens* (Wild.). *Dusenya*, v. 11, n. 4, p. 209-217, 1979.

MONNÉ, M. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part II. Subfamily Lamiinae. *Zootaxa*, v. 1023, p. 1-739, 2005.

PARO, C.M.; ARAB, A.L VASCONCELLOS-NETO, J. The host-plant range of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of the Atlantic rainforest in southeastern Brazil. *Journal of Natural History*, v. 45, n. 27-28, p. 1649-1665, 2011.

PARO, C.M.; ARAB, A.; VASCONCELLOS-NETO, J. Population dynamics, seasonality and sex ratio of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of an Atlantic rain forest in south-eastern Brazil. *Journal of Natural History*, v. 46, n. 19-20, p. 1249-1261, 2012.

PEDROZO, D.J. Contribuição ao estudo do *Oncideres impluviata* (Germar, 1824) e seus danos na bracatinga (*Mimosa scabrella*, Benth). Tese de Mestrado, Curitiba, UFPR, 1980.

PRIMAVESI, A.M. Manejo ecológico de pragas e doenças: técnicas alternativas para a produção agropecuária e defesa do meio ambiente. São Paulo: Nobel, 137pp., 1994.

SANTOS, A.F.; LUZ, E.D.M.N. A gomose da acácia-negra no Brasil. *Summa Phytopathologica*, v. 33, n. 2, p. 113-118, 2007.

15.7.3 *Oncideres saga*

PEDRO GUILHERME LEMES¹ & GLÁUCIA CORDEIRO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, B. Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, pedroglmes@ufmg.br

²Engenheira Florestal e Doutora em Entomologia pela Universidade Federal de Viçosa. glaucordeiro@gmail.com

Oncideres saga (Dalman, 1823) (Coleoptera: Cerambycidae)

Nome popular: serrador, serra-pau

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, BA, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA





Figura 1. Adulto de *Oncideres saga* (Coleoptera: Cerambycidae) repousando em ramo de *Acacia mangium* (Fabaceae) (acima) e casal realizando a cópula (abaixo).

Os adultos de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Figura 1) ocorrem de novembro a maio, com picos populacionais na Serra do Japi, São Paulo (Paro et al., 2012); entre novembro e abril em Coimbra, Minas Gerais (Cordeiro, 2008; Lemes et al., 2015); e de dezembro a março em Seropédica, Rio de Janeiro (Coutinho, 1997). A proporção sexual não foi diferente para *O. saga* na Serra do Japi (Paro et al., 2012). A separação entre machos e fêmeas pode ser feita pelo comprimento da antena, que, nos machos, é cerca de duas vezes e meia maior do que o comprimento do seu élitro e, nas fêmeas, é cerca de uma vez e meia maior (Cordeiro et al., 2011). Os adultos podem se alimentar da casca, pecíolo e folhas da planta hospedeira (Cordeiro, 2008), mas a principal injúria causada é pelo comportamento de roletar os galhos.

As fêmeas adultas de *O. saga* roletam galhos e fustes de árvores vivas, derrubando-os e os utilizando para depositar seus ovos (Figura 2-A). Até duas fêmeas realizando o mesmo roletamento já foram observadas. Os machos, geralmente, ficam próximo as fêmeas durante essa ação (Link & Costa, 1988). O roletamento é muito preciso, chegando a ser confundido como obra do ser huma-

no e, dependendo do diâmetro, pode demorar vários dias para ser concluído. De dois a cinco casais podem ser observados copulando e ovipositando no mesmo galho caído, geralmente isso ocorre durante o pico populacional (Link & Costa, 1988). A fêmea abre várias incisões com a mandíbula ao longo do galho ou fuste (Figura 2-B), e deposita seus ovos dentro delas (Lima, 1955). Os ovos são colocados entre a casca e o lenho, com o maior comprimento do ovo coincidindo com o sentido longitudinal do galho (Cordeiro, 2008). A média de incisões de postura por galho foi de 80,33, variando entre 26 e 163, em galhos de *Acacia mangium* (Fabaceae) (Cordeiro, 2008) e 96 incisões em *Albizzia lebbbeck* (Fabaceae) (Coutinho, 1997). O maior número de incisões é feito no terço inferior do galho (Cordeiro, 2008).



Figura 2. Galho de *Acacia mangium* roletado por *Oncideres saga* (A) e detalhe do roletamento com presença de incisões de postura no galho (B).

O ovo do serrador é sempre colocado dentro da incisão. Apenas um ovo é colocado por incisão, raramente dois (Cordeiro, 2008). O ovo de *O. saga* é branco e alongado, três vezes mais comprido (de 3,15 a 3,94 mm) do que largo (de 0,83 a 1,37 mm) (Cordeiro, 2008). O período de incubação varia de oito a 14 dias (Cordeiro, 2008).

As larvas de primeiro ínstar alimentam-se de uma porção do cório e permanecem dentro da cavidade ocupada pelo ovo após a eclosão. A larva então sai dessa cavidade por meio de contrações e começa a se alimentar do lenho por baixo da casca. As larvas neonatas são ápodas, do tipo cerambiciforme, esbranquiçadas e semitransparentes. A cabeça é retraída para o protórax, com mandíbulas robustas e curtas. O comprimento das larvas de primeiro estágio varia entre 2,28 e 3,43 mm e a largura da cápsula cefálica entre 0,37 e 0,76 mm (Cordeiro, 2008). A galeria larval, ao final do desenvolvimento, pode medir em média 7,19 mm com volume de 9,49 mL (Link et al., 1994).

As pupas fêmeas medem entre 2,25 e 3 cm de comprimento e de 0,75 a 1 cm de largura, e, e as de macho, medem entre 1,75 a 3,5 cm de comprimento e 0,5 a 1,25 cm de largura. As pupas de fêmeas são maiores do que as dos machos, principalmente na região da cabeça e do abdômen (Marinoni & Silva, 1973).

Os adultos de *O. saga* emergem entre nove e 12 meses, após o roletamento e postura dos ovos (Lemes et al., 2015). O ciclo de vida desse inseto é univoltino (Cordeiro, 2008).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A maior consequência causada por *O. saga* ocorre quando o roletamento é feito no fuste, podendo resultar em bifurcações e depreciar o valor comercial da madeira. Em casos extremos, a árvore perde totalmente sua copa e pode morrer. Mais de três quartos dos galhos roletados por *O. saga* eram fustes, em plantio de *A. mangium*, em Minas Gerais. Quase metade das árvores que tiveram o fuste roletado morreram, e um terço perderam a dominância apical (Cordeiro, 2008). Árvores que tiveram galhos secundários roletados não morreram.

O roletamento concentra-se no terço mediano da árvore (Cordeiro, 2008). O diâmetro e o comprimento médios dos ramos de *A. mangium* roletados foram em média 6,68 cm e 3,45 m, respectivamente (Cordeiro, 2008). Galhos de sabiá (*Mimosa caesalipinifolia*) (Fabaceae) roletados por *O. saga* tiveram diâmetro e

comprimento de 1,2 cm e 1,89 m, respectivamente (Coutinho et al., 1998). Este besouro roletou 34,3% das árvores presentes em 11 ha de plantio de acácia-negra (*Acacia mearnsii*) no Rio Grande do Sul, sendo 26,2% das injúrias no fuste (Magistrali et al., 2013).

O roletamento do fuste pode causar perdas em diâmetro e altura das árvores, comprometendo a produtividade florestal. O roletamento de árvores de *A. mangium* com três anos de idade levou a perda de 14,79% da área foliar. Desfolhamentos totais e com mais de 50% da copa de *A. mangium* já foram observados (Cordeiro, 2008). A perda foliar devido ao roletamento causa prejuízo no desenvolvimento das árvores equivalente a alguns besouros desfolhadores (Cordeiro, 2008).

Oncideres saga também pode ser considerado uma praga da arborização urbana e paisagismo. *Pseudosamanea guachapele* (Fabaceae), utilizada em arborização urbana, parques e estacionamentos, tem galhos de até três metros roletados por *O. saga*, gerando risco de acidentes devido à queda dos ramos (Santos et al. 2012). Este serrador roletou 92% das árvores de cedro-australiano (*Toona ciliata*) (Meliaceae) plantadas em área de paisagismo em Minas Gerais, com média de 6,2 galhos roletados por árvore (Cordeiro et al., 2005).

Oncideres saga é uma espécie polífaga e roleta galhos e fustes de 76 espécies, nativas ou exóticas, distribuídas em 15 famílias diferentes (Tabela 1). A família botânica mais utilizada é Fabaceae.

Tabela 1. Relação das espécies botânicas roletadas por *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera: Cerambycidae) no Brasil.

Espécie Hospedeira	Nome popular	Referência
Anacardiaceae		
<i>Anacardium occidentale</i>	cajeeiro	Silva et al., 1968
<i>Lithraea molleoides</i>	pimenteira-bastarda	Link et al., 1984
<i>L. brasiliensis</i>	aroeira-brava	Link et al., 1984
<i>Mangifera indica</i>	mangueira	Silva et al., 1968
<i>Schinus terebinthifolia</i>	aroeira-vermelha	Link et al., 1984
Annonaceae		
<i>Annona squamosa</i>	fruteira-do-conde	Silva et al., 1968
Apocynaceae		
<i>Forsteronia thyrsoides</i>		Link et al., 1984

Compositae		
<i>Dasyphyllum spinescens</i>		Link et al., 1984
<i>Moquiniastrum polymorphum</i> subsp. <i>polymorphum</i>	cambará	Link et al., 1984
Euphorbiaceae		
<i>Alchornea glandulosa</i>	tamanqueiro	Paro et al., 2011
<i>Sebastiania brasiliensis</i>	leiteirinho	Link et al., 1984
Lauraceae		
<i>Nectandra megapotamica</i>	canela-preta	Link et al., 1984
<i>Persea americana</i>	abacateiro	Silva et al., 1968
Fabaceae		
<i>Acacia aroma</i>		Silva et al., 1968
<i>A. decurrens</i>	acácia-negra	Buck, 1957
<i>A. longifolia</i>	acácia-de-espigas	Link et al., 1984
<i>A. mangium</i>	acácia-mangium	Coutinho, 1997
<i>A. mearnsii</i>	acácia-negra	Silva et al., 1968
<i>A. trinervia</i>		Silva et al., 1968
<i>Albizia guachapele</i>		Paula et al., 2017
<i>A. lebeck</i>	albizia	Wendt et al., 1998
<i>A. polycephala</i>	monzê	Paro et al., 2011
<i>A. saman</i>	árvore-da-chuva	Sobrinho et al., 1998
<i>Anadenanthera peregrina</i>	angico	Peres Filho et al., 1992
<i>A. peregrina</i> var. <i>falcata</i>	angico-do-cerrado	Peres Filho et al., 1992
<i>Apuleia molaris</i>		Peres Filho et al., 1992
<i>Bauhinia microstachya</i>		Link et al., 1984
<i>B. forficata</i> subsp. <i>Pruinosa</i>	pata-de-vaca	Link et al., 1984
<i>B. variegata</i>	pata-de-vaca	Peres Filho et al., 1992
<i>Calliandra tweedii</i>	caliandra	Link et al., 1984
<i>C. brevipes</i>	esponja, esponjinha	Link et al., 1984
<i>Cassia fistula</i>	cássia-imperial	Wendt et al., 1998
<i>Chamaecrista plumosa</i>		Peres Filho et al., 1992
<i>Clitoria fairchildiana</i>	sombreiro	Wendt et al., 1998
<i>Delonix regia</i>	flamboyant	Silva et al., 1968
<i>Enterolobium contortisiliquum</i>	tamboril, orelha-de-macaco	Link et al., 1968
<i>Erythrina crista-galli</i>	corticeira	Link et al., 1968
<i>Falcataria moluccana</i>	acácia-asiática	Silva et al., 1968
<i>Inga affinis</i>	ingazeiro	Link et al., 1984
<i>I. edulis</i>	ingazeiro	Wendt et al., 1998
<i>I. marginata</i>	ingá-feijão	Paula et al., 2017
<i>I. uruguensis</i>	ingazeiro	Link et al., 1984
<i>Leucochloron incuriale</i>	angico-rajado	Paro et al., 2011

<i>Lonchocarpus guillemineanus</i>	embira, imbira	Link et al., 1984
<i>Mimosa bimucronata</i>	maricá	Link et al., 1984
<i>M. caesalpinifolia</i>	sabiá, sansão-do-campo	Coutinho et al., 1998
<i>M. pigra</i>		Link et al., 1984
<i>M. scabrella</i>	bracatinga	Silva et al., 1968
<i>Parapiptadenia rigida</i>	angico	Vidaurre et al., 2001
<i>Piptadenia gonoacantha</i>	pau-jacaré	Silva et al., 1968
<i>Peltophorum dubium</i>	canafístula	Souza et al., 2012
<i>Poecilanthe parviflora</i>	coração-de-negro	Silva et al., 1968
<i>Prosopis juliflora</i>	algarobeira	Azevedo et al., 1997
<i>Schizolobium parahyba</i>	guapuruvu	Silva et al., 1968
<i>Senegalia bonariensis</i>		Link et al., 1984
<i>S. polyphylla</i>	monjoleiro	Paro et al., 2011
<i>Senna multijuga</i>	pau-cigarra	Paro et al., 2011
<i>Tamarindus indica</i>	tamarindeiro	Silva et al., 1968
<i>Vachellia caven</i>	espinilho	Silva et al., 1968
<i>Wisteria sinensis</i>	wistéria-chinesa	Link et al., 1984
Flacourtiaceae		
<i>Casearia sylvestris</i>	guaçatonga	Link et al., 1984
Loranthaceae		
<i>Tripodanthus acutifolius</i>		Link et al., 1984
Meliaceae		
<i>Cedrela fissilis</i>	cedro	Silva et al., 1968
<i>Toona ciliata</i>	cedro-australiano	Cordeiro et al., 2005
<i>Trichilia claussenii</i>	catiguá-vermelho	Link et al., 1984
Myrtaceae		
<i>Myrciaria tenella</i>		Link et al., 1984
<i>Psidium guajava</i>	goiabeira	Paro et al., 2011
Moraceae		
<i>Ficus</i> sp.		Silva et al., 1968
Rhamnaceae		
<i>Hovenia dulcis</i>	uva-do-japão	Link et al., 1968
Rosaceae		
<i>Prunus cerasifera</i>	ameixoeira-de-jardim	Link et al., 1984
<i>P. persica</i>	pessegueiro	Silva et al., 1968
<i>Pyrus communis</i>	pereira	Silva et al., 1968
<i>Rosa</i> sp.	roseira	Silva et al., 1968
Tiliaceae		
<i>Luehea grandiflora</i>	açoita-cavalo	Silva et al., 1968
<i>L. divaricata</i>	açoita-cavalo-miúdo	Link et al., 1984

MANEJO

Controle legislativo

A Portaria nº 154/2011, da Secretaria de Agricultura, Pecuária e Agronegócio do Estado do Rio Grande do Sul, institui normas e medidas fitossanitárias para o controle do serrador em acácia-negra. Esta portaria aborda sobre o uso do fogo em restos culturais em plantios de acácia-negra como medida sanitária contra *Oncideres* spp.. Diferentemente da Lei Estadual nº 9482 de 1991 e do Decreto nº 48304 de 2011, essa portaria engloba todas espécies do gênero que atacam os plantios de acácia-negra.

Controle físico

A medida de controle mais adotada para o controle do serrador é o recolhimento e queima dos galhos roletados, logo após o final do surto dos adultos nos plantios (Girardi-Deiro et al., 2008). Essa é uma medida preventiva, que busca reduzir a densidade populacional no próximo surto. Por isso, essa técnica tem baixa efetividade em áreas infestadas com a praga e possui alto custo.

Controle biológico

Vários outros insetos coabitam os galhos roletados por *O. saga* (Cordeiro et al., 2010; Lemes et al., 2015). Besouros das famílias Cantharidae, Cleridae, Cucujidae, Elateridae e Trogossitidae são potenciais predadores das larvas de *O. saga* dentro dos galhos. Larvas de Cerambycidae que coabitam os galhos roletados podem competir com as de *O. saga* por alimento e espaço, principalmente quando estão em alta densidade (Lemes et al., 2015).

A coleta e queima dos galhos, uma das poucas técnicas de controle dessa espécie, é capaz de impactar as populações de organismos benéficos que podem ser potenciais predadores, parasitoides e competidores de *O. saga*, ou outras espécies que dependem dos galhos para se desenvolver (Lemes et al., 2015).

REFERÊNCIAS

AZEVEDO, A.W.N.; COUTINHO, A.B.; COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G.. Ocorrência de *Oncideres saga* Dalman, 1823 (Coleoptera, Cerambycidae) em *Prosopis juliflora* (SW) D.C.

Floresta e Ambiente, v. 4, p. 9-12, 1997.

BUCK, P.. Insetos criados em galhos cortados. Iheringia. Porto Alegre, n. 4, p. 4-7, 1957.

CORDEIRO, G.; ANJOS, N.; DE NADAI, J.; FERNANDES, L.C.. Ocorrência de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Col.: Cerambycidae) em plantações de *Toona ciliata* (Meliaceae) em Minas Gerais. In: Anais do II Seminário de Atualidades de Proteção Florestal, Blumenau, 2005.

CORDEIRO, G.. Aspectos biológicos de *Oncideres saga* (Dalman) (Coleoptera: Cerambycidae) e efeitos de seus danos em *Acacia mangium* Willd. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 96 pp., 2008.

CORDEIRO, G.; ANJOS, N.; CARVALHO, A. G.. Entomofauna associada a galhos de *Acacia mangium* Willd. roletados por *Oncideres saga* (Dalman) (Coleoptera: Cerambycidae). EntomoBrasilis, v. 3, n. 1, p. 22-24, 2010.

CORDEIRO, G.; ANJOS, N.; SILVA, C.R.; LEMES, P.G.. Morfometria externa na diferenciação sexual de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera: Cerambycidae). Revista Brasileira de Zociências, v. 13, n. 1-3, p. 111-115, 2011.

COUTINHO, C.L.. *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera: Cerambycidae) em arborização com *Albizzia lebeck* Benth. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 140 pp., 1997.

COUTINHO, A.B.; SCALISE, M.; SILVA JUNIOR, C.R.; COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G.. Ocorrência e danos de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Col., Cerambycida) em *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. In: Anais do XVII Congresso Brasileiro de Entomologia, Rio de Janeiro, 1998.

FONSECA, J.P.. Observações sobre a biologia do *Oncideres aegrota* Thoms. (Coleoptera: Cerambycidae). Revista de Entomologia, v. 1, n. 1, p. 37-41, 1931.

GIRARDI-DEIRO, A.M.; RODRIGUES, C.A.G.; LEMOS, E.; CAON, J.E.M.A.; WITECK NETO, L.. Produção de mudas, controle das principais pragas e herborização de essências florestais nativas e exóticas no sul do Estado do Rio Grande do Sul. Embrapa Monitoramento por Satélite, Documento 70, 35 pp., 2008.

LEMES, P.G.; CORDEIRO, G.; JORGE, I.R.; ANJOS, N.; ZANUNCIO, J.C.. Cerambycidae and other Coleoptera associated with branches girdled by *Oncideres saga* Dalman (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini). The Coleopterists Bulletin, v. 69, n. 1, p. 159-166, 2015.

LIMA, A.C.. Insetos do Brasil: Coleopteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1955.

LINK, D.; COSTA, E.C.; ALVAREZ FILHO, A.; CARVALHO, S.; TARRAGÓ, M.F.S.. Serrador: levantamento das espécies, épocas de ocorrência e especificidade hospedeira (Coleoptera, Cerambycidae). 2. *Oncideres* spp. e plantas hospedeiras. In: Anais do V Congresso Florestal Estadual, Nova Prata, 1984.

LINK, D.; COSTA, E.C.. Frequência de corte e diâmetro de galhos cortados por duas espécies de *Oncideres* (Coleoptera, Cerambycidae) em bosque de angico e eucalipto, em Santa Maria-RS. Revista Centro de Ciências Rurais, v. 18, n. 2, p. 119-124, 1988.

LINK, D.; COSTA, E.C.; THUM, A.B.. Bionomia comparada dos serradores, *Oncideres saga* (Dalman, 1823) e *Oncideres dejeani* (Thomson, 1868) (Coleoptera: Cerambycidae) em *Parapiptadenia rigida*. Ciência Florestal, v. 1, n. 4, p. 137-144, 1994.

MAGISTRALI, I.C.; COSTA, E.C.; GARLET, J.; BOSCARDIN, J.; MACHADO, L.M.. Danos de *Oncideres saga* em plantios de *Acacia mearnsii* no Rio Grande do Sul, Brasil. Pesquisa Florestal Brasileira, v. 33, n. 76, p. 459-462, 2013.

MARINONI, R.C.; SILVA, I.. Sobre o desenvolvimento ontogenético de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera, Cerambycidae). Revista Brasileira de Entomologia, v.17, n. 1, p. 1-8, 1973.

MONNÉ, M.A.. Catalogue on the neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant. Part IV: subfamily Lamiinae, tribes Batocerini to Xenofreini. Publicações Avulsas do Museu Nacional, v. 94, p. 1-92, 2002.

- PARO, C.M.; ARAB, A.L.; VASCONCELLOS-NETO, J.. The host-plant range of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of the Atlantic rainforest in southeastern Brazil. *Journal of Natural History*, v. 45, n. 27-28, p. 1649-1665, 2011.
- PARO, C.M.; ARAB, A.; VASCONCELLOS-NETO, J.. Population dynamics, seasonality and sex ratio of twig-girdling beetles (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini) of an Atlantic rain forest in south-eastern Brazil. *Journal of Natural History*, v. 46, n. 19-20, p. 1249-1261, 2012.
- PAULA, H.L.D.; JUNQUEIRA, A.A.; MACIEL, N.S.R.; CARVALHO, A.G.. Monitoramento de *Oncideres saga* em fragmento de Mata Atlântica no município de Seropédica-RJ. In: *Anais do I Semana de Aperfeiçoamento em Engenharia Florestal – SEAFLORE*, Curitiba, 2017.
- PERES FILHO, O.; DORVAL, A.; BERTI FILHO, E.. Ocorrência de *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera, Cerambycidae) em espécies florestais em Cuiabá-MT. *Revista de Agricultura*, v. 67, n. 1, p. 77-79, 1992.
- SANTOS, R.A.O.; BERTIN, V.M.; CARVALHO, A.G.. Avaliação de danos em *Pseudosamanea guachapele* (Kunth) Harms (Fabaceae: Mimosoideae) realizados por *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera: Cerambycidae) em fragmento florestal em Seropédica, RJ. In: *Anais do XXIV Congresso Brasileiro de Entomologia*, Curitiba, 2012.
- SOBRINHO, M.A.; COUTINHO, C.L.; CARVALHO, A.G.. Diâmetro, comprimento e incidência de posturas em ramos de *Albizia lebeck* e *Samanea saman* cortados por *Oncideres saga* (Dalman, 1823) (Coleoptera, Cerambycidae). In: *Anais do XVII Congresso Brasileiro de Entomologia*, Rio de Janeiro, 1998.
- SOUZA, G.K.; PIKART, T.G.; PIKART, F.C.; ZANUNCIO, J.C.. Registro de *Oncideres saga* (Coleoptera: Cerambycidae) em *Peltophorum dubium* (Leguminosae) no município de Trombudo Central, Santa Catarina, Brasil. *Entomobrasiliis*, v. 5, n. 1, p. 75-77, 2012.
- VIDAURRE, G.B.; SILVA, A.N.; JORGE, A.C.; LUNZ, A.M.; CARVALHO, A.G.. Danos em cinco leguminosas arbóreas causados por *Oncideres saga* Dalman, 1823 (Coleoptera: Cerambycidae). In: *Anais do IX Encontro Nacional de Arborização Urbana*, Brasília, 2001.
- WENDT, J.G.N.; SILVA, E.M.R.; CARVALHO, A.G.. Ocorrência e avaliação de danos de *Oncideres saga* Dalman, 1823 (Coleoptera, Cerambycidae) em *Acacia mangium* Willd. In: *Anais do XVII Congresso Brasileiro de Entomologia*, Rio de Janeiro, 1998.

15.8 Ácaros

15.8.1 Ácaros em eucaliptos

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹ & CARLOS HOLGER WENZEL FLECHTMANN²

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, São Paulo, chwflech@esalq.usp.br

Os ácaros são artrópodes da classe Arachnida, sub-classe Acari, que habitam quase todos os ambientes terrestres e aquáticos. Podem ser de vida livre ou parasitas, alimentando-se de animais, vegetais, fungos, musgos, alimentos e fibras armazenados, restos animais e vegetais, excrementos e até mesmo de outros ácaros.

Quando fitófagos, podem se alimentar tanto na parte aérea quanto na subterrânea, tornando-se pragas e causando perdas significativas em diversas culturas. Podem ser polípagos, utilizando como hospedeiros diversas espécies de plantas, ou específicos, como a maioria dos ácaros da família Eriophyidae.

Dentre os sintomas de danos causados por ácaros em eucalipto, vários efeitos nos tecidos da folha são conhecidos, como: aumento da espessura epidérmica global, rápida perda de cloroplastos das células mesófilas abaixo dos locais de dano e perda da integridade do complexo estomático em tecidos danificados (Nahrung & Waugh, 2012). Essas alterações histológicas causadas pelos danos dos ácaros poderão impactar negativamente a eficiência fotossintética das espécies em plantios suscetíveis.

Além dos ácaros fitófagos associados ao eucalipto, é necessário enfatizar a importância dos ácaros predadores, principalmente da família Phytoseiidae. Os ácaros desta família encontram-se espalhados por todo o mundo e são eficientes predadores de ácaros fitófagos, principalmente da família Tetranychidae.

No Brasil, há poucas informações sobre a associação de ácaros às culturas florestais. A maioria das espécies de ácaros associados ao eucalipto foi observada na região de origem do mesmo ou em outros países (Tabelas 1 - 4).

Tabela 1. Ácaros da família Tetranychidae observados em eucalipto no mundo.

Espécie/Família	Hospedeiro	Local	Danos/relação com a planta	Referência
<i>Anatetranychus hapsis</i> (Davis, 1969)	<i>Eucalyptus melanophloia</i>	Queensland, Austrália	relação não citada	Bolland et al. (1998)
<i>Anatetranychus hapsis</i> (Davis, 1969) Boudreaux in Meyer, 1974, <i>Drepanonychus hapsis</i> Davis, 1969	<i>Eucalyptus melanophloia</i> F.Muell	Queensland, Austrália	relação não citada	Davis (1969), Meyer (1974)
<i>Eutetranychus africanus</i> (Tucker, 1962)	<i>Eucalyptus globulus</i>	Egito	relação não citada	Meyer (1987), Bolland et al. (1998)
<i>Eutetranychus orientalis</i> (Klein, 1926)	<i>Eucalyptus globulus</i>		relação não citada	Bolland et. al. (1998)
<i>Eutetranychus orientalis</i> (Klein)	<i>Eucalyptus globulus</i>	Egito	relação não citada	Meyer (1987)
<i>Oligonychus coffeae</i> (Nietner)	<i>Eucalyptus</i> sp., <i>Eucalyptus gomphocephala</i> <i>E. globulus</i> , <i>E. robusta</i>	Tamatave, Eutet, Egito, Madagascar, África do sul Nelspruit, Transvaal Natal,, África do Sul	relação não citada	Blommers e Gutierrez (1975), Miller (1966), Bolland et al. (1998)
<i>Oligonychus ilicis</i> (McGregor, 1917)	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> , <i>E. pellita</i> , <i>E. grandis</i> , <i>E. tereticornis</i> , <i>Eucalyptus</i> sp.	São Paulo, Brasil	Bronzeamento, queda de folhas	Bolland, et. al. (1998), Flechtmann (1983)
<i>Oligonychus mangiferus</i> (Rahman and Sapro, 1940)	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>		relação não citada	Bolland et al. (1998)
<i>Oligonychus platani</i> (McGregor, 1950)	<i>Eucalyptus</i> sp.		relação não citada	Bolland et. al. (1998)
<i>Oligonychus punicae</i> (Hirst, 1962)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Costa Rica, São Paulo, Brasil	relação não citada	Bolland et. al. (1998), Freitez Ruiz (1974), Flechtmann, e Baker (1970), Paschoal (1970)

<i>Oligonychus</i> sp.	<i>E. alba</i> , <i>E. saligna</i> <i>Eucalyptus</i> sp. <i>E. citriodora</i>	São Paulo, Brasil, Pizac, CUSCO, Peru Eutet - Egito	Não citada	Flechtmann e Vila (1968); Vila e Flechtmann (1970) Gonzalez e Flechtmann (1977), Paschoal; Reis, 1968
<i>Oligonychus ununguis</i> (Jacobi, 1905)	<i>Eucalyptus</i> sp, <i>E. urophylla</i> x <i>E. grandis</i>	Brasil, Rondônia	Bronzeamento e queda de folhas	Bolland et al. (1998), Castro et al, 2017
<i>Oligonychus vitis</i> Zaher and Shehata, 1965	<i>Eucalyptus</i> sp.		relação não citada	Bolland et al. (1998)
<i>Oligonychus yothersi</i> (McGregor)	<i>Eucalyptus</i> sp. <i>Eucalyptus grandis</i> <i>Eucalyptus urophylla</i>	Costa Rica, Colômbia, Brasil	Encarquilhamento, bronzeamento, queda das folhas e morte das plantas	Bolland et al. (1998), Freitez Ruiz (1974), Urueta (1975); Pereira et al. (2005), Pinto et al. (2012)
<i>Synonychus eucalypti</i> Miller, 1966	<i>Eucalyptus ovata</i> Labill	Tasmânia	relação não citada	Miller (1966)
<i>Tetranychus desertorum</i> Banks, 1900	<i>Eucalyptus</i> sp.		relação não citada	Bolland et al. (1998)
<i>Tetranychus urticae</i> Koch, 1836	<i>Eucalyptus grandis</i>	Piracicaba, SP, Brasil	relação não citada	Bolland et al. (1998), Flechtmann (1983)

Tabela 2. Ácaros da família Eriophyidae observados em eucalipto no mundo.

Espécie/Família	Hospedeiro	Local	Danos/relação com a planta	Referência
<i>Acadicrus</i> (?) <i>eucalypti</i> (Gurney, 1924)	<i>Eucalyptus stricta</i>	Austrália	envassouramento, superbrotamento	Gurney (1924)
<i>Acadicrus bifurcatus</i> Keifer, 1965	<i>Eucalyptus obliqua</i>	Victoria, Austrália	envassouramento, superbrotamento das gemas	Keifer (1965)
<i>Acadicrus mergiferus</i> Keifer, 1965	<i>Eucalyptus viminalis</i>	Austrália	envassouramento ou superbrotamento	Keifer (1965)

<i>Acalox ptychocarpi</i> Keifer, 1975	<i>E. ptychocarpa</i> <i>Corymbia citriodora</i>	Austrália	“ambulantes”, bronzamento nas folhas	Keifer (1975) Nahrung & Waugh (2012)
<i>Diptilomiopus eucalypti</i> (Boczek, 1991) in: Chandrapatya and Boczek, 1991 <i>Vilala eucalypti</i> Boczek, 1991	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Tailândia	“ambulante” na face inferior das folhas	Chandrapatya e Boczek (1991a)
<i>Phyllocoptes cacolyptae</i> Valenzano, Martini, Simoni et de Lillo, 2016	<i>Eucalyptus pulverulenta</i> , <i>Eucalyptus cinerea</i> e <i>Eucalyptus ovata</i>	Itália	Morte e deformação de brotos apicais, perda em qualidade e quantidade de ramos para corte.	Valenzano et al. (2016)
<i>Rhombacus chatelaini</i> Manson, 1984	<i>Eucalyptus cypellocarpa</i>	Nova Zelândia	“ambulante”	Manson (1984)
<i>Rhombacus eucalypti</i> Ghosh and Chakrabarti, 1987	<i>Eucalyptus globulus</i> <i>E. tereticornis</i> <i>E. camaldulensis</i> <i>E. grandis</i> e híbridos de <i>E. Urophylla</i> x <i>E. grandis</i>	Índia, Brasil (PR, SP), Portugal Paraguai, Argentina Chile.	“ambulante” face inferior das folhas, encarquilhamento e queda de folhas	Ghosh e Chakrabarti (1987), Flechtmann e Santana (2001), Ferreira et al. (2006), Benitez Diaz et al., (2014), Quintana et al. (2014 a e b), Trincado (2017).
<i>Rhombacus eucalyptifoliae</i> (Boczek, 1991) new name in: Boczek and Petanovic, 1995; <i>Rhombacus eucalypti</i> Boczek, 1991 (in Chandrapatya and Boczek, 1991)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Tailândia	“ambulantes”	Chandrapatya e Boczek (1991b), Boczek e Petanovic (1995)
<i>Rhombacus morrissi</i> Keifer, 1965	<i>Eucalyptus viminalis</i> <i>Eucalyptus tereticornis</i>	Austrália Índia	envassouramento ou superbrotamento, junto com, <i>Acadicrus viminalis</i> Keifer, 1965	Keifer (1965), Mohanasundaram (1991)

Tabela 3. Ácaros da família Tenuipalpidae observados em eucalipto no mundo.

Espécie/Família	Hospedeiro	Local	Danos/relação com a planta	Referência
<i>Brevipalpus phoenicis</i> (Geijskes, 1939)	<i>Eucalyptus deglupta</i>	Nova Guiné		Collyer, 1973)
<i>Mcfarlaniella queenslandica</i> (Womersley, 1942) Espécie originalmente descrita no gênero <i>Raoiella</i> .	<i>Eucalyptus micrantha</i>	Austrália		Womersley (1942), Baker e Pritchard (1962)
<i>Raoiella queenslandica</i> Womersley	<i>E. micracantha</i>	Redland Bay, Queensland, Austrália	Não citada	Womersley (1942), Pritchard e Baker (1958)
<i>Raoiella australica</i> Womersley, 1940	<i>Eucalyptus</i> sp. <i>Eucalyptus andrewsiana</i> <i>Eucalyptus tereticornis</i>	Austrália		Womersley (1940)
<i>Tenuipalpus toowongi</i> Smiley and Gerson, 1995	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália		Smiley e Gerson (1995)

Tabela 4. Ácaros da família Phytoseiidae observados em eucalipto no mundo.

Espécie/Família	Hospedeiro	Local	Referência
PHYTOSEIIDAE	<i>Eucalyptus alba</i>	SP Brasil	Denmark e Muma (1973)
<i>Amblydromella commenticia</i> (Livshitz and Kuznetsov, 1972)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Índia	Gupta (1978a)
<i>Amblydromella machaon</i> (Wainstein, 1977)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	Schicha (1987)
<i>Amblyseius coffeae</i> DeLeon, 1961	<i>Eucalyptus saligna</i>	Bahia, Brasil	Denmark e Muma (1973)
<i>Amblyseius</i> (<i>Euseius</i>) <i>eucalypti</i> Ghai and Menon	<i>Eucalyptus</i>	Índia	Ghaie Menon (1967), Mandape; Shukla, 2017
<i>Amblyseius</i> (<i>Typhlodromalus</i>) <i>eucalypticus</i> (Gupta)	<i>Eucalyptus</i>	Índia	Ghai e Menon (1967), Mandape; Shukla, 2017
<i>Amblyseius guntheri</i> McMurtry and Schicha, 1987	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	McMurtry e Schicha (1987)
<i>Amblyseius herbicolus</i> (Chant, 1959)	<i>Eucalyptus torreliana</i>	Papua Nova Guiné	McMurtry e Moraes (1985)
<i>Amblyseius largoensis</i> (Muma, 1955)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Índia	Gupta (1977)
<i>Amblyseius spiculatus</i> Denmark and Muma, 1973	<i>Eucalyptus alba</i>	São Paulo, Brasil	Denmark e Muma (1973)
<i>Australiseiulus goondi</i> Beard, 1999	<i>Eucalyptus populnea</i>	Austrália	Beard (1999)
<i>Australiseiulus poplar</i> Beard, 1999	<i>Eucalyptus populnea</i>	Austrália	Beard (1999)
<i>Euseius haramotoi</i> (Prasad, 1968)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Havaí	Prasad (1968)
<i>Euseius mediocris</i> Chaudhri et al., 1979	<i>Eucalyptus</i> sp.	Paquistão	Chaudhri et al.(1979)
<i>Euseius ovalis</i> (Evans, 1953)	<i>Eucalyptus deglupta</i> <i>Eucalyptus torreliana</i>	Papua Nova Guiné	Collyer (1980), McMurtry e Moraes (1985)
<i>Galendromus helveolus</i> (Chant, 1959)	<i>Eucalyptus</i> sp.	El Salvador	Denmark e Andrews (1981)
<i>Neoseiulella steeli</i> (Schicha and McMurtry, 1986)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	Schichae McMurtry (1986)
<i>Neoseiulus buxus</i> Beard, 2001	<i>Eucalyptus populnea</i>	Austrália	Beard (2001)

<i>Neoseiulus harveyi</i> (McMurtry and Schicha, 1987)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Australia	McMurtry e Schicha (1987)
<i>Neosiulus cucumeris</i> (Oudemans, 1930)	<i>Eucalyptus</i> sp.	EUA	McGregor (1956)
<i>Olpiseius noncollyerae</i> (Schicha, 1987)	<i>Eucalyptus blakelyi</i>	Austrália	Schicha (1987)
<i>Olpiseius perthae</i> (McMurtry and Schicha, 1987)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	McMurtry e Schicha (1987)
<i>Orientiseius rickeri</i> (Chant, 1960)	<i>Eucalyptus robusta</i> Índia	India	Gupta (1978a)
<i>Paraphytoseius bhadrakaliensis</i> (Gupta, 1969)	<i>Eucalyptus</i> sp.	India	Gupta (1979)
<i>Pholaseius colliculatus</i> Beard, 2001	<i>Eucalyptus populnea</i>	Austrália	Beard (2001)
<i>Phytoseiulus macropilis</i> (Banks, 1904)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Havaí	Garrett e Haramoto (1967)
<i>Typhlodromalus eucalypticus</i> Gupta, 1978	<i>Eucalyptus</i> sp.	India	Gupta (1978b)
<i>Typhlodromalus neomarkwelli</i> (Schicha, 1980)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	Schicha (1980)
<i>Typhlodromips dentilis</i> (DeLeon, 1959)	<i>Eucalyptus</i> sp.	El Salvador	Denmark e Andrews (1981)
<i>Typhlodromips eucalypterus</i> (Prasad, 1968).	<i>Eucalyptus</i> sp.	Havaí	Prasad (1968)
<i>Typhlodromips heidrunae</i> (McMurtry and Schicha, 1987)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	McMurtry e Schicha (1987)
<i>Typhlodromips neomarkwelli</i> (Schicha, 1980)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	Schicha (1980)
<i>Typhlodromips swirskii</i> (Athias-Henriot, 1962)	<i>Eucalyptus</i> sp.	Israel	Amitai e Swirski (1978)
<i>Typhlodromus elisae</i> Schicha and McMurtry, 1986	<i>Eucalyptus</i> sp.	Austrália	Schicha e McMurtry (1986)

Os ácaros fitófagos registrados em eucaliptos no Brasil são das famílias Eriophyidae, *Rhombacus eucalypti* (Flechtmann & Santana, 2001) e Tetranychidae, *Oligonychus* sp. (Flechtmann, 1989; Santana et al., 2005; Queiroz & Flechtmann, 2011), *O. punicae* (Flechtmann & Baker, 1970), *O. ilicis*, *Tetranychus*

urticae (Flechtmann, 1983), *O. yothersi* (Pereira et al., 2005). Além das espécies fitófagas, as espécies de ácaros predadores *Amblyseius coffeae* DeLeon, 1961 e *A. spiculatus* Denmark & Muma, 1973, da família Phytoseiidae foram observadas em eucaliptos. Trinta e três espécies da família Phytoseiidae já foram observadas em eucalipto no mundo todo (Tabela 4).

***Rhombacus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti, 1987 (Acari: Eriophyidae)**

Rhombacus eucalypti (Figura 1) é um ácaro da família Eriophyidae, descrito inicialmente de exemplares coletados em *Eucalyptus* sp. na Índia e muito semelhante a *Rhombacus eucalyptifoliae* observado na Tailândia. Foi observado em Portugal em 2005, causando necrose e bronzeamento de folhas de *E. globulus*, com populações altas de julho a outubro (Ferreira et al., 2006). Também foi coletado em *E. camaldulensis* de abril a outubro de 2012, em diversas localidades do Paraguai (Benitez Diaz et al., 2014). No Brasil, foi observado em *E. camaldulensis*, *E. grandis*, *E. tereticornis* e híbridos de *E. urophylla* x *E. grandis* (Flechtmann & Santana, 2001).



Figura 1. Adultos de *Rhombacus eucalypti* (Acari: Eriophyidae) em *Eucalyptus camaldulensis* em casa de vegetação, Colombo, Paraná. Tamanho: Aprox. 140 micrômetros de comprimento.

Este ácaro é de vida livre (ambulante) sendo observado em ambos os lados das folhas, mas principalmente na superfície inferior e nos pecíolos. Em *E. camaldulensis* e *E. tereticornis* foram observados deformação, encarquilhamento e queda de folhas (Figura 2), com visível redução da área foliar. Em *E. grandis* e híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla* foi observada alta infestação de *R. eucalypti*, porém sem danos visíveis (Flechtmann & Santana, 2001).



Figura 2. Danos de *Rhombaculus eucalypti* (Acari: Eriophyidae) em *Eucalyptus camaldulensis* em casa de vegetação. Colombo, Paraná.

Os ácaros da família Eriophyidae geralmente são monófagos, ou seja, especialistas em apenas um ou poucos hospedeiros. No caso de *R. eucalypti*, só foram observados hospedeiros do gênero *Eucalyptus*. Apesar deste ácaro não ter sido observado na região de origem do eucalipto, é provável que tenha a mesma origem. Esta é a única espécie de ácaro da família Eriophyidae reportada para o eucalipto na América do Sul.

***Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917) (Acari: Tetranychidae)**

Oligonychus ilicis, conhecido como ácaro-vermelho-do-cafeeiro, apresenta coloração geral escura, com o terço anterior do corpo amarelo-alaranjado. Seus ovos são alaranjados escuros. Normalmente se desenvolve na parte superior da folha e ataca diversas culturas, sendo considerado uma praga importante do cafeeiro (Flechtmann, 1989).

Uma infestação severa deste ácaro foi observada em *E. grandis*, em casa-de-vegetação, em Piracicaba, São Paulo (Flechtmann, 1983). As folhas infestadas apresentavam intenso bronzeamento e caíam prematuramente, comprometendo o desenvolvimento das plantas. Este ácaro também pode infestar *E. camaldulensis*, *E. pellita* e *E. tereticornis*.

***Oligonychus punicae* (Hirst, 1926) (Acari: Tetranychidae)**

É uma espécie polífaga que se alimenta de cucurbitáceas, cafeeiro, eucalipto, mangueira, dentre outros (Valverde, 2007). Encontra-se distribuída pela Austrália, Brasil, Chile, China, Colômbia, Costa Rica, Cuba, Egito, El Salvador, EUA, França, Guatemala, Honduras, Índia, México, Nicarágua, Panamá, Venezuela (Feres et al., 2005), Ásia, África e Europa (Halliday, 2000). Este ácaro foi observado no Brasil em uma espécie de planta nativa (*Olyra* sp.), em São José do Rio Preto, São Paulo (Feres et al., 2005). Apesar de ser considerada praga e ter sido constatada em eucalipto, não há descrição de seus danos nesta planta.

***Oligonychus yothersi* (McGregor, 1914) (Acari: Tetranychidae)**

Oligonychus yothersi (Figura 3-A) é uma espécie polífaga que utiliza como hospedeiros diversas espécies agrícolas, florestais, frutíferas e ornamentais, com ocorrência em quase toda a América, desde os Estados Unidos até a Argentina (Flechtmann, 1979). Dentre as plantas cultivadas, de importância econômica que podem ser prejudicadas por estes ácaros, podem ser citadas: chá, manga, roseiras (Flechtmann, 1979), café (Orozco, et al., 1990), erva mate (Santana et al., 1999, 2002, 2005; Gouveia et al 2004; Alves et al., 2007), abacate (Paschoal & Reis, 1968; León, O. 2003; Reyes-Bello et al., 2011), plátano (Flechtmann & Vila, 1968; Flechtmann and Baker, 1970) e eucalipto (Flechtmann, 1983; Pereira et al., 2005). Estes ácaros formam grandes colônias na face superior das folhas mais velhas, ao longo das nervuras principais, deixando as folhas com aspecto prateado ou bronzeado. Embora tenham apenas 150 micrômetros de comprimento, são facilmente visíveis nas folhas, pelo formato globoso, coloração vermelha e pela grande quantidade de teias que tecem, nas quais se acumulam sujeiras (Flechtmann, 1989).



Figura 3. *Oligonychus yothersi* (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* em casa-de-vegetação (A), ovo e fêmea à esquerda, macho, à direita e teias; e danos causados nas folhas (B-C), Colombo, Paraná.

Um surto deste ácaro foi observado em mudas clonais de *E. grandis* em casa-de-vegetação, em Martinho Campos, Minas Gerais (Pereira et al., 2005). Esses ácaros infestam a parte superior das folhas do eucalipto, causando bronzeamento (Figura 3-B) que começa pela nervura e se espalha pela folha. Também causa encarquilhamento e queda de folhas.

***Tetranychus urticae* Koch, 1836 (Acari: Tetranychidae)**

Ataca diversas plantas cultivadas, tais como: algodão, berinjela, erva-mate, maçã, mamão, mamona, morango, pessegueiro, pimentão, soja, tomate, diversas plantas ornamentais e quiro (*Paulownia fortunei*) (Flechtmann, 1989). Pequenas colônias deste ácaro foram observadas na face inferior de folhas novas de *E. grandis*, sem causar danos aparentes (Flechtmann, 1983).

MANEJO

Vários produtos acaricidas de diversas classes estão registrados para o controle de ácaros em diferentes cultivos no Brasil, mas nenhum produto está registrado para uso em eucaliptos (AGROFIT, 2017). O uso prolongado dos acaricidas leva à população dos ácaros desenvolverem resistência aos referidos. Assim, recomenda-se que o uso de produtos acaricidas químicos deve ser alternado, com dois ou mais produtos, com diferentes modo de ação ao longo do tempo (Mariconi, 1989).

Oligonychus ilicis desenvolve-se na face superior das folhas, e, assim, recomenda para sua eliminação que as plantas sejam regadas, molhando bem a folhagem, procurando assim lavar os ácaros das folhas (Flechtmann, 1983). A remoção das mudas de cafeeiros na proximidade também é recomendada, pois esse é um hospedeiro desse ácaro. Mudas de eucaliptos e de cafeeiros não devem ser mantidas no mesmo ambiente.

O balanço nutricional das plantas pode favorecer ou inibir as populações de ácaros. A administração de potássio pode inibir o desenvolvimento de *O. ilicis* (Flechtmann, 1983). Por outro lado, *O. ununguis* é favorecido pela aplicação de NPK e NP.

Grandes populações do ácaro-vermelho-do-cafeeiro, *O. ilicis*, podem-se desenvolver sobre mudas de *E. grandis*, mantidas em viveiros e comprometer seriamente o seu desenvolvimento. A infestação do ácaro-vermelho-do-cafeeiro em mudas de *E. grandis*, pode ser reduzida deixando a chuva incidir diretamente sobre as plantas ou, ao regá-las, dirigindo o jato d'água diretamente sobre a folhagem.

REFERÊNCIAS

- ALVES, L. F. A.; ROHDE, C.; BRESSAN, D.F.; VENDRAMIM, J. D. Não-preferência do ácaro-vermelho, *Oligonychus yothersi* McGregor (Acari: Tetranychidae), para oviposição em folhas de progênies de erva-mate (*Ilex paraguariensis*). Semina: Ciências Agrárias, Londrina, v. 28, n. 2, p. 179-186, abr./jun. 2007
- AMITAI, S.; SWIRSKI, E. A new genus and new records of phytoseiid mites (Mesostigmata: Phytoseiidae) from Israel. Isr. J. Entomol. v. 12, p. 123-143. 1978.
- BAKER, E. W.; PRITCHARD, A. E. Macfarlaniella, a new genus of false spider mites (Acarina: Tenuipalpidae). Fieldiana Zoology, Chicago, n. 44, v. 15, p. 123-125, 1962.
- BEARD, J. J. A review of Australian *Neoseiulus* Hughes and *Typhlodromips* DeLeon (Acari: Phytoseiidae: Amblyseiniinae). Invertebrate Taxonomy, East Melbourne, n. 15, p. 73-158, 2001.
- BEARD, J. J. A revision of the Australian mite genus *Australiseius* Muma (Acarina: Phytoseiidae). Invertebrate Taxonomy, East Melbourne, n. 13, p. 351-368. 1999.
- BENITEZ DIAZ, E. A.; COSTA V. A.; MORAES G. J. DE; GODZIEWSKY, D. First record of *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) and *Rhombacus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti (Acari: Eriophyidae) from Paraguay. Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Parag. v. 18, n° 1, p. 129-132. 2014.
- BLOMMERS, L.; GUTIERREZ, J. Les tétranyques vivant sur les agrumes et avocatiers dans la région de Tamatave (Madagascar) et quelques-uns de leurs prédateurs. Fruits, Paris, v. 30, n. 3, p. 191-200, 1975.
- BOCZEK, J.; PETANOVIC, R. Studies on Eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea). XVI. Bulletin of the Polish Academy of Sciences, Biological Sciences, v. 43, n. 1, p. 69-75, 1995.
- BOLLAND, H. R.; GUTIERREZ, J.; FLECHTMANN, C. H. W. World catalogue of the spider mite family (Acari: Tetranychidae). Boston: Brill, 1998. 392 p.
- CASTRO, E.B.; ZANARDI, O.C.; GARLET, J.; OCHOA, R.; FERES, R.J.F. Notes on the Occurrence of *Oligonychus milleri* (McGregor) and *Oligonychus ununguis* (Jacobi) (Acari: Tetranychidae) in Brazil. Neotropical Entomology 2017 Aug 24. doi: 10.1007/s13744-017-0551-x.
- CHANDRAPATYA, A.; BOCZEK, J. Studies on Eriophyid mites (Acari: Eriophyoidea). V. Bulletin of the Polish Academy of Sciences, Biological Sciences, n. 39, v. 4, p. 435-443, 1991a.
- CHANDRAPATYA, A.; BOCZEK, J. Studies on Eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea). VIII. Bulletin of the Polish Academy of Sciences, Biological Sciences, v. 39, n. 4, p. 445-452, 1991b.
- CHAUDHRI, W. M.; AKBAR, S.; RASOOL, D. A. Studies on the predatory leaf inhabiting mites of Pakistan. Faisalabad, Pakistan: University of Agriculture, 1979, 243 p.
- COLLYER, E. Phytoseiidae (Acari) from the Pacific Islands: note. New Zealand Entomologist, Nelson, n. 7, n. 2, p. 138-139, 1980.
- COLLYER, E., Records of *Brevipalpus* (Acari: Tenuipalpidae) from New Zealand and Pacific

- Areas. New Zealand Journal of Science, v.16, p. 303-304. 1973.
- DAVIS, J. J. Studies of Queensland Tetranychidae (Acarina: Prostigmata). 6: a new genus and five new species of spider mites from native plants. Memoirs of the Queensland Museum, Brisbane, n. 15, v. 3, p. 165-183, 1969.
- DEMITE, P.R., MCMURTRY, J.A. & MORAES, G.J. Phytoseiidae Database: a website for taxonomic and distributional information on phytoseiid mites (Acari). Zootaxa, 3795 (5): 571–577. 2014.
- DEMITE, P.R.; MORAES, G.J. DE; MCMURTRY, J.A.; DENMARK, H.A.; CASTILHO, R. C. (2017) Phytoseiidae Database. Available from: www.lea.esalq.usp.br/phytoseiidae (accessed 03/10/2017).
- DENMARK, H. A.; ANDREWS, M. K. L. Plant associated Phytoseiidae of El Salvador, Central America (Acarina: Mesostigmata). Fla. Entomol. v. 64, n. 1, p. 147-158. 1981.
- DENMARK, H. A.; MUMA, M. H. Phytoseiid mites of Brazil. (Acarina, Phytoseiidae). Revista Brasileira de Biologia, Rio de Janeiro, RJ, v. 33, n. 2, p. 235-276, 1973.
- FERREIRA, M. A.; MANTA, C.; VALENTE, C. Primeiro registo de um ácaro eriofídeo do eucalipto em Portugal, *Rhombaculus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). Agronomia Lusitana, Oeiras, v. 51, n. 3, p. 227-229, 2006.
- FERES, R. J. F.; LOFEGO, A. C.; OLIVEIRA, A. R. Ácaros Plantícolas (Acari) da “Estação Ecológica do Noroeste Paulista”, Estado de São Paulo, Brasil. Biota Neotropica [online], v. 5, n. 1, p. 43-56, 2005. Disponível em: <<http://www.biotaneotropica.org.br/v5n1/pt/abstract?article+BN00405012005>>. Acesso em: 03 mar. 2009.
- FLECHTMANN, C. A. H. Dois ácaros novos para o eucalipto, com uma lista daqueles já assinalados para esta planta. IPEF, Piracicaba, SP, n. 23, v. 1, p. 43-46, 1983.
- FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros de importância agrícola. 6. ed. São Paulo: Nobel, 1989. 189 p.
- FLECHTMANN, C. H. W.; BAKER, E. W. A preliminary report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. Annals of the Entomological Society of America, Columbus, v. 63, n. 1, p. 156-63, 1970.
- FLECHTMANN, C. H. W.; SANTANA, D. L. Q. First record of an Eriophyid mite from Eucalyptus in Brazil, with a complementary description of *Rhombaculus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). International Journal of Acarology, Oak Park, v. 27, n. 2, p. 123-127, 2001.
- FLECHTMANN, C. H. W. ; VILA, W. M. Nota sobre ácaros em essências florestais. In: I Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, Piracicaba, SP. Anais da I Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, v. 1. p. 72-72. 1968.
- FREITEZ RUIZ, F. P. Reconocimiento preliminar de ácaros fitoparásitos de la familia Tetranychidae de Costa Rica (Acarina). 1974. 130 f. 11 estampas. Tesis (Ingeniero Agronomo) - Universidad de Costa Rica, San José.
- GARRETT, L. E.; HARAMOTO, F. H. A catalog of Hawaiian Acarina. Proceedings of the Hawaii Entomological Society, v. 19, p. 381-414, 1967.
- GHAJ, S.; MENON, M. G. R. Taxonomic studies on Indian mites of the family Phytoseiidae (Acarina). I. new species and new records of the genus *Amblyseius* Berlese from India, with a key to the Indian species. Oriental Insects, New Delhi, v. 1, p. 65-79, 1967.
- GHOSH, N. K.; CHAKRABARTI, S. A new genus and three new species of eriophyid mites (Acarina: Eriophyoidea) fom West Bengal, India Entomon, v. 12, n. 1, p. 49-54, 1987.
- GONZALEZ, R. H. ; FLECHTMANN, C. H. W. Revision de los acaros fitofagos en el Peru y descripcion de un nuevo genero de Tetranychidae (Acari). Revista Peruana de Entomologia, Lima, Peru, v. 20, n. 1, p. 67-71, 1977.
- GUPTA, S. K. Phytoseiidae (Acarina: Mesostigmata) of Andaman Nicobar Islands with descriptions of eight new species. Oriental Insects, New Delhi, v. 11, n. 4, p. 623-638. 1977.
- GUPTA, S. K. Studies on Indian Phytoseiidae (Acarina: Mesostigmata): some Typhlodromus

- mites from South India with descriptions of new species. Bulletin of the Zoological Survey of India, v. 1, n. 1, p. 47-54, 1978a.
- GUPTA, S. K. Some Phytoseiidae from South India with descriptions of five new species. Oriental Insects, New Delhi, v. 12, p. 327-338, 1978b.
- GUPTA, S. K. The genus Paraphytoseius Swirski and Schechter with a new subgenus and one new species from India. Bulletin of the Zoological Survey of India, v. 2, n. 1, p. 79-82, 1979.
- GURNEY, W. B. Mites of the genus *Eriophyes* associated with malformation of leaves of *Eucalyptus stricta*. Proceedings of the Linnaean Society of New South Wales, v. 49, p. 395-396, 1924.
- HALLIDAY, R. B. Additions and corrections to Mites of Australia: a checklist and bibliography. Australian Journal of Entomology, v. 39, n. 4, p. 233-235, 2000. DOI: 10.1046/j.1440-6055.2000.00177.x.
- KEIFER, H. H. Eriophyid studies: B-14. California: Department of Agriculture, Bureau of Entomology, 1965. 20 p.
- KEIFER, H. H. Eriophyid Studies: C-11. Washington, DC: USDA, 1975. 24 p.
- LEÓN, O. 2003. Estudio de los parámetros de vida de *Oligonychus yothersi* McGregor (Acarina: Tetranychidae) en dos cultivares de palta (*Persea americana* Mill.), Hass y Fuerte. Trabajo de grado. Licenciatura en Agronomía. Universidad Austral de Chile.
- MANDAPE S. S.; SHUKLA, A. Diversity of phytoseiid mites (Acari: Mesostigmata: Phytoseiidae) in the agro-ecosystems of South Gujarat, India. Journal of Entomology and Zoology Studies 5(2): 755-765. 2017.
- MANSON, D. C. M. Eriophyoidea except Eriophyinae (Arachnida: Acari). Wellington: Department of Science and Industrial Research, 1984. 142 p. (Fauna of New Zealand, n. 4).
- MARICONI, F. A. M. Acaricidas. In: FLECHTMANN, C.H.W. Ácaros de importância agrícola. 6 ed. São Paulo: Nobel, 1989. p. 161-171.
- MCGREGOR, E. A. The mites of citrus trees in southern California. Memoirs of the South California Academy of Science, v. 3, n. 3, p. 5-42, 1956.
- MCMURTRY, J. A.; MORAES, G. J. Some Phytoseiid mites (Acari) of Papua New Guinea, with descriptions of six new species. International Journal of Acarology, v.11, n. 2, p. 75-88, 1985.
- MCMURTRY, J. A.; SCHICHA, E. Nine new species of *Amblyseius* from Australia (Acari: Phytoseiidae). International Journal of Acarology, v. 13, n. 1, p. 77-91.1987.
- MEYER, M. K. P. S. A Revision of the Tetranychidae of Africa (Acari) with a key to the genera of the world. South Africa: Department of Agricultural Technical Services, 1974. 291 p. (Entomology Memoir, n. 36).
- MEYER, M. K. P. S. African Tetranychidae (Acari: Prostigmata) - with reference to the world genera. Entomology Memoir no. 69, South Africa Department of Agriculture and Water Supply, 1987. 175 p.
- MILLER, L. W. The Tetranychid mites of Tasmania. The Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania, v. 100, p. 53-66, 1 estampa, 1966.
- MOHANASUNDARAM, M. Further studies on the eriophyid fauna (Eriophyoidea: Acari) of Tamil Nadu. Entomon, v. 16, n. 3, p. 187-192, 1991.
- NAHRUNG, H. F.; WAUGH, R. (2012): Eriophyid mites on spotted gums: population and histological damage studies of an emerging pest. International Journal of Acarology, 38:7, 549-556. <http://dx.doi.org/10.1080/01647954.2012.709277>
- OLIVEIRA, R. C. de; NEVES, P. M. O. J.; ALVES, L. F. A. Seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). Neotropical Entomology, Londrina, v. 33, n. 3, p. 347-351, 2004.
- OROZCO, J., M. DUQUE & N.C. MESA. Efecto de la temperatura sobre la tabla de vida

de *Oligonychus yothersi* en *Coffea arabica*. Cenicafé. Revista del Centro Nacional de Investigaciones de Café, Chinchiná, Caldas, Colombia, v.41, n. 1, p. 5-18, 1990.

PASCHOAL, A.D.; REIS, P. R. Relação de ácaros encontrados em plantas. Revista de Agricultura, Piracicaba, v. 43, n.3-4, p. 137-139, 1968.

PASCHOAL, A.D. Revisão da família Tetranychidae no Brasil (Acarina: Tetranychidae). Anais da Esalq, Piracicaba, v. 27, p. 457-483, 1970.

PEREIRA, F. F.; ANJOS, N. dos; ALMADO, R. de P.; RODRIGUES, L. A. L. Primeiro registro de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden no Brasil. Revista Árvore, Viçosa, MG, v. 29, n. 4, p. 657-659, 2005.

PINTO, R. ; FERREIRA, J. A. M. ; PIRES, E. M. ; ZANUNCIO, J. C. . New record and characteristics of damage caused by *Oligonychus yothersi* on *Eucalyptus urophylla*. Phytoparasitica, v. 40, p. 143-145, 2012.

PRASAD, V. Amblyseius mites from Hawaii. Annals of the Entomological Society of America, v. 61, n. 6, p. 1514-1521, 1968.

PRITCHARD, A.E. & BAKER, E. W. The false spider mite (Acarina:Tenuipalpidae). University of California Publications on Entomology, Berkeley, v. 14, n. 3, p 175-274, 1958.

QUEIROZ, D. L.; FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros associados ao eucalipto. Colombo: Embrapa, 2011 (Comunicado Técnico, 28p.). Acesso em 26/09/2017. <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/57615/1/Doc.-230-Dalva-finalizado.pdf>.

QUINTANA Q.S.L.; FLECHTMANN C. H.W; GALLARDO, C.; QUINTEROS, H.O; Primer registro para la argentina de una especie de acaro eriofido en *Eucaplyptus*, *Rhombacus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (ACARI: ERIOPHYIDAE). II Jornadas Argentinas de Sanidad Florestal, Montecarlo, Misiones, Argentina (24-26 Set. 2014), 2014a.

QUINTANA, Q.S.L.; FLECHTMANN, C.H.W ., GALLARDO, C. Y QUINTEROS, H.O. Primer registro para la argentina de una especie de acaro eriofido en *Eucaplyptus*, *Rhombacus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (ACARI: ERIOPHYIDAE). Revista Científica de la Facultad de Ciencias Agrarias - Universidad Nacional de Jujuy Vol. VIII N° 15 - Año 2014. AGRARIA, Vol. VII, N°15, P. 95-98. 2014b.

REYES-BELLO, J. C., MESA-COBO, N. C., KONDO, T. Biología de *Oligonychus yothersi* (Mc Gregor) (ACARI: TETRANYCHIDAE) sobre aguacate *Persea americana* Mill. Cv. Lorena (LAURACEAE). Caldasia, v. 33, n. 1, 2011. ISSN electrónico 2357-3759. ISSN impreso 0366-5232. Acesso em 20/10/2017 <https://revistas.unal.edu.co/index.php/cal/article/view/36387/37985>

SANTANA, D. L. Q.; ALVES, L. F. A. Ácaros Fitófagos na Cultura da Erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.) no Brasil 2005 (Publicação digital (Revista Virtual do Laboratório de Proteção Florestal - UFPR)).

SANTANA, D. L. Q.; ALVES, L. F. A. Ácaros fitófagos da erva mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.) no Brasil. Curitiba: UFPR, 2002. (Circular técnica).

SANTANA, D. L. Q.; FLECHTMANN, C. H. W ; MILANEZ, J. M. ; MEDRADO, J. M. S ; MOSELE, S. H. ; CHIARADIA, L . Principais características de três espécies de ácaros em erva-mate, no Sul do Brasil. Colombo,PR: Embrapa Florestas, 1999 (Comunicado Técnico).

SANTANA, D. L. Q.; FARIA, F. D.; WINK, C.; FAVARO, R. M. Ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. em *Eucalyptus camaldulensis*. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 4., 2005. Anais... Colombo: Embrapa Florestas, 2005. (Embrapa Florestas. Documentos, 117).

SMILEY, R. L.; GERSON, U. A review of the Tenuipalpidae (Acari: Prostigmata) of Australia with description of two new genera and four new species. International Journal of Acarology 21:33-45 1995.

SCHICHA, E. Two new species of phytoseiid mites from Australia and redescription of six from New Zealand and Japan. General and applied Entomology, Australia, v. 12, p 16-31, 1980.

SCHICHA, E. Phytoseiidae of Australia and neighbouring areas. Michigan: Indira Publishing

House, 1987. 187 p.

SCHICHA, E.; MCMURTRY, J. Two new and two known species of *Typhlodromus* Scheuten (Acari: Phytoseiidae) from Australia. Journal of the Australian Entomological Society, Brisbane, v. 25, p. 177-183, 1986.

TRINCADO C., R. Presencia de *Rhombacus eucalypti* Ghosh y Chakrabarti (Acari: Eriophyidae) en Chile. Revista Chilena de Entomología v. 42, n. 1, p. 11-16, 2017.

URUETA, E. J. Arañas rojas (Acarina: Tetranychidae) del Departamento de Antioquia. Revista Colombiana de Entomología, Santafe de Bogota, v. 1, n. 2-3, p. 1-14, 1975.

VALENZANO, D.; MARTINI P.; SIMONI S.; DE LILLO E. *Phyllocoptes cacolyptae* (Acari: Trombidiformes: Eriophyoidea) a new species from *Eucalyptus* spp. in Italy. Bultetin of Insectology 69 (1): 67-74, 2016

VALVERDE, A. O. Insectarium virtual y entomologia: catalogo de insectos y artrópodos terrestres de Nicaragua: família Tetranychidae. - 2007. Disponível em: <<http://www.insectariumvirtual.com/termiteiro/nicaragua/FAUNA%20ENTOMOLOGICA%20DE%20NICARAGUA/ARTHROPODA/TETRANYCHIDAE.htm>>. Acesso em: 13 mar. 2007.

VILA, W. M.; FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros em essências florestais. Silvicultura em São Paulo, Revista do Instituto Florestal v. 7, p. 99-102, 1970.

WOMERSLEY, H. 1940. Studies in Australian Acarina, Tetranychidae and Trichadenidae. Transactions of the Royal Society of South Australia, 64: 233-265.

WOMERSLEY, H. Miscellaneous additions to the acarine fauna of Australia. Transactions of the Royal Society of South Australia, v. 66, n. 1, p. 85-92, 1942.

15.8.2 Ácaros em palmeiras

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, JOANA MARIA SANTOS FERREIRA², ADENIR VIEIRA TEODORO², DENISE NAVIA³

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE, Av. Beira mar, 3250, 49025-040, Aracaju, Sergipe, Brasil

³Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Embrapa, Parque Estação Biológica, Final Av. W5 Norte, Asa Norte, 70, Brasília, Distrito Federal 770-900, Brasil

Um elevado número de espécies de ácaros fitófagos está associado às palmeiras por todo o mundo, incluindo representantes dos quatro principais grupos de importância agrícola – Tetranychidae, Eriophyoidea, Tenuipalpidae e Tarsonemidae. O maior número de espécies de ácaros associados às palmeiras são os eriofídeos, sendo relatadas mais de 70 espécies por todo o mundo (Navia et al., 2007; Reis et al. 2012; Flechtmann & Moraes 2013; Reis et al. 2014; Chetverikov & Craemer 2017). Em seguida, estão os ácaros tetraniquídeos, com 51 espécies (Migeon & Dorkeld, 2017). Os tenuipalpídeos, mais comumente encontrados associados às palmeiras, pertencem aos gêneros *Brevipalpus* e *Raoiella* (Beard et al., 2012; Navia et al. 2013). Entre os tarsonemídeos fitófagos associados a palmeiras, destacam-se espécies do gênero *Steneotarsonemus* (Navia et al. 2005; Lofego & Gondim Jr. 2006).

Entre os ácaros fitófagos, diversas espécies podem causar sintomas severos às palmeiras, fazendo-se necessária a aplicação de medidas de controle para redução de danos. Esses se alimentam do conteúdo das células da epiderme e do parênquima, levando à redução da fotossíntese e aumento da transpiração.

Neste capítulo, apresentamos os aspectos biológicos, distribuição e danos das espécies de ácaros fitófagos de maior importância econômica associados a palmeiras, principalmente coqueiro, *Cocos nucifera* (Arecaceae) e discutimos estratégias de manejo.

***Aceria guerreronis* Keifer, 1965 (Acari: Eriophyidae)**

Nome popular: ácaro-da-necrose; ácaro-da-necrose-do-coqueiro; ácaro-da-necrose-do-coco; ácaro do coqueiro.

Estados brasileiros onde foi registrada: registrado pela primeira vez no RJ. Atualmente, ampla distribuição em outros Estados das regiões Sudeste, Norte e Nordeste.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ácaros desta família são organismos de tamanho reduzido (cerca de 200-300 μm de comprimento), corpo vermiforme ou fusiforme (Flechtmann, 1989), apresentando coloração branco-leitosa, levemente amarelada, ou acinzentada e brilhante. Diferentemente das demais famílias, estes ácaros possuem apenas dois pares de pernas na região anterior do corpo. Os ácaros eriofídeos apresentam quatro estágios durante seu desenvolvimento – ovo, larva, ninfa e adulto (Manson & Oldfield 1996).

O ácaro-da-necrose-do-coqueiro possui alto potencial biótico, podendo uma só fêmea gerar uma grande colônia. Colônias (Figura 1-A) contendo todos os seus estágios de desenvolvimento são encontradas em altas densidades populacionais sob as brácteas do fruto, bem como em flores ou nos brotos das mudas recém-transplantadas.



Figura 1. Adultos de *Aceria guerreronis* (A) e danos causados na planta jovem (B). (Fotos: A. Teodoro)

Aceria guerreronis possui coloração branco-leitosa ou levemente amarelada e brilhante, e corpo vermiforme (Ferreira & Michereff Filho, 2002; Moraes & Flechtmann, 2008). Segundo Keifer 1965, as fêmeas adultas medem de 205 a 255 micrômetros de comprimento por 36 a 52 micrômetros de largura. A larva é

quase transparente e mede em torno de 87 micrômetros de comprimento. A ninfa é pálida esbranquiçada e maior que a larva (Sobha & Haq, 2011). A disseminação da praga pode ocorrer por caminhamento (curtas distâncias), pela ação do vento, através de insetos e, também, pela ação humana, através do transporte de mudas e frutos jovens (Navia et al. 2013).

O ciclo biológico do ácaro-da-necrose-do-coqueiro foi estudado em frutos de coqueiro em condições de laboratório ($28 \pm 2^\circ\text{C}$ de temperatura e 80% de umidade relativa) por Sobha & Haq (2011). As fases de ovo, larva e ninfa tiveram durações de 2,5 a 3,5; 1,5 a 2,5 e 2,0 dias, respectivamente. As fases de ninfa e adulto foram precedidas por períodos de imobilidade com durações de 1,0 e 0,5 a 1,5 dias, respectivamente. O período de ovo a adulto durou de 8 a 10 dias e cada fêmea colocou em média 66 ovos em um período de oviposição de 15 dias. A população desse ácaro diminui em períodos chuvosos e aumenta nos períodos mais quentes do ano (Souza et al., 2012).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O ácaro-da-necrose-do-coqueiro é considerado como uma das mais sérias pragas da cultura do coqueiro em todo o mundo (Navia et al., 2013), causando infestações de até 100% das plantas em determinadas áreas (Mariau, 1977) e perdas de até 25% no peso da copra nas colheitas (Rosas et al., 1992). Esta espécie apresenta ampla distribuição, sendo encontrada em vários países da África, América e Ásia (Cabrera, 1991, Navia et al., 2013) e em vários estados brasileiros (Santana & Fletchmann, 1998). O ácaro-da-necrose-do-coqueiro foi observado pela primeira vez no México e registrado pela primeira vez, em 1965, no Rio de Janeiro (Robbs & Peracchi, 1965). Atualmente, possui ampla distribuição em outros estados das região Sudeste (Santana & Flechtmann 1998; Navia et al. 2005, Prezotti et al., 2007; Oliveira et al. 2012), Nordeste (Aquino & Aruda, 1967, Robbs & Peracchi, 1965; Santana & Flechtmann 1998, Moreira & Nascimento 2002, Navia et al. 2005), e Norte (Moreira et al. 2002). Este ácaro pode ser encontrado também em outras palmeiras, como em palmira (*Borassus flabellifer*), coco-wendeliano (*Lytocaryum weddellianum*) e jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) (Navia et al., 2007).

O ácaro-da-necrose-do-coqueiro causa danos em plantas jovens (Figura 1-B) e nos frutos (Figura 2). Colônias do ácaro-da-necrose desenvolvem-se sob as brácteas dos frutos novos. A infestação do ácaro nessa região é notada através

de manchas triangulares amareladas ou cloróticas que se formam nos frutos, no sentido das brácteas para a extremidade. As manchas inicialmente são amareladas e se tornam necrosadas, em função da morte das células, causada por lesões provocadas pelo aparelho bucal do ácaro sob a epiderme dos frutos (Figura 2). As manchas apresentam-se com rachaduras superficiais e longitudinais, de coloração marrom-escura e aspecto áspero. As manchas vão aumentando gradativamente de tamanho e se tornam marrons, à medida que o fruto cresce.



Figura 2. Danos causados por *Aceria guerreronis* nos frutos. (Fotos: A. Teodoro).

O ataque de *A. guerreronis*, no cacho do coqueiro, provoca queda prematura dos frutos ao longo do seu desenvolvimento e maturação, e naqueles frutos que não caem e que conseguem se desenvolver até a colheita, provoca deformação e redução no tamanho, peso e rendimento (Ferreira et al., 1998). O ácaro pode causar queda de produção superior a 60%, além da depreciação do fruto verde no mercado de água de coco destinado ao consumo in natura. Maiores densidades populacionais do ácaro-da-necrose-do-coqueiro são encontradas em frutos do cacho da folha nº 12 ao da folha nº 15 (Teodoro et al., 2015).

No Brasil, infestações do ácaro-da-necrose-do-coqueiro também podem causar danos em mudas enviveiradas e recém-transplantadas e plantas no primeiro ano do plantio (Ferreira & Michereff Filho, 2002; Moraes & Flechtmann, 2008). Os sintomas do ataque em plantas nessas fases do cultivo iniciam-se pela folha central, região onde aparecem pequenas manchas amarronzadas, que se estendem em sentido longitudinal e em direção aos tecidos meristemáticos, provocando o secamento dessa folha. Quando seca, a folha central não se destaca se puxada. As folhas emitidas, após o início do ataque do ácaro, tornam-se mais curtas, pregueadas, exibindo sintomas semelhantes à deficiência de boro na planta. À medida que a infestação avança, há aumento da área necrosada que, ao atingir o broto ou gema terminal, pode provocar a morte da planta (Ferreira et al., 1998, Teodoro et al., 2015).

MANEJO

Recomenda-se pulverizar as folhas centrais com acaricidas quando o ataque do ácaro-da-necrose-do-coqueiro ocorre no viveiro e em plantas jovens no campo (Ferreira & Michereff Filho, 2002).

Para plantas em produção, uma adubação equilibrada, evitando-se excesso de nitrogênio, ajuda na redução da população do ácaro-da-necrose-do-coqueiro. O controle dessa praga com agrotóxicos é caro e difícil, já que pulverizações periódicas são necessárias e as colônias do ácaro ficam bem protegidas sob as brácteas. Atualmente, os acaricidas indicados para o controle do ácaro-da-necrose para a cultura coqueiro no Brasil, e registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento MAPA são: Abadin 72 EC, Abamectin Nortox, Vertimec 18 EC, Abamex, Potenza Sinon (abamectina), Oberon (espiromesifeno), Envidor (espiroclifeno), Sanmite (piridabem) Talento (hexythiazoxi), Ortus 50 SC (fenpiroximato) e o Azamax (azadiractina) (AGROFIT, 2018).

Produtos alternativos, como a mistura de óleo bruto de algodão a 1,5% + detergente neutro a 1% são também eficientes no controle do ácaro-da-necrose. O óleo e o detergente devem, antes, ser misturados e posteriormente adicionados à água, e o jato da pulverização dirigido às inflorescências recém-abertas e aos cachos novos (Ferreira & Michereff Filho, 2002; Teodoro et al., 2016). A depender da intensidade do ataque, recomenda-se iniciar o tratamento com uma série de três a quatro pulverizações quinzenais. Esse tratamento com a mistura oleosa requer pulverizações mensais de manutenção para conservar a população do ácaro abaixo do nível de controle. O óleo bruto de algodão possui os ácidos graxos linoleico e oleico como compostos majoritários, possivelmente os responsáveis pela sua toxicidade e repelência a *A. guerreronis* (Teodoro et al. 2017).

Alencar et al. (2000) sugerem adoção de medidas de controle, quando 5% dos frutos apresentarem sintomas de ataque do ácaro-da-necrose (Alencar et al., 2000). Outros pesquisadores recomendam o nível de controle de 15% de frutos amostrados com sintomas de ataque do ácaro-da-necrose-do-coqueiro no cacho ou índice de perda equivalente a 10% da produção (Ferreira & Michereff Filho, 2002).

Agentes de controle biológico também auxiliam no controle do ácaro-da-necrose. Diversos predadores estão associados a essa praga, principalmente ácaros das famílias Phytoseiidae, Melicharidae e Bdellidae. No Brasil, os ácaros predadores *Neoseiulus baraki* Athias-Henriot, *Neoseiulus paspalivorus* De

Leon, *Amblyseius largoensis* (Muma), *Amblyseius operculatus* De Leon, *Amblyseius tomatavensis* Blommers, *Typhlodromus ornatus* Denmark & Muma, *Euseius alatus* DeLeon, *Euseius citrifolius* Denmark & Muma, *Iphiseiodes zuhuagai* Denmark & Muma (Phytoseiidae), *Proctolaelaps bickleyi* Bram, *Proctolaelaps bulbosus* Moraes, Reis e Gondim Jr (Melicharidae) e *Bdella ueckermani* Hernandez, Daud e Feres (Bdellidae) são os principais inimigos naturais do ácaro-da-necrose (Navia et al., 2005; Lawson-Balagbo et al., 2008; Galvão et al., 2011; Souza et al., 2012).

Dentre os ácaros predadores citados, somente *N. baraki* e *N. paspalivorus* são encontrados com frequência sob as brácteas dos frutos, que é a região do meristema do fruto que abriga a maior parte da colônia do ácaro-da-necrose e a protege das condições climáticas adversas e da ação de inimigos naturais (Navia et al., 2005; Lawson-Balagbo et al., 2008; Lima et al., 2012). O fungo *H. thompsonii* é também considerado um promissor agente de controle dessa praga (Ferreira et al., 2005).

***Retracrus johnstoni* Keifer, 1965 (Acari: Phytoptidae)**

Nome popular: ácaro-branco-da-folha-do-coqueiro, microácaro-branco

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, BA, CE, PB, PE, RJ, SE e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Ovos, larvas, ninfas e adultos (Figura 3) do micro-ácaro-branco são esbranquiçadas e opacas. As larvas, ninfas e adultos apresentam secreções cerosas. Os ovos são translúcidos e medem cerca de 50 micrômetros de diâmetro. As larvas, ninfas e adultos medem aproximadamente 100, 120 e 180 micrômetros de comprimento, respectivamente (Gondim Jr & Moraes, 2003). As fases ativas do microácaro-branco possuem apenas dois pares de pernas. O ácaro é amarelo-claro e apresenta o corpo fusiforme, com a região anterior do corpo mais larga e robusta e a posterior afilada. Colônias do ácaro são encontradas principalmente na face inferior dos folíolos e o vento é uma das principais formas de dispersão.

O ciclo biológico do microácaro-branco foi estudado em condições de laboratório ($25,8 \pm 2^\circ\text{C}$ de temperatura, $56 \pm 5\%$ de umidade relativa e 14 horas

de luz) em folíolos da palmeira jerivá (Gondim Jr & Moraes, 2003). As fases de ovo, larva e ninfa do ácaro tiveram durações médias de 6,9; 7,1 e 6,5 dias, respectivamente. O período de oviposição de fêmeas durou em média 12,3 dias com a produção de 5,4 ovos durante esse período (Gondim Jr & Moraes, 2003).



Figura 3. *Retracrus johnstoni* em folha de palmeira. Foto: Dalva Queiroz.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O gênero *Retracrus* é composto por cinco espécies, três delas associadas a palmeiras (*R. johnstoni*, *R. elaeis* e *R. pupunha*) e duas outras associadas a plantas do gênero *Heliconia* (*R. costaricensis* e *R. heliconiae*) (Navia et al. 2015). *Retracrus johnstoni*, descrito inicialmente da palmeira *Chaemaedorea* sp., do México, foi observado pela primeira vez no Brasil em coqueiros e *Syagrus romanzoffiana* causando manchas cloróticas nas folhas intermediárias e inferiores (Figura 4) (Santana et al. 1994). Esta espécie foi encontrada em diversas regiões e sempre em colônias numerosas, associadas a manchas foliares (Santana & Flechtmann 1998; Navia et al. 2007).

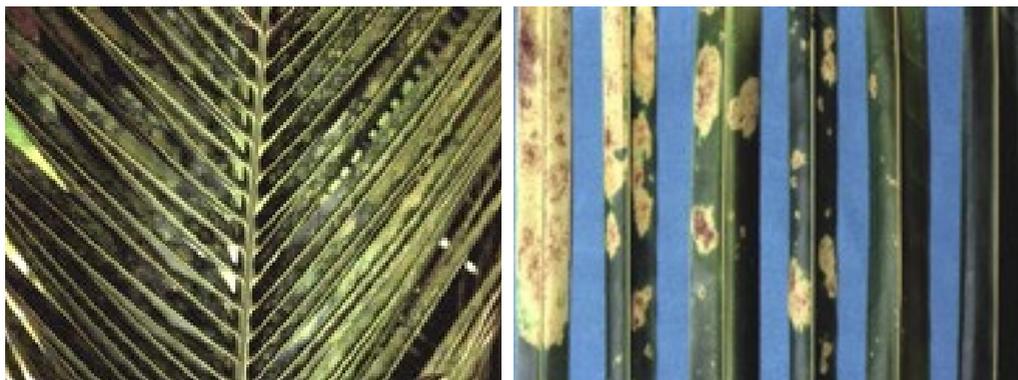


Figura 4. Danos nas folhas causados por *Retracrus johnstoni*. Fotos: Dalva Queiroz.

Retracrus johnstoni foi coletado em folhas de coqueiro, jerivá (*Syagrus romanzoffiana*), brejaúva (*Astrocaryum aculeatissimum*), pupunheira (*Bactris gasipaes*), tucum (*Bactris setosa*, *Chamaedorea costaricana*, *C. elegans*), dendzeiro (*Elaeis guineensis*), juçara (*Euterpe edulis*), açazeiros (*Euterpe oleraceae*, *E. precatória*, *Geonoma gamiovora*, *Geonoma pohliana*, *G. schottiana*), buritizeiros (*Mauritia flexuosa* e *Scheelea* sp.) (Keifer, 1965; Santana & Flechtmann, 1998; Navia et al., 2007, Navia et al. 2013), açai (*Euterpe* sp.) (Arecaceae) no estado do Pará (Santana & Flechtmann, 1998) e observado em folhas de pupunha (*Bactris gasipaes*) (Arecaceae) no Paraná (Santana, 2008). Também foi observado em *Chamaedorea* sp. (Keifer, 1965), *Cocos nucifera* e *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae) (Santana et al., 1994).

Os sintomas de ataque do microácaro-branco em coqueiro e jerivá são pequenas manchas cloróticas, visíveis de ambos os lados dos folíolos das folhas novas, as quais se expandem à medida que as folhas envelhecem, cobrindo uma grande extensão do folíolo, e também por pequenos pontos brancos sob os folíolos devido à secreção cerosa produzida pelos ácaros. Em altas infestações, as plantas ficam com aspecto clorótico generalizado, apresentando folhas mais velhas amareladas com manchas ferruginosas (Santana et al., 1994; Moraes & Flechtmann, 2008).

MANEJO

Não existem acaricidas registrados para o controle do microácaro-branco em coqueiro no Brasil (AGROFIT, 2018), entretanto sugere-se a pulverização com produtos alternativos, como óleo bruto de algodão + detergente neutro, com

o jato dirigido à face inferior dos folíolos. Insetos e ácaros predadores, além de fungos patogênicos e ácaros, ocorrem naturalmente em coqueirais e ajudam na regulação de populações do microácaro-branco.

***Amrineus cocofolius* Flechtmann, 1994 (Acari: Eriophyidae)**

Nome popular: ácaro-da-mancha-anelar

Estados brasileiros onde foi registrada: AP, AL, CE, BA, ES, MG, MT, RJ, PE, SE e SP.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Como os demais membros da família Eriophyidae, é um ácaro minúsculo, que vive em colônias numerosas nas folhas ou frutos das palmeiras. É uma espécie pouco conhecida, registrada em 1994, em Jales, São Paulo e constatada em Sergipe em 1999, atacando principalmente plantios de coqueiros em sistemas intensivos e irrigados. *Amrineus cocofolius* foi descrito a partir de espécimes coletadas em plantas jovens de coqueiro (Flechtmann, 1994).

O ácaro possui a região anterior do corpo mais larga e posterior afilada. A fêmea mede de 148 a 171 micrômetros de comprimento e possui a região anterior com 65 a 70 micrômetros de largura (Flechtmann, 1994). O macho mede entre 138 e 171 micrômetros de comprimento e possui a região anterior com dimensões entre 62 e 70 micrômetros. O ácaro possui dois pares de pernas na região anterior do corpo e passa pelas fases de ovo, larva, ninfa e adulto. As colônias desenvolvem-se na epiderme dos frutos, principalmente nas bordas da superfície abaxial das brácteas em contato com a epiderme. Colônias também podem ser encontradas na reentrância dos frutos, na extremidade oposta ao pedúnculo (Navia et al., 2005). O vento é uma das principais formas de dispersão do ácaro.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O ácaro-da-mancha-anelar ataca, além do coqueiro, palmeiras nativas como o indaiá-do-cerrado (*Attalea geraensis*), butiazeiros (*Butia archeri* e *B.*

eriospatha) e jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) (Santana & Flechtmann, 1998; Navia et al., 2007).

No Brasil, foi registrada para o Amapá, Alagoas, Bahia, Ceará, Espírito Santo, Minas Gerais, Mato Grosso, Pernambuco, Rio de Janeiro, São Paulo, Sergipe (Flechtmann, 1994; Flechtmann, 1997; Santana & Flechtmann, 1998; Ferreira et al., 2001, Navia et al. 2007; Melo et al., 2018). Encontrada também no México e Colômbia (Navia et al., 2005).

O principal sintoma do ataque do ácaro-da-mancha-anelar é a formação de uma cinta ou anel, de contorno bem definido, com aspecto ressecado localizado na porção equatorial do fruto, daí a denominação de mancha-anelar (Figura 5). A mancha-anelar pode evoluir para as extremidades e cobrir grande parte da superfície de frutos muito atacados. Os sintomas do fruto iniciam-se através do aparecimento de pequenos pontos escuros, os quais podem ser vistos em frutos pequenos. Com o crescimento do fruto, as manchas evoluem para ranhuras ou estrias de cor marrom, até necrosar a epiderme, causando rachaduras longitudinais.



Figura 5. Danos nos frutos causados por *Amrineus cocofolius*. Fotos: A. Teodoro.

Os frutos atacados perdem o brilho e posteriormente surgem pontos escuros, os quais evoluem para uma necrose da epiderme e rachaduras longitudinais à linha de crescimento (Cintra et al., 2000). A necrose da mancha-anelar (Figura 5) é superficial e não existem evidências de alteração da qualidade de água e redução do peso de frutos atacados (Cintra et al., 2000). No entanto, os preços dos frutos destinados à água são reduzidos em função dos danos em sua aparência.

Os sintomas de ataque podem ser observados em frutos de cinco meses a partir da abertura da espata (Ferreira et al., 2001).

MANEJO

A coleta e destruição de frutos muito atacados e a adubação equilibrada, evitando-se excesso de nitrogênio, diminuem a população do ácaro-da-mancha-anelar em plantas em produção. Recomenda-se a adoção de controle quando 25% dos cachos amostrados em parcelas de 100 plantas e 15% dos cachos amostrados em parcelas de 1.600 e 4.000 plantas estiverem com sinais da presença do ácaro na superfície dos frutos (Ferreira & Michereff Filho, 2002). Como não existem agrotóxicos registrados para o controle dessa praga em coqueiro no Brasil (AGROFIT, 2018), produtos alternativos como o óleo de nim ou a mistura de óleo bruto de algodão + detergente neutro, recomendada para o controle do ácaro-da-necrose, podem ser usados. No caso do óleo bruto de algodão, recomendam-se duas a três pulverizações quinzenais a depender da intensidade de ataque com o jato dirigido aos cachos mais novos. Insetos e ácaros predadores presentes na copa das plantas podem ajudar na redução da população dessa praga. Fungos patogênicos a ácaros como *H. thompsonii* também vêm sendo estudados para o controle desse ácaro.

***Raiotella indica* (Hirst, 1924) (Acari: Tenuipalpidae)**

Nome popular: ácaro-vermelho-das-palmeiras

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, AM, BA, CE, DF, GO, MG, MS, PA, PB, PE, PI, PR, SE, SP, RN, RR, RJ.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O ácaro-vermelho-das-palmeiras passa pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto. Os estágios de protocrisálida, deutocrisálida e telio-crisálida são períodos de imobilidade que antecedem as protoninfas, deutoninfas e adultos. Todas as fases do desenvolvimento dessa espécie possuem coloração

vermelha (Figura 6-A), o que facilita no seu reconhecimento (Teodoro et al. 2016). Fêmeas do ácaro-vermelho-das-palmeiras medem de 250 a 320 μm e possuem o corpo ovalado enquanto que os machos são menores (220 a 230 μm) e de formato triangular (Nageshachandra & Channabasavanna, 1984; Kane et al., 2012). Os adultos apresentam setas dorsais longas, esbranquiçadas, com as extremidades expandidas, e muitas vezes com gotículas nas pontas (Kane et al., 2012).

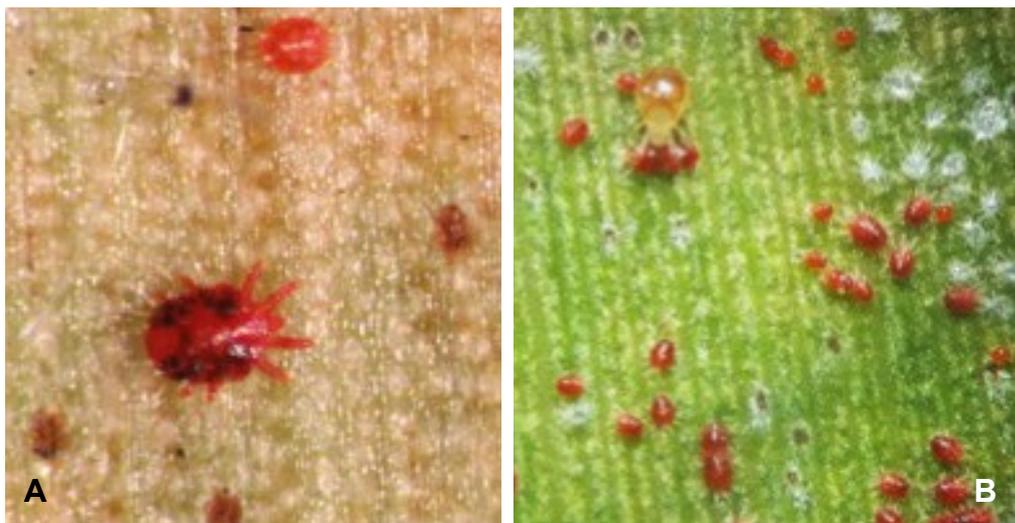


Figura 6. Fêmea adulta de *Raioella indica* (A) e colônia sendo predada por Phytoseiidae (B). Fotos: E. Passos e C.R. Coelho.

A reprodução do ácaro-vermelho-das-palmeiras pode ser de forma sexuada ou assexuada, sendo que ovos fertilizados dão origem a fêmeas enquanto que os não fecundados originam machos. Os machos posicionam-se próximo às deutoninfas quiescentes, e aguardam o início da ecdise (Nageshachandra & Channabasavanna 1984). Esse comportamento pode ser utilizado para o reconhecimento dessa praga, pois diversos machos junto às deutoninfas quiescentes ou copulando com as fêmeas recém-emergidas são observados. Exúvias são observadas na superfície das folhas em meio às colônias e facilitam o reconhecimento dessa praga.

Estudo realizado em coqueiros na Índia mostraram que a duração dos estádios de ovo, larva, protocrisálida, protoninfa, deutocrisálida, deutoninfa e telio-crisálida de *R. indica* provenientes de fêmeas fecundadas foi de 8; 3,5; 1,91; 3,1; 2,0; 3,4 e 2,64 dias, respectivamente, em condições padronizadas (23,9 a 25,7 °C

de temperatura e 59,8% de umidade relativa) em folhas de coqueiro. O ciclo de vida total (ovo a adulto) foi completado em cerca de 25 dias e a longevidade das fêmeas foi de até 51 dias (Nageshachandra & Channabasavanna, 1984).

As colônias do ácaro-vermelho-das-palmeiras são encontradas principalmente na página inferior das folhas das plantas hospedeiras. O ácaro insere seu estilete nos estômatos presentes nos folíolos das folhas do coqueiro e se alimenta do conteúdo das células da epiderme, causando injúrias ao tecido foliar (Beard et al., 2012).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Originário da Índia (Hirst, 1924), foi introduzido em diversos países, incluindo alguns das Américas e Caribe (Flechtmann & Etienne, 2004). No Brasil, foi observado primeiramente em Roraima (Navia et al., 2011), e posteriormente no Amazonas (Rodrigues & Antony, 2011), Alagoas, Bahia, Ceará, Pará, Sergipe, Rio Grande do Norte (Teodoro et al., 2016), São Paulo (Oliveira et al., 2016), Paraná (Hata, et al., 2016) e Mato Grosso do Sul (Defesa Vegetal, 2017). Após poucos meses de seu registro no Ceará, este ácaro foi observado em outros dez estados do nordeste: Alagoas, Bahia, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte e Sergipe, em dois estados do centro oeste: Distrito Federal e Goiás e um mais do sudeste: Minas Gerais (Melo et al., 2018).

O ácaro ataca várias plantas, principalmente das famílias Arecaceae (palmeiras) e Musaceae (bananeira). A grande maioria das hospedeiras de *R. indica* são palmeiras, sendo relatadas ao menos 75 espécies. Nas Américas, o coqueiro tem sido observado como hospedeiro preferencial de *R. indica*. No Brasil, outras palmeiras hospedeiras de *R. indica* são os açázeiros (*Euterpe* spp.), *Areca* spp. buritizeiro (*Mauritia flexuosa*), *Bactris plumeriana*, coqueiro, licuala (*Licuala grandis*), leque-de-fiji (*Pritchardia* spp.), manila (*Veitchias* spp.), pupunheira (*Bactris gasipaes*), rabo-de-peixe (*Caryota* spp.) e tamareira (*Phoenix* spp.) (Carrillo et al., 2012; Gondim Jr. et al., 2012; Navia et al., 2015, Mendonça et al., 2005).

As infestações desse ácaro causam amarelecimento, necrose e ressecamento completo das folhas e podem causar a morte das plantas jovens. Os ataques em coqueiro podem causar perda de produção em mais de 50% (Navia et al., 2015).

MANEJO

O monitoramento da presença de *R. indica* na plantação deve ser realizado periodicamente por meio da observação da presença de colônias de *R. indica* na superfície inferior dos folíolos bem como de amarelecimento das folhas baixas (Teodoro et al., 2016).

Não existem acaricidas registrados para o controle do ácaro-vermelho-das-palmeiras em coqueiro no Brasil (AGROFIT, 2018). Os agrotóxicos espiromesifeno, dicofol, acequinocyl, etoxanole, abamectina, piridabem, milbemectina e enxofre reduziram populações dessa praga em Porto Rico e nos Estados Unidos (Rodrigues & Peña, 2012). Os acaricidas abamectina, fenpiroximato, milbemectina e espirodiclofeno foram eficientes no controle de adultos *R. indica* estudos realizados em laboratório, em Rondônia (Assis et al., 2013).

Óleos brutos vegetais apresentam ácidos graxos em sua composição, os quais estão associados à sua atividade biológica contra diversas pragas. Estudos recentes demonstram que os óleos brutos de algodão (a 2,3%), de coco (a 1,6%), ou de dendê (a 1,5%) + 1% de detergente neutro são eficientes no controle dessa praga em condições de laboratório (Teodoro et al., 2016). O óleo e o detergente (adjuvante) devem ser misturados e, posteriormente, adicionados à água. As pulverizações devem ser realizadas no final da tarde e o jato de pulverização deve ser dirigido às folhas, principalmente na superfície inferior dos folíolos. Resultados preliminares de pesquisa sugerem de duas a três pulverizações semanais, a depender da intensidade de ataque, seguidas de pulverizações de manutenção a cada três semanas ou mensais.

Os ácaros predadores da família Phytoseiidae, *Amblyseius caudatus* Berlese, *A. channabasavanni* Gupta e *A. largoensis*, assim como as joaninhas *Stethorus keralicus* Kapur e *Telsimiae phippiger* Chapin, são relatados como inimigos naturais de *R. indica* em diversos países (Carrillo et al., 2012, Domingos et al., 2012). O predador *A. largoensis* tem sido o inimigo natural mais comumente encontrado predando *R. indica* em diversos países, sendo *A. largoensis* a espécie mais comum no Brasil (Carrillo et al., 2012; Domingos et al., 2012).

Dentre as medidas de controle, ressalta-se o uso de práticas culturais que favoreçam o aumento de vigor da planta e, conseqüentemente, o aumento da tolerância ao ataque dessas pragas, reduzindo sua densidade populacional. Como exemplo destes métodos, sugere-se:

- efetuar a adubação equilibrada, principalmente a nitrogenada, baseada em análise foliar e do solo;
- irrigação adequada de acordo com a necessidade hídrica da planta;
- limpeza da copa da planta. Nesta prática, deve-se priorizar somente a eliminação das palhas e espatas secas e as inflorescências velhas;
- evitar a entrada de mudas de origem desconhecida para não disseminar e/ou introduzir ácaros na plantação.

***Steneotarsonemus furcatus* De Leon (Acari: Tarsonemidae)**

Nome popular: ácaro-da-mancha-longitudinal

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, MG, MS, PE, RJ, SE

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ácaros tarsonemídeos são bastante pequenos (0,1 a 0,3 mm de comprimento). O tegumento é rígido e brilhante. Os dois pares de pernas anteriores são bem separados dos dois pares posteriores. O dimorfismo sexual nesse ácaros é pronunciado; as fêmeas apresentam o 4º par de pernas diferenciado com duas setas longas; o macho é bem menor, e o 4º par de pernas geralmente é expandido e termina em uma unha (Moraes & Flechtmann 2008).

Em *S. furcatus*, a fêmea (Figura 7-A) é alongada e translúcida e mede cerca de 235 micrômetros de comprimento por 112 micrômetros de largura. O macho (Figura 7-B) é oval-alongado com coloração semelhante à da fêmea e possui em torno de 166 micrômetros de comprimento e 76 micrômetros de largura. Os ovos são quase brancos, ovais e postos em grupos de dois a três (Denmark & Nickerson, 1981). O ciclo de vida do ácaro-da-mancha-longitudinal é formado pelas fases de ovo, larva, “pupa” e adulto. A “pupa” refere-se a uma fase imóvel, e “pupas”, que darão origem a fêmeas, são reconhecidas e carregadas por machos que as copulam imediatamente após a emergência (Moraes & Flechtmann, 2008). O vento é uma das principais formas de dispersão de *S. furcatus*. Ainda não foram realizados estudos para avaliação dos parâmetros biológicos de *S. furcatus*.



Figura 7. Fêmea (A) e macho (B) de *Steneotarsonemus furcatus*. Fotos: D. Navia.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O ácaro-da-mancha-longitudinal já foi registrado na Costa Rica, Cuba, Porto Rico, Salvador, Venezuela (Howard et al., 1990; Ochoa et al., 1991; Smiley et al., 1993), Hawaii (Goff, 1986), Malásia (Sathiamma, 1995), México (Otero 1986) e Brasil (Gondim & Oliveira, 2001). No Brasil, foi relatado para os estados de Pernambuco, (Gondim Jr. & Oliveira, 2001), Alagoas, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Sergipe (Navia et al., 2005) e Mato Grosso do Sul (Navia et al., 2009). Possui uma vasta gama de hospedeiros, sendo relatado em Cuba infestando 14 gramíneas (De la Torre et al. 2005). No Brasil, além do coqueiro *S. furcatus* foi relatado infestando arroz, no Mato Grosso do Sul (Navia et al. 2009). Este ácaro é encontrado tanto na superfície dos frutos sob as brácteas, quanto nas margens distais das brácteas e ataca preferencialmente frutos de até 13 cm de comprimento. A preferência por frutos jovens é, possivelmente, decorrência de os estiletos queliceriais dos ácaros tarsonemídeos serem muito curtos para penetração em tecidos formados (Moraes & Flechtmann, 2008).

Os sintomas são semelhantes aos causados pelo ácaro-da-necrose, com áreas necróticas com fendas e rachaduras (Figura 8). No entanto, as necroses causadas por *S. furcatus* são longitudinais e não em formato de triângulo como as do ácaro-da-necrose. Ademais, as listras longitudinais não circundam totalmente o

fruto (Navia et al., 2005). *Steneotarsonemus concavuscutum* Lofego & Gondim Jr foi descrita atacando coqueiro no Nordeste do Brasil, com sintomas semelhantes a *S. furcatus* (Lofego & Gondim Jr, 2006). Estas espécies são morfologicamente muito parecidas, portanto será importante avaliar a distribuição e os danos causados por cada uma delas no país.



Figura 8. Danos em fruto de coqueiro causados por *Steneotarsonemus furcatus*. Foto: A. Teodoro.

MANEJO

Não existem acaricidas registrados para o controle dessa praga em coqueiro no Brasil (AGROFIT, 2018), portanto sugere-se a pulverização com produtos alternativos com o jato dirigido aos frutos atacados. Insetos e ácaros predadores, além de fungos patogênicos a ácaros, ocorrem naturalmente em coqueiros e ajudam na regulação de populações do ácaro-da-mancha-longitudinal.

***Tetranychus mexicanus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae)**

Nome popular: ácaro-vermelho

Estados brasileiros onde foi registrada: ocorre em todo o território brasileiro.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O ácaro mede de 0,2 a 0,3 mm de comprimento e seu ciclo biológico é formado pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto. As fases de protocrisálida, deutocrisálida e teliocrisálida são períodos de imobilidade e antecedem as protoninfas, deutoninfas e adultos. As larvas possuem apenas três pares de pernas, enquanto que as demais fases móveis possuem quatro pares de pernas. Os machos são capazes de detectar crisálidas que originarão fêmeas, copulando-as logo após a emergência (Teodoro et al., 2015). O ácaro-vermelho vive em colônias e tece teia na epiderme inferior dos folíolos, onde coloca seus ovos. Os aspectos biológicos de *T. mexicanus* foram estudados por Stein e Daólio (2012) em condições de laboratório ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 14 horas de luminosidade) em folhas de pupunheira *Bactris gasipaes*, gerando os seguintes resultados para fêmeas: período de incubação dos ovos – 5,2 dias; fase larval – 2,6 dias; protoninfa – 2,9 dias; deutoninfa – 3,0 dias, com um período de ovo-adulto de 13,6 dias. Períodos quentes e secos são favoráveis ao surgimento de surtos populacionais do ácaro-vermelho e o vento é uma das principais formas de dispersão. Colônias do ácaro-vermelho localizam-se na página inferior dos folíolos do coqueiro e causam bronzeamento. A presença do ácaro também pode ser detectada pela fina camada esbranquiçada correspondente a exúvias, bem como detritos de poeira aderidos à teia na página inferior dos folíolos.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O ácaro-vermelho é polífago e foi observado em inúmeros hospedeiros, como frutíferas, palmeiras e outras (Paschoal, 1968; Moraes & Flechtmann, 2008). Para palmeiras (Arecaceae), de acordo com Migeon & Dorkeld (2018) são citadas como hospedeiras: Arecaceae; *Bactris gasipaes* [Aguilar & Murillo (2008); Aguilar, Murillo (2012); Migeon (2015)]; *Caryota mitis* [Flechtmann

& Etienne (2006)]; *Cocos nucifera* [Beer & Lang (1958); Flechtmann (1967); Urueta (1975)]; *Elaeis guineensis* [Urueta (1975)]; *Elaeis oleifera* [Urueta (1975)]; *Ptychosperma macarthurii* [Flechtmann, Kreiter, Etienne, et al. (1999)]; *Roystonea regia* [Flechtmann, Kreiter, Etienne, et al. (1999)]. No Brasil, entre palmeiras está o relato em coqueiros (Moraes & Flechtmann, 2008, Migeon & Dorkeld, 2018) e pupunha (Stein & Daólio 2012).

Tetranychus mexicanus está presente em 13 países da América, tendo como hospedeiras 90 espécies vegetais (Bolland et al., 1998, Flechtmann & Baker, 1970). De acordo com Migeon e Dorkeld, 2018, *T. mexicanus* está presente em: México [Beer & Lang (1958)]; United States [McGregor (1950)], Argentina [Pritchard & Baker (1955); Rossi Simons (1961); Guanilo, A.D., Moraes, G.J.d., Toledo, S., et al. (2010)]; Brazil [Flechtmann (1967); Paschoal & Reis (1968); Flechtmann & Abreu (1973); Aranda (1974); Flechtmann & Baker (1975); Azevedo & Vieira (2002); Demite & Feres (2005); Feres, Lofego & Oliveira (2005); Feres, BuosiII, DaudII, et al. (2007); Feres, Vieira, Daud, et al. (2009); Horn, T.B., Johann, L., Ferla, N.J. (2011); Demite, Lofego, Feres (2013)]; Colômbia [Urueta (1975)]; Costa Rica [Ochoa, Aguilar & Vargas (1991); Aguilar & Murillo (2008); Aguilar, Murillo (2012)]; Cuba [Livshits & Salinas-Croche (1968); Martinez, Torre de la & Garcia (2004); Suarez (2004)]; El Salvador [Andrews & Poe (1980)]; Guadalupe (France) [Flechtmann, Kreiter, Etienne, et al. (1999); Flechtmann & Etienne (2006)]; Honduras [Ochoa, Aguilar & Vargas (1991)]; Nicarágua [Ochoa, Aguilar & Vargas (1991)]; Paraguai [Aranda (1969); Aranda & Flechtman (1971)]; Peru [Bolland, Gutierrez & Flechtmann (1998); Guanilo, A.D., de Moraes, G.J., Flechtmann, C.H.W., et al. (2012); Migeon (2015)]; Uruguai [Bernal & Piñeiro (1982)]; Venezuela [Quiros de Gonzalez (2000)]. Stein & Daólio (2012) coletaram esse ácaro em Campinas, São Paulo, Vasconcelos & Silva (2011) na região de Manaus, Amazonas, e Daud & Feres 2007, no Mato Grosso.

MANEJO

Realizar o monitoramento de todas as plantas do viveiro e dos plantios de até dois anos de idade, observando-se os sintomas de ataque. Medidas de controle devem ser adotadas para evitar a disseminação da praga, como poda e queima das folhas atacadas, no início do ataque, e pulverizações localizadas com produtos alternativos, a exemplo de óleos vegetais, pois não existem agrotóxicos

registrados para o controle dessa praga em coqueiro e outras palmeiras no Brasil (AGROFIT, 2018). O controle biológico natural do ácaro-vermelho é feito por diversos inimigos naturais, sobretudo ácaros predadores da família Phytoseiidae.

REFERÊNCIAS

AGROFIT- Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 11/06/2018.

ALENCAR, J. A.; ALENCAR, P. C. G.; HAJI, F. N. P.; BARBOSA, F. R. Proposta de nível de controle para o monitoramento do ácaro da necrose do coqueiro. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2000. (Embrapa Semi-Árido. Instruções Técnicas, 29).

AQUINO, M.L.N.; ARRUDA, G.P. (1967) O agente causador da “necrose do olho do coqueiro” em Pernambuco. Recife: Instituto de Pesquisa Agronomicas de Pernambuco. 27, 45 pp.

ASSIS, C. P. O.; MORAIS, E. G. F.; GONDIM JR, M. G. C. Toxicity of acaricides to *Raoiella indica* and their selectivity for its predator, *Amblyseius largoensis* (Acari: Tenuipalpidae: Phytoseiidae). *Experimental and Applied of Acarology*, v. 60, p. 357-365, 2013.

BEARD, J. J.; OCHOA, R.; BAUCHAN, G. R.; WELBOURN, W. C.; POOLEY, C.; DOWLING, A. P. G. External mouthpart morphology in the Tenuipalpidae (Tetranychoida) *Raoiella* a case study. *Experimental and Applied Acarology*, Amsterdam, v. 57, p. 227-255, 2012.

Beard, J.J., Ochoa, R., Bauchan, G.R., Trice, M.D., Redford, A.J., Walters, T.W. and Mitter, C. (2012) Flat Mites of the World Edition 2. Identification Technology Program, CPHST, PPQ, APHIS, USDA; Fort Collins, CO. [date you accessed site] <<http://idtools.org/id/mites/flatmites/>>

CABRERA, R.I. El ácaro del cocotero *Aceria guerreronis* su importancia económica y métodos de lucha. Estación Nacionai de Sanidad de los Cítricos y otros Frutales, Habana. 1991. 40p.

CARRILLO, D.; FRANK, J. H.; RODRIGUES, J. C. V.; PEÑA, J. E. A review of the natural enemies of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). *Experimental and Applied Acarology*, v. 57, p. 347-360, 2012.

CHETVERIKOV & CHARNIE CRAEMER (2017) Two new genera of eriophyoid mites (Eriophyoidea) from *Hyphaene coriacea* linking eriophyoid faunas of South American, Indian and African palms: an insight from paleobiography of Arecaceae. *Systematic and Applied Acarology* 22:7, 925-947.

CINTRA, F. L. D.; FERREIRA, J. M. S.; PASSOS, E. E. M.; NOGUEIRA, L. C.; SOBRAL, L. F.; LEAL, E. C.; FONTES, H. R. Mancha anelar do fruto do coqueiro: uma ameaça a comercialização do coco in natura para água. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2000. 12 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Documentos, 13).

DAUD, R. D. ; Feres, R. J. F. Dinâmica populacional de ácaros fitófagos (Acari: Eriophyidae, Tenuipalpidae) em seis clones de seringueira no sul do Estado de Mato Grosso. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 51, p. 377-381, 2007.

DE LA TORRE, P.; ALMAGUEL, L.; BOTTA, E.; CÁCERES, I. Plantas hospedantes de *Steneotarsonemus furcatus* De Leon (Acari: Tarsonemidae) en Cuba. *Neotropical Entomology*, v. 34, p. 517-519, 2005.

DEFESA VEGETAL, 2017. http://www.defesavegetal.net/single-post/2017/06/27/Raoiella-indica---sem-op%C3%A7%C3%B5es-de-manejo?lightbox=image_1z71

DENMARK, H. A.; NICKERSON, E. A tarsonemid mite, *Steneotarsonemus furcatus* De Leon, a serious pest on *Maranta* sp. and *Calathea* sp. (Acarina: Tarsonemidae). *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, v. 94, p. 70-72, 1981.

DOMINGOS C.A., OLIVEIRA L.O., MORAIS E.G.F., NAVIA D., MORAES G.J., GONDIM

- JR. M.G.C. (2012) Comparison of two populations of the pantropical predator *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) for biological control of *Raoiella indica* (Prostigmata: Tenuipalpidae). *Experimental and Applied Acarology* (Dordrecht. Online), v. 60, p. 83-93, 2013.
- FERES, R. J. F.; VIEIRA, M.R.; DAUD, R. D.; PEREIRA, E.G.; OLIVEIRA, G.F.; DOURADO, C.L. Ácaros (Arachnida: Acari) de plantas ornamentais na região noroeste do estado de São Paulo, Brasil: inventário e descrição dos sintomas causados pelos fitófagos. *Revista Brasileira de Entomologia* (Impresso), v. 53, p. 466-474, 2009.
- FERREIRA, J.M.S., ARAÚJO, R.P.C. & SARRO, F.B. (2001) Mancha-anelar-do-fruto-do-coqueiro: agente causal e danos. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento, Documentos, 27, 20p.
- FERREIRA, J. M. S.; MICHEREFF, M. F. F.; LEAL, M. L. S.; SANTOS, A. R. R.; SANTOS, F. J. Avaliação de diferentes concentrações do fungo *Hirsutella thompsonii* (Fisher) no controle do ácaro *Aceria guerreronis* (Keifer). Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2005. 2 p. (Folder).
- FERREIRA, J.M.S.; LIMA, M.F. DE; SANTANA, D. L. Q.; MOURA, J.I.L. SOUZA, L. A. DE. Pragas do coqueiro. In: FERREIRA, J. M. S.; WARWICK, D. R. N.; SIQUEIRA, L.A. (eds.). *A Cultura do coqueiro no Brasil*. 2. ed. rev. e ampl. Brasília, DF: SPI; Aracaju: Embrapa CPATC, 1998. p. 189-267. Ferreira et al., 2001
- FERREIRA; J. MICHEREFF FILHO, M. Produção integrada do coco: práticas fitossanitárias. Aracaju, Embrapa Tabuleiros Costeiros, 107 pp. 2002.
- FLECHTMANN, C. H. W. 1994. *Amrineus cocofolius* n. g.n. sp. (Acari: Eriophyidae) from Brasil. *Internat. j. Acarol.*(20)1:57-59.
- FLECHTMANN, C. H. W. 1989. *Cocos weddelliana* H. Wendl. (Palmae: Arecaceae), a new host plant for *Eriophyes guerreronis* (Keifer, 1965) (Acari: Eriophyidae) in Brasil. *Internat. j. Acarol.* 15(4): 241.
- FLECHTMANN, C.H.W. (1997) Mite (Arthropoda: Acari) associates of palms (Arecaceae) in Brazil. II. Redescription of *Amrineus cocofolius* Flechtmann, 1994 (Acari: Eriophyidae). *International Journal of Acarology*, 23(3), 195-197.
- FLECHTMANN C.H.W., ETIENNE J. 2004. The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic and Applied Acarology* 9: 109–110.
- GALVÃO, A. S.; GONDIM JUNIOR, M. G. C.; MORAES, G. J. Life history of *Proctolaelaps bulbosus* feeding on the coconut mite *Aceria guerreronis* and other possible food types occurring on coconut fruits. *Experimental and Applied Acarology*, v. 53, p. 245-252, 2011.
- GONDIM JUNIOR, M. G. C.; MORAES, G. J. Life cycle of *Retractus johnstoni* Keifer (Acari: Phytoptidae). *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 32, p. 197-201, 2003.
- GONDIM, JR.; M. G. C.; CASTRO, T. M. M. G.; MARSARO JR., A. L.; NAVIA, D.; MELO, J. W. S.; DEMITE, P. R.; MORAES, G. J. Can the red palm mite threaten the Amazon vegetation? *Systematic and Biodiversity*, v.10, p. 527-535, 2012.
- F.T. HATA, JEP SILVA, MU VENTURA, A PASINI, S ROGGIA. First Report of *Raoiella indica* (Hirst) (Acari: Tenuipalpidae) in Southern Brazil. *Neotropical Entomology*. 2017 Jun;46(3):356-359. doi: 10.1007/s13744-016-0468-9. Epub 2016 Nov 26.
- HIRST, S. On some new species of red spiders. *Annals and Magazine of Natural History*, Londres, v. 9, p. 522-527, 1924.
- KANE, E. C.; OCHOA, R.; MATHURIN, G.; ERBE, E. F.; BEARD, J. J. *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae): an exploding mite pest in the neotropics. *Experimental and Applied Acarology*, v. 57, p. 215-225, 2012.
- KEIFER, H. H. 1979. Eriophyid studies Calf. Dept. Agric. Bureau Entomol C 16: 1-24.
- KEIFER, H. H. Eriophyid studies. California Department of Agriculture: Bureau of Entomology, 1965. Sacramento (Special publication), (Eriophyes studies, B14).
- LAWSON-BALAGBO, L.M., GONDIM JR, M.G.C., MORAES, G.J., HANNA, R. &

SCHAUSBERGER, P. Exploration of the acarine fauna on coconut palm in Brazil with emphasis on *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and its natural enemies. Bulletin of Entomological Research, 98, 83–96.2008.

LEPESME, P. 1947. Les insectes des palmiers. In Paul Lechevalier ed. Paris 904 p.

LIMA, D. B.; MELO, J. W. S.; GONDIM JUNIOR, M. G. C.; MORAES, G. J. Limitations of *Neoseiulus baraki* and *Proctolaelaps bickleyi* as control agents of *Aceria guerreronis*. Experimental and Applied Acarology, v. 56, p. 233–246, 2012.

LOFEGO, A. C.; GONDIM JUNIOR, M. G. C. A new species of *Steneotarsonemus* (Acari: Tarsonemidae) from Brazil. Systematic & Applied Acarology, London, UK, v. 11, p. 195-203, 2006.

MANSON D.C.M., OLDFIELD G.N. (1996) Life forms, deutero-gyny, diapauses and seasonal development. In: Lindquist EE, Sabelis MW, Bruin J (eds) Eriophyoid mites - their biology, natural enemies and control. Elsevier, Amsterdam, pp 173–183.

MARIAU, D. 1977. *Aceria (Eriophyes) guerreronis*: na importante ravageur des cocoteraies africaines et americaines. Oleagineux. 32(3): 101-108.

José W. S. Melo, Denise Navia, Jairo A. Mendes, Rosenya M. C. Filgueiras, Adenir V. Teodoro, Joana M. S. Ferreira, Elio C. Guzzo, Izabel V. de Souza, Renata S. de Mendonça, Érica C. Calvet, Antônio A. Paz Neto, Manoel G. C. Gondim Jr, Elisângela G. F. de Moraes, Maurício S. Godoy, Jailma R. dos Santos, Raimundo I. R. Silva, Valesca B. da Silva, Rhenan F. Norte, Antônio B. Oliva, Robson D. P. dos Santos & Cleiton A. Domingos (2018) The invasive red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), in Brazil: range extension and arrival into the most threatened area, the Northeast Region, International Journal of Acarology, DOI: 10.1080/01647954.2018.1474945

MIGEON, Alain & and DORKELD, Franck (2006-2017) Spider Mites Web: a comprehensive database for the Tetranychidae. <http://www.montpellier.inra.fr/CBGP/spmweb>. Acesso 07/06/2018.

MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. Manual de acarologia – Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 308 p.

MOREIRA, J.O.T. & NASCIMENTO, A.R.P. (2002) Avaliação da eficiência de acaricidas isolados e em mistura no controle do ácaro-da-necrose-do-coqueiro *Aceria guerreronis* Keifer, 1965 (Prostigmata: Eriophyidae) no Vale do São Francisco. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal - SP, 24(1), 072-076.

NAGESHACHANDRA, B. K.; CHANNABASAVANNA, G. P. Plant mites. In: GRIFFITHS, D. A.; BOWMAN, C. E. (Ed.). Acarology VI. West Sussex, England: Ellis Horwood Publishers, 1984. v. 2. p. 785-790.

NAVIA D, MARSARO JR AL, SILVA FR, GONDIM JR MGC, MORAES GJ. First report of the red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), in Brazil. Neotropical Entomology 40: 409–411. 2011.

NAVIA, D., MENDONÇA, R.S., FERRAGUT, F., MIRANDA, L.C., TRINCADO, R.C., MICHAUX, J. & NAVAJAS, M. (2013) Cryptic diversity in *Brevipalpus mites* (Tenuipalpidae). Zoologica Scripta, 42(4), 406-426.

NAVIA, D., MORAES, G.J., LOFEGO, A. & FLECHTMANN, C.N.E. Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) de algumas localidades das Américas. Neotropical Entomology, 34, 349–354.2005. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000200026>.

NAVIA, D.; GONDIM JR, M. G. C.; MORAES, G. J. Eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea) associated with palm trees. Zootaxa, v. 1389, p. 1-30, 2007.

NAVIA, D.; GONDIM JR., M.G.C.; ARATCHIGE, N.S.; MORAES, G J DE. A review of the status of the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae), a major tropical mite pest. Experimental & Applied Acarology 59: 67-94, 2013.

NAVIA, D.; MORAIS, E. G. F.; MENDONÇA, R. S.; GONDIM JR, M. G. C. Ácaro-vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). In: VILELA, E.; ZUCCHI, R. A. Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 418-452.

- OLIVEIRA, D.C.; MORAES, G.J.; DIAS, C.T.S. (2012) Status of *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae) as a pest of coconut in the state of São Paulo, southeastern Brazil. *Neotropical Entomology*, Vol. 41, p. 315-323.
- OLIVEIRA D.C., PRADO, E.F. GILBERTO JOSÉ DE MORAES, G.J., DE MORAIS, E.G.F. CHAGAS, E.A., GONDIM JR., M.G.C.; NAVIA, D. First report of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in southeastern Brazil. 2016 — *Florida Entomologist* — Volume 99, N. 1, p.123-125.
- PASCHOAL, A. D. Sobre a biologia do ácaro *Tetranychus mexicanus* (Acarina: Tetranychidae) - Notas prévias. Solo, Piracicaba, v. 60, n. 1, p. 67-70, 1968.
- PREZOTTI, L., PARREIRA, D.S., MOURA, A.P., SILVA, M.B., RUFINI, J.C.M. & RIBEIRO, H.C.B. (2007) Ocorrência de *Aceria guerreronis* Keifer e *Steneotarsonemus furcatus* de Leon (Acari: eriophyidae; Tarsonemidae) em coqueiro na região do Vale do Rio Doce. *Arquivo do Instituto Biológico, São Paulo*, 74(1), p. 43-45.
- REIS A.C., GONDIM JR. M., NAVIA D, FLECHTMANN C.H.W. 2012. Eriophyoid mites (Acari: Prostigmata: Eriophyoidea) on palms (Arecaceae) from the Brazilian Amazon: a new genus and four new species. *Zootaxa* 3446: 49–59.
- ROBBS, C.F. & A.L. PERACCHI. Sobre a ocorrência de um ácaro prejudicial ao coqueiro (*Cocos nucifera* L.), p.65-70. 1965. *Anais da IX Reunião Fitossanitária*, Rio de Janeiro.
- RODRIGUES J.C.V, ANTONY L.M.K. 2011. First report of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in Amazonas State, Brazil. *Florida Entomologist* 94: 1073–1074.
- RODRIGUES, J. C. V.; PEÑA, J. E. Chemical control of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in banana and coconut. *Experimental and Applied Acarology*, v. 57, p. 317-329, 2012.
- ROSAS, L. S.; ACEVEDO, J. L. R.; BARAJAS, R. B. 1992. Valoracion del dano causado por *Eriophyes (Aceria) guerreronis*, a una huerta de palma de coco (*Cocos nucifera*) donde se aplico *Hirsutella thompsonii*. In: Taller Internacional sobre los ácaros y otras plagas del cocotero y sus posibles metodos de lucha, 1. 1992, Guantanamo - Cuba. Resúmenes.
- SANTANA, D. L. Q. Pragas potenciais para palmeiras com fins de produção de palmito. In: Santos, A. F.; Corrêa Júnior, C.; Neves, E. J. M. (Org.). *Palmeiras para produção de palmito - juçara, pupunheira e palmeira real*. Colombo: Embrapa Florestas, 2008, v. 1, p. 129-166.
- SANTANA, D. L. Q., FLECHTMANN, C. H. W.; LIMA, M. F. DE. 1994. Novos ácaros do Coqueiro no Brasil. Aracaju: EMBRAPA/CPATC, 1994. 5 P. (Comunicado Técnico, 3).
- SANTANA, D. L. Q.; FLECHTMANN, C. H. W. Mite (Arthropoda, Acari) associates of palms (Arecaceae) in Brazil I. Present status and new records. *Revista Brasileira de Zoologia*, v. 15, p. 959-963, 1998.
- SANTANA, D. L. Q.; FLECHTMANN, C. H. W.; LIMA, M. F. Novos ácaros do coqueiro no Brasil. Aracaju: Embrapa-CPATC, 1994. 5 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 3).
- SOBHA, T. R.; HAQ, M. A. Postembryonic development of the coconut mite, *Aceria guerreronis*, on coconut in Kerala, India. *Zoosymposia*, v. 6, p. 68-71, 2011.
- SOUZA, I. V.; GONDIM JUNIOR, M. G. C.; RAMOS, A. L. R.; SANTOS, E. A.; FERRAZ, M.I. F.; OLIVEIRA, A. R. Population dynamics of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and other mites associated with coconut fruits in Una, state of Bahia, northeastern Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, v. 58, p. 221-233, 2012.
- STEIN, C. P.; DAÓLIO, N. Biologia de *Tetranychus mexicanus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em folhas de pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth). *Bioikos*, v. 26, p. 23-28, 2012.
- TEODORO, A. V.; SILVA, S. S.; VASCONCELOS, J. F.; BOMFIM, R. V. S.; SANTANA, S. F.; SENA FILHO, J. G. Eficiência relativa do óleo bruto de algodão no controle do ácaro-da-necrose *Aceria guerreronis* em coqueiro. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. 19 p. II. (Boletim de Pesquisa / Embrapa Tabuleiros Costeiros, ISSN 1678-1961, 117).
- TEODORO, A. V.; Ferreira, J.M.S.; Navia, D.; Silva, S.S. Bioecologia e manejo dos principais

ácaros-praga do coqueiro no Brasil. Aracaju: Embrapa, 2015 (Comunicado Técnico, 169).

TEODORO, A. V.; RODRIGUES, J. C. V.; SILVA, J. F.; NAVIA, D.; SILVA, S. S. Ácaro-vermelho-das-palmeiras *Raoiella indica*: nova praga de coqueiro no Brasil. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. 19 p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Documentos, 210).

TEODORO, A. V.; SILVA, M. J. S.; SENA FILHO, J. G.; OLIVEIRA, E. E.; GALVÃO, A. S.; SILVA, S. S. Bioactivity of cotton seed oil against the coconut mite *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyidae) and side effects on *Typhlodromus ornatus* (Acari: Phytoseiidae). *Systematic & Applied Acarology* 22 (7): 1037–1047 (2017).

15.8.3 Ácaros da seringueira e da erva-mate

JAQUELINE MAGALHÃES PEREIRA¹

¹Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia, Av. Esperança, S/N, Campus Samambaia, Goiânia, Goiás, CEP 74690-900, jaquelinemagalhaesufg@gmail.com

A seringueira *Hevea brasiliensis* (Muell. Arg.) (Euphorbiaceae) é a espécie florestal cultivada em que os ácaros são mais importantes. Existem relatos de aproximadamente 60 espécies de ácaros de diferentes famílias em seringueira (Bellini et al., 2005a). Entre as famílias de ácaros encontradas em seringueira, cita-se a Acaridae, Bdellidae, Cheyletidae, Cunaxidae, Diptilomiopidae, Eriophyidae, Iolinidae, Meyerellidae, Pdiculochelidae, Phytoseiidae, Raphignathidae, Stigmaeidae, Tarsonemidae, Tenuipalpidae, Tetranychidae, Tydeidae e Winterschmidtidae (Bellini et al., 2005; Bellini et al., 2008; Ferla & Moraes, 2008). Porém, somente duas espécies são relatadas causando injúrias: *Calacarus heveae* Feres (Eriophyidae) e *Tenuipalpus heveae* Baker (Tenuipalpidae).

***Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari: Eriophyidae)**

Estados brasileiros onde foi registrada: GO, MG, MS, MT, SP e região amazônica

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Calacarus heveae é considerado o ácaro-praga de maior importância (Feres, 2000), descrito a partir de material coletado no Estado de São Paulo (Feres, 1992). A duração da fase imatura foi de 9,3 dias e a fecundidade foi de 16,2 ovos/fêmea. A duração total de ovo até a morte foi de aproximadamente 16 dias, sendo que os machos duraram, em média, cerca de 13 dias e as fêmeas 17,8 dias (Ferla & Moraes, 2003). O adulto mede entre 190 e 230 µm e quando recém-emergido apresenta coloração cinza brilhante passando a cinza-opaco. Esses ácaros são muito ativos e só diminuem a movimentação ao se alimentarem (Martins, 2012).

É originário da Região Amazônica (Feres, 2001), sendo relatados em outros estados, como Goiás, Minas Gerais e Mato Grosso do Sul (Tanzini, 1999; Hernandez e Feres, 2006). É o ácaro mais abundante nos seringais do estado de São Paulo (Hernandes & Feres, 2006) e do estado do Mato Grosso (Ferla & Moraes, 2008).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Ocorre na face adaxial das folhas e seu ataque pode reduzir a taxa fotossintética e, conseqüentemente, a produtividade (Daud et al., 2012a). Pode causar perda de brilho, amarelecimento, bronzeamento e queda de folhas, ocasionando perdas de até 30% na produção de látex (Feres, 2000). No clone mais cultivado, RRIM 600, a desfolha pode ultrapassar 75% (Vieira & Gomes, 1999). As folhas atacadas podem apresentar esbranquiçadas devido ao acúmulo de exúvias depositadas (Feres, 1992). Esses sintomas desenvolvem-se de forma ascendente, ou seja, inicia-se a partir da região inferior para a superior da copa da planta, decorrendo um período mínimo de 30 dias para as folhas atacadas começarem a cair (Martins, 2012).

***Tenuipalpus heveae* Baker, 1945 (Acari: Tenuipalpidae)**

Estados brasileiros onde foi registrada: AM, GO, MT, PA, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Este ácaro é achatado dorsoventralmente, os ovos e a fase jovem apresentam coloração alaranjada e a fase adulta apresenta coloração avermelhada (Martins, 2012). A duração da fase imatura é em torno de 30 dias e a fecundidade é de 34 ovos/fêmea (Pontier et al., 2000). Ocorrem na face inferior das folhas medianas e mais velhas, porém, em grande infestação podem ser encontrados na face superior (Feres, 2000).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Tenuipalpus heveae foi descrito a partir de espécimes coletados no Pará (Baker, 1945), porém, não há relato de sua ocorrência como praga nesse estado,

havendo relatos de sua ocorrência também nos Estados do Amazonas, Goiás, Mato Grosso e São Paulo (Moraes & Flechtmann, 2008; Hernandez & Feres, 2006).

Seu ataque provoca escurecimento do tecido vegetal causando amarelamento e queda das folhas (Martins, 2012). Seu aumento populacional acontece ao final da estação chuvosa (Hernandes & Feres, 2006; Vieira, 2010).

A maior ocorrência dessa espécie acontece entre os meses de março a julho (Hernandes & Feres, 2006), podendo causar desfolha antes do período de senescência (Vieira et al., 2010), que geralmente coincide com o início da estação seca (Sambugaro, 2007), por volta do mês de julho (Daud, 2010). Esse período, de maior ocorrência desses ácaros, coincide com o período que a planta dispõe de máxima energia para produção de látex, podendo interferir na produtividade das plantas infestadas (Vieira et al., 2010).

Ácaros da erva-mate

Na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.) (Aquifoliaceae), foram identificadas as seguintes espécies de ácaros: *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Tenuipalpidae), *Dichopelmus notus* Keifer (Eriophyidae), *Diptilostatus chimarricus* Silva & Ferla (Eriophyoidea), *Dissella ilicicola* Navia & Flechtmann, *Eutetranychus banksi* (McGregor), *Neotetranychus* sp., *Oligonychus* spp., *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Tetranychidae) e *Poliphagotarsonemus latus* (Banks) (Tarsonemidae). *Dichopelmus notus* é específico da cultura e provoca bronzeamento, queda prematura das folhas e morte de ponteiros. Adultos de *D. notus* possuem dois pares de pernas, corpo em forma de vírgula, com coloração normalmente marrom (Bertoldo et al., 2008).

MANEJO

Resistência

O uso de material resistente como parte do manejo integrado de pragas é uma importante estratégia de controle na heveicultura, principalmente devido ao reduzido número de defensivos agrícolas registrados para a cultura (Vieira et al., 2017). Existe a hipótese de que os cultivares de plantas de seringueira afetam a

abundância de ácaros fitófagos, desempenhando um papel na organização da comunidade de ácaros (Daud & Feres, 2013). Esta influência que as plantas hospedeiras provocam na composição da acarofauna pode estar relacionada a fatores de resistência. Alguns trabalhos relatam influência do clone no desenvolvimento de ácaros fitófagos. O clone PB 235 possibilitou melhor desenvolvimento de *T. heveae*, enquanto que GT 1 foi menos favorável (Feres et al., 2010). Neste mesmo clone, foi observado um período mais curto de desenvolvimento de *C. heveae*, maior oviposição e sobrevivência (Daud et al., 2012b). Os clones Fx 3899, IAC 15, IAC 40, IAC 300, IAC 301, IAN 3156, PB 28/59, PB 254 e PC 119 foram considerados resistentes pela não preferência a *C. heveae* (Silva et al., 2011; Vieira et al., 2013; Vieira et al., 2017).

A utilização da resistência de plantas de seringueira ao ataque de ácaros contribui na redução do uso de acaricidas, diminuição dos custos de produção, dos riscos de contaminação ambiental, além de garantir a preservação de artrópodes benéficos (Hernandes & Feres, 2006). Este fato é observado pela diminuição do uso de aplicações de acaricidas no campo. Porém, são necessários maiores estudos que identifiquem características biológicas da seringueira, bem como o efeito da fisiologia da planta que influencie no desenvolvimento de ácaros (Daud et al., 2012a; Vieira et al., 2013).

Controle biológico

O ácaro predador *Euseius citrifolius* Denmark & Muma (Phytoseiidae) parece ser o mais importante na região noroeste do estado de São Paulo (Bellini et al., 2008). Nesta região, *E. citrifolius*, *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma e *Tacebia* sp. foram os mais abundantes (Feres et al., 2002). *Euseius concordis* (Chant) foi a espécie de Phytoseiidae mais frequente entre as 41 espécies capturadas em estudo no estado do Mato Grosso (Ferla & Moraes, 2002). Bellini et al. (2005b) encontraram maiores abundância e frequência para *E. citrifolius* e *Neoseiulus tunus* (DeLeon).

Outros trabalhos também relatam grande abundância de Phytoseiidae do gênero *Euseius* entre os ácaros predadores (Bellini et al., 2008; Daud & Feres, 2013; Nuvoloni et al., 2015). A maior presença de *E. citrifolius* ao longo do ano pode ser devido ao seu hábito alimentar generalista, havendo diversidade de alimentos, como ácaros fitófagos e pólen (Bellini et al., 2008). Ácaros do gênero *Euseius* podem-se alimentar tanto de pólen como de ácaros tetraniquídeos e eriofídeos, tripes e mosca-branca (McMurtry & Croft, 1997; McMurtry et al., 2013).

Agistemus floridanus Gonzales (Stigmaidae) apresenta potencial para predação de *C. heveae* (Ferla & Moraes, 2003), além dos ácaros da família Iolinidae, que são reconhecidos mundialmente como importantes inimigos naturais de ácaros da família Eriophyidae (Gerson et al., 2003).

Outra forma de controle biológico de ácaros em seringueira é através do uso de fungos entomopatogênicos. A infecção pode ocorrer naturalmente pelo fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin, *Hirsutella thompsoni* Fisher, *Metarrhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin, *Verticillium lecani* (Zimmerman) Viégas (Gonçalves et al., 2013) e fungos pertencentes ao gênero *Neozygites* (Moraes & Flechtmann, 2008), porém maiores estudos são necessários visando a uma recomendação técnica. A falta de conhecimento sobre a biologia da praga, bem como desse fungo e a dificuldade de sua multiplicação em larga escala, dificulta a prática do controle biológico (Moraes & Flechtmann, 2008).

Controle químico

O controle químico é a alternativa mais utilizada para o controle de ácaros em seringueira, porém, nenhum acaricida está registrado para controle de *C. heveae* e *T. heveae* no Brasil. Somente espiroclorfenol tem registro (AGROFIT, 2017). Porém, pesquisas demonstraram que abamectina, bromopropilato, fenpiroximato e lufenuron foram eficientes no controle de *C. heveae* (Vieira & Gomes, 1999; 2001). Da mesma forma, os produtos azociclotina, cihexatina, enxofre espiroclorfenol e propargito resultaram em mais de 90% de eficiência de controle aos 45 dias após a aplicação (Vieira et al., 2006).

As diferenças quanto ao período de controle proporcionado são importantes devido ao impacto ambiental provocado pelo maior número de aplicações, principalmente os possíveis danos aos agentes de controle natural. Pesquisas sobre o controle químico dos ácaros em seringueira, com produtos que apresentem seletividade aos ácaros predadores, são primordiais para o estabelecimento do manejo integrado dessas pragas (Vieira et al., 2006). Muitas vezes, os agricultores adotam o controle químico de forma preventiva, procurando obter maior segurança contra os eventuais danos causados pelos ácaros, negligenciando os custos do controle, além dos possíveis efeitos nocivos ao ambiente e ao homem (Moraes & Flechtmann, 2008). As práticas de controle devem ser baseadas em níveis de danos econômicos, que são encontrados por meio de amostragens (Kogan & Herzog, 1980).

Além do momento adequado para a adoção de determinada prática de controle, o manejo integrado de pragas visa à adoção de outras medidas de controle de forma integrada (Martins, 2012). Deve-se examinar 2% das plantas, duas folhas por planta (seis folíolos), quantificando o número de ácaros em duas áreas de um cm² por folíolo, sendo uma visada de cada lado da nervura na página superior do folíolo para *C. heveae*, com nível de controle de 0,5 ácaro/cm², uma visada sobre a nervura central e uma visada sobre uma nervura lateral na página inferior do folíolo para *T. heveae*, com nível de controle de 1,0 ácaro/cm² (Vieira, 2010).

Outro plano de amostragem convencional consiste na avaliação de 2% das plantas, sete folíolos por planta com duas visadas de um cm² por folíolo, sendo uma visada na página superior de cada lado da nervura principal, na metade superior do folíolo para *C. heveae* e duas visadas na nervura principal na página inferior para *T. heveae* (Martins, 2012). O nível de dano econômico de 0,94 ácaro/cm² foi estabelecido como o máximo a ser tolerado para que não haja desfolhamento causado por *C. heveae* em plantas de seringueira (Vieira & Gomes, 1999).

REFERÊNCIAS

- BAKER, E. W. Mites of the genus *Tenuipalpus* (Acarina: Trichadenidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, v. 47, n. 2, p. 33-44, 1945.
- BELLINI, M. R.; MORAES, G. J.; FERES, R. J. F. Ácaros (Acari) de dois sistemas de cultivo da seringueira no Noroeste do Estado de São Paulo. Neotropical Entomology, v. 34, n. 3, p. 475-484, 2005a.
- BELLINI, M. R.; MORAES, G. J.; FERES, R. J. F. Plantas de ocorrência espontânea como substratos alternativos para fitoseídeos (Acari, Phytoseiidae) em cultivos de seringueira *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. (Euphorbiaceae). Revista Brasileira de Zoologia, vol. 22, no. 1, p. 35-42, 2005b.
- BELLINI, M. R.; FERES, R. J. F.; BUOSI, R. Ácaros (Acari) de seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) e de euforbiáceas espontâneas no interior dos cultivos. Neotropical Entomology, vol. 37, no. 4, Julho/Agosto, 2008.
- BERTOLDO, G.; GOUVEA, A.; ALVES, L. F. A. Plano de amostragem para *Dichopelmus notus* (Eriophyidae) na cultura da erva-mate. Ciência Rural, v. 38, n. 3, 2008.
- DAUD, R. D.; SILVA, E. R. O.; FERES, R. J. F. Influência de *Cecropia pachystachya* na incidência de ácaros (Arachnida, Acari) e de *Leptopharsa heveae* (Insecta, Hemiptera) em cultivo de seringueira. Revista Biologia Neotropical. V. 7, n. 2, p. 49-60, 2010.
- DAUD, R. D.; CONFORTO, E. C.; FERES, R. J. F. Changes in leaf physiology caused by *Calacarus heveae* (Acari, Eriophyidae) on rubber tree. Experimental and Applied Acarology, v. 57, p. 127-137, 2012a.
- DAUD, R. D.; FERES, R. J. F.; HERNANDES, F. A. Seasonal suitability of three rubber tree clones to *Calacarus heveae* (Acari, Eriophyidae). Experimental and Applied Acarology, v. 56, p. 56-57, 2012b.
- DAUD, R. D.; FERES, R. J. F. Community structure of mites (Arachnida: Acari) in six rubber tree clones. International Journal of Acarology, vol. 39, No. 8, 589-596, 2013.

FERES, R. J. F. A new species of *Calacarus* Keifer (Acari, Eriophyidae, Phyllocoptinae) from *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. (Euphorbiaceae) from Brazil. *International Journal of Acarology*, v. 18, n. 1, p. 61-65, 1992.

FERES, R. J. F. Levantamento e observação naturalística da acarofauna (Acari, Arachnida) de seringueira cultivada (*Hevea* spp., Euphorbiaceae) no Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, v. 17, n. 1, p. 157-173, 2000.

FERES, R. J. F. Primeiro registro de ácaros eriofídeos (Acari, Eriophyidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) da Floresta Amazônica, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, v. 18, (Supl. 1), p. 343-345, 2001.

FERLA, N. J.; MORAES, G. J. DE. Ácaros (Arachnida, Acari) da seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) no estado do Mato Grosso, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, vol. 19, 867-888, 2002.

FERES, R. J. F.; ROSSA-FERES, D. C.; DAUD, R. D.; SANTOS, R. S. Diversidade de ácaros (Acari, Arachnida) em seringueiras (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) na região noroeste do Estado de São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, vol. 19, no. 1, 137-144, 2002.

FERES, R. J. F.; DEL'ARCO, M.; DAUD, R. D. Biological cycle of *Tenuipalpus heveae* Baker (Acari, Tenuipalpidae) on leaflets of three rubber tree clones. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 54, n. 2, p. 298-303, 2010.

FERLA, N. J. E MORAES, G. J. Ciclo biológico de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari, Eriophyidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, Curitiba, v. 47, n. 3, p. 399-402, 2003.

FERLA, N. J.; MORAES, G. J. Flutuação populacional e sintoma de dano por ácaros (Acari) em seringueira no estado do Mato Grosso, Brasil. *Revista Árvore*, Viçosa-MG, v. 32, n. 2, p. 365-376, 2008.

GERSON, U.; SMILEY, R. L.; OCHOA, R. Mites (Acari) for pest control. Oxford: Blackwell Sciences, 2003, 539p.

GONÇALVES, R. C.; SÁ, C. P. DE; DUARTE, A. A. F.; BAYMA, M. M. A. Manual de Heveicultura para a Região Sudeste do Estado do Acre. Documentos / Embrapa Acre, 2013, 152 p.

GOUVÊA, A. Dinâmica populacional da acarofauna em agroecossistema ervateiro, no município de Dois Vizinhos, PR. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná. 2003. 91 f.

HERNANDES, F. A.; FERES, R. J. F. Diversidade e Sazonalidade de Ácaros (Acari) em Seringal (*Hevea brasiliensis*, Muell. Arg.) no Noroeste do Estado de São Paulo. *Neotropical Entomology*, v. 35, n. 4, p. 523-535, 2006.

KOGAN, M.; HERZOG, D. C. Sampling methods in soybean Entomology. Springer, 1980.

ÚCIO, A. D. C.; VIEIRA NETO, J.; CHIARADIA, L. A.; STORCK, L. Distribuição espacial e tamanho de amostra para o ácaro-do-bronzeamento da erva-mate. *Revista Árvore*, Viçosa, v. 33, n. 1, p. 143-150, 2009.

MAPA – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Agrofit – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em <[http:// http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons](http://http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)> Acesso em: 18 de julho de 2017.

MARTINS, G. L. M. *Calacarus heveae* Feres (Eriophyidae) e *Tenuipalpus heveae* Baker (Tenuipalpidae) em seringueira: planos de amostragem, efeito da adubação silicatada no desenvolvimento populacional e validação de escala de notas para avaliação do desfolhamento. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, 2012.

MCMUTRY, J.A.; CROFT, B.A. Life-styles of Phytoseiidae mites and their holes in biological control. *Annual Review of Entomology*, v. 42, p. 291-321, 1997.

MCMURTRY, J. A.; MORAES, G. J.; SOURASSOU, N. Revision of the lifestyles of Phytoseiidae mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. *Systematic & Applied Acarology*, v. 18, n.4, p. 297-320, 2013.

- MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. Manual de Acarologia: Acarologia Básica e Ácaros de Plantas Cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos Editora. 2008. 308 p.
- NUVOLONI, F. M.; LOFEGO, A. C.; CASTRO, E. B.; FERES, R. J. F. Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata) from rubber tree crops in the State of Bahia, Brazil, with description of two new species. *Zootaxa*, vol. 2, no. 2, p. 260-274, 2015.
- PONTIER, K. J. B.; MORAES, G. J.; KREITER, S. Biology of *Tenuipalpus heveae* (Acari: Tenuipalpidae) on rubber tree leaves. *Acarology*, v. 41, n.4, p. 423-427, 2000.
- QUEIROZ, D. L.; FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros associados ao eucalipto. (Documentos), Embrapa Florestas, 2011. Disponível em: <<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/921031/1/Doc.230Dalvafinalizado.pdf>> Acesso em: 07 de maio de 2017.
- SAMBUGARO, R.. Estágios foliares, fenologia da seringueira (*Hevea* spp.) e interação com *Microcyclus ulei* (Mal das folhas). Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu, 2007, 94 f.
- SANTANA, D. L.; FLECHTMANN, C. H. W.; MILANEZ, J. M.; MEDRADO, M. J. S.; MOSELE, S. H.; CHIARADIA, L. A. Ácaros em erva-mate. In.: Congresso Sul-Americano de Erva-Mate. Anais... Curitiba: Embrapa-CNPQ, 1997, p. 464. (Documentos, 33).
- SILVA, H. A. DE S.; VIEIRA, M. R.; VALÉRIO FILHO, W. V.; CARDOSO, M. S. M.; FIGUEIRA, J. C. Clones de seringueira com resistência a ácaros. *Bragantia*, v. 70, n. 2, 2011.
- TANZINI, M. R. Manejo integrado do percevejo-de-renda-da-seringueira e ácaros na *Hevea*. In: GONÇALVES, P. S. E BENESI, J. F. C. (orgs.). Primeiro ciclo de palestras sobre a heveicultura paulista. Barretos, São Paulo, p. 31-44, 1999.
- VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C. Sintomas, desfolhamento e controle de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari: Eriophyidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.). *Cultura Agronômica*, v. 8, n. 1, p. 53-71, 1999.
- VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C. Avaliação de acaricidas no controle de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari: Eriophyidae) em seringueira através de contagem em campo. *Cultura Agronômica*, v. 10, p. 145-158, 2001.
- VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C.; FIGUEIRA, J. C. Controle químico de *Calacarus heveae* Feres (Acari: Eriophyidae) em seringueira. *BioAssay*, v. 1, n. 9, 2006.
- VIEIRA, M. R. Ácaros e percevejos podem prejudicar os seringais paulistas. In: Heveicultura. Casa da Agricultura, Campinas, SP, Ano 13, p. 1-22, 2010. Disponível em: <<http://www.asbraer.org.br/arquivos/bib/59-ca-heveicultura.pdf>> Acesso em: 28 de maio de 2017.
- VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C.; SOUZA DA SILVA, H. A. DE. Redução na produção de látex da seringueira provocada pela infestação de ácaros. *Revista Ceres*, v. 57, n. 5, p. 608-613, 2010.
- VIEIRA, M. R.; MARTINS, G. L. M.; SCALOPPI JÚNIOR, E. J. Resistência de clones de seringueira à infestação por ácaros. *Bragantia*, vol. 72, no. 4, p. 367-372, 2013.
- VIEIRA, M. R.; CELOTO, F. J.; SCALOPPI JÚNIOR, E. J.; AGUSTINI, J. A. Resistência a ácaros de clones de seringueira nas condições do noroeste paulista. *Bragantia*, v. 76, n. 1, p. 102-107, 2017.

16. Pragas florestais exóticas no Brasil

16.1 Apoio à prevenção, monitoramento e controle de ingresso de pragas quarentenárias florestais no território brasileiro

LUIZ ALEXANDRE NOGUEIRA DE SÁ¹, MARIA CONCEIÇÃO PERES YOUNG PESSOA¹, RAFAEL MINGOTI², PEDRO GUILHERME LEMES³

¹Laboratório de Quarentena “Costa Lima” (LQCL)/Embrapa Meio Ambiente. Caixa Postal: 69, Jaguariúna, São Paulo, CEP: 13910-972 conceicao.young@embrapa.br

²Embrapa Territorial, Av. Soldado Passarinho, 303, Campinas, São Paulo. CEP: 13070-115 rafael.mingoti@embrapa.br

³Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

INTRODUÇÃO

A importância do setor florestal brasileiro é notória, sendo responsável pela geração de 3,7 milhões de empregos, com investimentos previstos para o período de 2017-2020 na ordem de R\$ 14 bilhões (B.FOREST, 2018). Apesar de especialistas apontarem a alta produtividade dos plantios florestais brasileiros como o maior diferencial de competitividade, os aumentos nos custos de produção preocupam, em função da possibilidade de cenário menos promissor às exportações e da migração dos principais mercados para países com menores custos (B.FOREST, 2018; Brun, 2018).

Um dos fatores que podem aumentar o custo de produção é a necessidade de controle de pragas florestais. Além das nativas, tais como formigas-cortadeiras, cupins, lagartas e outras (Wilcken, 2018), tem se observado um maior número de registros de entrada de pragas florestais exóticas no Brasil. O aumento no fluxo internacional de cargas e no trânsito de pessoas e mercadorias em áreas vulneráveis vem contribuindo para elevar o risco de entrada dessas pragas exóticas no país (Holler et al., 2016), incluindo os plantios florestais como observado a partir dos anos 2000, principalmente pelo ingresso de pragas de origem

australiana. Os principais exemplos são o psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (introduzido em 2003) com prejuízos no volume de madeira colhida (de 15 a mais de 30%), do percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (em 2008), cujos surtos ocorridos entre 2011 e 2014 causaram prejuízos superiores a R\$ 1 bilhão, e da vespa-da-galha *Lectocybe invasa* (em 2008) (Wilcken, 2018). Essas pragas não se encontravam listadas como “Pragas Quarentenárias Ausentes” (PQA ou, anteriormente, A1) nas Instruções Normativas de Pragas Quarentenárias do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento vigentes à época (IN 41 de 1/7/2008, IN 52 de 20/11/2007 e IN 38 de 14/10/1999); ou seja, não havia expectativa de ingresso iminente no país. Além dessas pragas, o gorgulho-do-eucalipto *Gonipterus platensis* (praga exótica presente no Brasil desde 1955, porém controlada) voltou a ser praga-chave em cultivos em 2012, com surtos significativos (mais de 20 mil ha a.a.) a partir de 2015 em São Paulo e Paraná (Souza et al., 2016a).

Embora as ações de controle, principalmente com uso do controle biológico clássico, estejam sendo empregadas nos programas de manejo de pragas exóticas de eucalipto e pinus, essas demandam custos expressivos, dada a necessidade de autorizações de importações de bioagentes exóticos específicos, de atividades de quarentena, de estudos de seletividade e de estabelecimento de métodos para as criações massais (praga e bioagente). Requerem, também, avaliações de eficácia de liberações dos bioagentes exóticos em hortos (visando verificar a adaptação e controle no novo ambiente) e as ações de monitoramento populacional das pragas e bioagentes nas áreas infestadas sob programas de controle biológico. Mesmo assim, a adaptação do bioagente exótico pode não ser eficaz no novo ambiente, requerendo solicitações de novas remessas de bioagentes exóticos já introduzidos e/ou a importação de outros mais eficazes para as condições nacionais. Isso foi verificado, em parte, com *Psyllaephagus bliteus*, introduzido no país em 2004 para o controle do psilídeo-de-concha. Apesar de comprovado estabelecimento do parasitoide, ainda são necessárias novas liberações constantes e, assim, disponibilidade de maior número desses indivíduos em criações massais (Wilcken, 2018; Wilcken et al., 2016). Em regiões com períodos prolongados de seca (maior que 60 dias), as plantações de eucalipto ainda são acometidas por surtos expressivos da praga, dado que o parasitoide é impactado por condições climáticas específicas (temperaturas altas e umidades relativas baixas) (Wilcken, 2018).

Os custos de produção poderiam ser minimizados, se ações de pesquisa exploratória fossem direcionadas à identificação e ao conhecimento prévio de

pragas exóticas com potencial para entrada eminente no Brasil e de condições territoriais, que favoreçam o transporte e o estabelecimento dessas pragas, no intuito de melhorar as estratégias preventivas no país.

Acrescentam-se ainda demandas por métodos e atividades, que apoiem as estratégias de segurança fitossanitária do sistema de produção florestal brasileiro, orientadas aos monitoramento e ao controle, conforme características ambientais locais. Por essa razão, os trabalhos de prevenção devem igualmente envidar esforços na incorporação de inteligência territorial, no intuito de elencar informações consistentes e passíveis de representação georreferenciada; em escala viável para agregar ou fornecer elementos que, efetivamente, apoiem políticas públicas nacionais para o controle de entrada e de disseminação de pragas exóticas do setor.

Várias ações de pesquisa foram viabilizadas para o setor florestal no âmbito do “Projeto Cooperativo de Manejo de Pragas Exóticas em Florestas de Eucalipto”, pertencente ao Programa de Proteção Florestal (PROTEF) do Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais (IPEF), Piracicaba, São Paulo. Esse projeto, coordenado pela Faculdade de Ciências Agrônômicas da Universidade Estadual Paulista Campus Botucatu (FCA/UNESP), conta com a participação do Laboratório de Quarentena “Costa Lima” (LQCL) da Embrapa Meio Ambiente, da Embrapa Florestas, da Universidade Federal de Viçosa (UFV), da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ)/Universidade de São Paulo (USP) e de empresas do setor florestal brasileiro em suas atividades.

Além desse projeto de cooperação, a Embrapa também disponibiliza resultados no âmbito de seus projetos de pesquisa na temática florestal, concomitantemente aos objetivos estratégicos da empresa para esse segmento. O Programa de Manejo Integrado de Pragas com foco no cultivo de *Pinus* spp. foi criado na Embrapa Florestas, em Colombo, Paraná, para o controle da vespa-da-madeira no Sul do Brasil (Rodigheri et al., 2006). De forma célere, ações gerenciais estratégicas locais de unidades de pesquisa, tais como as realizadas nos últimos anos pelas Embrapa Meio Ambiente e Embrapa Territorial, viabilizaram cruzamentos de informações bioecológicas de pragas exóticas de eucalipto com aquelas de ordem territorial, de modo a assegurar a organização do conhecimento para o segmento florestal brasileiro, no âmbito do espaço territorial nacional.

Acrescentam-se, ainda, as ações de capacitação, seja em nível de graduação, pós-graduação ou extensão, realizadas para essa temática e oferecidas pelas Universidades, que assim formam profissionais habilitados, sensibilizados e di-

reacionados às atividades de prevenção da entrada de organismos exóticos.

O presente capítulo propõe-se a apresentar algumas ações já realizadas e que apoiam estratégias de prevenção, monitoramento e controle de ingresso de pragas quarentenárias florestais no território nacional.

PRINCIPAIS ROTAS DE ENTRADA DE PRAGAS FLORESTAIS EXÓTICAS

O serviço quarentenário deve fazer parte integral dos programas de manejo integrado de pragas florestais no Brasil. A melhor maneira de reduzir os prejuízos causados por pragas exóticas aos plantios florestais é, obviamente, evitando ou retardando sua entrada no país. Desse modo, é necessário, primeiramente, conhecer aspectos biológicos dos organismos exóticos com maior potencial de entrada para conhecer seus principais potenciais vias de entrada (Mazuchi et al., 2010; Penteado et al., 2010).

As principais rotas de entradas de pragas florestais exóticas geralmente são: contêineres, embalagens, material propagativo, plantas não hospedeiras, plantas ornamentais, madeira em toras ou serrada, transporte aéreo, vento e dispersão humana (Meurricce et al., 2019; Wylie & Speight, 2012; Penteado et al., 2010). Meurricce et al. (2019) apresentaram localizações, nas principais rotas de entrada, onde insetos (de diferentes ordens e estágios de desenvolvimento) podem ser encontrados; auxiliando nas atividades de interceptações. Os mesmos autores apresentaram uma revisão das principais ordens de insetos interceptadas em portos de entrada de vários países (Austrália, Chile, Estados Unidos e outros 29 países listados pelo EPPO). Para pragas exóticas florestais quarentenárias de importância para o Brasil, Penteado et al. (2010) apresentaram um guia de reconhecimento desses insetos florestais sinalizando seus potenciais meios de entrada.

Contêineres

Vários produtos transportados mundialmente em contêineres podem entrar no país infestados com insetos florestais exóticos (Meurricce et al., 2019). Muitos desses compartimentos de transporte possuem chão/piso ou outras estruturas confeccionadas em madeira, que podem manter pragas vivas. Na Nova Zelândia, 23% dos contêineres avaliados apresentavam pragas florestais exóticas, enquan-

to na Austrália foram coletados insetos em 39% dos contêineres avaliados (Wylie & Speight, 2012). As espécies *Lymantria dispar* (Lepidoptera: Lymantriidae) e *Lymantria monacha* (Lepidoptera: Lymantriidae) também foram listadas entre as pragas exóticas florestais com potencial introdução por contêineres, entre outras vias (Penteado et al., 2010).

Embalagens e pallets

Embalagens (tais como engradados) e pallets, utilizados no comércio e transporte de mercadorias internacionais, são vias de entrada comuns para várias pragas florestais importantes (Meurricce et al., 2019; Wylie & Speight, 2012; Penteado et al., 2010). Não sendo bem descascadas ou processadas, essas estruturas de madeira podem abrigar pragas, tais como broqueadores (Wylie & Speight, 2012). Meurricce et al. (2019) citaram referências que destacaram materiais de embalagens de madeira como prováveis vias de ingresso de *Agrilus planipennis*, *Anoplophora glabripennis*, *Ips grandicollis* e *Sirex noctilio* em países da América do Norte e Austrália. Penteado et al. (2010) citam embalagens entre os prováveis meios de entrada no país de *Cossus cossus* (Lepidoptera: Cossidae), *Tremex* spp. (Hymenoptera: Siricidae), *Monochamus* spp. (Coleoptera: Cerambycidae), *Anoplophora* spp. (Coleoptera: Cerambycidae), *Callidiellum rufipenne* (Coleoptera: Cerambycidae) e *Saperda carcharias* (Coleoptera: Cerambycidae), entre outras espécies exóticas.

Mudas, enxertos e sementes florestais

A importação de material propagativo apresenta um alto risco de introdução. Muitas pragas florestais exóticas foram introduzidas juntamente com a planta exótica no momento de sua chegada ao país. A vespa-da-galha disseminou-se rapidamente pelo Brasil, provavelmente, pelo transporte de mudas infestadas pelas várias regiões do país (Wilcken, 2012). Existe potencial para introdução de várias outras espécies de pragas exóticas florestais por esse meio, tais como as relatadas por Penteado et al. (2010). No caso de sementes, várias pragas são interceptadas no intercâmbio de sementes para busca de novos materiais genéticos, que visam aumentar a produtividade e diversidade dos plantios florestais. As principais pragas de sementes encontradas são besouros bruquídeos, lagartas broqueadoras de semente e vespas (Wylie & Speight, 2012; Penteado et al., 2010). Como mais exemplos, citam-se *Rhyacionia* spp. (Lepidoptera: Tortricidae), por meio de mudas e partes vivas da planta, e *Neodiprion* spp. (Hy-

menoptera, Diprionidae) e *Lymantria monacha* (Lepidoptera: Lymantriidae) por mudas; entre outras vias de ingresso frequentemente utilizadas pelas mesmas pragas (Penteado et al., 2010). A introdução de *Hyphantria cunea* (Lepidoptera: Arctiidae) por material vegetal de propagação, entre outros meios, também foi relatada por Penteado et al. (2010).

Plantas não-hospedeiras

Pragas florestais também podem ser introduzidas de maneira acidental, quando transportadas sobre alguma planta não-hospedeira ou em espécies hospedeiras não-florestais, popularmente chamadas de insetos-caroneiros. Um exemplo foi a introdução de *Gonipterus scutellatus* na África do Sul. O país havia proibido a importação de eucaliptos da Austrália a partir de 1903, mas em 1916 esse inseto foi introduzido, apesar dessa restrição. Como o inseto é também praga de macieiras na Tasmânia, provavelmente teria sido introduzido através de caixas de maçãs importadas, junto aos frutos (Wylie & Speight, 2012).

Plantas ornamentais

Plantas ornamentais, principalmente com flores, quando importadas, muitas vezes carregam pragas, tais como as pragas de viveiros florestais (ácaros, lagartas, minadores, mosca-branca, pulgões e tripes). Acredita-se que uma das prováveis causas de introduções mundiais do psilídeo-de-concha e da vespa-da-galha, pragas de eucalipto, ocorreram por meio de ramos de *Eucalyptus* importados para a produção de arranjos florais para eventos (Wylie & Speight, 2012). Curculionídeos da subfamília Scolytinae, tais como *Dendroctonus* spp. (Coleoptera: Curculionidae), *Ips* spp. (Coleoptera: Curculionidae) e *Tomicus piniperda* (Coleoptera: Curculionidae) foram citados por Penteado et al. (2010) como espécies potencialmente encontradas em *Pinus* spp. utilizados como árvores de Natal, entre outros meios de introdução (tais como mudas e madeiras com cascas) (Penteado et al., 2010). Os mesmos autores indicaram flores em inflorescência como um dos meios de introdução de *Megastigmus* spp. (Hymenoptera: Torymidae).

Madeira in natura e serrada

A importação de madeira em toras apresenta-se como uma das oportunidades para a introdução de organismos exóticos, como besouros-de-casca e de am-

brósia, cerambicídeos, lepidópteros broqueadores, vespas e moscas-da-madeira. Por essa razão, países importadores podem obrigar o país exportador a proceder o descascamento de toras antes da exportação sob pena de embargar a madeira se esse requisito não for atendido.

A madeira processada importada também pode abrigar insetos florestais prejudiciais. *Phoracantha recurva* foi introduzido na África do Sul pela importação de dormentes de ferrovia infestados vindos da Austrália (Wylie & Speight, 2012). *Paranthrene tabaniformis* (Lepidoptera: Sesiidae), *Saperda carcharias* (Coleoptera: Cerambycidae), *Saperda populnea* (Coleoptera: Cerambycidae), *Hylobius abietis* (Coleoptera: Curculionidae), *Tetropium fuscum* (Coleoptera: Cerambycidae), entre outras espécies, foram apontadas por Penteadó et al., (2010), como apresentando potencial para entrada no país por meio de madeira serrada e *in natura*, entre outras vias de ingresso.

Transporte aéreo

Muitos insetos são transportados em compartimentos de carga e cabines de aviões (Meurricce et al., 2019; Wylie & Speight, 2012). Wilcken et al. (2016) apontaram essa via de transporte como o provável meio de ingresso da vespa-da-galha (*Lectocybe invasa*) no Brasil, em março de 2008. Por isso, o serviço quarentenário deve estar atento aos voos internacionais e conexões, principalmente em função do aumento nos números de voos e de rotas mundiais.

Vento

A dispersão de pragas pelo vento (a longas distâncias) já era conhecida, mas só foi comprovada no início do século XX. As pragas mais comuns nesse tipo de dispersão são insetos sugadores e pequenos, tais como pulgões (Wylie & Speight, 2012). Como exemplo, cita-se uma das pragas de viveiros de *Eucalyptus grandis*, a lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidoptera: Pyralidae), que apresenta potencial de transporte pelo vento a longa distância (até 2500 Km) (Zanuncio et al., 1999). Outras espécies de pragas florestais exóticas que apresentam o mesmo potencial de transporte, entre outros meios de introdução, são *Chilecomadia valdiviana* (Lepidoptera: Cossidae) e *Rabdophaga* (= *Helicomya*) *saliciperda* (Diptera: Cecidomyiidae) (Penteadó et al., 2010).

Dispersão humana acidental e intencionais

O ser humano pode servir de via de transporte de pragas florestais exóticas. A atividade de turismo, que tem se intensificado mundialmente, favorece o ingresso de novas pragas florestais exóticas. Mudanças, frutas, flores, sementes e outros materiais vegetativos não-declarados nas alfândegas podem conter pragas, assim como outros objetos como barracas, tênis, malas e caixas, que podem transportar essas pragas (Wylie & Speight, 2012). Meurricce et al. (2019) também indicaram que viajantes internacionais podem transportar alimentos (tais como frutas frescas) e plantas secas, em que uma ampla gama de insetos-praga agrícolas e florestais utilizam-nos como hospedeiros. Esses mesmos autores citaram que em inspeções realizadas em malas de viajantes em aeroportos dos Estados Unidos, no período de 1984 a 2000, interceptaram principalmente insetos das ordens Homoptera (subordens Sternorrhyncha, Auchenorrhyncha e Coleorrhyncha), Diptera, Lepidoptera e Coleoptera. Iede et al (2007) relataram *Lymantria dispar* como um outro exemplo de dispersão humana acidental. Esta praga, denominada mariposa-cigana, foi introduzida acidentalmente nos Estados Unidos (Massachusetts) em 1869 por um naturalista francês (Iede et al., 2007). O inseto, que raramente é considerado praga na sua região de origem, tornou-se uma das principais pragas florestais americanas, apresentando potencial para alimentar-se de cerca de 250 espécies de árvores e arbustos (preferencialmente, de folhas de carvalho) (Sindag, 2018). Relatos de ataques recentes da praga no estado de Illinois comprovam o impacto da presença da referida (Sindag, 2018).

O bioterrorismo consiste na liberação intencional de uma praga exótica no intuito de prejudicar a produção de determinado cultivo do país. Entretanto, para que a entrada da praga exótica seja classificada como ato de bioterrorismo, essa possibilidade tem que ser investigada por órgãos competentes e atestada por meio de provas que descartem as possibilidades de introduções acidentais.

PREVENÇÃO NA ENTRADA, MONITORAMENTO E CONTROLE DE INGRESSO

Prevenção de entrada de organismos exóticos

A detecção prévia de organismos exóticos e de suas prováveis vias de ingresso vêm sendo sinalizadas como atividades fundamentais para a garantia do retorno econômico de investimentos governamentais realizados nos diferentes estágios do processo de invasão de pragas (Pessoa et al., 2018). Essa ação preventiva visa evitar, ou postergar ao máximo, a entrada de novos organismos exóticos no país e, assim, demanda celeridade na prospecção da distribuição territorial dos cultivos que poderão ser atacados pelas pragas quarentenárias ausentes (antigas A1) e/ou pragas exóticas não regulamentadas. Após essas informações, torna-se necessário adquirir conhecimento sobre aspectos sinecológicos dessas potenciais pragas, as quais se incluem as de potencial importância econômica ao setor florestal.

Essa atividade de pesquisa preventiva requer a identificação de potenciais ações de controle, que obtiveram sucesso, entre elas a disponibilidade de agentes de controle biológico específicos encontrados em áreas produtivas no exterior, concomitantemente à presença da praga em nível de equilíbrio, em áreas com aptidão climática semelhantes às brasileiras. Essa ação demanda saber, a priori, as áreas brasileiras com a presença de cultivos florestais e suas respectivas condições abióticas predominantes, de modo a antecipar circunstâncias favoráveis à entrada e ao estabelecimento desses organismos exóticos no país ou fundamentar alternativas para viabilizar o emprego de agentes de controle biológico clássico a serem introduzidos, se necessário.

Assim, as práticas preventivas necessitam do desenvolvimento de métodos e aplicativos para subsidiar monitoramentos preventivos e sistemas de alertas quarentenários. Por essa razão, atividades de pesquisa quarentenária preventiva vêm sendo desenvolvidas para atender demandas com foco também no setor florestal.

O LQCL identificou, na Instrução Normativa MAPA nº 41, de 1º de julho de 2008, as pragas quarentenárias ausentes de *Eucalyptus* spp. e *Pinus* spp. A partir desse conhecimento, iniciaram-se levantamentos de informações bio-

ecológicas dessas pragas, como também de meios de organização e de rápida recuperação desses dados (Sá et al., 2014a,d; Giraldi et al., 2011; Pessoa et al., 2010a,b; Mazuchi et al., 2010). Desse modo, até 2014, foram identificadas cerca de 30 pragas quarentenárias ausentes (A1) com potencial de infestação em *Eucalyptus* spp. e/ou *Pinus* spp, como hospedeiros primário ou secundário, a saber:

***Eucalyptus*:** *Monolepta australis* (Jacoby) (Coleoptera: Chrysomelidae), *Helopeltis antonii* (Signoret) (Hemiptera: Miridae), *Chilecomadia valdiviana* (Philippi) (Lepidoptera: Cossidae), *Ichneumenoptera chrysophanes* (Meyrick) (Lepidoptera: Sesiidae), *Lymantria dispar* (Linnaeus) (Lepidoptera: Lymantriidae), *Platynota stultana* (Walsingham) (Lepidoptera: Tortricidae), *Armillaria luteobubalina* (Watling & Kile) (Fungi: Agaricales: Physalacriaceae), *Chondrostereum purpureum* (Pers.) (Fungi: Polyporales: Meruliaceae), *Xiphinema italiae* (Meyl) (Nematoda: Dorylaimida: Longidoridae).

***Pinus*:** *Callidiellum rufipenne* (Motschulsky) (Coleoptera: Cerambycidae), *Dendroctonus* spp. (Erichson) (Coleoptera: Curculionidae), *Hylobius abietis* (Linnaeus) (Coleoptera: Curculionidae), *Hylobius pales* (Herbst) (Coleoptera: Curculionidae), *Hylotrupes bajulus* (Linnaeus) (Coleoptera: Cerambycidae), *Ips avulsus* (Eichhoff) (Coleoptera: Curculionidae), *Ips calligraphus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae), *Ips grandicollis* (Eichhoff) (Coleoptera: Curculionidae), *Monochamus sutor* (Linnaeus) (Coleoptera: Cerambycidae), *Monochamus* spp. (Coleoptera: Cerambycidae), *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae), *Tetropium fuscum* (Fabricius) (Coleoptera: Cerambycidae), *Tomicus piniperda* (Linnaeus) (Coleoptera: Curculionidae), *Lymantria dispar* (Linnaeus) (Lepidoptera: Lymantriidae), *Lymantria monacha* (Linnaeus) (Lepidoptera: Lymantriidae), *Platynota stultana* (Walsingham) (Lepidoptera: Tortricidae), *Thaumetopoea pityocampa* (Denis & Schiffermuller) (Lepidoptera: Thaumetopoeidae), *Frankliniella bispinosa* (Morgan) (Thysanoptera: Thripidae), *Cronartium* spp. (Fungi), *Endocronartium harknessii* ((J.P. Moore) Y. Hiratsuka) (Fungi: Basidiomycetes: Uredinales), *Fusarium circinatum* (Nirenberg & O'Donnell) (Fungi), *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref. (Russulales: Bondarzewiaceae), *Mycosphaerella dearnessii* (M. E. Barr) (Fungi: Ascomycota : Dothideales), *Mycosphaerella gibsonii* (H. C. Evans) (Fungi: Dothideales), *Bursaphelenchus mucronatus* (Mama & Enda) (Tylenchida: Aphelenchoididae), *Bursaphelenchus xylophilus* (Steiner & Buhner) Nickle (Nematoda: Aphelenchoididae), *Pratylenchus thornei* (Sher & Allen) (Tylenchida: Pratylenchidae).

Outras informações levantadas no âmbito dessa mesma atividade de pes-

quisa preventiva contribuíram para a recuperação de referências sobre biologia, formas de ataque e de alternativas de manejo para algumas dessas pragas (Sá et al., 2014a,b,c; Mazuchi et al., 2010; Giraldi et al., 2011) e, assim, podem favorecer ações iniciais voltadas para a elaboração de planos preventivos, caso solicitadas pelo MAPA. Esses planos são necessários para viabilizar alertas preventivos para o setor florestal e, principalmente, para propiciar a contenção de pragas exóticas quarentenárias recém-ingressas nas áreas de detecção inicial ou quando ainda estão sob controle oficial (pragas quarentenárias presentes (antiga A2)). Assim, colaboram para a erradicação ou para evitar dispersão de pragas exóticas para outras áreas produtoras do país. Quando não se faz possível realizar a erradicação ou contenção da praga, as atividades de manejo e controle são igualmente beneficiadas pelo conhecimento prévio prospectado.

Monitoramento de pragas exóticas ingressas

A execução de um programa de MIP para pragas florestais fundamenta-se na adequação da atividade de monitoramento, que subsidia a detecção precoce e o conhecimento da distribuição territorial da praga associada à sua respectiva densidade populacional e, portanto, a identificação de surtos (ou picos populacionais) (Iede, 2018).

Por essa razão, grande empenho foi direcionado em ações do Laboratório de Quarentena “Costa Lima” da Embrapa Meio Ambiente, em parceria com a FCA/UNESP Botucatu e empresas florestais, no âmbito de projetos vinculados ao Programa de Cooperação Técnica celebrado pela Embrapa junto ao Programa de Proteção Florestal (PROTEF) do Instituto de Estudos e Pesquisas Florestais (IPEF). Essas ações apoiaram atividades de monitoramento e estudo da dinâmica populacional de pragas exóticas de eucalipto, no intuito de prospectar condições favoráveis à ocorrência de picos populacionais. Assim, os projetos de pesquisa monitoraram regiões de São Paulo e de Minas Gerais com ocorrência do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (ver capítulo 16.3.3), e do percevejo-bronzeado, *Thaumastocoris peregrinus* (ver capítulo 16.3.7), em anos consecutivos após detectadas as presenças dos insetos no país.

Os trabalhos relacionados ao psilídeo-de-concha deram suporte à elaboração de alertas e folders direcionados ao setor florestal (Sá et al., 2004), como também às orientações de manejo da praga passíveis de uso imediato e alternativas oferecidas pela posterior importação do parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Processo LQCL nº 10/03, Permissão de Importação MAPA nº 231/2003) (Sá,

2016; Sá et al., 2016; Ferreira-Filho et al., 2015, 2005; Wilcken et al., 2014, 2010a, 2005; Pereira et al., 2008; Lopes et al., 2006). Do mesmo modo, viabilizaram informações biológicas da praga e do bioagente exótico, em diferentes espécies de eucalipto presentes em plantios e condições climáticas nacionais (Sá et al., 2004, 2014b, 2009a,b; Firmino et al., 2006, 2004), e resultantes de monitoramentos de ambos (praga e parasitoide) em diferentes regiões do país (Sartori et al., 2015; Mafra et al., 2015; Pessoa et al., 2016a,b, 2013; Almeida et al., 2006; Dal Pogetto et al., 2005; Sá et al., 2014b, 2005; Lima et al., 2006, 2005; Couto et al., 2005).

Esse acervo técnico-científico subsidiou o avanço do conhecimento por meio da prospecção do comportamento da praga, isoladamente ou sob estratégias de controle biológico pelo parasitoide exótico *P. bliteus*, orientando também necessidades de melhoria na qualidade de criações dos insetos em laboratório, no aumento nas taxas de parasitismo (Ferreira-Filho et al., 2011; Stivanelli et al., 2009a,b; Saqui et al., 2008a,b,c; Pessoa et al., 2009, 2008, 2007; Kodaira et al., 2007) e na eficiência da operacionalidade do monitoramento *in loco* (Lazarin et al., 2012a,b; Rocha et al., 2008).

Do mesmo modo, para o percevejo-bronzeado foram disponibilizados dados biológicos para subsidiar os alertas, sua distribuição territorial e monitoramento em áreas de plantio. Para o controle dessa praga, também foi introduzido, no Brasil, o seu parasitoide *Cleruchoides noackae* (Hymenoptera: Mymaridae - Processo LQCL nº 10/10, Permissão de Importação MAPA nº 91/2010) para o controle biológico. Atividades de pesquisa também prospectou um potencial óleo essencial atrativo da praga, a partir de observações do comportamento do inseto em condição controlada de laboratório de criação (Pessoa et al., 2016a,b; Sartori et al., 2015; Mafra et al., 2015; Morais et al., 2014; Vidal et al., 2012a,b; Wilcken et al., 2012, 2011a,b; Lazarin et al., 2011a,b; Serafim et al., 2011a,b; Lima et al., 2011,2010; Bubola et al., 2010; Wilcken et al., 2010a,b; Sá, 2016; Sá et al., 2016, 2014a, 2013, 2011, 2010; Pessoa et al., 2014a, 2013, 2010b).

Ações para a contenção de ataques da vespa-da-galha-do-eucalipto *Lectocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae), detectados desde 2008, no país, também foram realizadas (Sá et al., 2016; Wilcken et al., 2011a). Entre elas, a introdução e a posterior multiplicação do bioagente exótico *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae - Processo LQCL nº 10/10, Permissão de Importação MAPA nº 229/2013), proveniente de Pretória África do Sul, em 2015, para viabilizar material para liberações em campo (Puretz et al., 2016; Souza et al., 2016b; Sá et al., 2015).

Além dessas ações junto ao PROTEF/IPEF, uma revisão realizada pela Embrapa Florestas foi apresentada, mencionando trabalhos técnicos contendo também relatos de ocorrência de outras pragas quarentenárias regulamentadas e de pragas exóticas florestais não regulamentadas no país, prioritariamente para eucalipto e pinus (Schühli et al., 2016).

A atividade de prevenção também demanda a capacitação de pessoal diretamente envolvido no monitoramento territorial e, por essa razão, destacaram-se, anteriormente, as atividades de elaboração de alertas fitossanitários, fôlderes e a apresentação de resultados em eventos científicos de destacada participação de técnicos e pesquisadores do setor florestal e agropecuários, visando à rápida disseminação dessas informações.

As atividades de monitoramento não favorecem apenas o controle das pragas exóticas já ingressas. Elas também propiciam as atividades de controle preventivo e de detecção precoce da entrada de uma nova praga exótica florestal no país. Assim, colaboram com o maior sucesso de aplicações imediatas, se apoiadas pela celeridade operacional dos planos emergenciais ou de contenção propostos pelo MAPA. Quando desenvolvidas em contexto territorial, as estratégias para essa última forma de monitoramento aprimoram a seleção prévia de áreas mais suscetíveis à entrada e à maior adaptabilidade pós-ingresso de pragas exóticas florestais. Desse modo, direcionam ações de alertas fitossanitários preventivos para essas áreas de entrada mais prováveis, no intuito de viabilizar a rápida identificação e coleta de material, de forma apropriada para a confirmação de casos suspeitos.

Como um exemplo de estratégia a ser incorporada em plano de monitoramento territorial de praga exótica florestal já detectada no país, cita-se a empregada para *T. peregrinus*, fazendo uso de dados anuais de monitoramentos consecutivos concomitantemente aos de seus respectivos fatores abióticos locais. Análises de informações das áreas monitoradas de *T. peregrinus* em Minas Gerais no período de 2012 a 2014, pela empresa Celulose Nipo-Brasileira Ltda (Cenibra) (participante do PROTEF/IPEF), contribuíram para a determinação de períodos mais propícios à ocorrência do inseto e de seus picos populacionais (Pessoa et al., 2016b, 2015a,b, 2014a, 2013). Assim, a partir desse conhecimento foi possível apontar áreas brasileiras de produção de eucalipto mais favoráveis à ocorrência de picos populacionais do percevejo bronzeado (Pessoa et al., 2016a). Essas foram obtidas a partir de cruzamentos de planos de informações georreferenciados de malhas municipais e de municípios produtores de eucalipto

obtidas junto ao Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) (IBGE, 2007; 2014) e de normais climatológicas brasileiras de 1961 a 1990 (RAMOS et al., 2009). Como resultado foi viabilizado um zoneamento de áreas propícias à maior ocorrência da praga (Pessoa et al., 2016a), priorizando-se 668 municípios brasileiros (pertencentes aos estados de Roraima, Tocantins, Maranhão, Piauí, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Goiás) (Figura 1).

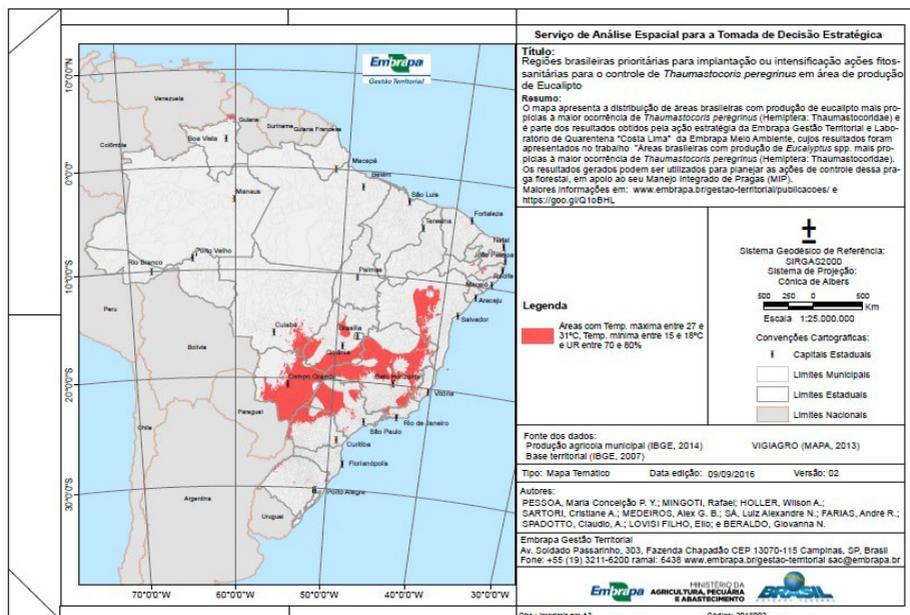


Figura 1. Zoneamento de regiões brasileiras prioritárias para a implantação ou intensificação de ações fitossanitárias para o controle de *Thaumastocoris peregrinus* em área de produção de eucalipto. Escala 1:25.000.000 (Fonte: Pessoa et al., 2016b).

O zoneamento contribui para os monitoramentos locais de hortos já instalados, visto que sinalizam um prognóstico das áreas de maior tendência à ocorrência de picos populacionais do inseto. Do mesmo modo, sugere a necessidade de tomada de decisão preventiva, ou uso de clones mais resistentes ao inseto, nas áreas prioritizadas no caso de instalação de novas áreas ou na determinação, a priori, de manejo e controle para minimizar maiores danos do inseto. O método foi posteriormente refinado para possibilitar a determinação de períodos mensais mais propícios à ocorrência da praga em diferentes estados brasileiros (Pessoa et al., 2018). Igualmente proporciona a utilização dessa prática metodológica aplicada a anos subsequentes ou a outras pragas exóticas.

Monitoramento de pragas com potencial de ingresso

Ainda no contexto de monitoramento preventivo, destacam-se as ações para pragas exóticas florestais ainda não presentes no território nacional.

É necessário conhecer as prováveis vias que favoreçam a entrada de pragas exóticas no país. Segmentos e locais nos limites territoriais brasileiros que demandam ações de prevenção à entrada de pragas foram identificados (Holler et al., 2015a). Diferentes segmentos de fronteiras e vias de acesso que podem propiciar o maior fluxo de pessoas e transporte e, assim, beneficiar a entrada de pragas no Brasil, foram sinalizados. A partir dessa informação, foi possível avançar na identificação de locais mais suscetíveis à entrada de pragas quarentenárias ausentes no país, contribuindo com as estratégias de prevenção territorial, tais como as viabilizadas para *Chilo partellus* (Lepidoptera: Pyralidae) (Holler et al., 2016; 2015b) e para *Prodiplosis longiflora* (Diptera: Cecidomyiidae) (Mingoti et al., 2017). Embora não se tratem de pragas quarentenárias do setor florestal, os métodos recomendados são passíveis de aplicações em estratégias de prevenções de entrada de pragas quarentenárias ausentes florestais.

Acrescentam-se exemplos de pesquisa de prospecção de áreas aptas à *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae), ex-praga quarentenária detectada no Brasil na safra 2012/2013, desde então de importância econômica aos plantios de algodão, milho e soja. Essa praga foi sinalizada por Mazuchi et al. (2010) como tendo o cultivo de *Pinus* como seu hospedeiro secundário; a partir de dados do EPPO (1981). A ocorrência de surto de *H. armigera* em *Pinus radiata* jovens na Nova Zelândia, no período de 1969 a 1970, indicando o consumo de cerca de 50% da área foliar de 60% das árvores, acrescidas das informações de ocorrência dessa lagarta em *Pinus* spp. na China (Tyagi et al., 2014); e de constatação de pólen de eucalipto no aparelho bucal mastigador dessa praga coletada na Austrália (Gregg, 1993), evidenciaram o potencial uso de eucalipto e pinus como hospedeiros da praga. Assim, tão logo constatada a presença de *H. armigera* no Brasil, as informações disponíveis foram utilizadas para subsidiar análises de potenciais dispersões, estabelecimentos e áreas mais susceptíveis aos ataques da praga considerando também cultivos florestais (Pessoa et al., 2016c,d; 2015c; 2014b). Porém, até o momento, não foram constatados danos significativos de *H. armigera* em cultivos florestais (Dac, 2015), apesar dos ataques já registrados em hospedeiros preferenciais de *H. armigera* terem ocorrido próximos às áreas em que pinus e eucalipto estiveram presentes. Desse modo, cogitou-se a hipótese de que ambos atuassem como barreiras físicas a voos migratórios da fase adulta

do inseto (mariposas) por massas de ar, provavelmente pelo porte alto e favorecidas por atração às flores/néctar desses hospedeiros secundários (Pessoa et al., 2016c,d; 2014b).

Apesar dos avanços na contenção das pragas exóticas ingressas ao país, ainda são vários os desafios da pesquisa preventiva para retardar o ingresso de novas pragas quarentenárias florestais ausentes.

COMENTÁRIOS FINAIS

Este capítulo destacou parte das atividades de pesquisa realizadas para apoiar a prevenção, o monitoramento e o controle de ingresso de pragas exóticas florestais, quarentenárias e exóticas não regulamentadas, no território brasileiro. Apresentou a importância da pesquisa prospectiva preventiva, fundamentada em conhecimento biológico prévio e no uso de técnicas numéricas e computacionais (modelagem, simulação, geoprocessamento), como base para prover informação prospectiva sobre o comportamento dos insetos exóticos avaliados e para viabilizar informação territorial para subsidiar monitoramentos *in loco* em áreas produtoras de cultivos florestais em ambiente nacional.

Igualmente, destacou pragas quarentenárias ausentes, listadas em IN MAPA nº 41, com potencial para utilizar eucalipto e pinus como hospedeiros principal e/ou secundário e que, assim, sinalizam eminência de entrada no país. Desse modo, demandam atenção e a viabilização de pesquisas preventivas para apoiar a defesa fitossanitária nacional com informações sobre bioecologia, estratégias de controle viáveis para o ambiente brasileiro e de zoneamentos de áreas mais aptas à entrada no país.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, G. R. de; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; FERREIRA FILHO, J. R.; COUTO, E. B. do; TAKAHASHI, S. S.; TEIXEIRA, J. S. Flutuação Populacional do Psilídeo-de-Concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus Inimigos Naturais em Florestas de Eucalipto na Região de Mogi-Guaçu, SP XXI Congresso Brasileiro de Entomologia, Recife/PE, 06 a 11/08/2006.

B.Forest. Especial- A floresta em 2018. B.Forest – A revista eletrônica do setor florestal. Ano 5, edição 40, Jan/2018. p. 14-21. Disponível em: <https://revistabforest.com.br/wp-content/uploads/2018/01/B.Forest-40-download.pdf>, Acessada em: junho/2018.

BRUN, F. Gestão florestal competente. B.Forest – A revista eletrônica do setor florestal. Ano 5, edição 40, Jan/2018. p. 7-12 Disponível em: <https://revistabforest.com.br/wp-content/uploads/2018/01/B.Forest-40-download.pdf>, Acessada em: junho/2018.

BUBOLA, J. G.; SÁ, L. A. N. de; ALMEIDA, G. R. de; ZACHÉ, B.; SOLIMAN, E. P.; DIAS, T. K. R.; LIMA, A. C. V.; WILCKEN, C. F. Método de criação laboratorial do parasitóide exótico *Cleruchoides noackae* (Hymenoptera: Mymaridae) para controle biológico de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) XXIII Congresso Brasileiro de Entomologia, Natal/RN - 26 a 30/09/2010 (Pôster P591).

COUTO, E. B. do; FILHO, P. J. F.; WILCKEN, C. F.; MOURA, M. A.; FERNANDES, B. V.; SÁ, L. A. N. de; MIGRAY, L.; OLIVEIRA, F. H. M. Monitoramento do psilídeo de concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae), e de seus inimigos naturais em florestas de eucalipto. II Regiões de Bocaiúva e João Pinheiro, MG 9º SICONBIOL - Simpósio de Controle Biológico, 15 a 19/5/2005, Recife/PE p.154.

DAL POGETTO, M. H. F. A.; LIMA, A. C. V.; FILHO, P. J. F.; COUTO, E. B. do; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Monitoramento do Psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus inimigos naturais em florestas de eucalipto. II Região de Curvelo, MG.2004-2005 SIIC 13º Simpósio Internacional de Iniciação Científica da USP, 8 e 9/11/2005, Piracicaba/SP.

DCA (Diário Comércio Indústria & Serviço). Lagarta Parda prejudica produções baiana de café, eucalipto e cacau, 2015. Site <https://www.dci.com.br/agronegocios/lagarta-parda-prejudica-produc-es-baiana-de-cafe-eucalipto-e-cacau-1.621088> consultado julho 2018.

EUROPEAN AND PLANT MEDITERRANEAN PLANT PROTECTION (EPPO). *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera Noctuidae) - Data sheet on quarantine organisms EPPO List A2 January 1981. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.1981.tb01743.x> Acessado em: junho/2018

Pests. EPPO quarenatine pests. 6p. Disponível em https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/insects/PISOTE_ds.pdf Acessado em: 2014.

FERREIRA FILHO, P. J.; WILCKEN, C. F.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; CARMO, J. B. do; ZANUNCIO, J. C. Biological control of *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae) in eucalyptus plantations. Phytoparasitica, v. 43, n. 2, p. 151-157, 2015.

FERREIRA FILHO, P. J.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Evaluation of parasitism of red gum lerp psyllid by *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) after sequential releases in *Eucalyptus camaldulensis* plantation. In: IUFRO FOREST PROTECTION JOINT MEETING, 2011, Colonia Del Sacramento. Colonia del Sacramento: INIA; IUFRO; Universidad de la Republica, 2011. Ref. PDE35. p. 39.

FERREIRA-FILHO, P. J.; COUTO, E. B. do; WILCKEN, C. F.; MOURA, M. A.; FERNANDES, B. V.; SÁ, L. A. N. de Programa de controle biológico de psilídeo-de-concha: Avaliação da liberação do parasitóide *Psyllaephagus bliteus* 9º SICONBIOL - Simpósio de Controle Biológico, 15 a 19/5/2005, Recife/PE p.155.

FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; OLIVEIRA, N. C. de; SÁ, L. A. N. de Biologia do Psilídeo-de-Concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae) em *Eucalyptus camaldulensis* sob diferentes temperaturas XXI Congresso Brasileiro de Entomologia, Recife/PE, 06 a 11/08/2006.

FIRMINO, D. C.; WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de Biologia do Psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em diferentes espécies de eucalipto. XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado/RS, de 05 a 10/09/2004. pág. 458.

GIRALDI, B.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; HALFELD-VIEIRA, B. A.; MARINHO-PRADO, J. S. Banco de dados de pragas de flores e plantas ornamentais - Apoio à análise de risco de pragas quarentenárias no Estado de São Paulo. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 12., 2011, São Paulo. Anais... São Paulo: Sociedade Entomológica do Brasil, 2011. Ref. PT.02.56. p. 200.

GREGG, P. C. Pollen as a marker for migration of *Helicoverpa armigera* and *H. punctigera* (Lepidoptera: Noctuidae) from Western Queensland, Austral Ecology. v.18, issue 2, jun 1993. pp. 209-219. Disponível em: <<https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1993.tb00445.x>>

HOLLER, W. A.; PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; SÁ, L. A. N.; LOVISI FILHO, E.; FARIAS, A. R.; SPADOTTO, C. A.; MARINHO-PRADO, J. S. Detalhamento de regiões brasileiras suscetíveis ao ingresso da praga quarentenária ausente (A1)- *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae), Campinas, SP: Embrapa Gestão Territorial, dezembro/2016. 12p.

(Comunicado Técnico, 3). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/163905/1/20161221-COT-3.pdf> Acessado em: junho/2018.

HOLLER, W. A.; PESSOA, M. C. P. Y.; FARIAS, A. R.; SÁ, L. A. N.; MINGOTI, R.; LOVISI FILHO, E.; SPADOTTO, C. A. Identificação de regiões brasileiras suscetíveis ao ingresso de *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae) – praga quarentenária ausente. Campinas, SP: Embrapa Gestão Territorial, 2015b. (atualizada em 27/01/2016) 2p. (Nota Técnica) Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/154099/1/20160127-NotaTecnica7.pdf> Acessada em: junho/2018.

HOLLER, W. A.; BRASCO, M. A.; LOVISI FILHO, E.; FARIAS, A. R.; MINGOTI, R. Identificação de segmentos e locais nos limites territoriais do Brasil para ações de prevenção à entrada de pragas. Campinas: Embrapa Gestão Territorial, 2015a. 8 p. (Embrapa Gestão Territorial. Circular Técnica, 03) .

IEDE, E. T. O impacto das pragas na produtividade. Revista Opiniões, ano 15, n. 50, p. 23-24, dez./fev. 2018. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/185477/1/2018-E.Tadeu-Opinioes-O-impacto.pdf> >

IEDE, E. T.; REIS FILHO, W.; CALDATO, N.; CHIARELLO, S. DO R. *Lymantria dispar* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Lymantriidae) - A mariposa cigana - Análise de risco de introdução de praga florestal potencialmente quarentenária no Brasil. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2007. 9p. (Comunicado Técnico, nº193). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/16840/1/com_tec193.pdf

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. IBGE Mapas: bases e referenciais: bases cartográficas: malhas digitais: municipal. 2007. Disponível em: <<http://mapas.ibge.gov.br/basese-referenciais/bases-cartograficas/malhas-digitais>>. Acesso em: 10 nov. 2014.

referenciais/bases-cartograficas/malhas-digitais>. Acesso em: 10 nov. 2014.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. IBGE Produção da Extração Vegetal e da Silvicultura (PEVS) : IBGE (2014). Acesso em: março, 2015.

KODAIRA, J. Y.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. de Identificação de períodos propícios ao parasitismo de ninfas do Psilideo-deconcha *Glycaspis brimblecombei* por *Psyllaephagus bliteus* em condições de laboratório – Estudo de caso por simulação de sistemas Congresso Interinstitucional de Iniciação Científica 2007, IAC, Campinas/SP, 1 e 2/8/2007, pp. 1-6. (resumo expandido).

LAZARIN, D. F.; VIDAL, S. B.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y. Controle informatizado do monitoramento de pragas de *Eucalyptus* spp. por cartão amarelo em hortos florestais. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 6., 2012, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012a. 1 CD ROM. Nº 12404. (Resumo Expandido).

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; VIDAL, S. B.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; MEDEIROS, A. G. B. Ferramenta computacional para o controle de registros de monitoramento de pragas de eucalipto por cartão armadilha. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 24., 2012, Curitiba. Anais... Curitiba: Sociedade Entomológica do Brasil, 2012b. Resumo 1788-1. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/82768/1/RA-PessoaMCY-et-al-XXIVCBE2012-1788-1.pdf> Acessado em: junho/2018.

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MARINHO-PRADO, J. S. Avaliação preliminar por simulação numérica da influência de variedades de eucalipto na dinâmica populacional do percevejo bronzeado visando biocontrole. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 12., 2011, São Paulo. Anais... São Paulo: Sociedade Entomológica do Brasil, 2011a. Ref. PT.02.63. p. 207.

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MARINHO-PRADO, J. S. Avaliações preliminares da dinâmica populacional do percevejo bronzeado em *Eucalyptus camaldulensis* em condições de criação laboratorial – estudo por simulação numérica. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 5, 2011, Campinas. [Anais...] Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2011b. 1 CD ROM. Nº 11405. (Resumo Expandido).

LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; MATEUS, G. de S.; PINTO, C.;

WILCKEN, C. F. Intra-plant spatial distribution of *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) in *Eucalyptus grandis* trees. In: IUFRO FOREST PROTECTION JOINT MEETING, 2011, Colonia Del Sacramento. Colonia del Sacramento: INIA; IUFRO; Universidad de la Republica, 2011. Ref. BIO50. p. 48.

LIMA, A. C. V.; DIAS, T. K. R.; BARBOSA, L. R.; SOLIMAN, E. P.; SÁ, L. A. N. de; MASSON, M. V.; NEVES, D. A.; WILCKEN, C. F. Primeira Ocorrência do Percevejo Bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) no Estado da Bahia XXIII Congresso Brasileiro de Entomologia, Natal/RN - 26 a 30/09/2010 (Pôster P1829).

LIMA, A. C. V.; WILCKEN, C. F.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; FERREIRA FILHO, P. J.; COUTO, E. B. do; SÁ, L. A. N. de; ALMADO, R. Monitoramento do Psilídeo-de-Concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus Inimigos Naturais em Florestas de Eucalipto na Região Centro Oeste de Minas Gerais XXI Congresso Brasileiro de Entomologia, Recife/PE, 06 a 11/08/2006.

LIMA, A. C. V.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; COUTO, E. B. do; MOSCA, Y. ; SÁ, L. A. N. de; FILHO, P. J. F.; WILCKEN, C. F. Monitoramento do Psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus inimigos naturais em florestas de eucalipto. I Região Centro-Oeste Paulista. 2004-2005 SIIC 13º Simpósio Internacional de Iniciação Científica da USP, 8 e 9/11/2005, Piracicaba/SP.

LOPES, C. S.; FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; BENTO, J. M. S. Longevidade de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae), Parasitóide do Psilídeo-de-Concha, em Diferentes Recipientes e Formas de Alimentação XXI Congresso Brasileiro de Entomologia, Recife/PE, 06 a 11/08/2006.

MAFRA, D. E. S.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SARTORI, C. A.; MOREIRA, G. G. Avaliação da ocorrência de pragas exóticas de *Eucalyptus* sp, *Glycaspis brimblecombei* e *Thaumastocoris peregrinus*, e do bioagente exótico *Psyllaephagus bliteus* em três regiões de São Paulo no ano de 2013. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2015, Campinas. Anais... Campinas: Instituto Agrônomo (IAC), 2015. RE N° 15416. 8 p. (Resumo Expandido).

MAZUCHI, T.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de Desenvolvimento de banco de dados bioecológicos para apoio à análise de risco de introdução de pragas quarentenárias dos cultivos de citros, eucalipto e cana-de-açúcar no Estado de São Paulo. Anais do 4º Congresso Interinstitucional de Iniciação Científica - CIIC 2010, Instituto Agrônomo - IAC, Campinas/SP, 04 e 05/08/2010, N° 10411, ISBN: 978-85-7029-093-9, 06 págs.

MEURRICE, N.; RASSATI, D.; HURLEY, B. P.; BROCKERHOFF, E. G.; HAACK, R. A. Common pathways by which non-native forest insects move internationally and domestically. *Journal of Pest Science*, v. 92, issue 1, 2019. pp 13–27. Available at: <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10340-018-01073-6>

MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; LOVISI FILHO, E.; BRASCO, M. A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. DE; SPADOTTO, C. A.; FARIAS, A. R.; MARINHO-PRADO, J. S. Identificação dos locais mais vulneráveis à entrada de *Prodioplosis longifila* (Diptera: Cecidomyiidae) no Brasil. Campinas: Embrapa Gestão Territorial, 2017. 29 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento / Embrapa

Gestão Territorial; 6). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/160807/1/20170613-BPD6-SGTE.pdf> Acessado em : junho/2018.

MORAIS, L. A. S. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; CASTANHA, R. F. Rendimento do óleo essencial de eucalipto atrativo a adultos e ninfas de percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em testes de laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25, 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável. Anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil: Embrapa Arroz e Feijão, 2014. Trabalho 1608.

PENTEADO, S. DO R. C.; IEDE, E. T.; REIS FILHO, W.; BARBOSA, L. R.; STRAPASSON, P.; LINSMEIER, A. M.; CASTRO, C. F. DE. Insetos florestais de importância quarentenária para o Brasil - Guia para seu reconhecimento. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2010. 84p. Disponível em: <<https://core.ac.uk/download/pdf/15428349.pdf>> Acessado em: 14 fev.2019.

PEREIRA, E. D.; SÁ, L. A. N. de; ALMEIDA, G. R. de Registro fotográfico preliminar do

parasitismo de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) na praga-exótica psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 24 a 29/8/2008, Uberlândia/MG... Anais...

PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; SÁ, L. A. N. de; VALLE, L. B. do; LOVISI FILHO, E.; MARINHO-PRADO, J. S.; BERARDO, G. N.; FARIAS, A. R. Favorabilidade mensal à ocorrência de *Thaumastocoris peregrinus* em *Eucalyptus* spp. nos estados brasileiros. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 27.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 10., 2018, Gramado, RS. Anais...Saúde, Ambiente e Agricultura... Gramado-RS, 2018. p.811.

PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; SA, L. A. N. de; FARIAS, A. R.; SPADOTTO, C. A.; LOVISI FILHO, E. Áreas brasileiras com produção de *Eucalyptus* spp. mais propícias à maior ocorrência de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) Anais do XXVI Congresso Brasileiro e IX Congresso Latino-americano de Entomologia. Alagoas: SBE, 2016a. v. 1. p. 1. 1 P. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/161238/1/2016RA-069.pdf> Acessado em junho/2018.

PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; SÁ, L. A. N. de; FARIAS, A. R.; SPADOTTO, C. A.; LOVISI FILHO, E.; BERARDO, G. N. Regiões brasileiras prioritárias para implantação ou intensificação ações fitossanitárias para o controle de *Thaumastocoris peregrinus* em área de produção de Eucalipto. Embrapa Gestão Territorial, 2016b. Escala 1:25.000.000 (Zoneamento). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/152379/1/20161221-Mapa-percevejo-v5.pdf> Acessado em: junho/2018.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; MARINHO-PRADO, J. S.; SPADOTTO, C. A. Avaliação da potencial migração de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) por massas de ar para áreas produtoras de cultivos hospedeiros do Estado de São Paulo. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2016c. 33 p. (Embrapa Meio Ambiente. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 66).

PESSOA, M. C. P. Y.; MARINHO-PRADO, J. S.; SÁ, L. A. N. de; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; SPADOTTO, C. A. Priorização de regiões do cerrado brasileiro para o monitoramento de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 51, n. 5, p. 697-701, 2016d.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SARTORI, C. A.; MAFRA, D. E. S.; NEVES, M. F. de O.; MOREIRA, G. G.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais das pragas exóticas *Glycaspis brimblecombei* e *Thaumastocoris peregrinus* e do parasitóide exótico *Psyllaephagus bliteus* em hortos florestais de São Paulo em 2013. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 14. 2015, Teresópolis, RJ. Anais... Teresópolis, RJ: Sucen; Sociedade Entomológica do Brasil; Instituto Oswaldo Cruz; Fiocruz; 2015a. Ref. TCBA223.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais de *Psyllaephagus bliteus*, bioagente de *Glycaspis brimblecombei*, e de *Thaumastocoris peregrinus* em hortos de eucalipto de três regionais de Minas Gerais em 2014. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 14., 2015, Teresópolis, RJ. Anais... Teresópolis, RJ: Sucen; Sociedade Entomológica do Brasil; Instituto Oswaldo Cruz; Fiocruz; 2015b. Ref. TCBA226. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/138747/1/2015RA-062.pdf> Consultado em: junho/2018.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; MARINHO-PRADO, J. S.; SPADOTTO, C. A. Potencial migração de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) para áreas produtoras de cultivos hospedeiros do Estado de São Paulo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOSSANIDADE, 3, 2015, Águas de Lindóia. Novos rumos da fitossanidade no Brasil: anais. Águas de Lindóia: Unesp, 2015c. Ref. 59. p. 242-246. (resumo expandido).

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Monitoramento de *Thaumastocoris peregrinus*, *Glycaspis brimblecombei* e do parasitóide *Psyllaephagus bliteus* em hortos florestais de Minas Gerais no ano de 2013. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25. 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável. Anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Arroz e Feijão, 2014a. Trabalho 1008. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/>

bitstream/item/115258/1/2014RA-040.pdf Acessado em: junho/ 2018.

PESSOA, M. C. P. Y.; MARINHO-PRADO, J. S.; SÁ, L. A. N. de Potencial dispersão de *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) por massas de ar no estado de São Paulo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25. 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável. Anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil: Embrapa Arroz e Feijão, 2014b. Trabalho 0691.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; VIDAL, S. B.; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais de pragas exóticas de eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) e do bioagente *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae), em monitoramento de hortos florestais de Minas Gerais. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 13. 2013, Bonito. Anais... Bonito: Embrapa Agropecuária Oeste; Universidade Federal da Grande Dourados, 2013. CD ROM. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/98599/1/2013RA005.pdf> Acessado em: junho/2018.

PESSOA, M. C. P. Y.; MAZUCHI, T.; SÁ, L. A. N. de Banco de dados bioecológico para apoiar a análise de risco de introdução e estabelecimento de pragas quarentenárias no estado de São Paulo XXIII Congresso Brasileiro de Entomologia, Natal/RN - 26 a 30/09/2010a (Pôster P1617).

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SAQUI, G. L.; ROCHA, A. B. O.; WILCKEN, C. F. Indicadores populacionais de machos e fêmeas do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae), em condições de criação em laboratório – longevidade e curvas de sobrevivência. Jaguariúna/SP, Embrapa Meio Ambiente, novembro, 2010b. 27 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, nº 56).

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; KODAIRA, J. Y.; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. de Mathematical-modelling simulation of red gum lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* population dynamics towards the strategy identification for biological control with its parasitoid *Psyllaephagus bliteus*. Conference ISEM 2009, Ecological Modelling for Enhanced Sustainability in Management, October 6- 9 2009, Québec City, Canada. p. 238.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; KODAIRA, J. Y.; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. de Simulação da Dinâmica Populacional do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e Identificação de Estratégias para a Criação Laboratorial de seu Parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) Jaguariúna/SP, Embrapa Meio Ambiente, setembro, 2008. 32p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, nº 49).

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; KODAIRA, J. Y.; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. Avaliação de estratégias de criação laboratorial visando o controle biológico do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) por parasitismo de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) por simulação de sistemas. I Simpósio de Entomologia, 29 a 31/10/2007, Campina Grande/PB, p. 135.

PURETZ, B. de O.; SOUZA, A. R. de; CARVALHO, V. R. de; JUNQUEIRA, L. R.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Liberações de *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae) para controle de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) em eucalipto. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26. CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. p. 110.

RAMOS, A. M.; SANTOS, L. A. R. dos; FORTES, L. T. G. (Org.). Normais climatológicas do Brasil 1961-1990. Brasília, DF: INMET, 2009. 465 p.

ROCHA, A. B. O.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SAQUI, G. L.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F. Metodologias para coleta de insetos no campo e para armazenamento em laboratório de criação de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) visando o controle biológico do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em hortos florestais. O Biológico, São Paulo, v.70, n.2, p.170, jul.-dez.2008. Resumo 127. Edição dos Resumos da 21ª. Reunião Anual do Instituto Biológico.

RODIGHIERI, H. R.; IEDE, E. T.; PENTEADO, S. R. C.; REIS FILHO, W. Avaliação dos Impactos do Programa de Manejo Integrado de Pragas para o Controle da Vespa-da-Madeira em Plantios de Pinus no Sul do Brasil. Comunicado Técnico 158. Colombo – PR. 2006.

SÁ, L. A. N. de Controle biológico clássico de pragas e a experiência da Embrapa na quarentena de bioagentes exóticos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. p. 36.

SÁ, L. A. N. de; SOUZA, A. R. de; PURETZ, B. de O.; SOUZA, C. N. de; CANDELÁRIA, M. C.; JUNQUEIRA, L. R.; WILCKEN, C. F. Controle biológico clássico da vespa-da-galha *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) no Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016a. p. 475.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; MORAES, G. J. de; MARINHO-PRADO, J. S.; PRADO, S. S.; VASCONCELOS, R. M. de. Quarantine facilities and legal issues of the use of biocontrol agents in Brazil. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 51, n. 5, p. 502-509, 2016b.

SÁ, L. A. N. de; SOUZA, A. R. de; JUNQUEIRA, L. R.; CANDELÁRIA, M. C.; COSTA, V. A.; BARBOSA, L. R.; ZANUNCIO, J. C.; WILCKEN, C. F. Introdução do parasitoide *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae) para o controle da vespa-da-galha do eucalipto *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 14. 2015, Teresópolis, RJ. Anais... Teresópolis, RJ: Suacen; Sociedade Entomológica do Brasil; Instituto Oswaldo Cruz; Fiocruz, 2015. Ref. TCBT10. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/126014/1/RAC-2015-Leonardo-IntroducaoParasitoide.pdf>> Acessado em: julho/2018.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F. Metodologia de criação do percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em condição controlada de quarentena. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25. 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável. Anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Arroz e Feijão, 2014. Trabalho 1020.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y. O Laboratório de Quarentena “Costa Lima” e os processos de importação de inimigos naturais exóticos no país. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25., 2014, Goiânia. Anais... Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: resumo das palestras. Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Arroz e Feijão, 2014.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F.; MEDEIROS, A. G. B.; TEIXEIRA, J. T. Monitoramento da praga exótica psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* e de seu parasitoíde exótico *Psyllaephagus bliteus* no controle biológico desta praga em florestas de eucalipto nos estados de SP e MG. In: FÓRUM DE APRESENTAÇÃO DE RESULTADOS DE PESQUISA: AVANÇOS E OPORTUNIDADES, 1. 2014, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2014. RE018. 8 p. (Resumo Expandido).

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SAWAZAKI, H. E.; TANAKA, J. A. C. de S.; VEIGA, R. F. A.; WILCKEN, C. F.; DUDIENAS, C.; ROSSI, C. E.; TEIXEIRA, E. P.; DEUBER, R. Desenvolvimento de métodos e aplicativos para sistemas quarentenários em apoio à defesa agropecuária nas culturas de citros, cana-de-açúcar, eucalipto e flores/plantas ornamentais no Estado de São Paulo. In: FÓRUM DE APRESENTAÇÃO DE RESULTADOS DE PESQUISA: AVANÇOS E OPORTUNIDADES, 1. 2014, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2014. RE017. 9 p. (Resumo Expandido).

SÁ, L. A. N. de Controle biológico clássico no MIP florestas. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 13. 2013, Bonito. Anais... Bonito: Embrapa Agropecuária Oeste; Universidade Federal da Grande Dourados, 2013. CD ROM.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; MARINHO-PRADO, J. S.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; PRADO, S. S.; WILCKEN, C. F. Possibilities on technical-cooperation between “Costa Lima” quarantine laboratory of EMBRAPA environment (Brazil) and worldwide research institutions promoting biological control programs overseas. In: IUFRO FOREST PROTECION JOINT MEETING, 2011, Colonia Del Sacramento. Colonia del Sacramento: INIA; IUFRO; Universidad de la Republica, 2011. Ref. PDE36. p. 40.

SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; BUBOLA, J. G.; ALMEIDA, G. R. de; LIMA, A. C. V.; SOLIMAN, E. P. Flutuação populacional do percevejo bronzeado, *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em florestas de eucalipto nas regiões de

Campinas, Rio Claro e Ribeirão Preto, SP. XXIII Congresso Brasileiro de Entomologia, Natal/RN - 26 a 30/09/2010 (Pôster P1304).

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SAQUI, G. L.; ROCHA, A. B. O. Avaliação das constantes térmicas das fases de desenvolvimento do Psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* em laboratório. Revista Agrogeoambiental, Inconfidentes, v.1, n.2, p.31-38, maio-agosto, 2009.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SAQUI, G. L.; ROCHA, A. B. O. Constantes térmicas das fases de desenvolvimento do psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae)) em condições de laboratório de criação. Jaguariúna/SP: Embrapa Meio Ambiente, novembro, 2009. 21 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, nº 55).

SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; FRANCHIM, T.; STECCA, L. F. F.; ALMEIDA, G. R.; PEREIRA, R. A. A.; COUTO, E. B. do; TAKAHASHI, S. S.; TEIXEIRA, J. S. Monitoramento do psilídeo de concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera:Psyllidae), e de seus inimigos naturais em florestas de eucalipto. I Regiões de Campinas, Rio Claro, Ribeirão Preto e Sul de Minas Gerais 9º SICONBIOL - Simpósio de Controle Biológico, 15 a 19/5/2005, Recife/PE p.182.

SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; COSTA, V. A.; ALMEIDA, G. R. de; PEREIRA, R. A. A. EC-133. Nova Praga e Parasitóide Exóticos no Ecossistema Florestal Brasileiro. XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado/RS, de 05 a 10/09/2004. pág. 446.

SARTORI, C. A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Monitoramento do psilídeo-de-concha, do percevejo bronzeado e do bioagente *Psyllaephagus bliteus* em hortos de *Eucalyptus* sp. em Minas Gerais em 2014. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2015, Campinas. Anais... Campinas: Instituto Agronômico (IAC), 2015. RE Nº 15415. 8 p. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/138552/1/2015AA056.pdf> Acessado em: junho/2018.

SAQUI, G. L.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; ROCHA, A. B. O.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F. Efeito das infestações iniciais de gaiolas de criação com adultos de psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) na sua longevidade O Biológico, São Paulo, v.70, n.2, p.150, jul.-dez.2008a. (Resumo 088).

SAQUI, G. L.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; ROCHA, A. B. O.; ALMEIDA, G. R. de Resultados preliminares da longevidade de adultos do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* em gaiolas de criação em condições de laboratório XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 24 a 29/8/2008b, Uberlândia/MG.

SAQUI, G. L.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; ROCHA, A. B. O.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F.; MENDES, R. R. Aspectos biológicos do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em condições de laboratório 2º Congresso Interinstitucional de Iniciação Científica - CIIC 2008, 29 e 30/7/2008c, Anais... Campinas/SP. pág. 1-8. (Resumo Expandido).

SCHÜHLI, G. S.; PENTEADO, S. C.; BARBOSA, L. R; REIS FILHO, W; IEDE, E. T. A review of the introduced forest pests in Brazil. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 51, n. 5, p. 397-406, May 2016. Disponível em: < <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/146025/1/A-review-of-the-introduced.pdf> > Acessado em: julho/2018.

SERAFIM, C. A.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F.; CAVASOTI, D. S. Monitoramento da praga exótica percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em hortos florestais de eucalipto no Estado de São Paulo. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 12. 2011, São Paulo. Anais... São Paulo: Sociedade Entomológica do Brasil, 2011a. Ref. PT.02.57. p. 201.

SERAFIM, C. A.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F. Monitoramento em três hortos florestais de eucalipto no Estado de São Paulo da praga exótica percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae). In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 5., 2011, Campinas. [Anais...] Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2011b. 1 CD ROM. Nº 11402. 8p. (Resumo Expandido).

SINDICATO NACIONAL DAS EMPRESAS DE AVIAÇÃO AGRÍCOLA (SINDAG). Illinois

(EUA): Helicópteros aplicam produtos orgânicos para salvar florestas da mariposa cigana. Imprensa. 23/05/2018. Disponível em: <http://sindag.org.br/illinois-eua-helicopteros-aplicam-produtos-organicos-pra-salvar-florestas-da-mariposa-cigana/> Acessado em 01/fev/2019.

SOUZA, N. M. de; JUNQUEIRA, L. R.; WILCKEN, C. F.; SOLIMAN, E. P.; CAMARGO, M. B. de; NICKELE, M. A.; BARBOSA, L. R. Ressurgência de uma antiga ameaça: Gorgulho-do-eucalipto *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae). Circular Técnica IPEF, n. 209, p. 01-20, set. 2016a. 22 p.

SOUZA, A. R. de; PURETZ, B. de. O.; CARVALHO, V. R. de; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; WILCKEN, C. F. Multiplicação do parasitoide *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoide da vespa-da-galha-do-eucalipto, em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil; Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016b. p. 343. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/157527/1/2016-Leonardo-CBE-Multiplicacao.pdf> Acessado em: julho/2018.

STIVANELLI, A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SILVA, J. P. da Estimativas de estádios ninfais de Psíldeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) em função do tamanho das conchas 3º Congresso interinstitucional de iniciação científica - CIIC 2009, 6 a 7/8/2009a, Instituto Agronômico-IAC, Campinas/SP. (CD-ROM), nº 0902010 (Resumo Expandido).

STIVANELLI, A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SILVA, J. P. da Estimativa de estádios ninfais do psíldeo-de-concha em função dos tamanhos das conchas Revista Agrogeambiental, Inconfidentes, v.1, n.3, p.73-78, dezembro, 2009b.

TYAGI, B. K.; VEER, V.; PRAKASH, S. Pest of forest importance and their management. Jodhipur (India): Scientific Publishers (India). 2014 (reprint). 298p.

VIDAL, S. B.; LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de Monitoramento do percevejo bronzeado (*Thaumastocoris peregrinus*) em hortos de Eucalyptus spp de três regionais do Estado de Minas Gerais. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 6., 2012, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012a. 1 CD ROM. Nº 12420. (Resumo Expandido).

VIDAL, S. B.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; LAZARIN, D. F.; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Monitoramento de praga exótica em hortos florestais de híbrido urograndis de três regionais do estado de Minas Gerais visando estratégia de biocontrole. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 24., 2012, Curitiba. Anais... Curitiba: Sociedade Entomológica do Brasil, 2012b. Resumo 1788-2. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/82777/1/RA-SaLAN-et-al-XXIVCBE2012-1788-2.pdf> Acessado em: junho/2018.

WILCKEN, C. F. Pragas florestais: controle biológico de pragas exóticas. Opiniões – Florestal: celulose, papel, carvão, siderurgia, painéis e madeira, ano 15, n.50, Divisão F, 2018. p.26-27. Disponível em: <<https://revistaonline.revistaopinioes.com.br/revistas/revistas/156/#page/27>> Acessado em: junho/2018.

WILCKEN, C.F. Introdução de *Glycaspis brimblecombei* e *Leptocybe invasa* em eucalipto no Brasil. In: Seminário Internacional sobre pragas florestais. 2012. 72p. Disponível em: <<https://docplayer.com.br/23234822-Introducao-de-glycaspis-brimblecombei-e-leptocybe-invasa-em-eucalipto-no-brasil.html>> Acessado em: junho/2018.

WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N.; BARBOSA, L. R.; ZANUNCIO, J. C. Controle biológico em florestas plantadas. In. Workshop FAPESP: Desafios da Pesquisa em Controle Biológico na Agricultura do Estado de São Paulo Controle Biológico em Florestas Plantadas, 58p. 2016. Disponível em: <<https://docplayer.com.br/37248913-Workshop-fapesp-desafios-da-pesquisa-em-controle-biologico-na-agricultura-do-estado-de-sao-paulo-controle-biologico-em-florestas-plantadas.html>> Acessado em: junho/2018.

WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; ZANUNCIO, J. C. Sucessos e desafios do controle biológico clássico em pragas exóticas florestais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25. 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: resumo das palestras. Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil: Embrapa Arroz e Feijão, 2014.

WILCKEN, C. F.; BARBOSA, L. R.; SÁ, L. A. N. de; SOLIMAN, E. P.; LIMA, A. C. V.;

- ZANUNCIO, J. C. O percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus*: uma ameaça à eucaliptocultura mundial. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 24., 2012, Curitiba. Anais... Curitiba: Sociedade Entomológica do Brasil, 2012. Resumo 1066-1.
- WILCKEN, C. F.; DIAS, T. K. R.; ZACHÉ, B.; PEREIRA, R. A. A.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; ZANUNCIO, J. C. Vespa-da-galha do eucalipto (*Leptocybe invasa*) no Brasil. Projeto Cooperativo de Monitoramento e Manejo de Pragas Exóticas do Eucalipto (PROTEF/IPEF). 2011a. 2p (folder).
- WILCKEN, C. F.; BARBOSA, L. R.; SÁ, L. A. N. de; SOLIMAN, E. P.; LIMA, A. C. V.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; DIAS, T. C. R. Manejo de pragas exóticas em florestas de eucalipto. In: ENCONTRO BRASILEIRO DE SILVICULTURA, 2., 2011, Campinas. Anais... Campinas: IPEF, 2011b. p. 129-133.
- WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; DAL POGETTO, M. H. F. A.; COUTO, E. B. do; FERREIRA FILHO, P. J.; FIRMINO-WINCKLER, D. C. Sistema de criação do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus* Documentos Técnicos IPEF, v.2, n.2, p.1-23, fev. 2010a.
- WILCKEN, C. F.; SOLIMAN, E. P.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; DIAS, T. K. R.; FERREIRA FILHO, P. J.; OLIVEIRA, R. J. R. Bronze bug *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero and Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) on eucalyptus in Brazil and its distribution. Journal of Plant Protection Research, volume 50, nº 2, pages 201-205, 2010b, ISSN 142743-45.
- WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; FIRMINO, D. C.; COUTO, E. B. do; FILHO, P. J. F.; FRANCHIM, T. Controle Biológico do Psilídeo-de-Concha (*Glycaspis brimblecombei*) (Hemiptera: Psyllidae) em Florestas de Eucalipto. Tercer Congreso Virtual Iberoamericano sobre Gestión de Calidad en Laboratorios, 1/4 a 30/6/2005, Madrid Págs: 303 à 307 (Resumo Expandido).
- WYLIE, F. R.; SPEIGHT, M. R. Insect pests in tropical forestry. London, UK: Cabi International. 2012. 408p.
- ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SOSSAI, M. F.. Natural enemies of *Nomophila* sp. (Lepidoptera: Pyralidae), a cut-worm of *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae) seedlings in Viçosa, Minas Gerais, Brazil. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 28, n. 2, 1999. p. 357-358. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-80591999000200024&lng=en&nrm=iso>. Acessado em: 01 Feb. 2019.

16.2 Serviços quarentenários no Brasil para o apoio à introdução de bioagentes exóticos de pragas florestais

LUIZ ALEXANDRE NOGUEIRA DE SÁ¹, MARIA CONCEIÇÃO PERES YOUNG PESSOA¹

¹Laboratório de Quarentena “Costa Lima” (LQCL)/Embrapa Meio Ambiente. Caixa Postal: 69, Jaguariúna, São Paulo, CEP: 13910-972 conceicao.young@embrapa.br

INTRODUÇÃO

O Brasil é um dos poucos países do mundo detentores da chamada mega-diversidade biológica, a qual se apresenta como uma fonte ímpar de alternativas para a pesquisa de novos organismos vivos com potencial de uso no controle biológico de pragas agrícolas e florestais no país (Srivastava, 1996). De igual modo, essa biodiversidade favorece o apoio brasileiro ao intercâmbio internacional de organismos vivos, contribuindo para o controle de pragas exóticas presentes em outros países. O Brasil também vem sendo beneficiado pelo recebimento de remessas autorizadas de organismos exóticos para o controle de pragas exóticas ingressas no país (Sá & Pessoa, 2015). Os intercâmbios de organismos vivos são realizados no âmbito de protocolos oficiais do governo brasileiro, geralmente requeridos por empresas, por pesquisadores vinculados aos projetos técnico-científicos ou por membros de comitês internacionais dos quais o governo brasileiro é signatário (Sá & Pessoa, 2015).

O interesse por programas de controle biológico de pragas florestais vem crescendo mundialmente, principalmente como alternativa de menores custos e efeitos adversos ao meio ambiente, quando comparados ao uso de agrotóxicos. O uso de inimigos naturais de pragas florestais vem se apresentando como uma alternativa cada vez mais promissora para o uso no manejo florestal, contribuindo com parte das exigências dos protocolos de certificação florestal dos empreendimentos florestais.

Apesar da destacada atuação do setor florestal na economia brasileira (Ibá,

2017), o referido vem sendo fortemente acometido pela entrada de pragas exóticas de origem australiana, notadamente em *Eucalyptus* spp., principalmente a partir do início dos anos 2000 (Wilcken et al., 2016, 2015a,b, 2008; Wilcken & Berti Filho, 2008; Wilcken, 2008). A entrada dessas pragas trouxe grande apreensão ao setor, dada a ausência de mecanismos eficientes para o controle, ou legalmente disponíveis para uso imediato nos plantios florestais por elas acometidos. Desse modo, grande esforço foi direcionado à introdução de agentes de controle biológico exóticos como alternativa para conter os danos, tornando-se de suma importância para a defesa fitossanitária brasileira do setor florestal e para a promoção da maior adoção de alternativas de controle biológico clássico no manejo de integrado de pragas (MIP) florestais (Wilcken et al., 2016; Sá & Pessoa, 2015).

Entretanto, aspectos relacionados à segurança fitossanitária são igualmente necessários em ações envolvendo a importação de agentes de controle biológicos exóticos, no intuito de minimizar riscos de ocorrência de impactos negativos decorrentes das introduções desses organismos no país (Sá et al., 2016b). Esses aspectos de segurança fitossanitária decorrem do fato de que inimigos naturais exóticos vivos, atuantes no controle de suas respectivas pragas em seus ecossistemas nativos no exterior, são agora introduzidos e liberados em ecossistemas brasileiros, onde essas pragas são exóticas, na expectativa de que se estabeleçam, nesses novos ambientes, promovendo o controle das pragas-alvo. Além disso, os intercâmbios que envolvam a transferência de organismos vivos também apresentam riscos de introdução acidental de outros organismos indesejáveis, que possam vir junto aos organismos benéficos, muitas vezes portadores de doenças ou de outros organismos contaminantes, que devem ser eliminados antes da liberação para uso. Portanto, o uso dessa técnica de controle no país requer autorizações prévias do Ministério do Meio Ambiente (MMA) e do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA); este último, para a realização do processo de importação desses organismos vivos, mesmo que visando ao controle biológico clássico de pragas (Sá et al., 2016b). Assim, realizam-se procedimentos oficiais, obrigatórios, em estações quarentenárias credenciadas pelo MAPA, de modo a permitir maior segurança nas importações dos agentes de controle biológico (Sá et al., 2016b).

Nos processos de importação de organismos exóticos, também se observam a conservação, controle e monitoramento desses inimigos naturais exóticos no ambiente brasileiro após a liberação da quarentena, realizada pelo MAPA, pelo período de dois anos consecutivos. Esse serviço quarentenário é, portanto,

estratégico e fundamental para tentar evitar a ocorrência de problemas decorrentes do trânsito de organismos vivos exóticos e implicações para as fauna e flora nativas, não só do Brasil mas também de países fronteiriços. Essa preocupação dá-se em função de que, uma vez liberados, exista potencial de interferência desses organismos exóticos na fauna nativa ou de ocorrência de sua dispersão para áreas não-alvo, geralmente próximas, e que compartilham ecossistemas semelhantes (Coutinot et al., 2013; Sá, 2015, 2003, 2001; Sá et al., 2016b, 2000a,b, 1999). A importação e exportação de organismos vivos para o controle biológico clássico não somente asseguram a atividade de bioprospecção de potenciais agentes de controle biológico, como também os organismos nativos do país, e, portanto, o patrimônio genético nacional (Sá & Pessoa, 2015).

Ações de controle biológico clássico para evitar os danos causados por pragas exóticas florestais contaram com introduções de organismos exóticos realizadas pelo Laboratório de Quarentena “Costa Lima” (LQC) da Embrapa Meio Ambiente, localizado em Jaguariúna, São Paulo (Sá et al., 2016b; Sá & Pessoa, 2015). Esta estação quarentenária, credenciada pelo MAPA desde 1991, vem contribuindo com as ações de empresas e de projetos de pesquisa, principalmente aqueles realizados no âmbito de projetos cooperativos da Embrapa celebrados junto ao Projeto Cooperativo de Manejo de Pragas Exóticas em Florestas de Eucalipto, pertencente ao Programa de Proteção Florestal (PROTEF) do Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais (IPEF), Piracicaba, São Paulo. Esse projeto cooperativo, coordenado pela Faculdade de Ciências Agrônomicas da Universidade Estadual Paulista (FCA/UNESP) de Botucatu, São Paulo, conta com a participação do LQC/Embrapa Meio Ambiente, Embrapa Florestas, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ)/Universidade de São Paulo e empresas do ramo florestal do país nas atividades de pesquisa. Após recente reestruturação laboratorial interna da Embrapa Meio Ambiente, o LQC foi renomeado Quarentena “Costa Lima” (com nova sigla definida por LQCL), motivo pelo qual utilizaremos sua nova sigla para referenciá-la neste capítulo.

Entre as ações realizadas com apoio do LQCL citam-se as que visaram a alternativas de controle biológico clássico, imediatamente após o registro de identificação de entrada de pragas exóticas florestais no país. Assim, foram introduzidos, no período de 1993 a 2015, 13 espécies de bioagentes exóticos de controle de pragas florestais, totalizando 27 remessas procedentes de cinco países (África do Sul, Austrália, Estados Unidos, México e Suíça). Entre as pragas-alvo con-

sideradas, citam-se *Sirex noctilio* (vespa-da-madeira), *Glycaspis brimblecombei* (psilídeo-de-concha), *Thaumastocoris peregrinus* (percevejo-bronzeado-do-eucalipto) e *Lectocybe invasa* (vespa-da-galha do eucalipto). As ações envolveram não somente o processo de introdução, propriamente dito, mas ações de pesquisa para a disponibilização de métodos de criação dos bioagentes exóticos e dos hospedeiros-pragas, em condição controlada de laboratório, para viabilizar suas fases preferenciais, fomentando melhoria da qualidade da criação. Também foram realizadas ações de pesquisa para melhoria de métodos de monitoramento, nos quais se incluíram os voltados para avaliações das flutuações populacionais decorrentes de liberações dos bioagentes exóticos introduzidos em áreas atacadas. Esses resultados apoiaram as análises de eficácia das introduções realizadas pelo PROTEF/IPEF.

Este capítulo apresenta considerações sobre os serviços quarentenários realizados pelo Quarentena “Costa Lima” (LQCL), sejam os relacionados aos processos de introduções ou os deles decorrentes e realizados no âmbito de projetos de pesquisas para estudos de pragas exóticas florestais.

PROCESSO DE INTRODUÇÃO DE BIOAGENTES EXÓTICOS VIA QUARENTENA “COSTA LIMA”

Os procedimentos obrigatórios para importação de organismos benéficos para o controle biológico de pragas e outros fins no país iniciam-se através do preenchimento do “Formulário Padrão de Requerimento de Permissão de Importação de Artigo Regulamentado para Fins de Pesquisa Científica ou Experimentação”, conforme a Instrução Normativa (IN) nº 52/2016 – Importação de Material de Pesquisa. Neste requerimento, deve ser apresentada a justificativa da introdução pretendida, bem como o(s) organismo(s) exótico(s) provenientes do exterior a serem introduzidos no país, como também seu(s) fornecedor(es) e/ou locais de coleta, além do número de remessas desse(s) organismo(s) e a estação quarentenária que receberá o material. A estação quarentenária deve ser consultada previamente pelo demandante da importação sobre a disponibilidade de realização da quarentena do artigo regulamentado (organismo) a ser importado, o que é confirmado por uma carta de aceitação, emitida pela estação, que deverá ser anexada ao requerimento de permissão de importação a ser encaminhado ao MAPA pelo requerente.

No caso da exportação de organismos nativos e/ou exóticos presentes no país, obriga-se ao requerente a solicitação de emissão de licenças do IBAMA/MMA para a importação, exportação e reexportação de espécimes, produtos e subprodutos da fauna e flora silvestre brasileira, e da fauna e flora exótica, constantes ou não nos anexos da “Convenção Internacional sobre o Comércio das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de Extinção” (CITES). Utiliza-se o endereço eletrônico “<http://servicos.ibama.gov.br/ctf/manual/html/170000.htm>” para o preenchimento da solicitação de envio de remessa do material ao exterior.

Os procedimentos operacionais e ações específicas desenvolvidas em estação quarentenária de organismos benéficos exóticos para o controle biológico de pragas, no geral, visam proteger a entrada de possíveis organismos indesejáveis (artrópodes-praga e ácaros-praga, doenças de plantas, hiperparasitos e microrganismos em geral), e se encontram basicamente descritos em Sá et al. (2016b) e Sá & Pessoa (2015).

A quarentena ocorre em construção especialmente planejada para fornecer condições físicas seguras para evitar o escape de organismos e propiciar a realização de pesquisas em local isolado. Igualmente possui procedimentos operacionais e pessoal especializado para auxiliar na manutenção das condições de segurança em quarentena.

Estrutura da estação quarentenária LQCL

A estação quarentenária Quarentena “Costa Lima” (LQCL), da Embrapa Meio Ambiente, em Jaguariúna, SP, foi credenciada pela Portaria nº 106, de 14 de Novembro de 1991, pela Secretaria Nacional de Defesa Agropecuária (SNDA) do MAPA; e recertificada pela Instrução Normativa Nº 52, de 1º de dezembro de 2016, pelo mesmo Ministério.

O LQCL possui uma área de 103 m², em que o acesso à área de segurança máxima (quarentena) dá-se por porta dupla de entrada/saída, revestida com material que permite isolamento total do ambiente externo. O acesso a essa área é feito por meio de senha, digitada em chave controladora com código digital pré-definido, fornecida às pessoas autorizadas para acesso. A porta dá entrada às três antecâmaras escuras internas, em que a primeira é provida com uma armadilha luminosa para atrair insetos que possam aparecer nesta área (no intuito de prevenir o escape). Nas antecâmaras seguintes, realizam-se a disposição e a troca de roupa/sapato especiais e/ou a colocação de avental branco, todos de uso

exclusivo na parte interna da quarentena. A roupa e outros pertences ficam dispostos em armários de aço e/ou cabideiros, ou são colocados em área própria da lavanderia interna, para lavagem posterior. Em certas situações, que dependem do organismo quarentenado em estudo, existe a necessidade de se tomar banho, com posterior troca de roupa, o que é realizado em banheiro disposto no local.

A estrutura física da área de segurança é constituída por pisos, paredes, tetos e vidros, vedados com material apropriado, que facilitam a detecção de insetos e outros organismos, como também previnem escapes. A área é equipada com ar condicionados, termohigrômetros e instrumentos de regulação de fotoperíodo, que viabilizam o controle da temperatura, umidade relativa e luz. Nelas encontram-se disponíveis estantes equipadas com lâmpadas que disponibilizam comprimentos de ondas específicos para assegurar a boa qualidade dos organismos criados. Na sala de recepção do material introduzido, realiza-se a abertura das embalagens contendo o material biológico importado do exterior, com os organismos exóticos que foram autorizados para a prescrição em quarentena no país. Neste local, encontram-se disponíveis gaiolas dupla-mangas utilizadas no manuseio e na abertura do material recebido. O material que acondiciona os organismos exóticos introduzidos é descartado da quarentena por incineração realizada em sala específica. A comunicação externa com a área quarentenada é feita por interfonos e telefone. O sistema de segurança é composto por sinais luminosos e sonoros automáticos, dispostos nas portas da entrada principal do laboratório e naquela, interna, na saída da terceira antecâmara escura. Na área de segurança, encontram-se também três salas para criações e biotestes dos organismos introduzidos e de seus hospedeiros. Um laboratório geral, conjugado às três salas de criações, está disponível com equipamentos básicos comuns (geladeira, freezer, microscópios óticos e estereoscópios, entre outros), para o manuseio dos diferentes organismos biológicos importados.

A sala para introdução e manutenção de microrganismos exóticos possui fluxo laminar e estufa incubadora BOD e está separada das demais salas mencionadas. Duas casas-de-vegetação quarentenadas encontram-se disponíveis no interior da área de segurança, apresentando paredes de vidros aramados resistentes a fortes impactos e quebras, contando também com cobertura superior externa com sombrite. Contém estantes de aço para armazenamento das gaiolas de criação de insetos e outras gaiolas para desenvolvimento dos bioensaios com os bioagentes introduzidos em quarentena; manutenção das plantas alvo e hospedeiras alternativas das pragas para posterior utilização no interior das gaiolas.

As atividades realizadas nesta estação quarentenária conta atualmente com uma Responsável Técnica Geral (pesquisadora Engenheira Agrônoma), um pesquisador Engenheiro Agrônomo vice-responsável (que assume as atividades da responsável técnica geral na sua ausência), além de pesquisadores de diferentes especialidades e assistentes de laboratório/campo com atividades subordinadas a um analista Gerente Operacional do Quarentena “Costa Lima”. Para apoiar as atividades realizadas em área de segurança da quarentena, a área externa ao prédio conta com uma casa-de-vegetação, uma casa telada, uma sala para armazenamento de gaiolas de criação de insetos e um almoxarifado para armazenamento de insumos (adubos, vermiculita, terra, entre outros). Os procedimentos operacionais e de segurança do LQCL estão definidos em regimento interno e em normas ISO9000-2008, a qual a Embrapa Meio Ambiente está acreditada.

Bioagentes exóticos introduzidos ou em fase de acompanhamento para pragas florestais exóticas

Entre as ações de controle biológico clássico de pragas exóticas florestais de eucalipto realizadas pelo LQCL, citam-se aquelas destinadas ao controle da praga exótica vespa-da-madeira, *Sirex noctilio* Fabricius (Hymenoptera: Siricidae), cuja primeira ocorrência deu-se em 1988 no Rio Grande do Sul, em plantios de *Pinus* spp. pelo nematóide entomopatogênico *Deladenus siricidicola* (Bedding) (Nematoda, Neotylenchidae) introduzidos em 1993 e 1996 do Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization (CSIRO) da Division of Entomology, Canberra, Austrália; por solicitação da Embrapa Florestas, localizada em Colombo, Paraná (SÁ, 2017; SÁ; PESSOA, 2015; TAMBASCO et al., 2004). Iede (2012) salientou aspectos biológicos e o impacto da praga ao cultivo de *Pinus*, destacando a importância de ações de manejo de pragas, principalmente controle biológico. Os resultados obtidos com as liberações de *D. siricidicola* indicaram o controle da praga. Porém, em 1996, 1998 e 2003, realizaram-se as importações das vespas-parasitoides *Megarhyssa nortoni* Cresson (Hymenoptera: Ichneumonidae) e *Rhyssa persuasoria* Linnaeus (Hymenoptera: Ichneumonidae), provenientes da Forest Commission of New South Wales da University of Tasmania, Tasmânia, Austrália, por solicitação da Embrapa Florestas, visando também ao controle da vespa-da-madeira em hortos de *Pinus* spp. no Sul do Brasil (SÁ, 2017; IEDE, 2012; TAMBASCO et al., 2004). Para garantir o estabelecimento e efetivo controle biológico clássico nos plantios, necessitaram-se de três remessas do exterior desses bioagentes, ocorridas até novembro de 2003.

Em 2000, no âmbito do programa de controle dos pulgões-gigantes-do-pinus, *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera: Aphididae) e *Cinara pinivora* Wilson (Lachninae, Cinarini) (Hemiptera: Aphididae), o LQCL atendeu às solicitações das introduções dos parasitoides *Xenostigmus bifasciatus* (Hymenoptera: Braconidae); *Pauesia* spp. (Hymenoptera: Braconidae); *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Aphidiidae) e *Aphidius* spp. (Hymenoptera: Braconidae), procedentes do Center for Biodiversity do Illinois Natural History Survey Champaign, Illinois, Estados Unidos. Programaram-se oito remessas desses parasitoides, as quais foram realizadas em 2001 e 2002. O controle das pragas foi alcançado com as ações, posteriores, de liberações dos parasitoides ocorridas na região Sul do Brasil (Sá, 2017; Tambasco et al., 2004), o que motivaram novas introduções dos parasitoides *X. bifasciatus* e *P. bicolor* em 2002 e 2004, procedentes do mesmo local.

Com o registro de ocorrência do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Aphalaridae) em 2003 (Wilcken et al., 2003), contemplaram-se ações de controle biológico por meio da importação do parasitoide *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), cuja permissão de importação foi deferida pelo MAPA em dezembro/2003. A importação do parasitoide deu-se em decorrência das perdas de produtividade registradas pela presença da praga no Brasil, as quais foram inicialmente da ordem de 10 a 15%, com alta mortalidade observada em *Eucalyptus camaldulensis* (Wilcken et al., 2016; Ferreira Filho et al., 2015, 2011). O impacto da presença de *G. brimblecombei* foi determinado em três espécies diferenciadas de *Eucalyptus* spp., entre elas *E. camaldulensis*, plantada em grandes áreas no Brasil, e que foi identificada como a mais susceptível ao ataque da praga. Apesar das reduções de 5,3% na altura, de 0,6% no diâmetro da base do tronco e de 2,3% na área foliar nas plantas dessa espécie infestadas com a praga, estas não foram significativas quando comparadas àquelas ocorridas em plantas sem infestações. O fator de susceptibilidade natural da espécie de eucalipto aos psilídeos, já identificado na literatura, teria sido preponderante para justificar o estabelecimento do inseto nessa variedade (Huerta et al., 2010).

Apesar da permissão de importação do parasitoide *P. bliteus*, autorizada em 2003, realizaram-se importações somente em 2005 e 2006, com remessas de três regiões distintas do México (Guadalajara, Águas Calientes e Morelia), ocorridas no âmbito de projeto da Embrapa Meio Ambiente pertencente ao PROTEF/IPEF. O parasitoide, recebido da CONAFOR (Comisión Nacional Forestal), México, foi quarentenado, multiplicado e liberado da quarentena do LQCL

pelo MAPA em 24 de junho de 2006, resultando, posteriormente, no controle biológico parcial da praga, realizado por ação do PROTEF/IPEF em plantios florestais de eucalipto das empresas florestais participantes do projeto cooperativo, presentes em todo o país. Ainda no âmbito do PROTEF/IPEF, realizaram-se ações posteriores de pesquisa e de monitoramentos dos plantios, conduzidas em projetos dos LQCL e FCA/UNESP de Botucatu; os quais igualmente mantiveram as criações e multiplicações de *P. bliteus* para posteriores liberações nos empreendimentos florestais conveniados ao PROTEF/IPEF (SÁ, 2017; Wilcken et al., 2016, 2015a,b, 2010, 2008; Wilcken, 2008). No contexto das ações de pesquisa conduzidas pelo LQCL, registraram-se avaliações biológicas e numérico-computacionais realizadas para conhecer a dinâmica do hospedeiro-praga em seu parasitoide e para fomentar a melhoria da qualidade do monitoramento e controle. Entre essas avaliações, citam-se as conduzidas em condição controlada de laboratório de criação e que subsidiaram informações, conhecimento do desenvolvimento dos insetos em espécies de eucaliptos plantadas no Brasil e avaliações prospectivas de tendências de desenvolvimento e de porcentagens de parasitismos em diferentes níveis populacionais iniciais, viabilizadas por métodos numéricos e computacionais (Pessoa et al., 2016a,b, 2015a,b, 2014, 2013, 2008; Ferreira-Filho et al., 2015; Sartori et al., 2015; Sá et al., 2014a,b; Sá & Luchini, 2009; Lazarin et al., 2011a,b, 2012a,b; Serafim et al.; 2011; Stivanelli et al., 2009; Saqui et al., 2008a,b; Rocha et al., 2008; Gisloti et al., 2007; Kodaira et al.; 2007; Firmino-Winckler et al., 2006; Lima et al., 2006; Lopes et al., 2006; Almeida et al.; 2006; Firmino et al., 2004).

Desde 2008, outra praga de eucalipto, o percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero e Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae), de origem australiana, está presente no Brasil (Wilcken et al., 2016; 2010; Lima et al., 2010; Sá et al., 2010; Wilcken, 2008a). Wilcken et al. (2016) indicou perdas de 10 a 20% no volume de madeira em áreas com a praga. Em 2009, atendeu-se à demanda da FCA/UNESP de Botucatu para a introdução do parasitoide exótico específico de *T. peregrinus*, *Cleruchoides noackae* Lin e Huber (Hymenoptera: Mymaridae), no LQCL. O parasitoide foi inicialmente importado da Austrália, com procedência do Department of Employment, Economic Development and Innovation do Queensland Primary Industries and Fisheries Queensland/Austrália.

Em 2010, realizou-se a prescrição de quarentena com a remessa de *C. noackae*, recebida da Austrália. Uma nova remessa do parasitoide foi realizada em 2012, proveniente da mesma instituição. Posteriormente, sucederam-se es-

tudos nos LQCL e FCA/UNESP para determinação de parâmetros biológicos, métodos de melhoria da qualidade de criação e de monitoramento dos insetos em campo (Pessoa et al., 2016a, 2015a,b, 2014, 2013; Mafra et al., 2015; Morais et al., 2014; Sá et al., 2014 a,b, 2010; Vidal et al., 2012; Lazarin et al., 2011a, b; Wilcken et al., 2010; Lima et al., 2010).

Após liberação do parasitoide de quarentena pelo MAPA, o parasitoide e a praga continuaram sendo monitorados em projetos conduzidos pelo PROTEF/IPEF. As multiplicações para as liberações foram incrementadas pelo demandante. O parasitoide importado apresentou potencial de multiplicação e dispersão nos plantios de eucalipto no Brasil, onde foi liberado a partir de 2012, e acompanhado pelo PROTEF/IPEF, ocasionando o controle da praga (Wilcken et al., 2015a; Serafim et al., 2011). A ocorrência de redução de 90% das áreas infestadas no Vale do Jequitinhonha, Minas Gerais, foi registrada (Wilcken, et al., 2016).

Outra praga australiana de eucalipto, a vespa-da-galha *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae), teve entrada registrada em viveiros de eucalipto na Bahia em 2008 (Wilcken & Berti Filho, 2008), sendo uma praga de rápida disseminação mundial. A introdução de bioagentes exóticos para o controle de *L. invasa* foi requerida pela FCA/UNESP-Campus de Botucatu em 2009. Assim, requisitaram-se envios de espécies do complexo *Aprostocetus* (Hymenoptera: Eulophidae), *Quadrastichus* (Hymenoptera: Eulophidae) e *Megastigmus* (Hymenoptera: Torymidae), procedentes do Department of Entomology Agricultural Research Organization, em Tel Aviv, Israel. Porém, em decorrência das coletas desses parasitoides, localizarem-se em áreas de conflitos, a importação foi cancelada. Por essa razão, houve a introdução, em 2015, de outro parasitoide exótico, *Selitrichodes neseri* Kelly & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae), proveniente da University of Pretoria, Pretória, África do Sul.

Mesmo após a liberação da quarentena, pelo MAPA em 2015, o bioagente *S. neseri* vem sendo multiplicado pelo LQCL/Embrapa Meio Ambiente, em apoio ao PROTEF/IPEF. Até 2016 foi obtida a produção de 8.615 adultos (Sá et al., 2016a), os quais foram encaminhados como remessas à FCA/UNESP, que posteriormente realizou as transferências desses insetos às Empresas Florestais associadas ao PROTEF. Com o efetivo controle biológico da vespa-da-galha constatado em 2016, a contenção da praga por meio de liberações do parasitoide teve continuidade em 2017 pelo LQCL e pela FCA/UNESP (Poretz et al., 2017, 2016; Souza et al., 2016).

Em 2010, a Universidade Federal de Viçosa (UFV), Viçosa, Minas Gerais, demandou a importação de bioagentes antagônicos às doenças de plantas, a saber mancha foliar, *Teratosphaeria nubilosa* (Capnodiales: Teratosphaeriaceae) e ferrugem do eucalipto, *Puccinia psidii* Winter (Myrtaceae) do Uruguai. Porém esse processo de introdução não foi concretizado por desistência do demandante.

Por solicitação da Embrapa Florestas, Colombo/PR, deu-se a introdução do parasitoide *Psyllaephagus hirtus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae) em 2015, visando ao controle biológico de *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Hemiptera: Psyllidae), praga exótica originária da Austrália. O parasitoide foi quarentenado em 2016, de material procedente do Forestry and Agricultural Biotechnology Institute (FABI), da University of Pretoria, Pretória, África do Sul. Entretanto, em decorrência das dificuldades para a criação controlada de *P. hirtus*, não houve estabelecimento dessa população no hospedeiro *B. occidentalis*. Consequentemente, novas remessas do bioagente, na mesma origem anterior, foram previstas, mas não realizadas em decorrência do referido ter sido, posteriormente, encontrado por pesquisadores da Embrapa Florestas em levantamentos realizados em áreas florestais do estado de Minas Gerais (comunicação pessoal Dra. Dalva Luiz de Queiroz, Embrapa Florestas).

Impacto pós-liberação dos bioagentes exóticos de quarentena no Brasil

A liberação de organismos exóticos exercendo o controle biológico clássico de pragas exóticas de cultivos florestais é notório e efetivo, motivo pelo qual as solicitações de importações cresceram ano a ano no Brasil (Sá & Pessoa, 2015).

O impacto econômico das pragas exóticas florestais teria sido desastroso para o setor florestal nacional se não fossem direcionados esforços dos programas de manejo das pragas, considerando o controle biológico clássico, em particular com as liberações de bioagentes exóticos introduzidos no país como alternativas de controle.

A importância da estratégia de controle biológico clássico vem sendo destacada cada vez mais, a exemplo do programa elaborado para a vespa-da-madeira, *Sirex noctilio*, que apesar de ser considerada praga exótica secundária oportunista de cultivos de *Pinus* spp. causaria sério impacto econômico aos produtores da região sul do país (Pichelli, 2017). Nesse contexto, pesquisadores da

Embrapa Florestas estimaram os sérios prejuízos que teriam sido potencialmente atingidos pela ocorrência da praga como sendo da ordem de U\$ 53 milhões anuais (considerados custos de colheita) e de U\$ 25 milhões anuais (considerada madeira em pé) (Pichelli, 2017), caso ações do programa de manejo integrado de pragas, com forte ênfase no controle biológico, não tivessem sido viabilizadas para conter os ataques. A mesma fonte, citando levantamentos realizados por empresas florestais paulistas, realizados de 2010 a 2014, estimou prejuízo de cerca de R\$ 280 milhões (perdas diretas no incremento anual de madeira e produção final) causados por ataques do percevejo-bronzeado-do-eucalipto, *Thaumastocoris peregrinus*. Acrescenta-se ainda que esta última praga, juntamente com a vespa-da-galha *Lectocybe invasa*, vêm sendo apontadas como comprometedoras do desenvolvimento de espécies e de clones de eucaliptos no país (Wilcken et al., 2011). Em plantios com *Eucalyptus camaldulensis* no Brasil ocorreu mortalidade de árvores por ataque do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei*, variando de 30 a 95% decorridos três anos de infestações iniciais, o que teria sido desastroso para o setor se ações de controle biológico clássico não tivessem favorecido as liberações do parasitoide exótico importado *Psyllaephagus bliteus* no Brasil (Wilcken et al., 2011).

Entre os benefícios ambientais decorrentes do uso de controle biológico clássico evidenciam-se a maior especificidade do agente de controle biológico exótico no controle da praga exótica, resultando na maior eficácia de controle e menor impacto ambiental negativo, quando consideradas as potenciais contaminações ambientais associadas ao uso de agrotóxicos. Acrescenta-se ainda que o menor uso de agrotóxicos favorece o aumento da presença de maior quantidade de inimigos naturais nativos, potenciais controladores de outras pragas presentes nos cultivos.

COMENTÁRIOS FINAIS

Este capítulo destacou a importância do serviço quarentenário, particularmente o realizado pela estação quarentenária “Costa Lima” (LQCL) utilizada para prover bioagentes exóticos específicos e seguros para o controle biológico clássico de pragas florestais exóticas no país. Também foram destacados procedimentos realizados em área quarentenada desse laboratório. As principais pragas exóticas florestais que fizeram uso de estratégias de controle biológico clássico decorrentes de introduções de organismos exóticos de controle quaren-

tenados foram apresentadas, assim como os benefícios econômicos delas decorrentes para o setor florestal brasileiro.

O controle biológico clássico vem sendo cada vez mais considerado como uma alternativa viável, apesar dos trâmites legais necessários atrelados aos processos de importação e de estudos bioecológicos, metodológicos e de monitoramentos pós-liberações a eles associados. Trata-se de uma estratégia viável e segura, principalmente para empresas florestais exportadoras e possuidoras de certificações internacionalmente reconhecidas. O controle biológico clássico tornou-se uma alternativa viável para empresas com certificados internacionais, quando recém registrados os ingressos das pragas exóticas no país, dado que algumas moléculas de ingredientes ativos de agrotóxicos ainda se encontravam proibidas para uso no cultivo, ou quando ocorridas outras questões legais associadas ao banimento de uso de princípios ativos no Brasil.

A pesquisa prospectiva de bioagentes de controle exóticos, assim como o maior intercâmbio de informações biológicas favorecidas pelo uso de tecnologias de informação e comunicação, vêm auxiliando o intercâmbio desses agentes. Essas pesquisas exploratórias propiciam também a identificação de inimigos naturais mais adequados às características ambientais locais das áreas atacadas no país. Do mesmo modo, vem sendo aplicadas para a determinação de momentos mais propícios às liberações inundativas, favorecendo a ocorrência de maiores taxas de controle e a redução de gastos desnecessários atrelados ao uso dessa estratégia de controle.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, G. R. de; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; FERREIRA FILHO, J. R.; COUTO, E. B. do; TAKAHASHI, S. S.; TEIXEIRA, J. S. Flutuação Populacional do Psilídeo-de-Concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus Inimigos Naturais em Florestas de Eucalipto na Região de Mogi-Guaçu, SP. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife, PE. Entomologia: da academia à transferência de tecnologia: resumos. Recife, PE: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006. 1 CD ROM.

COUTINOT, D.; BRIANO, J.; PARRA, J. R. P.; SÁ, L. A. N. de; CÔNSOLI, F. L. Exchange of natural enemies for biological control: is it a rocky road? - the road in the euro-mediterranean region and the South American common market.. *Neotropical Entomology*, v. 42, n. 1, p. 1-14, 2013.

FERREIRA FILHO, P. J.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Evaluation of parasitism of red gum lerp psyllid by *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) after sequential releases in *Eucalyptus camaldulensis* plantation. In: IUFRO FOREST PROTECCION JOINT MEETING, 2011, Colonia Del Sacramento. Resúmenes... Colonia del Sacramento: INIA: IUFRO, 2011. Ref. PDE35. p. 39.

FERREIRA FILHO, P. J.; WILCKEN, C. F.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; CARMO, J. B. do; ZANUNCIO, J. C. Biological control of *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae) in

eucalyptus plantations. *Phytoparasitica*, v. 43, n. 2, p. 151-157, 2015.

FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; OLIVEIRA, N. C. de; SA, L. A. N. de Biologia do psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae) em *Eucalyptus camaldulensis* sob diferentes temperaturas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife, PE. Entomologia: da academia à transferência de tecnologia: resumos... Recife, PE: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006. 1 CD ROM.

FIRMINO, D. C.; WILCKEN, C. F.; LEITÃO-LIMA, P. da S.; SA, L. A. N. de Biologia do psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em diferentes espécies de eucalipto. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20., 2004, Gramado. Resumos... Gramado: Sociedade Entomológica do Brasil, 2004. p. 458.

GISLOTI, L. J.; SÁ, L. A. N. de; SILVA, J. P. da Avaliação dos efeitos da temperatura no desenvolvimento do parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) como agente de controle biológico da praga psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* em hortos de *Eucalyptus camaldulensis*. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 10., 2007, Brasília, DF. Inovar para preservar a vida: resumos. Brasília: DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007. 1 CD-ROM.

HUERTA, A.; FAÚNDEZ, M.; ARAYA, J.E. Susceptibility of *Eucalyptus* spp. to an induced infestation of red gum lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) in Santiago, Chile. *Ciência e Investigación Agrária*, v. 37, n. 2, p. 27-33, agosto 2010. Disponível em: <http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-16202010000200003&Inq=es&nrm=is>. Acesso em: 4 dez. 2017.

IEDE, E. T. Manejo integrado de pragas florestais. 2012 In: CONGRESSO FLORESTAL PARANAENSE, 4., 2012, Curitiba. Anais. [Curitiba]: Malinovski Florestal, 2012. 5p. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/66935/1/EdsonT-CFP-Manejo.pdf>>. Acesso em 4 dez. 2017.

INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES. Relatório 2017. São Paulo, 2017. 80 p. Disponível em: <http://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_RelatorioAnual2017.pdf>. Acesso em: 5 dez.2017.

KODAIRA, J. Y.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. de. Identificação de períodos propícios ao parasitismo de ninfas do Psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* por *Psyllaephagus bliteus* em condições de laboratório – Estudo de caso por simulação de sistemas. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 2007, Campinas. Anais... Campinas: ITAL, 2007. 1 CD-ROM.

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; VIDAL, S. B.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; MEDEIROS, A. G. B. Ferramenta computacional para o controle de registros de monitoramento de pragas de eucalipto por cartão armadilha. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 24., 2012, Curitiba. Anais... Curitiba: Sociedade Entomológica do Brasil, 2012a. Resumo 1788-1.

LAZARIN, D. F.; VIDAL, S. B.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y. Controle informatizado do monitoramento de pragas de *Eucalyptus* spp. por cartão amarelo em hortos florestais. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 6., 2012, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012b. 8 p.

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MARINHO-PRADO, J. S. Avaliações preliminares da dinâmica populacional do percevejo bronzeado em *Eucalyptus camaldulensis* em condições de criação laboratorial – estudo por simulação numérica. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 5., 2011a, Campinas. Anais... Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2011a. 10 p.

LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MARINHO-PRADO, J. S. Avaliação preliminar por simulação numérica da influência de variedades de eucalipto na dinâmica populacional do percevejo bronzeado visando biocontrole. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 12., 2011, São Paulo. Anais... São Paulo: Sociedade Entomológica do Brasil, 2011b. p. 207.

LIMA, A. C. V.; WILCKEN, C. F.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; FERREIRA FILHO, P. J.; COUTO, E. B. do; SÁ, L. A. N. de; ALMADO, R. Monitoramento do Psílideo-de-Concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus Inimigos Naturais em Florestas

de Eucalipto na Região Centro Oeste de Minas Gerais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife, PE. Entomologia: da academia à transferência de tecnologia: resumos... Recife, PE: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006. 1 CD ROM.

LIMA, A. C. V.; DIAS, T. K. R.; BARBOSA, L. R.; SOLIMAN, E. P.; SA, L. A. N. de; MASSON, M. V.; NEVES, D. A.; WILCKEN, C. F. Primeira ocorrência do percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) no estado da Bahia. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 23., 2010, Natal. Anais... Natal: Sociedade Brasileira de Entomologia: Emparn, 2010. CD-ROM. Resumo. 1 CD ROM.

LOPES, C. S.; FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; BENTO, J. M. S. Longevidade de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitóide do psilídeo-de-concha, em diferentes recipientes e formas de alimentação. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., 2006, Recife, PE. Resumos... Recife, PE: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006. 1 CD ROM.

MAFRA, D. E. S.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SARTORI, C. A.; MOREIRA, G. G. Avaliação da ocorrência de pragas exóticas de *Eucalyptus* sp, *Glycaspis brimblecombei* e *Thaumastocoris peregrinus*, e do bioagente exótico *Psyllaephagus bliteus* em três regiões de São Paulo no ano de 2013. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2015, Campinas. Anais... Campinas: Instituto Agronômico, 2015. 8 p.

MORAIS, L. A. S. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; CASTANHA, R. F. Rendimento do óleo essencial de eucalipto atrativo a adultos e ninfas de percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em testes de laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25., 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil: Embrapa Arroz e Feijão, 2014. 1 p.

PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; SÁ, L. A. N. de; FARIAS, A. R.; SPADOTTO, C. A.; LOVISI FILHO, E. Áreas brasileiras com produção de *Eucalyptus* spp. mais propícias à maior ocorrência de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil, 2016a. p. 579.

PESSOA, M. C. P. Y.; MINGOTI, R.; HOLLER, W. A.; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; SÁ, L. A. N. de; FARIAS, A. R.; SPADOTTO, C. A.; LOVISI FILHO, E.; BERVALDO, G. N. Regiões brasileiras prioritárias para implantação ou intensificação ações fitossanitárias para o controle de *Thaumastocoris peregrinus* em área de produção de Eucalipto. Embrapa Gestão Territorial, 2016b. Mapa. Escala 1:25.000.000. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/152379/1/20161221-Mapa-percevejo-v5.pdf>> Acesso em: 4 dez. 2017.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SARTORI, C. A.; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais de *Psyllaephagus bliteus*, bioagente de *Glycaspis brimblecombei*, e de *Thaumastocoris peregrinus* em hortos de eucalipto de três regionais de Minas Gerais em 2014. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 14., 2015, Teresópolis, RJ. Anais... Teresópolis, RJ: Sociedade Entomológica do Brasil; Instituto Oswaldo Cruz; Fiocruz; 2015a. Ref. TCBA226.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SARTORI, C. A.; MAFRA, D. E. S.; NEVES, M. F. de O.; MOREIRA, G. G.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais das pragas exóticas *Glycaspis brimblecombei* e *Thaumastocoris peregrinus* e do parasitóide exótico *Psyllaephagus bliteus* em hortos florestais de São Paulo em 2013. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 14., 2015, Teresópolis, RJ. Anais... Teresópolis, RJ: Sociedade Entomológica do Brasil; Instituto Oswaldo Cruz; Fiocruz; 2015b. Ref. TCBA223.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Monitoramento de *Thaumastocoris peregrinus*, *Glycaspis brimblecombei* e do parasitóide *Psyllaephagus bliteus* em hortos florestais de Minas Gerais no ano de 2013. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25., 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: anais... Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil: Embrapa Arroz e Feijão, 2014. Ref. 1008.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; VIDAL, S. B.; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Flutuações populacionais de pragas exóticas de eucalipto, *Glycaspis brimblecombei*

(Hemiptera: Psyllidae) e *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) e do bioagente *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae), em monitoramento de hortos florestais de Minas Gerais. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 13., 2013, Bonito. Anais... Bonito: Embrapa Agropecuária Oeste: Universidade Federal da Grande Dourados, 2013. 1p.

PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; KODAIRA, J. Y.; WILCKEN, C. F.; ALMEIDA, G. R. de. Simulação da dinâmica populacional do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e identificação de estratégias para a criação laboratorial de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae). Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2008. 33 p. (Embrapa Meio Ambiente. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 49).

PICHELLI, K. Pesquisa lista principais pragas florestais que ameaçam o Brasil. Colombo, PR: Embrapa Florestas, News – Forestry and Silviculture, 31 janeiro 2017, 4p. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/en/busca-de-noticias/-/noticia/19852742/pesquisa-lista-principais-pragas-florestais-introduzidas-que-ameacam-o-brasil>>. Acesso em: 16 fev. 2018.

PURETZ, B. de O.; SOUZA, A. R. de; JORGE, C.; CARVALHO, V. R. de; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Produção do parasitóide da vespa-da-galha-do-eucalipto, *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae). In: SIMPÓSIO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS, 5., 2017, Botucatu. Anais... Botucatu: FCA-UNESP: FEPAF, 2017. 1 p.

PURETZ, B. de O.; SOUZA, A. R. de; CARVALHO, V. R. de; JUNQUEIRA, L. R.; SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F. Liberações de *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae) para controle de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) em eucalipto. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil, 2016. p. 110.

ROCHA, A. B. O.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; SAQUI, G. L.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F. Metodologias para coleta de insetos no campo e para armazenamento em laboratório de criação de *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) visando o controle biológico do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em hortos florestais. O Biológico, v. 70, n. 2, p. 170, 2008.

SÁ, L. A. N. de. Intercâmbio Internacional de organismos benéficos pelo Laboratório de Quarentena Costa Lima, no período de 1991 a 2016. IN: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO (SICONBIOL), 15., 2017, Ribeirão Preto. Anais... Ribeirão Preto: Unesp; Esalq, 2017. 1 p.

SÁ, L. A. N. de Importação de inimigos naturais para o controle biológico de pragas. In: SIMPÓSIO DE PRAGAS QUARENTENÁRIAS NA AMAZÔNIA BRASILEIRA, 1., 2015, Boa Vista. Anais... Boa Vista: Embrapa Roraima, 2015.

SÁ, L. A. N. de. Intercâmbio de inimigos naturais benéficos via sistema quarentenário em programas de controle biológico de pragas no Cone Sul. In: ENCONTRO BIENAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA ECOLÓGICA, 5., 2003, Caxias do Sul. Brasil e Cone Sul: desafios e possibilidades de um desenvolvimento sustentável. Caxias do Sul: Sociedade Brasileira de Economia Ecológica, 2003. p. 1-13.

SÁ, L. A. N. de. Quarentena e intercâmbio internacional de agentes de controle biológico de pragas. O Biológico, v. 62, n. 2, p. 215-217, 2001.

SÁ, L. A. N. de; SOUZA, A. R. de; PURETZ, B. de O.; SOUZA, C. N. de; CANDELÁRIA, M. C.; JUNQUEIRA, L. R.; WILCKEN, C. F. Controle biológico clássico da vespa-da-galha *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) no Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil, 2016a. p. 475.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; MORAES, G. J. de; MARINHO-PRADO, J. S.; PRADO, S. S.; VASCONCELOS, R. M. de Quarantine facilities and legal issues of the use of biocontrol agents in Brazil. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 51, n. 5, 2016b p.502-509,.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y. Prospecção de inimigos naturais para o controle biológico de pragas agrícolas exóticas. In: SUGAYAMA, R. L.; SILVA, M. L. da.; SILVA, S. X. de B.; RIBEIRO, L. C.; RANGEL, L. E. P. (Ed.). Defesa vegetal: fundamentos, ferramentas,

políticas e perspectivas. Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Defesa Agropecuária, 2015. p. 256-274.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F. Metodologia de criação do percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em condição controlada de quarentena. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25., 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: anais. Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil, 2014a. 1 p. Trabalho 1020.

SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F.; MEDEIROS, A. G. B.; TEIXEIRA, J. T. Monitoramento da praga exótica psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* e de seu parasitóide exótico *Psyllaephagus bliteus* no controle biológico desta praga em florestas de eucalipto nos estados de SP e MG. In: FÓRUM DE APRESENTAÇÃO DE RESULTADOS DE PESQUISA: AVANÇOS E OPORTUNIDADES, 1., 2014, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2014b. 8 p. (RE018)

SÁ, L. A. N. de; WILCKEN, C. F.; BUBOLA, J. G.; ALMEIDA, G. R. de; LIMA, A. C. V.; SOLIMAN, E. P. Flutuação populacional do percevejo bronzeado, *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em florestas de eucalipto nas regiões de Campinas, Rio Claro e Ribeirão Preto, SP. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 23., 2010, Natal. Anais... Natal: Sociedade Brasileira de Entomologia: Emparn, 2010. CD-ROM. Resumo. 1 CD ROM.

SÁ, L. A. N. de; LUCHINI, L. C. Regulamentação do Intercâmbio Internacional de Agentes de Controle Biológico no Brasil. In: BUENO, V. H. P. Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Lavras: Editora UFLA, 2009. p. 411-429.

SÁ, L.A.N. de; TAMBASCO, F.J.; LUCCHINI, F. Quarentena e intercâmbio internacional de agentes de controle biológico de pragas/Quarentine and the exchange of biological control agents of pests. O Biológico, v. 62, n. 2, 2000a. p.215-217.

SÁ, L. A. N. de; LUCCHINI, F.; TAMBASCO, F. J.; DE NARDO, E. A. B.; MORAES, G. J. de (Ed.). Regimento interno e normas de funcionamento do laboratório de quarentena "Costa Lima" para o intercâmbio internacional de agentes de controle biológico. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000b. 44 p. (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 22).

SÁ, L.A.N. de; TAMBASCO, F.J.; LUCCHINI, F. Importação, exportação e regulamentação de agentes de controle biológico no Brasil. In: BUENO, V. H. P. (Coord.). Controle de qualidade de agentes de controle biológico. Lavras: UFLA, 1999. p.187-196.

SAQUI, G. L.; PESSOA, M. C. P. Y.; SA, L. A. N. de; ROCHA, A. B. de O.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F.; MENDES, R. R. Aspectos biológicos do psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em condições de laboratório. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 2., 2008, Campinas. Anais... Campinas: ITAL: IAC; Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2008. 1 CD-ROM.

SAQUI, G. L.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; ROCHA, A. B. O.; ALMEIDA, G. R. de; WILCKEN, C. F. Efeito das infestações iniciais de gaiolas de criação com adultos de psílideo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) na sua longevidade. O Biológico, v. 70, n. 2, 2008b. p.150. Edição dos Resumos da 21ª. Reunião Anual do Instituto Biológico.

SARTORI, C. A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; MEDEIROS, A. G. B.; WILCKEN, C. F. Monitoramento do psílideo-de-concha, do percevejo bronzeado e do bioagente *Psyllaephagus bliteus* em hortos de *Eucalyptus* sp. em Minas Gerais em 2014. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2015, Campinas. Anais... Campinas: Instituto Agrônomo, 2015. 8 p. Resumo 15415.

SERAFIM, C. A.; SÁ, L. A. N. de; PESSOA, M. C. P. Y.; WILCKEN, C. F. Monitoramento em três hortos florestais de eucalipto no Estado de São Paulo da praga exótica percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae). In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 5., 2011, Campinas. Anais... Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite, 2011. 1 CD ROM.

SOUZA, A. R. de; PURETZ, B. de O.; CARVALHO, V. R. de; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; WILCKEN, C. F. Multiplicação de *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae), parasitóide da vespa-da-galha-do-eucalipto, em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 26.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 9.,

2016, Maceió. Anais... Maceió: Sociedade Entomológica do Brasil, 2016. p. 343.

SRIVASTAVA, J.; SMITH, N. J. H.; FORNO, D. Biodiversity and agriculture: implications for conservation and development. Washington, DC: World Bank, 1996. 26 p. (World Bank Technical Paper, 321).

STIVANELLI, A.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de; SILVA, J. P. da Estimativa de estádios ninfaís do psíldeo-de-concha em função dos tamanhos das conchas Revista Agrogeoambiental, v. 1, n. 3, p. 73-78, 2009.

TAMBASCO, F. J.; SÁ, L. A. N. de; LUCCHINI, F.; NARDO, E. A. B. de; MORAES, G. J. de; SILVA, J. L. da. Atividades de importação e exportação do Laboratório de Quarentena "Costa Lima" no período de 1991 a 2003. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2004. 1 CD-ROM. (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 41).

VIDAL, S. B.; LAZARIN, D. F.; PESSOA, M. C. P. Y.; SÁ, L. A. N. de Monitoramento do percevejo bronzeado (*Thaumastocoris peregrinus*) em hortos de *Eucalyptus* spp de três regionais do Estado de Minas Gerais. In: CONGRESSO INTERINSTITUCIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 6., 2012, Jaguariúna. Anais... Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012. 1 CD ROM.

WILCKEN, C. F. Percevejo bronzeado do eucalipto (*Thaumastocoris peregrinus*) (Hemiptera: Thaumastocoridae): ameaça à florestas de eucalipto brasileiras. Botucatu: IPEF, 2008a. 11 p. (Alerta Profet).

WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; ZANUNCIO, J. C. Controle biológico em florestas plantadas. In: Workshop FAPESP: "Desafios da Pesquisa em Controle Biológico na Agricultura do Estado de São Paulo", 2016. 58 p. Disponível em: <<http://docplayer.com.br/37248913-Workshop-fapesp-desafios-da-pesquisa-em-controle-biologico-na-agricultura-do-estado-de-sao-paulo-controle-biologico-em-florestas-plantadas.html>>. Acesso em: 4 dez. 2017.

WILCKEN, C. F.; BARBOSA, L. R.; SOLIMAN, E. P.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; LAWSON, S. Percevejo-bronzeado-do-eucalipto, *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé. In: VILELA FILHO, E.; ZUCCHI, R. A. Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015a. p. 898-908.

WILCKEN, C. F.; FIRMINO-WINCKLER, D. C.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; DIAS, T. K. R.; LIMA, A. C. V.; SÁ, L. A. N. de; FERREIRA FILHO, P. J. Psíldeo-de-concha-do-eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* Moore. In: VILELA FILHO, E.; ZUCCHI, R. A. Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015b. p. 883-897.

WILCKEN, C. F.; BARBOSA, L. R.; SÁ, L. A. N. de; LIMA, A. C. V.; POGETTO, M. H. F. A. D.; DIAS, T. C. R. Manejo de pragas exóticas em florestas de eucalipto. In: ENCONTRO BRASILEIRO DE SILVICULTURA, 2., 2011., Campinas. Anais... Piracicaba: ESALQ, 2011. p. 129-134

WILCKEN, C. F.; SOLIMAN, E. P.; SÁ, L. A. N. de; BARBOSA, L. R.; DIAS, T. K. R.; FERREIRA FILHO, P. J.; OLIVEIRA, R. J. R. Bronze bug *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero and Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) on eucalyptus in Brazil and its distribution. Journal of Plant Protection Research, v. 50, n. 2, p. 201-205, 2010.

WILCKEN, C. F.; BERTI FILHO, E. Vespa-da-galha do eucalipto (*Leptocybe invasa*) (Hymenoptera: Eulophidae): nova praga de florestas de eucalipto no Brasil. Botucatu: IPEF, 2008b. 11 p. (Alerta Profet). Disponível em: <<http://www.ipef.br/protecao/alerta-leptocybe.invasa.pdf>>. Acesso em: 4 dez. 2017

WILCKEN, C. F.; SÁ, L. A. N. de.; BERTI FILHO, E.; FERREIRA FILHO, P. J.; OLIVEIRA, N. C.; DAL POGETTO, M. H. F. A.; SOLIMAN, E. P. Plagas exóticas de importância em *Eucalyptus* em Brasil. In: JORNADAS FORESTALES DE ENTRE RIOS, 22., 2007. 5p. Concórdia. Actas... Concórdia: INTA-EEA, 2008a. 5 p.

WILCKEN, C. F.; COUTO, E. B. do; ORLATO, C.; FERREIRA FILHO, P. J.; FIRMINO, D. C. Ocorrência do psíldeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) (Hemiptera: Psyllidae) em florestas de eucalipto no Brasil. Piracicaba: IPEF, 2003. 11 p. (IPEF. Circular Técnica, IPEF, 2001).

16.3 Pragas exóticas dos eucaliptos

16.3.1 *Blastopsylla occidentalis* e *Ctenarytaina* spp.

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, EVERTON PIRES SOLIMAN² & DANIEL BURCKHARDT³

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

³Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, 4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

Os psílideos (Hemiptera: Psylloidea) são pequenos insetos sugadores de seiva que se assemelham a cigarras minúsculas e geralmente se desenvolvem em dicotiledôneas lenhosas (Hodkinson, 1974; Hollis, 2004; Burckhardt et al., 2014). A maioria das espécies utiliza apenas um grupo pequeno de plantas hospedeiras. Os imaturos podem ser de vida livre ou se desenvolver em galhas abertas ou fechadas, enquanto em outras espécies constroem coberturas cerosas, chamadas “lerps” ou conchas, sob as quais se desenvolvem (Brown & Hodkinson, 1988; Hollis, 2004; Burckhardt, 2005). A subfamília Spondyliaspidinae (Aphalaridae) é quase exclusivamente restrita à Austrália utilizando como hospedeiras plantas da família Myrtaceae, em particular, os eucaliptos (Burckhardt, 1991; Hollis, 2004). Não surpreendentemente, várias espécies australianas de Spondyliaspidinae foram introduzidas em outros continentes onde se tornaram pragas (Burckhardt et al., 1999; Hollis, 2004).

O primerio psílideo introduzido, associado ao eucalipto no Brasil, foi *Ctenarytaina spatulata*, observada em 1994 em uma plantação de eucaliptos no Paraná, como *Ctenarytaina* sp. (Iede et al., 1997) e, posteriormente, reportada com a identificação completa (Burckhardt et al., 1999). A ocorrência de outras duas espécies foi registrada nessa mesma ocasião: *Ctenarytaina eucalypti* e *Blastopsylla occidentalis*. Neste capítulo, apresentamos informações sobre essas três espécies de psílideos introduzidos no Brasil e que atacam os ponteiros do eucalipto.

***Blastopsylla occidentalis* Taylor, 1985 (Hemiptera: Aphalaridae)**

Local de origem: Austrália

Nome popular: microcigarrinha-dos-ponteiros, psilídeo-dos-ponteiros-do-eucalipto

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PI, PR, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero *Blastopsylla* possui oito espécies conhecidas na Austrália (Taylor, 1985). *Blastopsylla occidentalis* distingue-se das demais espécies de psilídeos-do-eucalipto do Brasil, principalmente as do gênero *Ctenarytaina*, por não possuir pente de pelos apical exterior sobre a mesotíbia, e curvatura apical da veia Rs nas asas anteriores (Taylor, 1990; Burckhardt et al, 1999; Burckhardt & Elgueta, 2000). A fase adulta de *B. occidentalis* caracteriza-se por adultos pequenos com comprimento variando entre 1,5–2,0 mm com asas dianteiras com veias de cor marrom e uma membrana cinza, sendo os machos de corpo amarelado, enquanto as fêmeas são mais escuras (Figura 1) (Burckhardt & Elgueta, 2000; Meza & Baldini, 2001a).



Figura 1. Adulto de *Blastopsylla occidentalis* (Hemiptera: Aphalaridae) em folha de eucalipto.

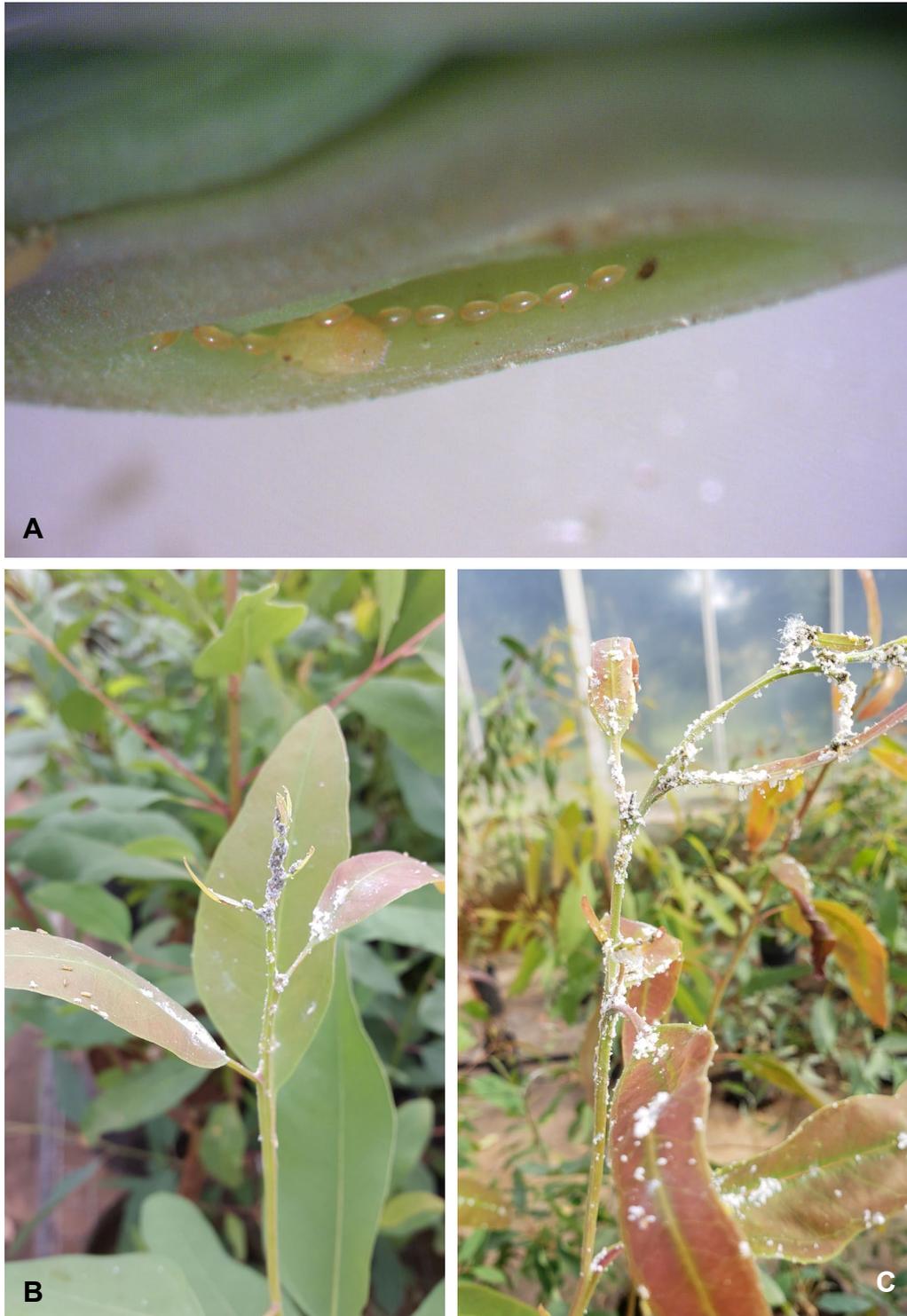


Figura 2. Ovos enfileirados e imaturo de *Blastopsylla occidentalis* (Hemiptera: Aphalaridae) (A) e *honeydew* secretado pelos imaturos em mudas de eucalipto (B e C).

Apresenta reprodução sexuada, sendo que as fêmeas preferem ovipositar nas partes apicais da planta, junto às axilas foliares, folhas tenras e pequenos ramos. Os ovos são amarelos e muitas vezes são colocados em fileiras (Figura 2-A). Os imaturos possuem achatamento dorsoventral e apresentam cinco estágios, com coloração amarelada (Figura 2-B e C). Os imaturos alimentam-se da seiva da planta e secretam *honeydew* com coloração branca, que se assemelha a algodão na região do ponteiro (Figura 2-B) (Taylor, 1985; Meza & Baldini, 2001a).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Blastosylla occidentalis é nativa da Austrália ocidental, sendo registrada pela primeira vez, fora de sua origem, na Nova Zelândia, e depois reportada em diversos países associada a diferentes espécies de *Eucalyptus* e uma espécie de *Corymbia*.

Atualmente, tem registro de ocorrência para os seguintes países, listados por continentes: África: Burundi (Queiroz et al., 2018), Camarões (Dzokou et al., 2009), Egito (El Nasr & Abd-Rabou, 2012), Quênia (Hollis, 2004) e África do Sul (ANÔNIMO, 2007); Américas: Argentina (Bouvet et al., 2005), Brasil (Burckhardt et al., 1999), Chile (Burckhardt & Elgueta, 2000), Estados Unidos (Taylor, 1985), México (Hodkinson, 1991), Nicarágua (Queiroz et al., 2018) e Uruguai (Martínez et al., 2014); Ásia: China (Hollis, 2004; Li, 2011, como *Blastosylla barbara*), Israel (Spodek et al., 2015), e Turquia (Aytar, 2007); Europa: Espanha (Pérez-Otero et al., 2011), Itália (Laudonia, 2006) e Portugal (Pérez-Otero et al., 2011); Oceania: Nova Zelândia (Taylor, 1985).

São citados como hospedeiros de *B. occidentalis*: *Corymbia citriodora*, *Eucalyptus brassiana*, *E. camaldulensis*, *E. deglupta*, *E. forrestiana*, *E. globulus* (e sua subespécie *maidenii*), *E. gomphocephala*, *E. lehmannii*, *E. longirostrata*, *E. microneura*, *E. microtheca*, *E. nicholii*, *E. oleosa*, *E. platypus*, *E. polyanthemus*, *E. robusta*, *E. sideroxylon*, *E. rudis*, *E. saligna*, *E. spathulata*, *E. tereticornis*, *E. urophylla* e híbrido de *E. grandis* x *E. urophylla* (Burckhardt et al., 1999; Beardsley & Uchida, 2001; Hollis, 2004; Anônimo, 2007; Tamesse et al., 2010; Percy et al., 2012; Queiroz et al., 2012; Yen et al., 2013; Martínez et al., 2014).

Ataques moderados de *B. occidentalis* ocasionaram a senescência e abscisão das folhas na Nova Zelândia (Satchell, 1999). Essa espécie pode-se dispersar

com o vento ou pelo transporte de plantas de um local para outro (Hodkinson, 1999).

No Brasil, foi reportada no Espírito Santo (Resende & Santana, 2008), Goiás (Burckhardt et al., 1999), Minas Gerais, Mato Grosso (Santana, 2008), Mato Grosso do Sul (Burckhardt & Queiroz, 2012), Paraná (Santana et al. 2005, Santana, 2008), São Paulo (Santana, 2008), Bahia, Ceará, Piauí e Rio Grande do Sul (Queiroz et al., 2018).

Esse inseto alimenta-se das brotações novas, e os imaturos excretam grande quantidade de “*honeydew*” e ceras em forma de filamentos brancos (Burckhardt et al., 1999). Estes excrementos são substrato para crescimento de fungos, que, muitas vezes, cobrem as ponteiros, levando-as a morte. Penetra os tecidos vasculares das folhas com seu aparelho bucal sugador para obter seu alimento, debilitando e retardando o desenvolvimento da planta e, conseqüentemente, comprometendo a produtividade (Durán & Urrutia, 2001a). Ao contrário das duas espécies de *Ctenarytaina*, *B. occidentalis* ocorre na região central do Brasil, onde a estação seca é mais longa que no Sul, com mais de quatro meses sem chuva (Queiroz et al., 2012).

***Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1890) (Hemiptera: Aphalaridae)**

Local de origem: Austrália

Nome popular: microcigarrinha-dos-ponteiros, psílideo-das-ponteiras-do-eucalipto, psílideo-do-eucalipto-duni, piolho-do-eucalipto

Estados brasileiros onde foi registrada: PR, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero *Ctenarytaina*, Ferris e Klyver (1932) possui 20 espécies conhecidas, a maioria associada a *Eucalyptus* e outras a Myrtaceae (Soufo et al., 2017; Burckhardt et al., 2018; Ouvrard, 2018). A característica principal deste gênero é a presença de um pequeno pente de cerdas na parte apical da mesotíbia (Ferris & Klyver, 1932; Burckhardt et al., 1999).

Os adultos de *Ctenarytaina eucalypti* são insetos muito pequenos, de 3 a 4

mm de envergadura, e medem de 1,5 a 2 mm de comprimento. A cabeça é larga e forte com olhos compostos, bem desenvolvidos, arredondados, de cor marrom escuro, um pouco proeminentes com três ocelos; vértex com laterais ligeiramente côncavas, genas curtas; antenas relativamente curtas, com dez artículos, de cor preta amarelada. Aparelho bucal é do tipo sugador; rostró curto e forte, trisegmentado. Tórax globoso, com dois pares de asas membranosas, brancas acinzentadas e transparentes que, normalmente, permanecem dobradas sobre o corpo, quando em repouso (como um telhado sobre o corpo). Coloração do corpo é marrom amarelada ou marrom escura, com faixas transversais mais escuras na face superior e inferior do abdômen (Figura 3). As patas são amarelas escuras, com fêmur forte, tibia comprimida com cerdas apicais curtas e fileira de pelos na mesotibia. Na parte posterior do abdômen da fêmea, há uma projeção pontiaguda que encobre o ovipositor (Cadahia, 1980; Zondag, 1982; Santana et al., 1999).



Figura 3. Adulto de *Ctenarytaina eucalypti* (Hemiptera: Aphalaridae).

Os imaturos têm cinco estágios de desenvolvimento. Nos primeiros ínstarres, são de coloração amarelo palha, com olhos avermelhados e patas grossas e volumosas (engrossadas) (Figura 2-A). Possuem pelos semirrígidos, espalhados nas bordas da parte posterior do abdômen. No último ínstar, os imaturos são

de coloração amarelada, com manchas escuras. Os olhos são castanhos avermelhados, e o terço final do abdômen castanho escuro, assim como as antenas e as tecas alares (Figura 2-B) (Cadahia, 1980; Zondag, 1982; Meza & Baldini, 2001b, 2001).



Figura 4. Imaturos de *Ctenarytaina eucalypti* (Hemiptera: Aphalaridae).

Os ovos medem 0,4 mm de comprimento por 0,16 mm de largura, têm forma oval, alongada. Apresentam, na extremidade do polo inferior, um pedúnculo curto, cônico com o qual se fixa na planta (folhas ou brotos). Recém postos são brancos leitosos, brilhantes, úmidos e ligeiramente viscosos. Com o desenvolvimento, tornam-se amarelados e próximo a eclosão são alaranjados.

Ctenarytaina eucalypti e *C. spatulata* são semelhantes, porém a primeira tem coloração variando de marrom escura a preta, e a forma do parâmero é mais delgada, enquanto *C. spatulata* tem coloração alaranjada e parâmero largo, em forma de espátula (Burckhardt et al., 1999).

Os ovos são colocados em grupos numerosos nas axilas e bases das folhas jovens e dos brotos novos, fixados pelo pedúnculo, na planta hospedeira, por onde permanecem aderidos. Cada fêmea coloca em média de 50 a 60 ovos. Várias fêmeas podem fazer postura em uma única massa de ovos. Entre seis a nove dias, ocorre a eclosão. *Ctenarytaina eucalypti* alimenta-se de seiva em todos os estágios de desenvolvimento, permanecendo, durante todas as fases da vida, livre nos galhos e folhas, principalmente nas brotações. Os imaturos concentram-se em colônias numerosas sobre as folhas jovens e gemas apicais. Os imaturos excretam ceras (filamentos em forma de algodão de uma substância branco cerosa) e “*honeydew*” e são envolvidas por uma grande quantidade deste material, podendo cobrir totalmente as colônias. A duração do ciclo de vida do inseto é de aproximadamente um mês, a 18 °C e 70% de umidade relativa do ar (Azevedo & Figo, 1979; Cadahia, 1980; Santana et al., 1999).

Ctenarytaina eucalypti é um inseto polivoltino, com até cinco gerações por ano, encontrando-se ovos, imaturos e adultos em todos os meses do ano, diminuindo as populações quando as condições climáticas são mais rigorosas, como ocorre no verão e inverno. No verão, o período de incubação dura em torno de uma semana e, em períodos frios, a eclosão pode ser mais demorada. Os ovos podem permanecer em dormência durante o inverno (Azevedo & Figo, 1979; Cadahia, 1980; Phillips, 1992; Santana et al., 1999; Claveria, 2000). A praga pode dispersar facilmente pelo vento e também pelo transporte de plantas infestadas (Hodkinson, 1974; Sag, 2000).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Ctenarytaina eucalypti é nativa do sudeste da Austrália e foi primeiramente registrada na Nova Zelândia em 1889 (Froggatt, 1903; Tuthill, 1952; EPPO,

2014). Dispersou para várias regiões do mundo que cultivam *Eucalyptus*. Foi detectada na África: África do Sul (Petty, 1925; Hodkinson, 1999) e Quênia (EPPO, 2014); América do Sul: Argentina (Fidalgo et al., 2005), Bolívia (Hodkinson, 1999), Brasil (Burckhardt et al., 1999), Chile (Lanfranco & Dungey, 2001), Colômbia (Pinzón et al., 2002), Peru (Sag, 2000) e Uruguai (Burckhardt et al., 1999); América do Norte: Estados Unidos (Gill, 1991; Dahlsten et al., 1993; EPPO, 2014); Ásia: Papua Nova Guiné (Hodkinson, 1983), Sri Lanka (Azevedo & Figo, 1979); Europa: Alemanha (Burckhardt, 1998), Espanha (incluindo Ilhas Canárias) (Cadahia, 1980; Hodkinson, 1999), França (Mercier & Poisson, 1926), Hungria (Ripka & Csóka, 2016), Reino Unido (Laing, 1922; Hodkinson, 1999), Irlanda (Hodkinson & White, 1979), Itália (Cavalcaselle, 1982; EPPO, 2014), Portugal (incluindo Açores) (Azevedo & Figo, 1979; EPPO, 2014) e Suíça (Burckhardt & Mühlethaler, 2003).

No Brasil, foi registrada para todos os estados da região Sul e em São Paulo (Burckhardt et al., 1999; Kurylo et al., 2010; Burckhardt & Queiroz, 2012).

São citados como hospedeiros de *C. eucalypti*: *Eucalyptus globulus*, *E. maidenii*, *E. bicostata*, *E. dunnii*, *E. nitens*, *E. benthamii*, *E. cinerea*, *E. pulverulenta*, *E. gunnii*, *E. leucoxydon*, *E. glaucescens*, *E. camaldulensis*, *E. viminalis*, *E. archeri*, *E. citriodora*, *E. cordata*, *E. crenulata*, *E. dalrympleana*, *E. macarthuri*, *E. mannifera*, *E. neglecta*, *E. nicholi*, *E. nitida*, *E. perriniana*, *E. rubida* e *E. urnigera* (Zondag, 1982; Phillips, 1992; Dahlsten et al., 1998; Burckhardt et al., 1999; Hodkinson, 1999; Meza & Baldini, 2001a, 2001; Santana, 2004).

Esse inseto ataca folhas jovens e brotações tenras, geralmente nos dois primeiros anos (Cadahia & Ruperez, 1979; Meza & Baldini, 2001a). Suga a seiva da planta provocando o secamento de folhas e brotos (que ficam murchos, retorcidos e deformados, adquirindo cor cinza enegrecida). Os danos mais severos verificam-se quando o crescimento da planta é mais lento, prolongando a permanência de folhagens jovens. Com o ataque da praga, os brotos tenros chegam a secar produzindo bifurcações e deformações que retardam o desenvolvimento da planta (Cadahia, 1980; Meza & Baldini, 2001b).

Pode causar vários danos, tais como: distorções e seca de brotos e folhas jovens; superbrotamento e deformações de toda a planta; superbrotamento lateral; deformações do limbo foliar e caule; retardamento no crescimento da planta; morte da gema apical; perda de mudas; excreção de grande quantidade de cera e “*honeydew*” (Figura 5) que se acumula sobre as folhas, promovendo o desenvolvimento de fungos, como a fumagina (Cadahia, 1980; Santana et al., 1999).



Figura 5. Honeydew secretado por indivíduos de *Ctenarytaina eucalypti* (Hemiptera: Aphalaridae) em folhas de eucalipto.

Como sintomas do ataque de *C. eucalypti*, observa-se que: os imaturos dos últimos instares concentram-se em grande número sobre as folhas jovens e brotações; as exúvias dos imaturos ficam aderidas nas folhas; as folhas e brotos atacados se retorcem e deformam, adquirindo uma coloração cinza enegrecida; os imaturos exsudam filamentos de secreção branca, com aspecto de algodão (Figura 5) (Claveria, 2000; Meza & Baldini, 2001b).

***Ctenarytaina spatulata* Taylor, 1997 (Hemiptera: Aphalaridae)**

Local de origem: Austrália

Nome popular: microcigarrinha-dos-ponteiros, psilídeo-dos- ponteiros-do-eucalipto

Estados brasileiros onde foi registrada: ES, MG, MS, PR, RS, SC, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Ctenarytaina spatulata, em sua descrição original realizada por Taylor, 1997, utilizou caracteres dos adultos e dos imaturos de quinto ínstar, baseando-se no ápice do abdômen. Posteriormente, novos caracteres foram adicionados, num quadro comparativo entre *C. spatulata* e *C. eucalypti* (Burckhardt et al., 1999). Uma descrição morfológica externa completa dos adultos de *C. spatulata* foi feita, na qual todos os estágios foram descritos, com detalhamento dos imaturos de quinto ínstar, acrescentando novos caracteres às descrições anteriores (Santana & Zanol, 2005).

Machos e fêmeas são semelhantes, diferenciados apenas pela parte terminal do abdômen e pelo tamanho levemente menor dos machos. Após a emergência na fase adulta, apresentam coloração amarelo-claro, com asas transparentes e esbranquiçadas, que escurecem com o tempo, tornando-se alaranjadas, com pequenas manchas marrons no tórax e no abdômen; estas, normalmente em faixas, dando um aspecto listrado (Figura 6). Comprimento total médio da gena até o ápice das asas anteriores de $1,81 \pm 0,037$ mm e $2,22 \pm 0,035$ mm para machos e fêmeas, respectivamente (Santana & Zanol, 2005).



Figura 6. Adulto de *Ctenarytaina spatulata* (Hemiptera: Aphalaridae).

Os ovos são elípticos, afilados na extremidade superior, em forma de uma gota. Logo após a postura, apresentam coloração branco-translúcido, tornando-se amarelados até a eclosão (Santana & Zanol, 2005). As posturas são realizadas na axila dos primórdios foliares, nas pontas das brotações ainda fechadas, com o pedicelo inserido na planta (Figura 7-A). Em ponteiros de *E. grandis*, coletados no campo, foi observado que os ovos são colocados isolados ou em grupos de até 35, com média de 4,56 ovos por postura, sendo que a duração média do período de incubação foi de $7,0 \pm 0,41$ dias (Santana & Zanol, 2005).



Figura 7. Ovos de *Ctenarytaina spatulata* (Hemiptera: Aphalaridae) colocados em primórdios foliares em brotações de eucalipto (A) e ponteiro necrosado por conta do ataque do inseto (B).

Os imaturos deste inseto são sugadores de seiva e passam por cinco estágios de desenvolvimento com duração de, aproximadamente, 32 dias. Possuem vida livre e formam colônias que chegam a mais de 100 indivíduos numa mesma brotação. Esses imaturos excretam ceras que ficam, muitas vezes, aderidas ao abdômen formando uma franja que se desprende do corpo formando filamentos que se espalham sobre a colônia (aspecto de cotonete). Em *E. grandis*, os

adultos são encontrados normalmente nas brotações (Santana & Zanol, 2005).

A partir do segundo estágio, as tecas alares já são observadas e, no terceiro, as tecas alares estão evidentes e se desenvolvem gradativamente nos demais estágios. No quinto estágio, os imaturos apresentam corpo amarelo com escleritos marrons; as antenas são bem visíveis, com nove segmentos, originando-se na margem da cabeça; apresentam comprimento do corpo em média 1,35 mm e largura máxima da cabeça, em média 0,48 mm; largura na região dos tecas alares em média 0,79 mm; apresentam de 20 a 22 setas lanceoladas abdominais, sendo metade de cada lado da abertura anal (Santana & Zanol, 2005).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Imaturos e adultos de *C. spatulata* causam danos às plantas devido à sucção de seiva, às manchas escuras causadas pela inserção dos ovos e à excreção de “honeydew” que se acumula nas folhas e ponteiros, podendo formar a fumagina que interfere negativamente na fotossíntese. Ataques leves resultam na descoloração, manchas e distorção de folhas, enquanto que ataques severos causam descoloração na copa, manchas e necroses nas folhas (Figura 7-B) e, posteriormente, desfolha parcial ou total, morte de ponteiros, intensa brotação lateral (Figura 8-A), diminuição da produção de sementes e, em casos extremos, a morte da planta (Collett, 2001).



Figura 8. Ponteiro morto (A) e superbrotação em eucalipto causado pela ação de *Tenarytaina spatulata* (Hemiptera: Aphalaridae) (B).

No Brasil, os psilídeos-de-ponteiros são pragas mais severas na produção de mudas nos viveiros e nos plantios mais novos, entretanto, em alguns casos, podem afetar o desenvolvimento dos plantios mais velhos devido ao superbrotamento apical.

Ctenarytaina spatulata é natural do Sudeste da Austrália e seu primeiro registro fora do país foi na Nova Zelândia, atualmente pode ser encontrado na Argentina, Brasil, Espanha, Estados Unidos, França, Itália, Portugal e Uruguai (Taylor, 1997; Burckhardt et al., 1999; Costanzi & Malausa; Cocquempot, 2003; Valente Manta & Vaz, 2004; Santana et al., 2005; Pérez & Mansilla; Mansila, 2005; Rezende; Santana, 2008; Bouvet & Burckhardt, 2008).

Ataques moderados de *C. spatulata* na Nova Zelândia provocaram a perda de vigor das árvores (Satchell, 1999). No Brasil, a praga ocorre principalmente no período seco, geralmente, associados ao estresse hídrico e nutricional e fatores ambientais que, juntos, desencadeiam a seca de ponteiros em *Eucalyptus* spp (Maschio et al., 1997). O acúmulo de biomassa nas folhas, caule, ramos e total de *E. grandis* cresce com o aumento do suprimento de água, propiciando maior quantidade de alimento e crescimento populacional de *C. spatulata* (Santana et al., 2003).

Os danos de *C. spatulata* foram observados em *E. grandis* no Paraná e em híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla* em São Paulo, com sintomas de fumagina nas folhas e ponteiros, morte de ponteiros, perda de dominância apical, superbrotamento, envassouramento, quebra e diminuição do crescimento (Santana et al., 2005). Em casa de vegetação, observou-se redução no desenvolvimento das plantas, distorção e descoloração das folhas devido à grande quantidade de “honeydew” secretado que propiciou o aparecimento de fumagina em *E. grandis* (Burckhardt et al., 1999).

Fatores ambientais como o estresse hídrico e a adubação estão relacionados ao aumento ou diminuição da suscetibilidade de plantas à herbivoria (Paine & Hanlon, 2010). O estresse hídrico é um dos fatores ambientais que podem causar o desenvolvimento da população de psilídeo (White, 1969). Em teste simulado de estresse hídrico em plantas de *E. grandis*, com e sem a presença de *C. spatulata*, foi constatado que os insetos podem causar redução de 20% de crescimento em altura em *E. grandis* (Santana et al., 2003).

MANEJO

Estudos de dinâmica de populações são fundamentais para se conhecer a flutuação populacional de uma espécie ao longo do tempo. Os fatores abióticos como temperatura, umidade relativa, precipitação pluviométrica, vento, luz e os fatores bióticos como a interação com inimigos naturais podem afetar essa dinâmica. Estudos básicos sobre distribuição espacial e métodos de amostragem são necessários para que os resultados sejam confiáveis.

No monitoramento dos psilídeos-dos-ponteiros em plantios de eucaliptos, é recomendada vistoria em todas as áreas, principalmente em plantios com até dois anos, considerados os mais susceptíveis ao ataque desses insetos (Firmino, 2004).

A cor amarela atrai muitos insetos da ordem Hemiptera, subordem Sternorhyncha como psilídeos, pulgões, moscas-brancas. Os psilídeos de ponteiros (*C. eucalypti* e *C. spatulata*) preferem a coloração amarela fluorescente e amarela e a coloração de folhas juvenis e maduras de *E. globulus* (Brennan et al., 2001). Para se determinar a flutuação populacional de *B. occidentalis* no México, foram utilizadas armadilhas circulares amarelas em árvore de *Eucalyptus* spp. (Arcos, 2003).

A coleta de ramos é um eficiente método de amostragem para se monitorar ovos e imaturos de *C. spatulata*, mas para adultos essa técnica não se mostrou satisfatória em plantios mais elevados, pois durante a coleta dos ponteiros, eles voam e se dispersam rapidamente. No Brasil, temperaturas médias em torno de 15 °C favorecem a biologia do inseto, sendo encontrados maiores picos populacionais (Santana, 2003).

A presença de *C. spatulata*, foi observada em plantios de *E. grandis*, nos municípios de Colombo, Paraná e Mogi-Guaçu e São Miguel Arcanjo, São Paulo, durante todos os meses do ano em todos os estágios, demonstrando um padrão polivoltino, com picos populacionais nos meses mais frios e de menores precipitações (Queiroz et al., 2009). O número de gerações dos psilídeos por ano pode variar em função da espécie, temperatura e outras condições ambientais incluindo a disponibilidade de folhas para postura (Collet, 2001).

Os estudos relacionados à flutuação populacional para *B. occidentalis* são escassos, no entanto, na região central do estado de Goiás e oeste de Minas Gerais, onde o período de seca (inverno) é mais longo, quando comparado ao do sul

do país, foi verificado um maior nível populacional destes psilídeos (Burckhardt et al., 1999). Os psilídeos-de-ponteiro rapidamente se adaptaram às condições climáticas brasileiras e se dispersaram mediante os plantios extensos e contíguos. Contudo, altas temperaturas e precipitações, contribuem para redução natural da população do inseto.

O controle pode ser necessário, caso a praga aumente sua população em condições de campo e viveiro. O controle biológico de pragas, com agentes entomófagos e entomopatogênicos, é uma alternativa que tem apresentado resultados promissores.

Controle físico/mecânico

Armadilhas adesivas amarelas são comumente utilizadas no monitoramento da população dos psilídeos. Entretanto, em viveiros de mudas podem ser usadas com objetivo de coleta massal, auxiliando no controle.

Controle silvicultural

Técnicas silviculturais também são utilizadas para suprimir populações dos psilídeos que atacam o ponteiro do eucalipto, o manejo adequado da cultura, para diminuir o estresse das plantas, e a preservação de áreas nativas e sub-bosque para atrair e abrigar os inimigos naturais, pode reduzir o crescimento populacional da praga (Meza & Baldini, 2001a; Meza & Baldini, 2001b).

As exigências de insetos para sais minerais não estão bem definidas, mas se sabe que eles são importantes no equilíbrio iônico e permeabilidade da membrana celular, atuando como ativadores de enzimas (Panizzi & Parra, 1991). Assim, diferentes fertilizantes podem afetar as populações de insetos de forma positiva ou negativa. Alguns nutrientes são muito importantes nas relações inseto-planta, como o nitrogênio (White, 1969), o magnésio (Santana et al., 1999), o silício (Camargo et al., 2011) e outros. Certas práticas silviculturais que minimizam o estresse das árvores têm sido recomendadas como medidas para fortalecer a planta e fornecer maior resistência aos psilídeos. O excesso de nitrogênio nas folhas pode levar a um aumento nas populações desses insetos, por isso é recomendado a fertilização balanceada e irrigação no manejo dos psilídeos durante a estação seca, para evitar a concentração desse nutriente nas folhas (Garrison, 2001).

Resistência

Em estudos de preferência alimentar e oviposição de *C. spatulata* em espécies do gênero *Eucalyptus* e *Corymbia* e em mirtáceas nativas, foram verificadas grandes populações da praga em *E. robusta* e *E. pellita*, maior número de plantas com sintomas de danos nas espécies *E. grandis* e *E. resinifera* e as espécies *E. cinerea*, *E. cloeziana*, *E. dunnii*, *E. benthamii*, *E. nitens*, *E. viminalis*, *E. pilularis* e *E. camaldulensis* não apresentaram infestação (Queiroz et al., 2010). Para as espécies de *Corymbia* foi observado um número reduzido de ovos de *C. spatulata* em *C. citriodora* e *C. torelliana* e em nenhuma das espécies de Myrtaceae nativas foram observados ovos ou imaturos desse psílideo.

O desempenho de adultos psílideos em folhas de *E. globulus* foi verificado e se observou que a cera epicuticular de folhas jovens desempenha um papel importante na resistência a *C. spatulata* e *Glycaspis brimblecombei* (Brennan & Weinbaum, 2001a), pois estas espécies tendem a evitar folhas mais cerosas. Os tarsos de *C. eucalypti* podem ser mais adaptados para aderir às superfícies revestidas com cera epicuticular do que os de *C. spatulata* e *G. brimblecombei* (Brennan & Weinbaum, 2001b). A cera epicuticular em folhas jovens de *E. globulus* reduz a quantidade de tentativas de penetração de estilete por *C. spatulata* e *G. brimblecombei* e estes psílideos evitaram glândulas de óleo nas folhas (Brennan & Weinbaum, 2001c).

Controle biológico

Insetos predadores como joaninhas, sirfídeos e crisopídeos contribuem para o controle dos psílideos. Para que o controle biológico seja efetivo, deve-se manter uma vegetação secundária nas entrelinhas do plantio visando atrair os inimigos naturais.

Os seguintes inimigos naturais são citados para *C. eucalypti*: Predadores: Diptera – Syrphidae: *Allograpta neotropica*, *Eumerus* sp., *Melliscaeva cinc-tellus*, *Ocyptamus* sp., *Pipizella* sp., *Sphaerophoria scripta*, *Syrphus shorae*; – Sciaridae: *Bradysia* sp. – Tabanidae: *Haematopota ocelligera*; Neuroptera – Hemerobiidae: *Hemerobius* sp.; Coleoptera – Coccinellidae: *Cleobora mellyi*; Hymenoptera – vespas-parasitoides: *Psyllaephagus pilosus* (Encyrtidae), *Pteroptrix maskelii* (Eulophinae) e *Syrphoctonus abdominalator* (Ichneumonidae); além de bicho-lixeiro, percevejos (Hemiptera: Reduviidae), aranhas e pássaros (Azevedo & Figo, 1979; Cadahia, 1980; Zondag, 1982; Phillips, 1992; Dahlsten

et al., 1998; Hodkinson, 1999; Meza & Baldini, 2001b, 2001; Olivares, 2001; Pinzón, 2002).

A pequena vespa *P. pilosus* (Hymenoptera: Encyrtidae), proveniente da Austrália, é um parasitoide específico, solitário interno de imaturos de último ínstar. Esse parasitoide foi introduzido nos Estados Unidos e em vários países da Europa para controle da praga (Dahlsten et al., 1998; Olivares, 2001; Pinzón, 2002). No Brasil, este parasitoide foi introduzido acidentalmente junto com a praga e tem ajudado a manter a densidade populacional da praga sob controle (Burckhardt et al., 1999; Queiroz et al., 2012).

Um novo parasitoide, coletado em Camarões, foi descrito em 2014 (Tamesse et al., 2014), como sendo endoparasita de *B. occidentalis* e, assim, foi denominado *Psyllaephagus blastopsyllae* (Hymenoptera: Encyrtidae). Este parasitoide específico de *B. occidentalis* foi reportado para a China e posteriormente para Camarões, como sendo bastante eficiente no controle desse inseto (Yen et al., 2013; Tamesse et al. 2014). Em relação aos fungos entomopatogênicos, epizootias causadas pelo fungo *Verticillium lecanii* (Hypocreales: Cordycipitaceae) foram relatadas no campo (Phillips, 1992; Santana, 2003).

Controle químico

Apesar do controle químico ter sido utilizado emergencialmente em alguns países (Cadahia, 1980; Phillips, 1992; Servicio Agrícola Y Ganadero, 2000), não é recomendado, pois apresenta baixa eficiência, interfere no controle biológico, além dos riscos à saúde do homem e ao meio ambiente. Esses insetos apresentam um ciclo de vida relativamente curto, com sobreposição de gerações, o que favorece a reinfestação de áreas tratadas com produtos químicos, requerendo sucessivas reaplicações. Não há inseticidas registrados para esses insetos no Brasil.

REFERÊNCIAS

- ANÔNIMO. *Blastopsylla occidentalis*: another new *Eucalyptus* pest in South Africa. Plant Protection News, v. 72, p. 2, 2007.
- ARCOS, R. J., (2003). Fluctuación de poblaciones de los psílidos del eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* Moore y *Blastopsylla occidentalis* Taylor em el Valle de México. Tesis (Maestría en Ciencias Forestales)-División de Ciências Forestales, Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, 2003, 128 p.
- AYTAR, F. Description, distribution and hosts of *Blastopsylla occidentalis* (Homoptera: Psyllidae), a new pest of *Eucalyptus* spp. in Turkey. Poster presented at the 2nd Plant Protection Congress of Turkey, Isparta, Turkey, 27–29 August 2007. 2007.

AZEVEDO, F.; FIGO, M. L. *Ctenarytaina eucalypti* Mask. (Homóptera, Psyllidae). Boletín del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica, 5: 41-46, 1979.

BEARDSLEY, J. W. & UCHIDA, G. K. *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Homoptera: Psyllidae), a new psyllid pest of *Eucalyptus* in Hawaii. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society, v. 35, p. 155, 2001.

BOUVET, J. P. R.; HARRAND, L., BURCKHARDT, D., Primera cita de *Blastopsylla occidentalis* y *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) para la República Argentina. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, v.64,n.1-2, 99-102p, 2005.

BOUVET, J. P. R.; BURCKHARDT, D. (2008). Primer registro para la Argentina de una especie de chicharrita, *Ctenarytaina spatulata* (Hemiptera: Psyllidae), em plantaciones de eucalipto em Entre Rios. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. v. 67,n.1-2, 183-184p.

BRENNAN, E.B., WEINBAUM, S.A., R, OSENHEIN, J.A., KARBAN, R., Heteroblasty in *Eucalyptus globulus* (Myricales: Myricaceae) affects ovipositional and settling preferences of *Ctenarytaina eucalypti* and *C. spatulata* (Homoptera: Psyllidae). Environmental Entomology, v. 30, n.6, 1144-1149p, 2001.

BRENNAN, E.B.; WEINBAUM, S.A. Performance of adult psyllids in no-choice experiments on juvenile and adult leaves of *Eucalyptus globulus*. Entomologia Experimentalis et Applicata, v. 100, p. 179–185, 2001a.

BRENNAN, E.B. & WEINBAUM, S.A. Effect of epicuticular wax on adhesion of psyllids to glaucous juvenile and glossy adult leaves of *Eucalyptus globulus* Labillardiere. Australian Journal of Entomology, v. 40, p. 270–277, 2001b.

BRENNAN, E.B.; WEINBAUM, S.A. Stylet penetration and survival of three psyllid species on adult leaves and 'waxy' and 'de-waxed' juvenile leaves of *Eucalyptus globulus*. Entomologia Experimentalis et Applicata, v. 100, p. 355–363, 2001c.

BROWN, R.G. & HODKINSON, I.D. Taxonomy and ecology of the jumping plant-lice of Panama (Homoptera: Psylloidea). In: L. Lyneborg (Ed), Entomonograph. E. J. Brill, Scandinavian Science Press Ltd., Leiden, New York, Kopenhagen, Köln, p. 304, 1988.

BURCKHARDT, D. Biology, ecology, and evolution of gall-inducing Psyllids (Hemiptera: Psylloidea). In: R. Raman, C. W. Schaefer & T. M. Withers (Eds), Biology, ecology, and evolution of gall-inducing arthropods. Science Publishers, Inc., Enfield (NH), USA & Plymouth, UK, pp. 143–157, 2005.

BURCKHARDT, D.; ELGUETA, M. *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Hemiptera: Psyllidae), a new introduced eucalypt pest in Chile. Revista Chilena de Entomologia, v.26, 57-61p, 2000.

BURCKHARDT, D.; OUVRARD, D. A revised classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea). Zootaxa, n. 3509, p. 1–34, 2012.

BURCKHARDT, D.; OUVRARD, D.; QUEIROZ, D.L.; PERCY, D.M. Psyllid host-plants (Hemiptera: Psylloidea): Resolving a semantic problem. Florida Entomologist, 97, 242–246, 2014.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Commented checklist of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. Zootaxa, v. 3571, p. 26–48, 2012.

BURCKHARDT, D.; SANTANA, D. L. Q.; TERRA, A. L.; ANDRADE, F. M.; PENTEADO, S. R. C.; IEDE, E. T.; MOREY, C. S. Psyllid pests (Hemiptera, Psylloidea) in South American eucalypt plantations. Bulletin de la Société Entomologique Suisse, Switzerland, 72: p. 1-10, 1999.

Burckhardt D.; Sharma A.; Raman A. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from the Indian subcontinent. Zootaxa: accepted.Zootaxa 4457 (1): 001–038, 2018.

CADAHIA, D. Proximidad de dos nuevos enemigos de los Eucalyptus en España. Ministerio de Agricultura y Pesca. Boletín del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica, España, n. 6:, 172-175, 1980.

CADAHIA, D.; RUPÉREZ, A. Repartición de *Ctenarytaina eucalypti* Mask. en España. Boletín

- del servicio de defensa contra plagas e inspección fitopatológica, España, 5: 55-58, 1979.
- CLAVERIA, A. S. Nueva plaga de los eucaliptos. Diario El Mercurio, Revista Del Campo, Santiago de Chile, set. 2000.
- COLLET, N. Biology and control of psyllids, and the possible causes for defoliation of *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. (river red gum) in south-eastern Australia- a review. Australian Forestry, Canberra, v. 64, n. 2, 88-95p, 2001.
- COSTANZI M. ; MALAUSA J. C.; COCQUEMPOT C. Un nouveau psylle sur les *Eucalyptus* de la Riviera Ligure et de la Côte d'Azur. Premières observations de *Ctenarytaina spatulata* Taylor dans le Bassin Méditerranéen occidental. Phytoma – La Défense des Végétaux, n. 566, 48-51p, 2003.
- DAHLSTEN, D. L.; ROWNEY, D. L.; COPPER, W.A.; TASSAN, R. L.; CHANEY, W. E.; ROBB, K. L.; TJOSVLOD, S.; BIANCHI, M.; LANE, P. Parasitoid wasp controls blue gum psyllid. California Agriculture, 52: 35-38, 1998.
- DAHLSTEN, D. L.; ROWNEY, D. L.; TASSAN, R. L.; COPPER, W. A. Blue Gum Psyllid. Hortscript, 20, 2p., 1996.
- DZOKOU, V. J., TAMESSE, J. L. & BURCKHARDT, D. Jumping plant-lice of the family Psyllidae (Hemiptera: Psylloidea) from West-Cameroon: biodiversity and host plants. Journal of Entomology, v. 6, p. 1–17, 2009.
- EL NASR, A. S. & ABD-RABOU, S. Common pests of psyllids and whiteflies (Hemiptera: Psylloidea: Aleyrodoidea) infesting orchard trees in Egypt. Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, v. 5, p. 147–152, 2012.
- ELLIOTT, H.J.; OHMART, C.P.; WYLIE, F.R. Insect pests of Australian forests. Melbourne, Inkata Press. 214 p, 1998.
- FERRIS, G.F. & KLYVER, F.D. Report upon a collection of Chermidae (Homoptera) from New Zealand. Transactions and Proceedings of the New Zealand Institute, 63, 34–61, 1932.
- FIRMINO, D. C., Biologia do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae) em diferentes espécies de eucalipto e em *Eucalyptus camaldulensis* sob diferentes temperaturas. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, UNESP, Botucatu. 50f. 2004.
- HALBERT, S. E.; GILL, R. J.; NISSON, J. N., Two *Eucalyptus* psyllids new to Florida (Homoptera: Psyllidae). Entomology Circular, n. 407, 1-2p, 2001.
- HODKINSON, I. D. Biocontrol of eucalyptus psyllid *Ctenarytaina eucalypti* by the Australian parasitoid *Psyllaephagus pilosus*: a review of current programmes and their success. Biocontrol News and Information, United Kingdom, vol. 20, n. 4: p.129-134, 1999.
- HODKINSON, I. D. The biology of the Psylloidea (Homoptera): a review. Bulletin Entomology Research, British, 64: p. 325-339, 1974.
- Hodkinson, I. D. First record of the Australian psyllid *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Homoptera: Psylloidea) on *Eucalyptus* (Myrtaceae) in Mexico. Pan-Pacific Entomologist, v. 67, n. 1, 72p, 1991.
- HOLLIS, D. Australian Psylloidea: Jumping Plantlice and Lerp Insects. Australian Government, Department of Environment and Heritage. Goanna Print, Canberra. pp 232, 2004.
- IBA - Indústria Brasileira de Árvores, Relatório Iba 2015. 80p. IBRAHIM, A. A.; SERAG, A. M. A survey of scale insects on ornamental plants of Egypt. Disponível em: <<http://74.125.47.132/search?q=cache:lfX9aPoTCycJ:entomology.benhascience.org/my%2520papers/survey%2520of%2520scales%2520in%2520Egypt.doc+%22A+survey+of+scale+insects+on+ornamental+plants+of+Egypt%22&cd=2&hl=pt-BR&ct=clnk&gl=br>>. Acesso em: 24 abr. 2009.
- IEDE, E. T.; LEITE, M. S. P.; PENTEADO, S. R. C.; MAIA, F.; *Ctenarytaina* sp.(Homoptera: Psilidae) associada a plantios de *Eucalyptus* sp. em Arapotí, PR. In: Congresso brasileiro de entomologia, 16.; encontro nacional de fitossanitaristas, 7., 1997, Salvador. Resumos... Salvador: Sociedade Entomológica do Brasil; Cruz das Almas: Embrapa-Cnpmf, 253p, 1997.
- KURYLO, C. L.; GARCIA, M. S.; COSTA, V. A.; SILVA, O. A. B. N.; TIBOLA, C.; FINKENAUER,

E. Ocorrência de *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) (Hemiptera: Psyllidae) e seu inimigo natural *Psyllaephagus pilosus* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae) em *Eucalyptus globulus* no Rio Grande do Sul. Neotropical Entomology. [serial on the Internet]. Aug v. 39, n. 4, 671-673, 2010. Disponível em: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1519-566X2010000400031&lng=en. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2010000400031>.

LAUDONIA, S. Un nuovo psillide su eucalipto [a new psyllid on Eucalyptus]. Informatore Agrario, v. 62, n. 9, p. 89, 2006.

LI, F. Psyllidomorpha of China (Insecta: Hemiptera). Science Press, Beijing, China, p. xli and 1976, 2011. [in Chinese]

MACIÁS, J.; ARGUEDAS, M.; HILJE, L. Plagas forestales neotropicales. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología, Costa Rica, n. 64, p. 102-103, 2002.

MALAUSSA, J. C. Des insectes au secours des eucalyptus, Environnement. Biofutur, France, 176, p. 34-37, mar. 1998.

MARTÍNEZ, G., GÓMEZ, D. & TAYLOR, G. S. First record of the Australia psyllid *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Hemiptera, Psylloidea) from Uruguay. Transactions of the Royal Society of South Australia, v. 138 n. 2, p. 231-236, 2014.

MASCHIO, L.M DE A.; ANDRADE, F. M DE; LEITE, M.S.P.; BELLOTE, A.F.J.; FERREIRA, C.A.; IEDE, E.T.; NARDELLI, A.M.B.; AUER, C.G.; GRIGOLLETTI JUNIOR, A.; WEICHETEK, M. Seca dos ponteiros do eucalipto em Arapoti, PR. In: Iufro Conference on Silviculture and Improvement of Eucalyptus, 1997, Salvador. Proceeding. Colombo: Ebrapa - Cnpq, v. 3, 353 - 359p, 1997.

MEZA, P. & BALDINI, A. Dos nuevos psilidos en Chile: *Ctenarytaina eucalypti* y *Blastopsylla occidentalis*. Santiago: CONAF, 2001a. 34 p. (Documento técnico, 9).

MEZA, P. A.; BALDINI, A. R. El Psilido de los Eucaliptos, *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (1890) (Hemiptera, Psyllidae). Corporación Nacional Forestal, CONAF, Chile, Nota Técnica: Año 21, nº 39, 2001b.

OLIVARES, T. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980): el psilido del eucalipto en Chile (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea: Spondylaspininae), Chile, 2001. Disponível em: <<http://www.udec.cl/entomologia/Psyllidae.html>>. Acesso em 07/06/2005.

OUVREARD, D. Psyllid - The World Psylloidea Database. Disponível em: <http://rameau.snv.jussieu.fr/cgi-bin/psyllexplorer.pl>. Acesso 13-10-2018.

PAINE, T. D.; HANLON, C. C. Integration of tactics for management of Eucalyptus herbivores: influence of moisture and nitrogen fertilization on red gum lerp psyllid colonization. Entomologia Experimentalis et Applicata, Dordrecht, v. 137, 290-295p, 2010.

PERCY, D. M., RUNG, A. & HODDLE, M. S. An annotated checklist of the psyllids of California (Hemiptera: Psylloidea). Zootaxa, v. 3193, p. 1-27, 2012.

PÉREZ, O. R.; MANSILLA VÁZQUEZ, J. P.; MANSILLA, S. P. Distribución y biología de *Ctenarytaina spatulata* Taylor sobre *Eucalyptus globulus* Labill, en la provincia de Pontevedra. Boletim de sanidad vegetal plagas v.31n. 27-32p ,2005.

PÉREZ-OTERO, R. J., MANSILLA, P., BORRAJO, P. & RUIZ, F. First report of *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Homoptera: Psyllidae) in the Iberian Peninsula. Boletín de Sanidad Vegetal-Plagas, v. 37, n. 2, 139-144, 2011.

PHILLIPS, C. Forest Insects, Blue Gum Psyllid, Australia, Disponível em: <<http://www.forestry.sa.gov.au>>. Acesso em 09/06/2005. 1992. I: 2p..

PINZÓN, O.P.; GUZMÁN, M.; NAVAS, F. Contribución al conocimiento de la biología, enemigos naturales y daños del pulgón del eucalipto *Ctenarytaina eucalypti* (Homoptera: Psyllidae). Revista Colombiana de Entomología, Colombia, 28 (2): p. 123-128, 2002.

QUEIROZ, D. L. de; ZANOL, K. M. R.; ANJOS, N. dos; ANDRADE, D. P. de. Dinâmica populacional de *Ctenarytaina spatulata* (Hemiptera: Psyllidae) em *Eucalyptus grandis* com novos registros de ocorrência. Acta Biológica Paranaense, v. 38, n. 3-4, p. 157-178, 2009.

QUEIROZ, D. L., BURCKHARDT, D. & MAJER, J. Integrated pest management of eucalypt psyllids (Insecta, Hemiptera, Psylloidea). In Soloneski, S. (Ed.) Integrated pest management

and pest control – current and future tactics. Rijeka: In Tech., 2012. p. 385–412.

QUEIROZ, D. L.; TAVARES, W.S.; ARAUJO, C.R.; BURCKHARDT, D. New country, Brazilian state and host records of the eucalypt shoot psyllid, *Blastopsylla occidentalis* (Hemiptera: Psylloidea). Pesquisa Florestal Brasileira, v. 38, e201701533, p. 1-4, 2018.

REZENDE, M. Q.; SANTANA, D. L. Q. Ocorrência de três espécies de psílideo (Hemiptera: Psyllidae) em Eucalipto no Espírito Santo, Brasil. XXII Congresso Brasileiro de Entomologia. Resumo ID: 18822, 2008.

RODIGHERI, H. R.; SANTANA, D. L. Q. Impactos ambientais, econômicos e sociais dos danos causados por *Ctenarytaina spatulata* Taylor (Hemiptera : Psyllidae) em plantios de *Eucalyptus grandis* no Brasil. Circular Técnica. Colombo: Embrapa Florestas, n. 85, 4 p., 2004.

SANTANA, D.L.Q. Psílidos no Brasil: 3 – *Blastopsylla occidentalis* Taylor, 1985 – Hemiptera: Psyllidae. Comunicado Técnico, Embrapa Florestas, Colombo, PR, 204, 1–4. 2008.

SANTANA, D. L. Q. Monitoramento dos psílideos do eucalipto. Colombo: Embrapa – CNPF. Folder. Embrapa Florestas. 2004.

SANTANA, D.L.Q. *Ctenarytaina spatulata* Taylor, 1997 (Hemiptera: Psyllidae): morfologia, biologia, dinâmica, resistência e danos em *Eucalyptus grandis* Hill. Ex Maiden. Curitiba, Universidade Federal do Paraná (tese doutorado), 123f. 2003.

SANTANA, D. L. Q.; ANDRADE, F. M.; BELLOTE, A. F. J.; GRIGOLETTI JR., A. Associação de *Ctenarytaina spatulata* e de teores de magnésio foliar com a seca de ponteiros de *Eucalyptus grandis*. Boletim de Pesquisa Florestal, Colombo, 39, 41–49, 1999.

SANTANA, D.L.Q.; BELLOTE, A.F.J.; DEDECEK, R, A. *Ctenarytaina spatulata*, Taylor: água no solo, nutrientes minerais e suas interações com a seca dos ponteiros do eucalipto. Bol. Pesq. Florestal, Colombo, n. 46, 57 – 68p, 2003.

SANTANA, D.L.Q.; ZANOL, K.M.R. Morfologia externa das ninfas e adultos de *Ctenarytaina spatulata* Taylor (Hemiptera, Psyllidae). Revista Brasileira de Entomologia, v. 49, n. 3, 340–34, 2005.

SANTANA, D.L.Q., ZANOL, K.M.R., BOTOSSO, P.P.C. & MATTOS, P.P. Danos causados por *Ctenarytaina spatulata* Taylor, 1977 (Hemiptera: Psyllidae) em *Eucalyptus grandis* Hill. ex Maiden. Boletim de Pesquisa Florestal, Colombo, 50, 11–24, 2005.

SATCHELL, D. Eucalypt psyllids. Forest Health News 88: August. (1999). <http://www.forestresearch.co.nz/largetext.cmf?pageid=1143&compon entid=1311 & pageid=1143&CFID=6826257&CFTOKEN=70647004> Acesso em: setembro de 2018

SERVICIO AGRÍCOLA Y GANADERO (SAG). El Psílido de los Eucaliptos, *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (Hemiptera, Psyllidae). Ministerio de Agricultura. Boletín Divulgativo, Chile, 2000.

Soufo L., Dzokou V. J., Tamesse J. L. *Ctenarytaina fomenae* sp.n. (Hemiptera: Aphalaridae), a new species of psyllid, pest of *Syzygium guineense* (Myrtaceae) from Western Cameroon. Journal of Entomology and Zoology Studies, v. 6, n. 1, p.1659-1663, 2018.

SPODEK, M., BURCKHARDT, D., PROTASOV, A. & MENDEL, Z. First record of two invasive eucalypt psyllids (Hemiptera: Psylloidea) in Israel. Phytoparasitica, v. 43, n. 3, p. 401–406, 2015.

TAMESSE, J. L., SOUFO, L., YANA W. & DZOKOU, V. J. First record of *Blastopsylla occidentalis* Taylor, 1985 (Hemiptera: Psyllidae), a *Eucalyptus* psyllid in Cameroon, Central Africa. Entomological Research, v. 40, p. 211–216, 2010. DOI:10.1111/j.1748-5967.2010.00285.x

TAMESSE, J.L.; LAURENTINE, S; T.; E. C.; DZOKOU, V. J.; GUMOVSKY, A; CONINCK, E. Description of *Psyllaephagus blastopsyllae* sp.n. (Encyrtidae), new species, endoparasitoid of *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Psyllidae, Spondylaspidinae) in Cameroon. J. Bio. & Env. Sci. 227-236, 2014.

TAYLOR, K. L. A., New Australian species of *Ctenarytaina* Ferris and Klyver (Hemiptera: Psyllidae: Spondylaspidinae) established in three other countries. Australian Journal of

Entomology, v. 36, n. 2, p. 113-115, 1997.

TAYLOR, K.L., Australian psyllids: A new genus of Ctenarytainini (Homoptera: Psylloidea) on Eucalyptus, with nine new species. Journal of the Australian entomological Society, v. 24, p. 17-30, 1985.

TAYLOR, K.L. The tribe Ctenarytainini (Hemiptera: Psylloidea): A key to known Australian genera, with new species and two new genera. Invertebrate Taxonomy, vol. 4, p. 95-121, 1990.

VALENTE, C.; A. MANTA; VAZ. A. First record of the Australian psyllid *Ctenarytaina spatulata* Taylor (Homoptera: Psyllidae) in Europe. Journal of Applied Entomology. v. 128, n. 5, p. 369-370, 2004.

WHITE, T.C.R. An index to measure weather-induced stress on trees associated with outbreaks of psyllids in Australia. Ecology, vol. 50, p. 905-909, 1969.

YEN, A. L., BURCKHARDT, D. & CEN, Y. J. The occurrence of the Australian psyllid *Blastopsylla occidentalis* Taylor (Hemiptera, Psylloidea) in the Peoples' Republic of China. Acta Zootaxonomica Sinica, v. 38, n. 2, p. 436-439. 2013.

ZONDAG, R. *Ctenarytaina eucalypti* Maskell (Hemiptera: Psyllidae). Blue gum Psyllid. Forest Research Institute New Zealand Forest service, New Zealand, n. 53, 1982.

16.3.2 *Epichrysocharis burwelli*

AMANDA RODRIGUES DE SOUZA¹; CAROLINA JORGE GONZALEZ^{1,2}; CARLOS FREDERICO WILCKEN¹

¹Laboratório de Controle Biológico de Pragas Florestais, Faculdade de Ciências Agrônomicas - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (UNESP), R. José Barbosa de Barros, 1780, Fazenda Lageado, 18610-307, Botucatu, SP, Brasil.

²Instituto Superior de Estudios Forestales, Centro Universitario de Tacuarembó - Universidad de la República (UdelaR). Ruta 5 km 387, Tacuarembó, Tbé., Uruguai.

Epichrysocharis burwelli Schauff, 2000 (Hymenoptera: Eulophidae)

Local de origem: Austrália

Nomes populares: vespa-da-galha-do-citriodora, microvespa-do-citriodora.

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, MG, MS, PR, RJ, RS, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Epichrysocharis burwelli é uma vespa galhadora de origem australiana (Schauff & Garrison, 2000). Os adultos são microvespas de 0,5 a 0,6 mm de comprimento e coloração marrom escura (Schauff & Garrison, 2000). As antenas são geniculoclavadas e amarelas em ambos sexos, com oito segmentos, em que os dois primeiros são de menor tamanho e os três últimos constituem a clava. O escapo do macho é menor do que o das fêmeas e apresenta uma placa ventral que, provavelmente, possui função sensorial (Pereira et al., 2010). Os olhos salientes e vermelhos ocupam a maior parte da cabeça. As asas anteriores são translúcidas, com nervuras reduzidas, e as posteriores são estreitas e com franjas (Santana & Anjos, 2007). O abdômen desses insetos não é peciolado (Schauff & Garrison, 2000; Anjos & Zacaro, 2005). A fêmea possui um ovipositor proeminente, que ocupa a maior parte do abdômen (Schauff & Garrison, 2000; Pereira, 2010), e assim, distingue-se com facilidade do macho, cuja genitália ocupa apenas a parte apical dele (Pereira et al., 2015). Os ovos de *E. burwelli* são inseridos nas folhas de *Corymbia citriodora*, e, após a eclosão, as larvas geralmente muito pequenas e de coloração branca induzem a formação das galhas e se desenvolvem no seu interior.

Epichrysocharis burwelli induzem galhas pequenas e de forma lenticular em ambas faces do limbo foliar (Figura 1). Essas galhas fornecem abrigo e alimento altamente nutritivo para a prole.



Figura 1. Folhas de *Corymbia citriodora* (Myrtaceae) com galhas e orifícios de emergência.

Adultos de *E. burwelli* emergem e perfuram o tecido vegetal com as mandíbulas para saírem das galhas (Figura 2). As fêmeas após emergirem, começam a colocar os ovos que são introduzidos juntamente com fluidos de oviposição (Mani, 1992; Rohfritsch, 1992). Os ovos são depositados nas brotações foliares da planta hospedeira, quando estas ainda apresentam coloração avermelhada, logo abaixo da epiderme (Anjos & Zacaro, 2005). Posteriormente, inicia-se a formação da galha, processo que provavelmente está relacionado à eclosão da larva (Pereira, 2010) e substâncias injetadas pelas fêmeas durante a oviposição.



Figura 2. Adulto de *Epichrysocharis burwelli* (Hymenoptera: Eulophidae) próximo a galha de onde emergiu. Fotos: Dalva Queiroz.

O ciclo biológico de ovo a adulto tem duração média de 75 dias (Pereira, 2010). Cinco estágios de desenvolvimento da galha induzida por *E. burwelli* são reconhecidos em campo. Esses estágios apresentam características morfológicas externas diferenciáveis (Pereira et al., 2010) e alterações na coloração das galhas devido à conversão de pigmentos (Maunder, Brown & Woolhouse, 1983). A determinação das etapas de crescimento das galhas permite acompanhar o desenvolvimento do inseto no interior dessas galhas (Mendel et al., 2004; Pereira, 2010).

A reprodução de *E. burwelli* é por partenogênese telítoca, porém machos podem ser encontrados eventualmente, apesar de sua função reprodutiva ser desconhecida (Pereira, 2010). A razão sexual dessa espécie é 0,99 e a longevidade dos adultos é de horas a alguns dias (Pereira, 2010).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

No Brasil, essa praga foi registrada pela primeira vez em Minas Gerais, em 2003 (Santana & Anjos, 2007). Apesar da via de ingresso de *E. burwelli* no Brasil ser desconhecida, possivelmente a introdução desse inseto ocorreu por meio de mudas de *C. citriodora* infestadas (Berti Filho et al., 2004). Com relação às plantas hospedeiras, apenas *C. citriodora* foi registrada como suscetível ao ataque de *E. burwelli* (Santana & Anjos, 2007). Esse inseto é considerado uma praga potencial em plantios novos de *C. citriodora*, porém não há relatos desta praga em viveiros.



Figura 3. Folhas de *Corymbia citriodora* infestadas pela vespa. Fotos: Dalva Queiroz.

As fêmeas de *E. burwelli* são específicas de *C. citriodora* (Schauff & Garrison, 2000) e, por isso, não é considerada uma espécie de importância quando comparada com outros insetos-praga indutores de galha (p. ex.: *Leptocybe invasa*), que atacam várias espécies de eucaliptos. Além disso, é uma espécie que se encontra pouco dispersa no mundo comparada com outros insetos galhadores de importância florestal (Franco et al., 2016).

Os danos ocasionados por esse inseto são decorrentes das galhas induzidas na epiderme foliar (Figura 3) que acarretam a redução de fotossíntese, diminuição do óleo essencial produzido, devido à necrose e à queda prematura das folhas, e conseqüentemente a redução de crescimento e produtividade das plantações de *C. citriodora* (Berti Filho et al., 2004; Anjos & Zacaro, 2005; Pereira et al., 2012).

O principal uso do *C. citriodora* é para extração de óleos essenciais (citronelal), e como planta ornamental em cidades e em parques (Franco et al., 2016). Há relatos de reduções de 30 a 80% na produção de óleo essencial de *C. citriodora* (Santana & Anjos, 2007). A redução de 50% no rendimento de óleo essencial dessa espécie foi associada à queda e necrose das folhas causada por *E. burwelli* em plantações de *C. citriodora* com alta infestação (Pereira et al., 2015). No Brasil, foram observadas densidades de galhas superiores a 44 galhas/cm², e 1.400 galhas em uma folha (Pereira, Berti Filho & Moura, 2012). Alta variação na densidade de galhas nas folhas e no nível de dano foi observado em diferentes árvores de *C. citriodora* (Pereira, 2010).

MANEJO

Monitoramento

O monitoramento de *E. burwelli* é feito pela utilização de armadilhas adesivas amarelas (Pereira et al., 2015), instaladas a uma altura de 1,6 m acima do nível do solo e no interior dos talhões de *C. citriodora*. Essas armadilhas são substituídas quinzenalmente. Outra possibilidade é a amostragem de ramos do terço apical das árvores e contagem de galhas nas folhas de *C. citriodora*. Entretanto, esse método é trabalhoso e de baixo rendimento em extensas plantações (Pereira et al., 2015) comparado à instalação de armadilhas adesivas amarelas.

Controle silvicultural

A poda de ramos ou corte de plantas com sintomas do ataque da vespa-da-galha-do-citriodora são recomendados. Estes devem ser queimados ou incinerados para assegurar a morte dos indivíduos de *E. burwelli* no interior das galhas. Meses após o corte da plantação de *C. citriodora*, a área deve ser replantada com uma espécie ou clone que seja resistente ao ataque do *E. burwelli* para evitar a recolonização da praga na área.

Resistência

Materiais de origem seminal de *C. citriodora* apresentam uma alta variabilidade frente ao ataque de *E. burwelli*, alguns podem ser altamente infestados e apresentar sintomas de oviposição e formação de galhas desta praga, enquanto outros genótipos não são infestados (observação dos autores). Portanto uma opção seria selecionar progênies de *C. citriodora* resistentes ou pouco preferidas por *E. burwelli*, para serem utilizadas em áreas com alta infestação da praga.

A substituição de plantios de *C. citriodora* muito afetados por *E. burwelli*, por plantios com outras espécies de eucaliptos é recomendada para diminuir o nível populacional da praga.

Controle biológico

O controle biológico é considerado, atualmente, uma ferramenta muito promissora no manejo das vespas galhadoras. Por tratar-se de uma espécie pouco estudada, não existe a nível mundial um programa de controle biológico da vespa-da-galha-do-citriodora. Alguns himenópteros foram associados às galhas de *E. burwelli* em diferentes países, um espécime provavelmente pertencente ao gênero *Selitrichodes* (Hymenoptera: Eulophidae) foi relatado no Brasil (Pereira, 2010) e *Closterocerus* sp. Westwood, 1833 (Hymenoptera: Eulophidae) foi encontrado em Portugal (Franco et al., 2016). Esses autores consideram que as espécies de eulofídeos emergiram das galhas de *E. burwelli* e podem estar associados à praga em uma relação de parasitismo.

Controle químico

Não há relatos do uso de inseticidas químicos para o controle da vespa-da-galha-do-citriodora. Inseticidas sistêmicos necessitam ser testados e, provavel-

mente, são eficazes apenas no início do estágio de desenvolvimento de *E. burwelli*.

REFERÊNCIAS

- ANJOS, N.; ZACARO, A.A. A microvespa *Epichrysocharis burwelli* Schauff (Hym.: Eulophidae): novíssima praga florestal no Brasil. In: ZANUNCIO, J.C., PEREIRA, J.M.M., ZANUNCIO, T.V. (Eds). Plagas Forestales Neotropicales, Manejo Integrado de Plagas y Agroecología, n. 75, p. 90-92, 2005.
- BERTI FILHO E., COSTA V.A. & LA SALLE. Primeiro registro da vespa-da-galha, *Epichrysocharis burwelli* (Hymenoptera: Eulophidae) em *Corymbia (Eucalyptus) citriodora* (Myrtaceae) no Brasil. Revista de Agricultura. 79 (3): 363-363, 2004.
- FRANCO J.C., GARCIA A. & BRANCO M. First report of *Epichrysocharis burwelli* in Europe, a new invasive gall wasp attacking eucalypts. Phytoparasitica. 44(4): 443-446, 2016.
- MANI, M.S. Introduction to cecidology. In: SHORHOUSE, J.D. & ROHFRTSCH, O. (Eds.). Biology of insect-induced galls. Oxford University Press, 1992. 285p.
- MAUNDERS, M.J.; BROWN, S.B. & WOOLHOUSE, H.W. The appearance of chlorophyll derivatives in senescing tissue. Phytochemistry 22: 443-446, 1983.
- PEREIRA R.A. Aspectos morfo-bioecológicos de *Epichrysocharis burwelli* (Eulophidae, Hymenoptera), vespa-das-galhas das folhas de *Corymbia citriodora*. Tese Doutorado. ESALQ-USP. 71 pp. 2010.
- PEREIRA R.A., BERTI FILHO E. & GOULARTE MOURA R. Rendimento de óleo essencial de *Corymbia citriodora* Hill & Johnson sob diferentes níveis de infestação de galhas de *Epichrysocharis burwelli* Schauff (Hymenoptera, Eulophidae). Revista de Agricultura. 87 (1): 10-17, 2012.
- PEREIRA, R.A.; BERTI FILHO, E. & WILCKEN, C.F. Vespa-da-galha-do-citriodora, *Epichrysocharis burwelli* Schauff. In: VILELA, E.F. & ZUCCHI, R.A. (Eds.). Pragas Introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. p.827-844, 2015.
- ROHFRTSCH, O. Patterns in gall development. In: SHORHOUSE, J.D. & ROHFRTSCH, O. (Eds.). Biology of insect-induced galls. Oxford University Press, 1992. 285p.
- SANTANA, D.L.Q.; ANJOS, N. DOS. Microvespa-do-eucalipto-citriodora (*Corymbia citriodora*) *Epichrysocharis burwelli* SCHAUFF (Hymenoptera, Eulophidae). Colombo: Embrapa Florestas, 2007. 4p. (Embrapa Floretas. Comunicado técnico, 188).
- SCHAUFF, M.E.; GARRISON, R. An introduced species of *Epichrysocharis* (Hymenoptera: Eulophidae) producing galls on *Eucalyptus* in California with notes on the described species and placement of the genus. Journal of Hymenopteran Research, v. 9, p. 176-181, 2000.

16.3.3 *Glycaspis brimblecombei*

PEDRO GUILHERME LEMES¹, DIEGO ARCANJO DO NASCIMENTO², RAFAEL FERNANDES COSTA¹, MATEUS FELIPE DE MATOS¹, ISABELLA JULIA ALVES SOARES¹

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Departamento de Proteção Vegetal, Avenida Universitária, nº 3780 – CEP 18610-034, Botucatu, São Paulo, diego_acj@hotmail.com.

Glycaspis brimblecombei Moore, 1964 (Hemiptera: Aphalaridae)

Local de origem: Austrália

Nome popular: psilídeo-de-concha

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, GO, MG, PE, PR, SC, SP, RS, MS, MT.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) é uma espécie caracterizada por se alimentar apenas de eucaliptos (Halbert et al., 2001) e, por isso, é importante para o setor florestal brasileiro. Pertence a ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Aphalaridae. Essa espécie é originária da Austrália e distribuída em plantios de eucalipto na África, Américas do Norte e do Sul e Europa (Cuello et al., 2018; Martínez et al., 2018). Seu primeiro registro, no Brasil, foi em 2003 e, possivelmente, chegou ao país via aeroportos (Lutinski et al., 2006). O psilídeo-de-concha apresenta hábito alimentar sugador, preferindo brotações e ponteiros (Lutinski et al., 2006).

Os ovos têm comprimento ligeiramente menor que 1 mm, com coloração amarela-avermelhada (CABI, 2015). A oviposição ocorre nas folhas e sem qualquer proteção. Em caso de clima adverso, entram em um período de inatividade até que as condições tornem-se favoráveis (Reguia & Peris-Felipo, 2013). Cada fêmea coloca entre seis e 45 ovos por folha de eucalipto (Firmino-Winckler et

al., 2009). A eclosão dos ovos geralmente ocorre de sete a 10 dias após a oviposição e o desenvolvimento pós-embrionário passa por cinco estágios ninfais (Attia & Rapisarda, 2014). As ninfas, quando eclodem, caminham sobre as folhas, preferindo fixar-se próximas às nervuras foliares (Montes & Raga, 2005).

As ninfas são laranja-amareladas e secretam resíduo de sua alimentação em forma de honeydew, substância açucarada que servirá na construção de uma cobertura cônica branca para proteção até a fase adulta (Figura 1). Essa cobertura, também chamada de concha (razão do nome popular deste inseto), é construída por várias camadas ligadas umas as outras, servindo de abrigo para as ninfas por cinco instares. O primeiro e o quinto instares têm duração média de três dias, já o segundo, terceiro e quarto tem duração média de 2,5 dias. As ninfas, durante os cinco instares, têm três, cinco, sete e nove artículos antenais, respectivamente. A concha pode ser grande o suficiente para que a ninfa mova-se dentro dela, evitando inimigos naturais (Firmino-Winckler et al., 2009; Sullivan et al., 2006; Boavida et al., 2016). A duração desse estágio varia entre 12 e 22 dias.



Figura 1. Conchas e ninfa do psilídeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae). Foto: Dalva Queiroz.

Os adultos assemelham-se a pequenas cigarrinhas, possuem pernas saltadoras, coloração variando entre cinza-alaranjada a amarelo-esverdeada, alimentam-se da seiva do hospedeiro e são altamente móveis, vivendo livremente nas folhas (Figura 2). Além disso, apresentam dimorfismo sexual, principalmente, no tamanho do corpo, com fêmeas ligeiramente maiores que machos (♂2,5 e ♀3,1 mm, em média) (Reguia & Peris-Felipo, 2013; Bella, & Rapisarda, 2013; Ramirez, 2003). As antenas são filiformes, com dez artículos, em ambos os sexos. Nos machos, a terminália é arredondada e apresenta projeções chamadas fórceps, que são usadas durante a cópula para imobilizar a fêmea (Cibrian-Tovar & Iniguez-Herrera, 2001; Sharma et al., 2013). A longevidade varia entre dois a sete dias, a 26° C, sendo o ciclo de vida completo entre 15 e 34 dias (Firmino-Winckler et al., 2009), com até sete gerações por ano (Morgan, 1984). Uma vez que o estágio adulto é atingido, a reprodução ocorre rapidamente e as fêmeas fertilizadas ovipositam sobre as folhas e as ninfas eclodem alguns dias depois, iniciando outro ciclo (Reguia & Peris-Felipo, 2013).



Figura 2. Adultos do psílideo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae).

O desenvolvimento do psílideo-de-concha tem condições favoráveis nas temperaturas de 22° C e 26° C, e é limitado nas temperaturas de 18° C e 30° C. As ninfas na temperatura de 26° C e fotofase de 12h, tiveram o estágio ninfal

com duração média de 14,2 dias. Já os adultos, criados nas mesmas condições, viveram por 8,4 dias, e o período embrionário teve a duração de 7,9 dias. A temperatura mais adequada para o desenvolvimento das ninfas foi de 26° C, com a viabilidade média de 74%. A temperatura menos adequada foi de 30° C, com viabilidade de 22% (Wilcken, 2015; Firmino, 2004).

A pluviosidade está relacionada à ocorrência do psilídeo-de-concha, sendo que nos meses mais secos a densidade populacional é maior e em meses chuvosos menor (Ramirez et al., 2002; Dal Pogetto, 2009). No Brasil, o psilídeo-de-concha atinge maiores picos de infestação nos meses de inverno seco (Filho et al., 2008).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O psilídeo-de-concha provoca desfolha severa e até mortalidade de árvores em várias espécies de *Eucalyptus*. Está incluído na lista de espécies quarentenárias da “Organização Europeia e Mediterrânea de Proteção de Planta” (European and Mediterranean Plant Protection Organization - EPPO) desde 2002 (Reguia & Peris-Felipo, 2013).

A dispersão e adaptação desse psilídeo aconteceu de forma rápida no país. O primeiro estado brasileiro com registro foi São Paulo e, após isso, foi encontrado no Paraná, Goiás, Minas Gerais (Santana et al., 2003), Santa Catarina (Lutinski et al., 2006), Bahia, Espírito Santo, Pernambuco (CABI, 2015), Rio Grande do Sul (Oliveira et al., 2006), Mato Grosso (Silva et al., 2013) e Mato Grosso do Sul (Sá & Wilcken, 2004). Um sintoma da infestação é a presença de várias conchas sob as folhas, que servem de proteção às ninfas (Winckler-Firmino, 2009), geralmente associadas à presença de fumagina (Oliveira et al., 2006). Entre os anos de 2010 e 2015, *G. brimblecombei* infestou uma área de aproximadamente 51.000 ha de *Eucalyptus* spp. no Brasil (Junqueira, 2016).

São insetos com alta especificidade hospedeira e, em ataques prolongados, podem causar enfraquecimento da planta e redução do desenvolvimento. As ninfas, escondidas embaixo das conchas (Figura 3), são os principais responsáveis pela sucção de seiva, as quais podem causar danos como o enrolamento e deformação do limbo foliar, superbrotasções, seca dos ponteiros, aparecimento de fumagina, o que facilita entrada de agentes fitopatogênicos (Santana et al., 2004; Sá & Wilcken, 2004), podendo resultar em morte das árvores (Manu et al., 2018).

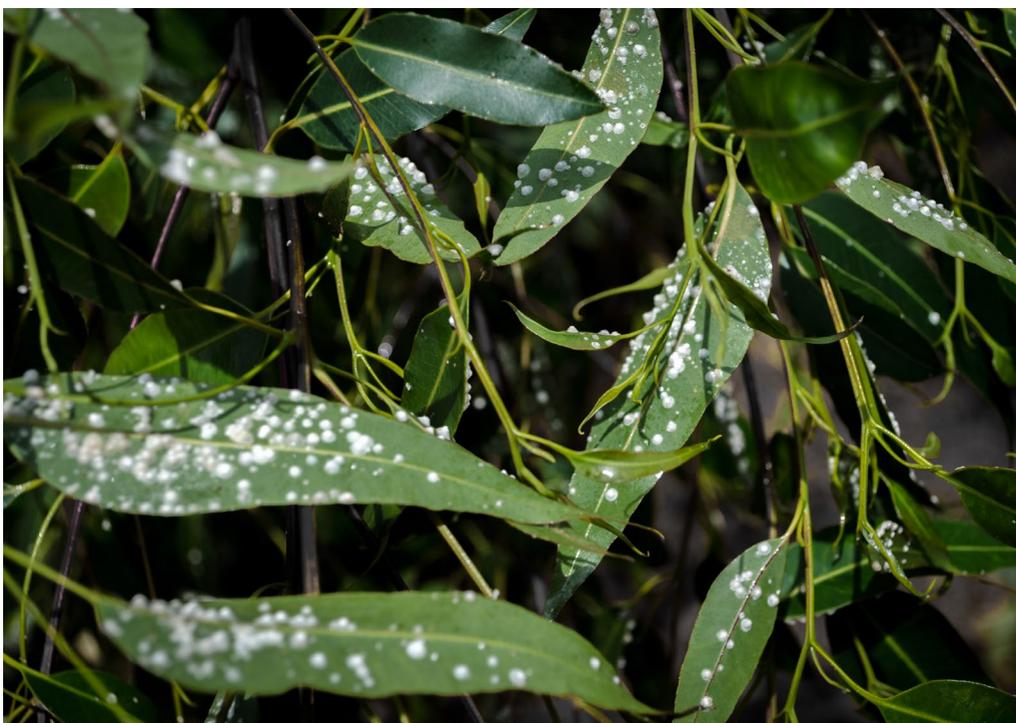


Figura 3. Folhas de eucalipto infestadas com conchas de *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae).

Os surtos ocorrem geralmente em brotações jovens (Figura 4), com preferência em *E. camaldulensis* Dehnh. e *E. tereticornis* Sm., porém, também podem ocorrer em *E. blakelyi* Maiden, *E. cinerea* F. Müll. ex Benth., *E. cladocalyx* F. Müll., *E. dealbata* A. Cunn. ex Schau., *E. diversicolor* F. Müll., *E. ficifolia* F. Müll., *E. globulus* Labill., *E. grandis* W. Hill ex Maiden, *E. leucoxylon* F. Müll., *E. macrandra* F. Müll. ex Benth., *E. nicholii* Maiden & Blakely, *E. nitens* (Deane & Maiden), *E. paniculata* Sm., *E. platypus* Hook., *E. rudis* Endl., *E. viminalis* Labill. e *E. sideroxylon* A. Cunn. ex Woolls (Brennan et al., 1999; 2001; Moore, 1970).



Figura 4. Brotações novas atacadas e ponteiros de eucalipto desfolhados pela ação de *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae).

Os danos ocorrem ao extrair continuamente a seiva, podendo causar 15% de mortalidade no primeiro ano e até 40% no segundo ano seguido de ataques (Dreistadt & Gill, 1999). No seu primeiro registro de surtos no Brasil, no estado de São Paulo, em junho de 2003, árvores que inicialmente apresentavam algumas conchas, estavam com seca de ponteiros e entre 20 a 30% de desfolha e árvores sombreadas estavam totalmente desfolhadas, sem possibilidade de recuperação (Wilcken et al., 2003). Os níveis de infestação na Tunísia variaram de 8,8 a 80,5%, e em Portugal, entre 5 a 75%, no qual a desfolhação também foi registrada devido à atividade de sucção desses insetos (Dahri et al., 2014).

O psilídeo-de-concha, em altas densidades populacionais, pode liberar grande quantidade de *honeydew* e a alimentação excessiva provoca a queda das folhas. Ao cair, deixam grande quantidade de sujeira abaixo das árvores infestadas. Em ambientes urbanos, veículos estacionados debaixo de árvores e piscinas ficam sujos, as solas dos sapatos dos transeuntes ficam meladas e pegajosas, e a quantidade de folhas acumuladas torna-se material inflamável, sob as árvores e nos telhados das casas e outros edifícios. Calçadas de concreto também podem ficar manchadas pela fumagina e honeydew das folhas caídas (Hoddle, 2019). Milhares de árvores de *E. camaldulensis* morreram dentro de dois a três anos no sul da Califórnia por falta de controle dessa praga. As despesas de remoção das árvores mortas podem ter custado milhões de dólares aos moradores, prefeituras e governo dessa região (Hoddle, 2019).

MANEJO

Monitoramento

A adaptação às condições climáticas brasileiras, rápida dispersão e a extensão das áreas plantadas com eucalipto, sugerem que o controle de *G. brimblecombei* seja feito a partir de um programa de manejo integrado de pragas (MIP). Este, deve ser baseado no monitoramento da praga e suas interações com o ambiente e outros organismos visando identificar locais de ocorrência e necessidade de controle (Santana et al., 2003).

Existem alguns métodos de monitoramento que foram utilizados e aperfeiçoados. O método da folha batida consiste em colocar um ramo sobre um lençol (1 m x 1 m) e bater no ramo para que os insetos caiam, onde são coletados com aspirador e colocados em frascos de vidro. Três ramos por árvore, em cinco árvores por um período de quatro semanas são avaliados, os psilídeos são contados e os predadores identificados (Erbilgin et al., 2004). O método de amostragem de folhagem consiste em coletar as sete primeiras folhas dos três primeiros ramos e colocá-las em sacos plásticos para que seja feita a análise da quantidade de psilídeos e os estágios que estão presentes nas folhas, durante o período de quatro semanas (Erbilgin et al., 2004).

A armadilha adesiva de coloração amarela é o método mais confiável dentre os métodos de monitoramento dessa praga (Queiroz, 2012) e, por isso, o mais utilizado (Figura 5). As armadilhas têm medida de 10 x 7,5 cm, com adesivo em

ambas as faces (Alvarenga, 2018), colocadas a cada 200 a 500 ha, a uma altura de 1,30 m do solo penduradas entre duas árvores, a pelo menos 10 m da estrada. As armadilhas são verificadas a cada 15 dias e, geralmente, são levadas para o laboratório para a contagem dos indivíduos. O seu parasitoide também é atraído pela armadilha, facilitando o monitoramento do inimigo natural (Wilcken et al., 2010).

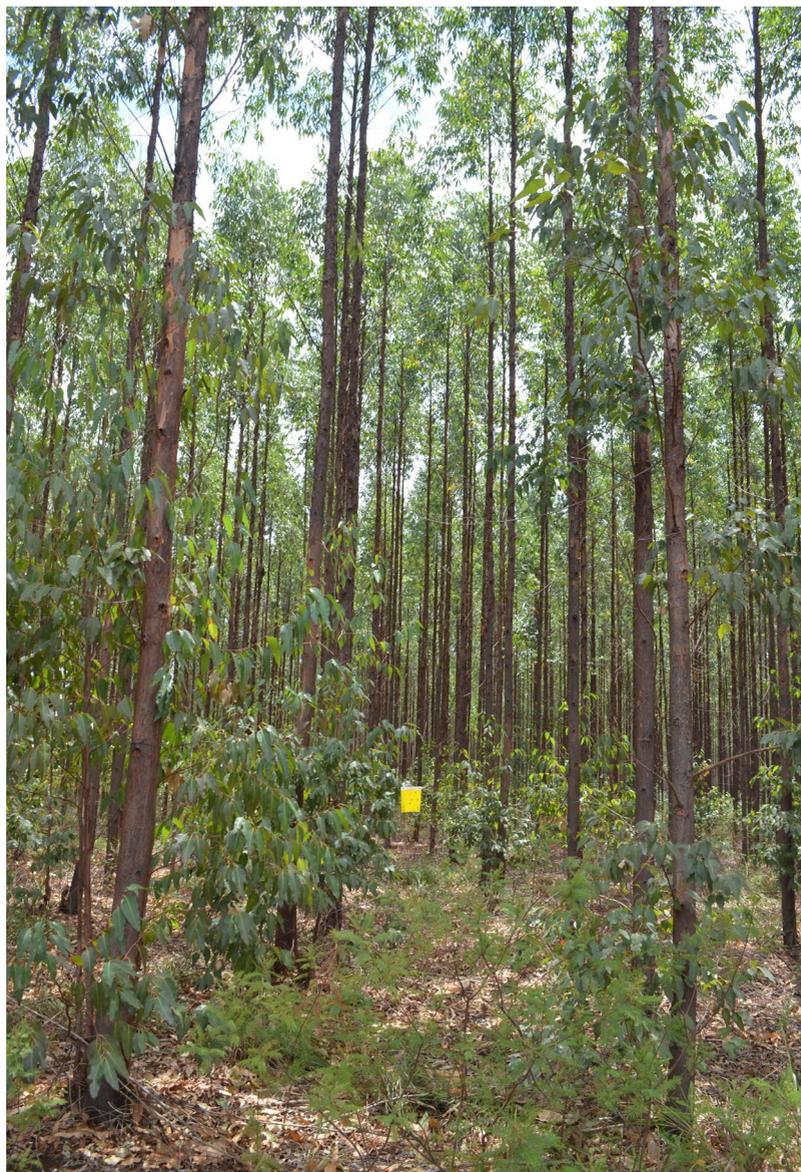


Figura 5. Armadilha adesiva amarela, utilizada no monitoramento de *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae) em talhão de eucalipto.

Controle silvicultural

A presença de remanescentes de vegetação nativa tem potencial para a redução natural das densidades de *G. brimblecombei*, devido ao seu efeito positivo sobre a manutenção de seus inimigos naturais (Silva et al., 2010).

Podas de ramos, derrubadas de árvores de alto risco, proteção contra danos mecânicos nas árvores, irrigação durante os períodos de seca e não aplicação de fertilizantes nitrogenados, são recomendações para o controle silvicultural (Cibrián-Tovar e Iñiguez-Herrera, 2001; Diário Oficial de la Federación, 2002). Entretanto, algumas recomendações tornam-se inviáveis para plantios comerciais, uma vez que esse processo pode tornar-se oneroso, além de que algumas regiões de plantios possuem baixos índices pluviométricos.

Resistência

A resistência de *Eucalyptus* ao psilídeo-de-concha pode ser influenciada por fatores como características do solo e temperatura ambiente (Brennan et al., 2001). Entre as espécies de eucalipto, *E. camaldulensis* apresenta alta susceptibilidade ao ataque do psilídeo-de-concha (Pereira et al., 2011). Já *E. cinerea*, *E. globulus* e *E. pulverulenta* possuem uma cera epicuticular produzida pelas folhas, que dão um aspecto acinzentado, e que está relacionada na resistência ao psilídeo-de-concha (Brennan et al., 2001). A cera epicuticular nas folhas juvenis de *E. globulus* influenciou negativamente a sobrevivência e sondagem de estiletos de adultos desse inseto (Brennan & Weinbaum, 2001b), além de tornar as folhas mais escorregadias, o que impediu a aderência do psilídeo e sua concha à superfície da folha (Brennan & Weinbaum, 2001c).

Alguns clones de *E. urophylla*, utilizados em plantios comerciais, em 2008, no município de João Pinheiro, Minas Gerais, foram avaliados e apresentaram resistência ao psilídeo-de-concha (Camargo et al., 2014).

Controle biológico

Vários inimigos naturais associados ao psilídeo-de-concha são relatados, entretanto, alguns possuem baixa capacidade de perfuração das conchas das ninfas desse psilídeo (Wilcken et al., 2003; 2015). Espécies como *Anoplolepis longipes* Jerdon, 1851 (Hymenoptera: Formicidae) (Sánchez-Martínez et al., 2005), *Anthocoris nemoralis* (Fabricius, 1794) (Hemiptera: Anthocoridae) (Garona,

Sasso & Laudonia, 2011), *Atopozelus opsimus* (Hemiptera: Reduviidae) (Dias et al., 2012), *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinellidae) (Berti Filho et al., 2003), *Exochomus aethiops* (Bland, 1864) (Coleoptera: Coccinellidae) (Sookar et al., 2003), *Psyllaephagus bliteus* (Riek, 1962) (Hymenoptera: Encyrtidae) (Wilcken et al., 2015) e *Vespula* sp. (Garona, Sasso & Laudonia, 2011) podem preda ou parasitar ninfas e/ou adultos do psílideo-de-concha (Wilcken, 2015).

Psyllaephagus bliteus é uma vespa pertencente à família Encyrtidae e se caracteriza por ser parasitoide específico e eficiente de *G. brimblecombei* (Riek, 1962; Ferreira-Filho et al., 2008). As fêmeas de *P. bliteus* colocam ovos no interior das ninfas de *G. brimblecombei* e, após duas semanas, emergem os adultos do parasitoide, deixando externamente um orifício arredondado na concha do psílideo (Figura 6) (Montes & Raga, 2005). O controle biológico clássico com essa espécie é recomendado para controle a longo prazo e em larga escala, pois restabelece o equilíbrio entre a praga e seu inimigo natural (Attia & Rapisarda, 2014). Na Califórnia, o controle biológico clássico foi utilizado em áreas de infestações por *G. brimblecombei*, o que resultou em uma diminuição de 50% na incidência dessa praga (Attia & Rapisarda, 2014).



Figura 6. Conchas de *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae) com orifício de emergência do parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae).

Para criação massal de *P. bliteus*, em laboratório, utilizam-se mudas de eucalipto infestadas com ninfas de *G. brimblecombei*, para a reprodução e alimentação do parasitoide (Wilcken et al., 2015). Após 12 a 15 dias depois da eclosão das ninfas de *G. brimblecombei*, são liberados 20 casais de *P. bliteus* por gaiola (Wilcken et al., 2005). Quando emergidos os parasitoides adultos, são coletados com um aspirador bucal, acondicionadas em tubos de vidro de 8,5 x 2,0 cm e fechados com tela (Wilcken et al., 2005). Os parasitoides são liberados de acordo com os dados do monitoramento em áreas de maior infestação, transportados dentro de recipientes de isopor, para reduzir o estresse causado pela temperatura (Wilcken et al., 2005).

O controle de *G. brimblecombei* através de fungos entomopatogênicos, com uso de isolados de *Beauveria* sp. (BF 01) e *Lecanicillium* sp. (CG 904e CG 902) obtiveram controle de 81%, 80% e 66%, respectivamente, em estudos realizados em laboratório (Favaro, 2006). Além disso, uma redução no número de posturas desse psilídeo no tratamento com *Beauveria* sp. e ausência de postura no tratamento com *Lecanicillium* sp., também foram observadas (Favaro, 2006).

Produtos comerciais à base de fungos entomopatogênicos para o controle desse psilídeo foram avaliados em teste de semicampo, em que mudas de *E. camaldulensis* infestadas com ninfas do psilídeo-de-concha receberam a aplicação dos fungos entomopatogênicos (*Beauveria bassiana*, *Lecanicillium longisporum* e *Metarhizium anisopliae*), na proporção de 200 L/ha (Wilcken et al., 2015). Os produtos mais eficientes foram à base de *B. bassiana* e *M. anisopliae*, com eficiência superior a 80% (Wilcken et al., 2015). Entretanto, o controle desse psilídeo com fungos entomopatogênicos é difícil, uma vez que é necessário a umidade relativa superior a 60% (Wilcken et al. 2003), o que resultaria em baixa eficiência em regiões mais secas.

Controle químico

Como acontece com outras pragas exóticas, as estratégias de curto prazo para controle de surtos por psilídeo-de-concha baseiam-se em métodos químicos (Attia & Rapisarda, 2014). A aplicação de inseticidas sistêmicos à base de avermectina, imidacloprido e oxidemeton-metil diluídos em água e aplicados na forma de microinjeção no tronco ou pulverizados nas folhas das árvores de eucalipto em áreas urbanas foi recomendada (Cibrián-Tovar & Iñiguez-Herrera, 2001; Young, 2002), entretanto, a microinjeção em tronco é inviável em plantios comerciais, devido às grandes extensões dos plantios (Wilcken et al., 2003). Na

Austrália, o dimetoato é considerado o mais eficiente para controle desse psílido, mas esta aplicação restringe-se apenas para plantios novos e áreas pequenas (Phillips, 1992; Wilcken et al., 2003).

O uso de inseticidas para o controle desse psílido foi pouco estudado, sendo recomendado o uso de produtos sistêmicos, pois os de contato possuem baixa eficiência por conta da proteção das ninfas pela concha (Wilcken et al., 2015). Em 2019, dois inseticidas estavam registrados para a cultura do eucalipto no Brasil, com ingredientes ativos à base de acetamiprido (neonicotinoide) e etofenproxi (éter difenílico), atuando de forma sistêmica e de contato, respectivamente (AGROFIT, 2019).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT, Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários do Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento (MAPA). Disponível em: <http://agroft.agricultura.gov.br/agroft_cons/principal_agroft_cons>. [Acesso em: 14.01.2019].
- ALVARENGA, T. Monitoramento de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) e *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em eucaliptais no cerrado. Trabalho de conclusão de curso, v. Entomologia, n. Universidade Federal de Lavras, 2018.
- ATTIA, S. B.; RAPISARDA, C. First record of the red gum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae), in Tunisia. *Phytoparasitica*, v. 42, n. 4, p. 535-539, 2014.
- BELLA, S.; RAPISARDA, C. Carmelo. First record from Greece of the invasive red gum lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera Psyllidae) and its associated parasitoid *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera Encyrtidae). *Redia*, v. 96, p. 33-35, 2013.
- BOAVIDA, C.; GARCIA, A.; BRANCO, M. How effective is *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) in controlling *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psylloidea)?. *Biological control*, v. 99, p. 1-7, 2016.
- BRENNAN E. B., GILL R. First record of *Glycaspis brimblecombei* Moore (Homoptera: Psyllidae) in North America: Initial observations and predator associations of a potentially serious new pest of *Eucalyptus* in California. *Pan-Pacific Entomologist*, 75: 55–57, 1999.
- BRENNAN, E. B.; LEVISON JR W.; HRUSA G. F.; WEINBAUM S. A. Resistance of *Eucalyptus* species of red gum lerp psyllid (*Glycaspis brimblecombei*) (Homoptera: Psyllidae) in San Francisco Bay area. *Pan Pacific Entomologist*, v. 77, n. 3,249-253, 2001.
- BRENNAN, E. B.; WEINBAUM, S.A. Psyllid responses to colored sticky traps and the color of juvenile and adult leaves of the heteroblastic host plant *Eucalyptus globulus*. *Environmental Entomology*, v. 30, n.2, p.365-370, 2001a.
- BRENNAN, E. B.; WEINBAUM, S. A. Stylet penetration and survival of three psyllid species on adult leaves and 'waxy' and 'de-waxed' juvenile leaves of *Eucalyptus globulus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 100(3), 355-363, 2001b.
- BRENNAN, E. B., & WEINBAUM, S. A. Effect of epicuticular wax on adhesion of psyllids to glaucous juvenile and glossy adult leaves of *Eucalyptus globulus* Labillardière. *Australian Journal of Entomology*, 40(3), 270-277, 2001c.
- CABI, 2015. Compêndio de Espécies Invasivas. Wallingford, Reino Unido: CAB International. Disponível em: <<https://www.cabi.org/isc/datasheet/25242>> [Acesso em: 18.03.2019].
- CAMARGO, J., ZANOL, K., QUEIROZ, D., DEDECECK, R., OLIVEIRA, E., & MELIDO, R. Resistência de clones de *Eucalyptus* ao psílido-de-concha. *Pesquisa Florestal Brasileira*,

34(77), 91-97. doi:<https://doi.org/10.4336/2014.pfb.34.77.504>, 2014.

CIBRIÁN-TOVAR, D.; IÑIGUEZ-HERRERA, G. Manual para la identificación y manejo de las plagas y enfermedades forestales del estado de Jalisco. Documento técnico PRODEFO, n.32, p.23-29, 2001.

CUELLO, E. M.; LÓPEZ, S. N.; ANDORNO, A. V.; HERNÁNDEZ, C. M.; BOTTO, E. N. Development of *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Aphalaridae) on *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. and *Eucalyptus dunnii* Maiden. Agricultural and Forest Entomology, v. 20, n. 1, p. 73-80, 2018.

DAL POGETTO, M. H. F. A.; WILCKEN, C. F., FERREIRA FILHO, P. J., & LIMA, A. C. V. Desenvolvimento de *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) em resposta à adubação nitrogenada e potássica em mudas de eucalipto. Revista de agricultura, Piracicaba, v. 84, n. 2, p. 115-122, 2009.

DAL POGETTO, M. H. F. do A. Avaliação de produtos comerciais de fungos entomopatogênicos no controle do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae). 2009. v, 90 f. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu, 2009.

DAHLSTEN, D. L., ROWNEY, D. L., ROBB, K. L., DOWNER, J. A., SHAW, D. A., KABASHIMA, J. N. Biological control of introduced psyllids on eucalyptus. In: Proc. 1st International Symposium on Biological Control of Arthropods, 356-361, 2002.

DE QUEIROZ, D. L., MAJER, J., BURCKHARDT, D., ZANETTI, R., FERNANDEZ, J. I. R., DE QUEIROZ, E. C., ... & DOS ANJOS, N. Predicting the geographical distribution of *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psylloidea) in Brazil. Australian Journal of Entomology, v. 52, n. 1, p. 20-30, 2013.

DE ASSIS, Teotônio Francisco. Melhoramento genético de *Eucalyptus*: desafios e perspectivas, 2016.

DE MENEZES, C. W. G., SOARES, M. A., DE ASSIS JÚNIOR, S. L., FONSECA, A. J., PIRES, E. M., & DOS SANTOS, J. B. Novos insetos sugadores (Hemiptera) atacando *Eucalyptus cloeziana* (Myrtaceae) em Minas Gerais, Brasil. EntomoBrasilis, 5(3), 246-248, 2012.

DHAHRI, S., JAMAA, M. L., GARCIA, A., BOAVIDA, C., & BRANCO, M. Presença do *Glycaspis brimblecombei* e do parasitoide *Psyllaephagus bliteus* na Tunísia e em Portugal. Silva Lusitana, v. 22, n. 1, p. 99-105, 2014.

DIARIO OFICIAL DE LA FEDERACIÓN (DOF). Norma oficial mexicana de emergência NOM-EM-002-RECNAT-2002, que establece los lineamientos técnicos para el combate y control del psilido del eucalipto *Glycaspis brimblecombei*, 2002.

DIAS, T. K. R.; WILCKEN, C. F.; SOLIMAN, E. P.; GIL-SANTANA, H. R.; ZACHÉ, B. Occurrence of *Atopozelus opsimus* preying on nymphs and adults of *Glycaspis brimblecombei*. Phytoparasitica, 40(2), 137-141, 2012.

ERBILGIN, N., DAHLSTEN, D. L., CHEN, P. Intraguild interactions between generalist predators and an introduced parasitoid of *Glycaspis brimblecombei* (Homoptera: Psylloidea). Biological Control, 31(3), 329-337, 2004. DOI:10.1016/j.biocontrol.2004.06.010

FERREIRA FILHO, P. J., WILCKEN, C. F., DE OLIVEIRA, N. C., POGETTO, D., DO AMARAL, M. F., & LIMA, A. C. Caracterização da estrutura espacial do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seu parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em Floresta de *Eucalyptus camaldulensis*. Boletín de Sanidad Vegetal, Madrid, v. 34, n. 1, p. 11-20, 2008.

FERREIRA-FILHO, P.J. Estudo de populações do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seu parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em floresta de *Eucalyptus camaldulensis* por dois métodos de amostragem. 2005. vii, 93 f. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas, 2005b.

FERREIRA-FILHO, P.J.; COUTO, E.B.; WILCKEN, C.F.; LIMA, A.C.V.; BIANCHINI JÚNIOR, D.; NEVES, E. Monitoramento do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e de seus inimigos naturais em florestas de eucalipto. III-Região de Curvelo, MG. In: Simpósio de Controle Biológico, 9., 2005a,

FERREIRA-FILHO, P. J., WILCKEN, C. F., OLIVEIRA, N. C. D., DAL POGETTO, M.H.F.A.; LIMA A.C. V. Dinâmica populacional do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964) (Hemiptera: Psyllidae) e de seu parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em floresta de *Eucalyptus camaldulensis*. Ciência Rural, v. 38, n. 8, 2008.

FIRMINO, D. C. Biologia do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) em diferentes espécies de eucalipto e em diferentes temperaturas. Botucatu. Dissertação (mestrado em Proteção de Plantas) - Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, 49p, 2004.

FIRMINO-WINCKLER, D. C.; WILCKEN, C. F.; OLIVEIRA, N. C. D.; MATOS, C. A. O. D. Biologia do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera, Psyllidae) em *Eucalyptus* spp. Revista Brasileira de Entomologia, v. 53, n. 1, p. 144-146, 2009.

GARONNA, A. P.; SASSO, R.; LAUDONIA, S. *Glycaspis brimblecombei* (Hem.: Psyllidae), la psilla dal follicolo bianco ceroso, altra specie aliena dell'Eucalipto rosso in Italia. Foresta18: 71-7, 2011.

GRATTAPAGLIA, D. Integrating genomics into *Eucalyptus* breeding. Genet Mol Res, v. 3, n. 3, p. 369-379, 2004..

HALBERT, S. E.; GILL, R. J. & NISSON, J. N. Two *Eucalyptus* psyllids new to Florida (Homoptera:Aphalaridae). Entomology circular (407): 1-2, 2001.

HODDLE, M. Red Gum Lerp Psyllid, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae). https://civr.ucr.edu/red_gum_lerp_psyllid.html

IEDE, E. T. Importância das pragas quarentenárias florestais no comércio internacional: estratégias e alternativas para o Brasil. Colombo: Embrapa Florestas, v. 1, 2005.

JUNQUEIRA, L R. e cols. Ocorrência de pragas florestais em plantios de eucalipto no Brasil no período 2010-2015. In: Embrapa Florestas-Resumo em anais de congress. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE ENTOMOLOGIA, 25, 2016,

LUTINSKI, J. A.; LUTINSKI, C. J.; GARCIA, F. R. M. Primeiro registro de *Glycaspis brimblecombei* Moore 1964,(Hemiptera: Psyllidae) em eucalipto no estado de Santa Catarina, Brasil. Ciência Rural, v. 36, n. 2, p. 653-655, 2006.

MANNU, R., BUFFA, F., PINNA, C., DEIANA, V., SATTA, A., & FLORIS, I. Preliminary results on the spatio-temporal variability of *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera Psyllidae) populations from a three-year monitoring program in sardinia (italy). Redia-Giornale Di Zoologia, v. 101, p. 107-114, 2018.

MARTÍNEZ, G.; GONZÁLEZ, A.; DICKE, M. Effect of the eucalypt lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* on adult feeding, oviposition-site selection, and offspring performance of the bronze bug, *Thaumastocoris peregrinus*. Entomologia Experimentalis et Applicata, p. 1-7, 2018.

MONTES, S. M. N. M.; RAGA, A. Dinâmica estacional do psíldeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) na região oeste do Estado de São Paulo. Arquivos do Instituto Biológico, v. 72, p. 511-515, 2005.

MORGAN, F. D. Psylloidea of South Australia. Handbooks Committee, 1984.

MOORE K. M. Observations on some Australian forest insects. 23. A revision of the genus *Glycaspis* (Homoptera: Psyllidae) with descriptions of seventy-three new species.- Australian Zoologist, 15: 248-341, 1970.

OLIVEIRA, L. D. S.; COSTA, E. C.; GRELLMANN, M.; CANTARELLI, E. B.; PERRANDO, E. R. Occurrence of *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964) (Hemiptera: Psyllidae) in *Eucalyptus* spp. in Rio Grande do Sul, Brazil. Ciência Florestal, v. 16, n. 3, p. 353-355, 2006.

PHILLIPS, C. Forest insects: lerp insects. South Australia Forestry, n.6, p.1-4, 1992.

PESSOA, M. C. P. Y., KODAIRA, J., WILCKEN, C., & de ALMEIDA, G. R. Simulação da dinâmica populacional do psíldeo-de-concha, *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) e identificação de estratégias para a criação laboratorial de seu parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encertydae). Embrapa Meio Ambiente. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 2008.

QUEIROZ, D. L.; BURCKHARDT, D.; MAJER, J. Integrated pest management of eucalypt Psyllids (Insecta, Hemiptera, Psylloidea). In: LARRAMENDY, M. L.; SOLONESKI, S. (Org.). Integrated pest management and pest control: current and future tactics. Rijeka: InTech. v. 1. p. 385-412, 2012

RAMIREZ, A. L. G. Fluctuacion poblacional del psilido del eucalipto *Glycaspis brimblecombei* y el efecto del control biológico con la vispa parasitoide *Psyllaephagus bliteus*. Cuautitlan Izcalli, 2003. 45p. Tesis (maestria) - Ingeniera Agrícola, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlan, Edo. de México, 2003.

RAMIREZ, A. L. G.; MANCERA, G. M.; GUERRA-SANTOS, J. J. Análisis del efecto de las condiciones ambientales en la fluctuación poblacional del psilido del eucalipto en el estado de México. Cuautitlán Izcalli: Editorial Habana, 5 p, 2002.

REGUIA, K.; PERIS-FELIPO, F. J. *Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 (Hemiptera Psyllidae) invasion and new records in the Mediterranean area. Biodiversity Journal, v. 4, n. 4, p. 501-506, 2013.

SILVA, A. L. D., PERES-FILHO, O., DORVAL, A., & CASTRO, C. K. D. C. Population dynamics of *Glycaspis brimblecombei* and natural enemies in *Eucalyptus* spp. in Cuiaba, state of Mato Grosso, Brazil. Floresta e Ambiente. v. 20, n. 1, p. 80-90, 2013.

SANTANA, D. L. de Q. Monitoramento dos psilídeos do eucalipto. Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 1 folder.

SÁ, L.A.N.; WILCKEN, C.F. Nova praga exótica no ecossistema florestal. Embrapa Meio Ambiente. Comunicado Técnico. Embrapa Meio Ambiente, n. 18, 3p, 2004.

SÁ, L. A. N.; WILCKEN, C. F. Nova praga de florestas está atacando eucalipto no país. A Lavoura, Rio de Janeiro, v. 107, n. 649, p. 44-45, jun. 2004.

SANTANA, D.L.Q.; MENEZES, A.O.; SILVA, H.D.; BELLOTE, A.F.J.; FAVARO, R.M. O psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) em eucalipto. Embrapa Florestas, Comunicado Técnico, 3 pp, 2003.

SHARMA, A., RAMAN, A., TAYLOR, G., & FLETCHER, M. Nymphal development and lerp construction of *Glycaspis* sp. (Hemiptera: Psylloidea) on *Eucalyptus sideroxylon* (Myrtaceae) in central-west New South Wales, Australia. Arthropod Structure & Development, v. 42, n. 6, p. 551-564, 2013.

SILVA, A. L., PERES-FILHO, O., DORVAL, A., CASTRO, C. K. C. Dinâmica Populacional de *Glycaspis brimblecombei* e inimigos naturais em *Eucalyptus* spp., Cuiabá-MT. Floresta e Ambiente, 20, 80-90, 2013.

SILVA, J. O.; OLIVEIRA, K. N.; SANTOS, K. J.; ESPÍRITO-SANTO, M. M.; NEVES, F. S.; FARIA, M. L. Efeito da estrutura da paisagem e do genótipo de *Eucalyptus* na abundância e controle biológico de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae). Neotropical Entomology, v. 39, n. 1, p. 91-96, 2010.

SOOKAR, P.; SEEWOORUTHUN, S. I.; RAMKHELAWON, D. The redgum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei*, a new pest of Eucalyptus sp. in Mauritius. Amas 327-32, 2003.

SULLIVAN, D. J.; KM DAANE; KR SIME & JW ANDREWS JR. Mecanismos de proteção para as pupas de *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), um parasitoide da psilema vermelho da lagarta, *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psylloidea). Australian Journal of Entomology 45: 101_105, 2006.

VIEIRA, R. D. PESSOA, L. G. A. COSTA, V. A. LOUREIRO, E. D. POERSCH, N. L. First record of *Psyllaephagus bliteus* parasitizing *Glycaspis brimblecombei* in Chapada do Sul, MS, Brazil. Revista De Agricultura Neotropical. v. 5, n. 3, p. 87-90, 2018.

WILCKEN, C. F., FIRMINO WINCKLER, D. C., DAL POGETTO, M. H. F. A., DIAS, T. K. R., LIMA, A. C. V., SÁ, L. D., & FERREIRA FILHO, P. J. Psilídeo de concha do eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* Moore. VILELA FILHO, E.; ZUCCHI, RA Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, p. 883-897, 2015.

WILCKEN, C.F.; COUTO, E.B.; ORLATO, C.; FERREIRA FILHO, P.J.; FIRMINO, D.C. Ocorrência do psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) (Hemiptera: Psyllidae) em florestas de eucalipto no Brasil. Piracicaba: IPEF. p. 01-11, 2003.

WILCKEN, C.F., FIRMINO, D., do COUTO, E. B., FERREIRA FILHO, P. J., & FRANCHIM, T. Controle biológico do psilídeo-de-concha (*Glycaspis brimblecombei*) (Hemiptera: Psyllidae) em florestas de eucalipto. In Embrapa Meio Ambiente-Artigo em anais de congresso (ALICE). In: congresso virtual iberoamericano sobre gestión de calidad en laboratorios, 3., 2005.

WILCKEN, C.F.; FIRMINO-WINCKLER, D.C.; DALPOGETTO, M.H.F.A.; DIAS, T.K.R.; LIMA, A.C.V.; SÁ, L.A.N.; FERREIRA-FILHO, P.J. Psilídeo-de-concha-do-eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* Moore. In: VILELA, E.F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ. p.883-897, 2015.

YOUNG, L.C. The efficacy of micro-injected imidacloprid and oxydemeton-methyl on red gum eucalyptus trees (*Eucalyptus camaldulensis*) infested with red gum lerp psyllid (*Glycaspis brimblecombei*). Journal of arboriculture, v.28, n.3, p.14, 2002.

16.3.4 *Gonipterus platensis* e *Gonipterus pulverulentus*

NATALIA MEDEIROS DE SOUZA¹, EVERTON PIRES SOLIMAN², MURILO FONSECA RIBEIRO³, CARLOS FREDERICO WILCKEN³

¹University of the Sunshine Coast, Austrália, ndesouza@usc.edu.au.

³Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

³Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Departamento de Proteção Vegetal, Avenida Universitária, nº 3780 – CEP 18610-034, Botucatu, São Paulo, diego_acj@hotmail.com.

Gonipterus platensis (Marelli, 1926) (Coleoptera: Curculionidae)

Gonipterus pulverulentus Lea, 1897 (Coleoptera: Curculionidae)

Local de origem: Austrália

Nome popular: bicudo-australiano, bicudo-australiano-do-eucalipto, gorgulho-do-eucalipto

Estados brasileiros onde foram registradas: *G. platensis* – ES, PR, RS, SC e SP; *G. pulverulentus* – PR, RS e SC.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Gonipterus platensis e *G. pulverulentus* são insetos de origem australiana que fazem parte do complexo *Gonipterus ‘scutellatus’*, o qual compreende atualmente pelo menos oito espécies muito semelhantes (Mapondera et al. 2012). Inicialmente, esses insetos entraram na Argentina na década de 1920 (Marelli 1928), de onde, acredita-se, dispersaram para o Uruguai e então para o sul do Brasil (Wilcken, comunicação pessoal). Desde a introdução destes insetos em território nacional até 2012, acreditava-se que as espécies presentes no país eram *G. scutellatus* e *G. gibberus*, respectivamente (Mapondera et al. 2012). Dentre as duas espécies, *G. platensis* é a mais encontrada em surtos populacionais no Bra-

sil. Uma terceira espécie desse gênero, conhecida atualmente apenas por *Gonipterus* sp. n. 2, ainda em processo de descrição taxonômica, pode ser encontrada na África do Sul, Madagascar, Ilhas Maurício, Itália e sul da França (Mapondera et al. 2012).



Figura 1. Fases de desenvolvimento de *Gonipterus platensis*: ootecas em folha jovem (A), larva de último ínstar (B), pupa (C) e adulto (D).

As diferentes espécies do gênero *Gonipterus* possuem características análogas em todas as fases de desenvolvimento, o que torna difícil a identificação. Os ovos de *Gonipterus* spp. são depositados em brotações e folhas tenras em expansão, e são protegidos em ootecas enrijecidas de cor escura que medem entre 2 e 3 mm de comprimento para *G. platensis* (Souza, 2016) (Figura 1-A). Dentro dessas estruturas, os ovos encontram-se dispostos transversalmente em

relação ao comprimento da ooteca, em uma ou duas camadas sobrepostas (Sanchez, 2000). O número de ovos em cada ooteca é variável, sendo relatado para *G. platensis* entre três a 16 ovos no Paraná (Sanchez, 1993), em média sete ovos por ooteca no estado de São Paulo (Souza, 2016), e entre um a seis para *G. pulverulentus* (Freitas, 1979).

A eclosão das larvas ocorre pela parte inferior da ooteca, de modo que atravessam a folha do eucalipto. As larvas neonatas iniciam a alimentação na folha em que a ooteca está aderida, raspando-as sem romper completamente a epiderme e formando “trilhas” (Figura 2). A partir do terceiro ínstar, passam a se alimentar intensivamente de folhas tenras e jovens, localizadas na região apical da planta, consumindo-as completamente.

As larvas desses insetos têm coloração amarelada, são ápodas, com a cabeça aparentemente oculta no protórax em vista dorsal (Figura 1-B e 2). As larvas de *Gonipterus platensis* apresentam duas faixas dorsolaterais longitudinais verde escuras e *G. pulverulentus* apresenta uma faixa dorso mediana mais clara. Ao atingirem o quarto e último ínstar, as larvas de *G. platensis* medem entre 9,2 e 11,3 mm e as de *G. pulverulentus* entre 10,8 e 13,3 mm (Rosado-Neto & Marques, 1996).

Ao completarem seu desenvolvimento, as larvas caem ao solo, onde se enterram e constroem uma câmara pupal de formato ovalado a cerca de 2 a 3 cm de profundidade (Marelli, 1928), onde passam a fase de pré-pupa e pupa (Figura 1-C). Essa fase pode durar entre 31 e 37 dias à temperatura de 26° C (Oliveira, 2006).

Adultos de *G. platensis* e *G. pulverulentus* são muito parecidos. Adultos machos de *G. platensis* medem entre 5,7 e 8,9 mm e as fêmeas entre 7,5 e 9,4 mm e são geralmente de cor castanho escura (Rosado-Neto & Marques, 1996). Adultos machos de *G. pulverulentus* medem entre 7,0 e 9,2 mm e as fêmeas entre 8,0 e 9,2 mm, são castanhos e possuem nos élitros uma faixa de escamas pouco mais alongadas e esbranquiçadas, formando faixas oblíquo-transversais nas laterais (Rosado-Neto & Marques, 1996). Os adultos alimentam-se, em menor intensidade do que as larvas, podendo consumir as bordas das folhas mais novas do ponteiro e também folhas de idade intermediária, deixando-as serradas (Figura 2). Os adultos são bastante longevos, havendo relato de sobrevivência de *G. platensis* em laboratório por mais de 200 dias à 26° C (Oliveira, 2006).

A duração do ciclo completo de desenvolvimento desses insetos depende de fatores como hospedeiro e temperatura. Em condições de laboratório à 26°C,

o tempo entre eclosão das larvas à emergência dos adultos de *G. platensis* pode ser de 47,2 dias quando alimentados com *Eucalyptus urophylla*, estendendo-se para 75,1 dias em *E. grandis* (Oliveira, 2006). Para *G. pulverulentus*, mantidos à 25° C e alimentados com folhas de *E. viminalis*, esse período é de cerca de 55 dias (Freitas, 1979).

Adultos de *G. platensis* foram encontrados ao longo de todo o ano em Curitiba, Paraná, embora tenha sido observada a presença de ootecas apenas entre agosto e fevereiro, sendo estimada a ocorrência de 1,6 gerações por ano (Sanches, 1993). Similarmente, *G. pulverulentus* foi observado em Curitiba por todo o ano, ainda que ootecas só tenham sido observadas entre julho e dezembro (Freitas, 1979). Na província de San Felipe, no Chile, observou-se a existência de três a quatro gerações de *G. platensis* ao longo do ano, com picos entre os meses de maio a novembro (Estay et al., 2002).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Apesar de adultos e larvas alimentarem-se de folhas jovens de eucalipto, as larvas causam maior dano, podendo levar ao desfolhamento completo do terço superior da copa das árvores (Figura 2). Essa desfolha é seguida pelo superbrotamento do ponteiro, que fica com aspecto envassourado. Desfolhas sucessivas podem causar perda de produtividade, entortamento do fuste, bifurcação e, dependendo da recorrência e intensidade do ataque, a morte da árvore (EPPO, 2005; FAO, 2009).

Gonipterus spp. atacam várias espécies de eucalipto. No Brasil, as espécies hospedeiras de *G. platensis* são *E. camaldulensis*, *E. globulus*, *E. grandis*, *E. saligna* (var. *protusa*), *E. urophylla*, *E. viminalis* e híbridos de *E. grandis* e *E. urophylla* (Freitas, 1979; Souza et al., 2016; Wilcken et al., 2008a). Na Austrália, *G. platensis* foi encontrado atacando *E. nitens*, *E. caudata*, *E. dalrympleana*, *E. ovata*, *E. viminalis* e *E. rubida* (Mapondera et al., 2012).

Em plantas que possuem diferenciação das folhas na fase juvenil e madura como *E. globulus*, há relatos de que o ataque é iniciado apenas após o desenvolvimento de folhas maduras, quando a planta tem aproximadamente dois anos (Branco et al., 2016). No Brasil, onde *E. globulus* é pouco plantado e há outras espécies hospedeiras, é possível observar o ataque em plantas a partir dos cinco meses de idade (Souza, 2016).



Figura 2. Larvas de *Gonipterus* sp. se alimentando de folhas de eucalipto. Fotos: Forest Starr & Kim Starr.

Em avaliação realizada no sul do estado de São Paulo, o ataque sucessivo de *G. platensis* por dois anos consecutivos em árvores de dois anos de idade causou redução estimada de 12 a 16,1% no incremento médio anual (IMA) em híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla* e de até 42,8% em híbrido de *E. grandis* x *E. dunnii* (Souza et al., 2016). Já nas regiões mais frias da Península Ibérica, estimou-se que a desfolha de 50% do terço superior de *E. globulus* cause perda de 21% no volume comercializável de madeira num ciclo de 10 anos. Em desfolhas maiores, de 75% e 100%, podem chegar a 42% e 86% de redução volumétrica, respectivamente (Reis et al., 2012).

MANEJO

Monitoramento

Apesar da grande importância dessa praga em diversos países, a forma de monitoramento limita-se à observação das plantas atacadas, avaliando os sintomas (severidade da desfolha e perda de dominância) e das fases do inseto presentes (ovos, larvas e adultos), para servirem de base para uma posterior tomada de decisão, correlacionando esses fatores aos potenciais prejuízos para evidenciar a necessidade de controle.

Algumas tentativas têm sido iniciadas com o objetivo de permitir monitoramento mais efetivo dessa praga. Uma das propostas é a utilização de imagens obtidas por sensoriamento remoto para determinação de índices de desfolha (Lottering & Mutanga, 2016). Entretanto, esta técnica se presta mais para a quantificação de área atacada do que detecção precoce. A utilização de substâncias atrativas em armadilhas para captura do inseto também tem sido estudada, mas ainda não apresentou resultados que possam ser aplicados a campo (Sarmiento, 2015).

Controle físico e mecânico

A prática da aração nas entrelinhas do plantio para controle dos insetos na fase de pupa foi estudada na África do Sul. Porém, essa prática não é recomendada devido à necessidade de sincronizar perfeitamente a operação com o momento em que a maioria dos insetos encontra-se no solo, especialmente no verão, e a possibilidade de migração de insetos vindos de outras áreas, o que restauraria

a população em áreas tratadas (Tooke, 1955). Além disso, tal atividade poderá contribuir com a dispersão de doenças de solo e abertura de porta de entrada para a bactéria *Ralstonia pseudosolanacearum* e o fungo *Ceratocystis fimbriata*.

Resistência

A utilização de espécies de eucalipto resistentes ou tolerantes ao ataque do gorgulho, em plantios comerciais, poderia auxiliar na mitigação dos impactos causados pela praga. Há investigação de espécies resistentes na África do Sul (Tooke, 1955; Tribe, 2005). Uma vez que a espécie de *Gonipterus*, que ocorre na África é diferente da que ocorre no Brasil, estudos locais são necessários.

Controle biológico

O parasitoide de ovos *Anaphes nitens* (Girault) (Hymenoptera: Mymaridae) é o principal agente de controle biológico para as espécies de *Gonipterus*, que se tornaram invasoras em diversos países. Originário da Austrália e introduzido na Argentina na década de 20 (Marelli, 1928), *A. nitens* dispersou-se naturalmente no Brasil acompanhando a entrada da praga e auxiliou no seu controle biológico natural. O caso de maior sucesso no Brasil com este parasitoide ocorreu no Espírito Santo, onde *G. platensis* atacou mais de 50.000 ha (Wilcken et al., 2008a), e o controle biológico com liberação de *A. nitens* (ARACRUZ, 2006) promoveu a redução de mais de 90 % da população da praga, não ocorrendo mais surtos desde 2006.

Anaphes nitens é uma espécie de reprodução sexuada, fêmeas e machos medem um pouco mais que 0,9 mm; as antenas, clavadas e mais curtas nas fêmeas e filiformes e mais longas nos machos (Huber & Prinsloo, 1990), permitem a diferenciação sexual desses insetos. Os indivíduos machos emergem primeiro (Santolamazza-Carbone & Cordero Rivera, 2003b), permitindo assim que a cópula possa ocorrer logo após a emergência das fêmeas.

Após a cópula, a fêmea oviposita seus ovos em ootecas de *Gonipterus* que possuem preferencialmente até três dias de idade (Figura 3) (Santolamazza-Carbone et al. 2004). *Anaphes nitens* é um parasitoide solitário, ou seja, apenas um indivíduo adulto desenvolve-se no interior de cada ovo hospedeiro parasitado. Contudo, como as ootecas possuem um número variável de ovos em seu interior, os parasitoides apresentam um comportamento “quase gregário”, uma vez que vários adultos irão emergir a partir de uma mesma massa de ovos (Tooke, 1955;

Santolamazza-Carbone e Cordero Rivera, 2003a). A emergência dos novos parasitoides leva entre 17 e 21 dias à 25° C (Santolamazza-Carbone et al., 2006; Valente et al., 2017).

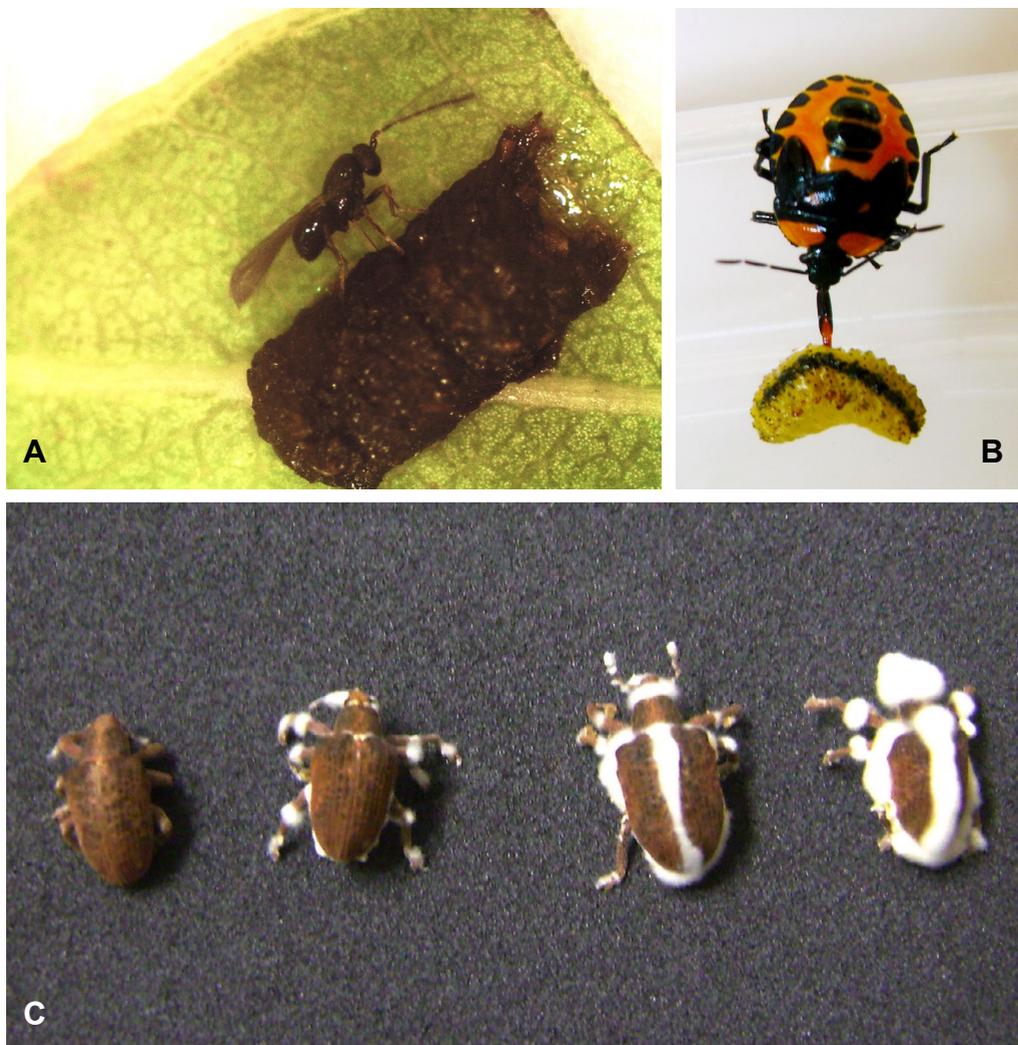


Figura 3. Agentes de controle biológico de *Gonipterus* spp.: *Anaphes nitens*, parasitando ooteca (A), percevejo *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae) predando larva (B) e adultos de *G. platensis* mortos pelo fungo *Beauveria bassiana* (C).

Apesar do sucesso desse agente de controle biológico, com parasitismo chegando a 90 % em determinadas circunstâncias, alguns fatores podem fazer com que esse número seja bastante inferior. Em estudo em diferentes localidades na África do Sul, variações da taxa de parasitismo ao longo do ano foram

atribuídas às variações das condições climáticas, como temperatura e precipitação, que afetam desde a produção de folhagem nova pelas árvores, estimulando *Gonipterus* sp. a ovipositar, até a biologia dos insetos (Tribe, 2005). A altitude também pode afetar a taxa de parasitismo, sendo mais baixa em regiões altas (Valente et al. 2004; Reis et al., 2012). Uma hipótese adicional para tais variações de parasitismo em *G. platensis* é baseada na divergência de origem entre parasitoide e hospedeiro, visto que a praga em análise é nativa da Tasmânia e *A. nitens* é nativo do sul da Austrália continental, enquanto *G. pulverulentus* ocorre naturalmente tanto na ilha da Tasmânia quanto na costa leste da Austrália (Mapondera et al., 2012). Em Curitiba, foram observadas maiores taxas de parasitismo (chegando a 100%) em fevereiro para ovos de *G. platensis* e em março para *G. pulverulentus*. As menores taxas (próximas a 3%) foram observadas em setembro (Sanches, 2000).

Novos agentes de controle biológico têm sido buscados para complementação do manejo de *Gonipterus* spp., devido às limitações mencionadas. Em Portugal, foi iniciada a introdução de *Anaphes inexpectatus* Huber & Prinsloo 1990 (Hymenoptera: Mymaridae), parasitoide de ovos descoberto na Tasmânia, de hábito gregário, com emergência de até seis parasitoides por ovo de *Gonipterus* sp. (Huber & Prinsloo, 1990). Estudos de laboratório sugerem que *A. inexpectatus* tem uso promissor como agente de controle biológico por produzir maior progênie em temperaturas consideradas críticas para *A. nitens*, em torno de 10°C e acima de 25°C, quando efeitos deletérios incidem principalmente sobre a segunda espécie. Porém, em temperaturas medianas, entre 15 e 20°C, *A. nitens* é capaz de parasitar maior número de hospedeiros pois continua a ovipositar durante seu período de vida, ao contrário de *A. inexpectatus* (Valente et al., 2017). Entretanto, estudos mais detalhados ainda são necessários para avaliar possível competição entre os dois inimigos naturais.

Outro parasitoide solitário de ovos encontrado na Tasmânia, *Anaphes tasmaniae* Huber & Prinsloo, 1990 (Hymenoptera: Mymaridae), foi introduzido no Chile em 2009 (Mayorca et al., 2013), sendo considerado estabelecido a campo em 2013 (SAG, 2014). Também no Chile, foi realizada uma tentativa de introdução do endoparasitoide de larvas *Entedon magnificus* (Girault & Dodd, 1913) (Hymenoptera: Eulophidae) a partir de 2015 (SAG, 2016; Gumovsky et al., 2015).

No Brasil, outra opção para controle de *Gonipterus* sp. é o fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* na forma de produto comercial registrado. Relatado em ocorrência de epizootia desde 1992 (Berti Filho et al., 1992), esse

fungo pode causar alta mortalidade de adultos em aplicação tópica (Figura 3-C) (Wilcken et al., 2005), tendo, em laboratório, eficiência semelhante a lambda-cialotrina (Echeverri-Molina e Santolamazza-Carbone, 2010). Devido ao uso de parasitoides contra a praga, *B. bassiana* é um bom candidato para complementação no programa de manejo integrado, uma vez que é menos perigoso ao meio ambiente e a organismos não-alvo (Zimmermann, 2007). A utilização desse fungo em associação com *A. nitens* no Espírito Santo permitiu o controle da praga na região (Wilcken et al., 2008b). Em outras regiões do país, a utilização conjunta desses agentes de controle não tem possibilitado o mesmo efeito, e as áreas com ataque da praga continuam a se expandir (Souza et al., 2016). Entretanto, a grande limitação ocorre quando a praga ataca no período seco em que o fungo não possui o ambiente propício a se desenvolver e sua eficiência chega, ao máximo, de 17%. Atualmente, algumas empresas florestais têm adotado o monitoramento via corte de árvores e contagem dos insetos/planta. Quando detectado mais de quatro larvas ou de nove adultos por planta, o controle com fungos entomopatogênicos é recomendado (Soliman, comunicação pessoal).

A utilização de nematoides entomopatogênicos tem sido avaliada para o controle da fase de pupa de *Gonipterus*. Resultados em laboratório com a aplicação de *Heterorhabditis amazonensis* Andaló, 2006 (Rhabditida: Heterorhabditidae), sobre diferentes fases de desenvolvimento de *G. platensis* indicam que o nematoide é patogênico durante todo o período em que o inseto permanece no solo (Horta et al., 2017a).

Outra estratégia estudada para o combate da praga é o uso de isolados de *Bacillus thuringiensis* eficientes contra coleópteros. Para tanto, foram realizados testes em larvas de primeiro ínstar de *G. platensis* em diferentes concentrações de esporos das bactérias, mostrando que *B. thuringiensis* var. *tenebrionis* e *B. thuringiensis* var. *israelenses* são ambas variedades passíveis de utilização, sendo que a segunda é mais efetiva que a primeira (Horta et al., 2017b).

No Brasil, foi observada em campo a predação de larvas de *G. platensis* pelo percevejo predador *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae) (Figura 3-B). Teste em laboratório confirmou que tanto adultos quanto ninfas do percevejo foram capazes de causar alta mortalidade em larvas da praga, porém pouco eficientes no controle dos besouros adultos (Nascimento et al., 2017).

Controle químico

Não existe no Brasil nenhum inseticida químico registrado para o controle de *Gonipterus* spp. Entretanto, há vários testes de laboratório demonstrando a eficiência de inseticidas contra o gorgulho-do-eucalipto. Em Portugal, os produtos à base de acetamiprido e de tiacloprido (neonicotinoides) foram autorizados para o controle de *G. platensis*, sendo recomendada a aplicação em situações a partir da constatação de ataque “moderado a forte”, caracterizado pela presença de danos em todas as árvores com desfolha superior a 20% nos ponteiros, sem alteração estrutural das árvores (ICNF, 2015).

Em outros países, estudos foram realizados para avaliar a eficácia de alguns ingredientes ativos contra a praga. Para *G. platensis*, são citados deltametrina e etofenproxi que, no entanto, também afetaram negativamente o parasitoide de ovos *A. nitens* (Pérez-Otero et al., 2003). Em outro estudo, lambda-cialotrina e cipermetrina, em aplicação tópica, e tiametoxam, por ingestão, foram eficientes. (Echeverri Molina & Santolamazza Carbone, 2010).

Dois fatores são importantes na escolha do método químico para o combate de *Gonipterus* spp.: a) a seletividade de inseticidas ao principal inimigo natural da praga e; b) em caso de produtos não-seletivos, é necessária a liberação dos parasitoides de ovos após o período residual de controle para permitir o restabelecimento do equilíbrio.

REFERÊNCIAS

- ARACRUZ. Ascensão e queda do gorgulho. Aracruz, n. 1, 2006. 32 p.
- BERTI FILHO, E. et al. Ocorrência de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em adultos de *Gonipterus scutellatus* (Gyllenhal) (Coleoptera, Curculionidae). Revista de Agricultura, Piracicaba, v. 67, n. 3, p. 293-294, 1992.
- BRANCO, M.; BATTISTI, A.; MENDEL, Z. Folige feeding invasive insects: defoliators and gall makers. IN: PAINE, T. D.; LIEUTIER, F (eds.). Insects and diseases of Mediterranean forest systems. Switzerland: Springer, p. 211-238, 2016
- CORDERO RIVERA, A.; SANTOLAMAZZA CARBONE, S. The effect of three species of *Eucalyptus* on growth and fecundity of the *Eucalyptus* snout beetle (*Gonipterus scutellatus*). Forestry, Oxford, v. 73, n. 1, p. 21-28, 2000.
- ECHEVERRI-MOLINA, D. & SANTOLAMAZZA-CARBONE, S. Toxicity of synthetic and biological insecticides against adults of the *Eucalyptus* snout-beetle *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae). Journal of Pest Science, v. 83, n. 3, p. 297-305, 2010.
- EPPO. Data sheets on quarantine pest: *Gonipterus gibberus* and *Gonipterus scutellatus*. Bulletin, v. 35, n. 3, p. 368-370, 2005.
- ESTAY, S; ARAYA, J. E.; GUERRERO, M. A. Biología de *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae) en San Felipe, Chile. Boletín de Sanidad Vegetal: Plagas, v. 28, p. 391-397, 2002.

FAO. Part II. Profiles of selected forest pests: *Gonipterus scutellatus*. FAO Forestry Paper 156: Global review of forest pests and diseases, p. 81-83, 2009. Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/011/i0640e/i0640e00.htm>>. Acesso em: 13 jul. 2017.

FREITAS, S. Contribuição ao estudo da morfologia e biologia de *Gonipterus gibberus* (Boisduval, 1835) (Coleoptera, Curculionidae) e levantamento dos danos causados por esta espécie em eucaliptos dos arredores de Curitiba. Curitiba, 1979. 95p. Tese (Mestrado em Entomologia). Universidade Federal do Paraná.

GUMOVSKY, A. et al. Re-description and first host and biology records of *Entedon magnificus* (Girault & Dodd) (Hymenoptera, Eulophidae), a natural enemy of *Gonipterus* weevils (Coleoptera, Curculionidae), a pest of Eucalyptus trees. Zootaxa, Auckland, v. 3957, n. 5, p. 577-584, 2015.

HORTA, A. B., et al. Suscetibilidade de *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae) ao nematoide *Heterorhabditis amazonensis* (Rhabditidae: Heterorhabditidae) IN: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 15, 2017. Ribeirão Preto. Anais ..., Ribeirão Preto, p. 397, 2017a.

HORTA, A. B., et al. Action of *Bacillus thuringiensis* on *Eucalyptus* Snout Beetle *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae) larvae. IN: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON BIOLOGICAL CONTROL OF ARTHROPODS, 5, 2017. Langkawi. Proceedings..., Langkawi, p. 263-265, 2017b.

HUBER, J. T.; PRINSLOO, G. L. Redescription of *Anaphes nitens* (Girault) and description of two new species of *Anaphes* Haliday (Hymenoptera: Mymaridae), parasites of *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae) in Tasmania. Austral Entomology, v. 29, n. 4, p. 333-341, 1990.

ICNF. INSTITUTO DA CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E DAS FLORESTAS. Plano de controlo para o inseto *Gonipterus platensis* (gorgulho-do-eucalipto): 2ª Fase 2014-2015. Lisboa, 2015. 19 p. Disponível em: < <http://www.icnf.pt/portal/florestas/frag-doe/plan-rel/resourc/doc/plan/plano-acao-gorgulgo-2fase-vf> >. Acesso em: 13 jul. 2017.

LOCH, A. D. Parasitism of the *Eucalyptus* weevil, *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal, by the egg parasitoid, *Anaphes nitens* Girault, in *Eucalyptus globulus* plantations in southwestern Australia. Biological Control, v. 47, n. 1, p. 1-7, 2008.

LOTTERING, R.; MUTANGA, O. Optimising the spatial resolution of WorldView-2 pansharpened imagery for predicting levels of *Gonipterus scutellatus* defoliation in KwaZulu-Natal, South Africa. ISPRS Journal of Photogrammetry and Remote Sensing, v. 112, p. 13-22, 2016.

MAPONDERA, T. S., et al. Identification and molecular phylogenetics of the cryptic species of the *Gonipterus scutellatus* complex (Coleoptera: Curculionidae: Gonipterini). Australian Journal of Entomology, v. 51, n. 3, p. 175-188, 2012.

MARELLI, C. A. Estudio sobre una peste de los eucaliptos descubierta en la Argentina. Ministerio de Obras Públicas de la Provincia de Buenos Aires. La Plata: Taller de Impresiones Oficiales, 1928.

MAYORGA S. I.; JAUQUES, L.; PERAGALLO, M. *Anaphes tasmaniae*, parasitoid of *Gonipterus platensis* (Marelli, 1926) (Coleoptera: Curculionidae) introduced in Chile. In: International Symposium On Biological Control Of Arthropods, 4., 2013, Pucón, Chile. Proceedings... Pucón: Gran Hotel Pucón, 2013. p. 298.

NASCIMENTO, L. I., et al. First record of *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae) as predator of *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae) larvae and adults. Florida Entomologist, v. 100, n. 3, p. 675-677, 2017.

OLIVEIRA, N. C. Biologia de *Gonipterus scutellatus* (Coleoptera: Curculionidae) em *Eucalyptus* spp. em diferentes temperaturas. 2006. vii, 82 f. Tese (Doutorado em Agronomia - Proteção de Plantas) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu, 2006.

PÉREZ OTERO, R.; MANSILLA VÁZQUEZ, P.; RODRÍGUEZ IGLESIAS, J. Eficacia y efectos en laboratorio de diferentes insecticidas en el control del defoliador del eucalipto *Gonipterus scutellatus* y de su parasitoide *Anaphes nitens*. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, v. 29, n. 4, p. 649-658, 2003.

REIS, A. R. et al. Efficiency of biological control of *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae) by *Anaphes nitens* (Hymenoptera: Mymaridae) in cold areas of the Iberian Peninsula: Implications for defoliation and wood production in *Eucalyptus globulus*. *Forest Ecology and Management*, v. 270, p. 216-222, 2012.

ROSADO-NETO, G.H.; MARQUES, M.I. Características do adulto, genitália e formas imaturas de *Gonipterus gibberus* Boisduval e *G. scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera, Curculionidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba, v. 13, n. 1, p. 77-90, 1996.

SAG. Informativo Fitosanitário Florestal. Servicio Agrícola y Ganadero, Santiago, Chile, n. 9, 2014, 8p. Disponível em: < http://www.sag.cl/sites/default/files/informativo_9.pdf>. Acesso em: 13 jul. 2017.

SAG. Balance de gestión integral año 2015. Servicio Agrícola y Ganadero, Santiago, Chile, 2016, 84p. Disponível em: < http://www.sag.cl/sites/default/files/bgi_sag_2015_vf.pdf >. Acesso em: 13 jul. 2017.

SANCHES, M. A. Influência da temperatura no desenvolvimento de *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal 1833 (Coleoptera, Curculionidae) em *Eucalyptus viminalis* Labill, Aspectos bionômicos e parasitismo na Região de Curitiba (PR). 1993. XV+65p. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1993.

SANCHES, M. A. Parasitismo de ovos de *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal, 1833 e *Gonipterus gibberus* Boisduval, 1835 (Coleoptera, Curculionidae) por *Anaphes nitens* (Girault, 1928) (Hymenoptera, Mymaridae) em Colombo (Paraná, Brasil). *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 67, n. 1, p. 77-82, 2000.

SANTOLAMAZZA-CARBONE, S. & CORDERO RIVERA, Egg load and adaptive superparasitism in *Anaphes nitens*, an egg parasitoid of the Eucalyptus snout-beetle *Gonipterus scutellatus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, v. 106, p. 127-134, 2003a.

SANTOLAMAZZA-CARBONE, S. & CORDERO RIVERA, A. Superparasitism and sex ratio adjustment in a wasp parasitoid: results at variance with Local Mate Competition? *Oecologia*, v. 136, n. 3, p. 365-373, 2003b.

SANTOLAMAZZA-CARBONE, S. & FERNÁNDEZ DE ANA-MAGÁN, F. J. Testing o selected insecticides to assess the viability of the integrated pest management of the *Eucalyptus* snout-beetle *Gonipterus scutellatus* in north-west Spain. *Journal of Applied Entomology*, v. 128, n. 9-10, p. 620-627, 2004.

SANTOLAMAZZA-CARBONE, S.; RODRIGUEZ-ILLAMOLA, A.; CORDERO RIVERA, A. Host finding and host discrimination ability in *Anaphes nitens* Girault, an egg parasitoid of the *Eucalyptus* snout-beetle *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal. *Biological Control*, v. 29, n. 1, p. 24-33, 2004.

SANTOLAMAZZA_CARBONE, S.; RODRÍGUEZ_ILLAMOLA, A.; CORDERO RIVERA, A. Thermal requirements and phenology of the eucalyptus snout beetle *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal. *Journal of Applied Entomology*, v. 130, n. 6-7, p. 368-376, 2006.

SARMENTO, A. M. P. A first approach to the development of an innovative trapping system for *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae, Gonipterini). 2015. 52 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Gestão Ambiental) – Universidade de Lisboa,

Faculdade de Ciências, 2015.

SOUZA, N. M., et al. Ressurgência de uma antiga ameaça: Gorgulho-do-eucalipto *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae). *Circular Técnica* 209. Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais: Piracicaba, Brasil, 2016. 20 p.

SOUZA, N. M. *Gonipterus platensis* (Coleoptera: Curculionidae): infestação em eucalipto, aspectos morfológicos e biológicos e controle. 2016. vi, 83 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Proteção de Plantas) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu, 2006.

TOOKE, F. G. C. The eucalyptus snout beetle, *Gonipterus scutellatus* Gyll. a study of its ecology and control by biological means. *Entomology Memoirs*. Department of Agriculture and Forestry, Union of South Africa, 1955.

TRIBE, G.D. The present status of *Anaphes nitens* (Hymenoptera: Mymaridae), an egg

parasitoid of the *Eucalyptus* snout beetle *Gonipterus scutellatus*, in the Western Cape Province of South Africa. Southern African Forestry Journal, n. 203, p. 49-54, 2005.

VALENTE, C. et al. Control strategy against the eucalyptus snout beetle, *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera, Curculionidae), by the Portuguese cellulose industry. In: BORRALHO, N. et al. (eds.). *Eucalyptus* in a Changing World: Proceedings of IUFRO

Conference, Aveiro, Portugal, p. 622-627, 2004.

VALENTE, C. et al. Pre-selection and biological potential of the egg parasitoid *Anaphes inexpectatus* for the control of the *Eucalyptus* snout beetle, *Gonipterus platensis*. Journal of Pest Science, v. 90, n. 3, p. 911-923, 2017.

WILCKEN, C. F., et. al. Eficiência de *Beauveria bassiana* (Boveril) no controle do gorgulho do eucalipto *Gonipterus scutellatus* (Coleoptera: Curculionidae) em condições de laboratório. IN: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 9, 2005. Recife. Anais ..., Recife, p. 109, 2005.

WILCKEN, C. F., et al. Ocorrência de *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae) em plantações de eucalipto no Estado do Espírito Santo. Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo, p. 113-115, 2008a.

WILCKEN, C. F., et. al. Biological control of eucalyptus snout beetle (*Gonipterus scutellatus*) in eucalyptus clonal plantations in Espírito Santo State, Brazil. IUFRO Recent Advances in Forest Entomology, Pretoria, África do Sul. p. 41, 2008b.

ZIMMERMANN, G. Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*. Biocontrol Science and Technology, v. 17, n. 6, p. 553-596, 2007.

16.3.5 *Leptocybe invasa*

AMANDA RODRIGUES DE SOUZA¹; BARBARA DE OLIVEIRA PURETZ¹; CAROLINA JORGE GONZALEZ^{1,2}; CARLOS FREDERICO WILCKEN¹

¹Laboratório de Controle Biológico de Pragas Florestais, Faculdade de Ciências Agrônômicas - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (UNESP), R. José Barbosa de Barros, 1780, Fazenda Lageado, 18610-307, Botucatu, São Paulo, Brasil.

²Instituto Superior de Estudios Forestales, Centro Universitario de Tacuarembó - Universidad de la República (UdelaR). Ruta 5 km 387, Tacuarembó, Tbé., Uruguai.

Leptocybe invasa Fisher & La Salle, 2004 (Hymenoptera: Eulophidae)

Local de origem: Austrália

Nome popular: vespa-da-galha, vespa-da-galha-do-eucalipto.

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, BA, ES, GO, MA, MG, MT, MS, PA, PI, PR, PE, RS, SC, SP, SE e TO.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

As fêmeas adultas de *Leptocybe invasa* são pequenas vespas de coloração marrom escuro com brilho metálico azul-esverdeado, principalmente na cabeça e no tórax, e as coxas anteriores são amarelas (Mendel et al., 2004). As fêmeas medem de 1,1 a 1,4 mm (Mendel et al., 2004). Os machos possuem a coloração semelhante à fêmea, medem de 0,8 a 1,2 mm de comprimento e são mais escassos (Dogănlar, 2005). Os adultos possuem o escutelo dividido em três faixas, o que caracteriza essa espécie. O abdômen é arredondado nas fêmeas e alongado nos machos (Dogănlar, 2005). As antenas são de seis segmentos nas fêmeas e sete nos machos, os últimos três segmentos constituem a clava (Mendel et al., 2004; Dogănlar, 2005).

O ataque das fêmeas de *L. invasa* ocorrem em partes das plantas de *Eucalyptus* spp. e *Corymbia citriodora* em crescimento, como folhas e ramos formando galhas (Figura 2) (Nugnes et al., 2015; Wilcken et al., 2015a). Os ovos são ovais, brancos e semitransparentes (Viggiani, 2015) (Figura 3). Acredita-se que as fêmeas de *L. invasa* injetam algumas substâncias nos tecidos das folhas dos eucaliptos, que ajudam na sobrevivência dos seus ovos.



Figura 2. Galhas causadas por *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) em eucalipto (Myrtaceae) (A) (Foto: Genesio T. Ribeiro); orifícios de emergência de adultos em galhas causadas por *L. invasa* em folhas de eucalipto (B).



Figura 3. Ovo de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae). Foto: Genesis T. Ribeiro.

Após a eclosão, ocorre o desenvolvimento das larvas. Essas são de coloração branca, medem 0,8 a 1 mm de comprimento e 0,7 a 0,8 mm de largura, apresentando aspecto vermiforme, e se desenvolvem no interior das galhas (Viggiani, 2015). As larvas secretam substâncias similares a hormônios de crescimento produzidos pelas plantas de eucalipto, que induzem a modificação dos tecidos afetados, tornando-os indiferenciados, assim com o aumento do tamanho (hipertrofia) e número (hiperplasia) das células vegetais ocasionando a formação das galhas (Mani, 1992; Rohfritsch, 1992). Portanto, as galhas são estruturas anormais de tecidos das plantas que são induzidos e mantidos pelo inseto e fornecem nutrição e proteção para os mesmos (Inbar et al., 2010), porém o mecanismo de desenvolvimento da galha ainda é pouco conhecido.

O desenvolvimento de *L. invasa* ocorre dentro da galha e por isso é difícil de estabelecer com precisão a duração de cada fase do ciclo de vida do inseto. O crescimento da galha é o reflexo do desenvolvimento da vespa-da-galha, no interior da mesma (Mendel et al., 2004). Cinco estágios de desenvolvimento das galhas de *L. invasa* foram propostos em plantas de *Eucalyptus camaldulensis* em Israel (Mendel et al., 2004). Entretanto, quatro fases de desenvolvimento de *L. invasa* foram observadas em plantas de clone de *E. grandis* x *E. camaldulensis*, no Brasil (Souza, 2016). As fases propostas por Souza (2016) são: fase 1 caracterizada pelas cicatrizes de oviposição (duração média de nove dias); a

fase 2 caracterizada pela formação de galhas arredondadas de coloração verde, adquirindo uma coloração rosa ao final dessa fase; a fase 3 em que as galhas apresentam maior tamanho e alteração de cor rosa para coloração avermelhada; e a fase 4 é caracterizada pela presença dos orifícios de emergência dos adultos (Figura 4). Após o desenvolvimento, os adultos emergem das galhas através de orifícios feitos com as mandíbulas, e as fêmeas saem à procura de novas plantas hospedeiras e as infestam para oviposição (Mendel et al., 2004).



Figura 4. Orifício de emergência de adultos de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) que emergiram das galhas. Foto: Genesio T. Ribeiro.

O ciclo biológico da vespa-da-galha (desde a oviposição até a emergência) é variável conforme as espécies ou clones de eucalipto atacadas e as condições climáticas do local (Mendel et al., 2004; Kavitha-Kumari et al., 2010; Souza, 2016). O ciclo de *L. invasa* é de 132,6 dias, em plantas de *E. camaldulensis* mantidas em casa-de-vegetação, em Israel (Mendel et al., 2004); em média 60 dias em plantas de *E. tereticornis* na Índia (Kavitha-Kumari et al., 2010); e 46 dias em plantas de *E. camaldulensis*, na Tailândia (Sangtongpraow; Charernson; Siripatanadilok, 2011). A duração do ciclo, no clone 3025 (*E. grandis* x *E. camaldulensis*) é de 87 dias, em casa-de-vegetação no município de Botucatu, São Paulo, Brasil (Souza, 2016).

A longevidade de *L. invasa* é influenciada pela temperatura e alimento (Souza, 2016). Os adultos da vespa-da-galha sobrevivem em torno de seis dias quando são alimentados com mel e água, e três dias sem alimento (Mendel et al., 2004; Sangtongpraow et al., 2011). As maiores longevidades de fêmeas de *L. invasa* foram obtidas quando foram alimentadas com mel 50%, mel 100% e mel 100% e folhas de eucalipto, com médias de 8,92, 7,08 e 7,00 dias respectivamente, e nas temperaturas de 14 °C e 18 °C, com médias de 33,28 e 29,36 dias, respectivamente (Souza, 2016).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

No Brasil, *L. invasa* foi detectada, pela primeira vez, em mudas de eucalipto em viveiro e árvores adultas de clones híbridos de *E. camaldulensis* x *E. grandis* no nordeste da Bahia, em 2007, e em São Paulo no mesmo ano (Costa et al., 2008). Acredita-se que a introdução desse inseto no Brasil foi acidental, em mudas ou materiais de *Eucalyptus*, por exemplo, em sementes sujas com partes florais do eucalipto, ou mesmo na importação de madeira, procedentes da Austrália.

A vespa-da-galha é praga importante de *Eucalyptus* spp. na maior parte dos países onde é plantado comercialmente (Zheng et al., 2014). A suscetibilidade de *Eucalyptus* spp. e híbridos a *L. invasa* está relacionada a fatores genéticos e ambientais, o que pode ser explorado em programas de melhoramento nas empresas florestais (Souza et al., 2015; Souza, 2016). As espécies de eucalipto mais atacadas pela vespa-da-galha são *E. camaldulensis*, *E. grandis*, *E. saligna*, *E. tereticornis* e seus híbridos (Nadel & Slippers, 2011; Jorge et al., 2016). O ataque de *L. invasa* foi registrado nas espécies *E. botryoides*, *E. bridgesiana*, *E. deanei*, *E. exsertaria*, *E. globulus*, *E. propinqua*, *E. robusta* e *E. viminalis* (Tung & La Salle, 2010). O ataque de *L. invasa* em mudas de *E. amplifolia* foi observado no estado de São Paulo, sendo o primeiro relato desta espécie como hospedeira. Além das várias espécies de eucalipto, *L. invasa* ocasionalmente causa galhas em árvores de *Corymbia citriodora* nos estados de Minas Gerais e São Paulo.

Os sintomas ocasionados por *L. invasa* podem ser observados pela formação das galhas nas nervuras centrais e pecíolos das folhas e ramos jovens de mudas e árvores adultas (Figura 1-A) (Nugnes et al., 2015; Wilcken et al., 2015a). As galhas causam deformação nas folhas, desfolha e seca dos ponteiros, podendo causar o retardamento do crescimento de mudas e árvores de eucalipto

(Wilcken & Berti Filho, 2008). Entretanto, os maiores prejuízos ocorrem em viveiros e em plantios novos com materiais suscetíveis.

Em casos de altos níveis de infestação, pode ocorrer atraso no crescimento das plantas (Nyeko et al., 2010) e redução na produtividade das plantações de eucalipto (Lawson et al., 2012; Zheng et al., 2014). O desenvolvimento das galhas pode ocasionar o anelamento dos vasos, causando a morte das plantas.

Considerando que *L. invasa* é uma praga recentemente descrita, pouco se sabe sobre esse inseto. Os níveis de controle e de dano econômico em plantações de eucaliptos são desconhecidos.

MANEJO

Monitoramento

No Brasil, o monitoramento deste inseto é realizado com armadilhas adesivas amarelas ou pela contagem de galhas presentes nas folhas, pecíolos e hastes dos ramos infestados (Wilcken, et al., 2015a). As armadilhas amarelas são colocadas amarradas com barbante entre duas árvores de eucalipto, a uma altura de 1,6 metros do solo, e substituídas por novas armadilhas, geralmente com frequência mensal. O número de armadilhas empregadas no monitoramento nas plantações de eucalipto depende de cada empresa florestal. Para a contagem das galhas, não existe um protocolo definido, consiste em quantificar o número de galhas presentes em ramos de plantas de eucalipto infestados e verificar a severidade do dano causado por *L. invasa*.

Controle físico/mecânico

Vários pesquisadores têm relatado a efetividade da atratividade de armadilhas amarelas adesivas para a vespa-da-galha-eucalipto (Kulkarni, 2010; Vastrad et al., 2010; Wilcken et al., 2015a). Essas armadilhas são utilizadas para monitoramento das densidades populacionais da vespa-da-galha-do-eucalipto, mas quando utilizada em grande quantidade em viveiros e jardins clonais podem auxiliar na redução da população desse inseto.

Controle silvicultural

A poda de ramos e o corte de plantas com sintomas do ataque da vespa-da-galha é uma alternativa. Esse material vegetal infestado deve ser enterrado (Wilcken et al., 2015b) ou incinerado para assegurar a morte dos indivíduos no interior das galhas.

No viveiro, no caso de minijardim clonal, os ponteiros das mudas infestados por *L. invasa* devem ser cortados e enterrados. Na produção de mudas, quando as galhas são detectadas, estas mudas devem ser descartadas e enterradas (Wilcken et al., 2015b).

No campo, eucaliptos com até um ano de idade e altamente infestados devem ser cortados e enterrados para diminuir o nível populacional da praga (Wilcken et al., 2015b). Alguns meses após a colheita das árvores de eucalipto, uma espécie ou clone resistente ao ataque da vespa-da-galha deve ser plantado nessa área, para inviabilizar o estabelecimento da praga novamente na área.

Resistência

Os estudos de melhoramento genético e seleção de espécies e clones de eucalipto são focados nos materiais com resistência ao ataque da vespa-da-galha-do-eucalipto e de alta produtividade.

Diversas espécies e híbridos de eucaliptos têm sido relatados como suscetíveis à vespa-da-galha-do-eucalipto (Jorge et al., 2016). Algumas espécies são consideradas resistentes ou pouco preferidas por *L. invasa*, dentre elas: *C. torrelliana*, *E. alba*, *E. cladocalyx*, *E. cloeziana*, *E. gomphocephala*, *E. leucoxyton*, *E. nitens*, *E. sideroxyton* e *E. smithii* (Nadel & Slippers, 2011; Ditritch-Schröder, 2012).

Algumas espécies e clones de *Eucalyptus* e *Corymbia* já foram consideradas materiais resistentes anteriormente e, atualmente, são hospedeiras de *L. invasa* e por isso merecem atenção. Nesse contexto, tem-se a espécie *C. citriodora* antes relatada como resistente (Nadel & Slippers, 2011), mas que apresenta alguns materiais com galhas de *L. invasa* no Brasil.

Controle biológico

O controle biológico é fundamental no manejo de *L. invasa* (Kim et al.,

2008; Kulkarni et al., 2010), principalmente pela introdução de inimigos naturais presentes no local de origem da praga (Wilcken et al., 2015a). Várias espécies de parasitoides da família Eulophidae, Torymidae, Mymaridae e Scelionidae estão associadas a galhas de *L. invasa* (Kim et al., 2008; Gupta & Poorani, 2009; Kulkarni, 2010, Dittrich-Schröder et al., 2014).

No entanto, poucas espécies foram exploradas como agentes de controle de *L. invasa*. Na China, três espécies com potencial de controle dessa praga foram encontradas, sendo *Quadrastichus mendeli* Kim & La Salle (Eulophidae), *Aprostocetus causalis* La Salle & Wu (Eulophidae) e *Megastigmus viggianii* Narendran & Sureshan (Torymidae), com taxas de parasitismo de 2,96% a 19,53%; 2,30% a 26,38%; e 24,93%, respectivamente (Zheng, 2016). Em Israel, o controle de *L. invasa* foi realizado por *Selitrichodes kryceri* Kim & La Salle e *Q. mendeli*, ambos importados da Austrália. As taxas de parasitismo são de 46 a 59,0 % para *S. kryceri*, e de 62 a 84 % para *Q. mendeli* (Kim et al., 2008). *Selitrichodes neseri* Kelly & La Salle (Eulophidae) é de origem australiana e foi introduzida na África do Sul, e apresenta capacidade de parasitismo de 9.7% a 71.8% das galhas de *L. invasa*, em laboratório (Dittrich-Schröder et al., 2014).

A espécie *S. neseri* foi importada para o Brasil, em 2015. Atualmente esse parasitoide vem sendo avaliado como uma espécie promissora em programas de controle biológico clássico da vespa-da-galha no país (Souza et al., 2015, Mason et al., 2017) por apresentar curto ciclo de vida, boa capacidade de parasitismo e alta especificidade ao hospedeiro (Dittrich-Schröder et al., 2014).

Quanto aos parasitoides nativos do Brasil, a espécie *Megastigmus brasiliensis* Doğanlar, Zaché, Wilcken, 2013 (Hymenoptera: Torymidae) foi registrada (Doğanlar et al., 2013) em Minas Gerais e São Paulo, embora não tem sido utilizada para controle da vespa-da-galha-do-eucalipto por apresentar um baixo nível de parasitismo e pela dificuldade de criação em laboratório (Souza et al., 2015).

Controle químico

O uso de inseticidas químicos tem sido explorado, especialmente em viveiros e jardins clonais. Vários grupos químicos têm sido estudados, dentro dos quais destacam-se os piretroides e os neonicotinoides, com o último apresentando maior eficiência (Kulkarni, 2010; Ramos, 2015).

Os neonicotinoides testados foram acetamiprido, imidacloprido e tiame-

toxam. Testes de eficiência e resíduos de diferentes dosagens de tiametoxam (37,5; 75 e 112,5 g.m⁻²) e imidacloprido (4,1, 8,3 e 12,5 g.m⁻²) no controle de *L. invasa* foram realizados, sendo este último na dosagem de 12,5 g.m⁻², o mais efetivo para ambos parâmetros avaliados (Cegatta & Villegas, 2013).

Os inseticidas acetamiprido 20 SP 0,2 g/L, azadiractina 0.03% EC 3.0 mL/L, dimetoato 30 EC 1,5 mL/L, imidacloprido 17,8 SL 0,3 mL/L, profenofós 50 EC 2,0 mL/L e tiametoxam 25 WG 0.2 g/L foram testados para o pré-tratamento em viveiro, com quatro aplicações quinzenais na Índia. O tiametoxam foi o mais efetivo seguido do imidacloprido (Kulkarni, 2010). Os inseticidas acetamiprido 20 SP 0.20 g/L, azadiractina 0.03% EC 3 mL/L, metomil 40% SP 0.60 g/L, tiacloprido 240 SC + tiodicarbe 75% WP 2.00 mL/L +1.00 g/L e tiametoxam 25 WG 0.20 g/L, foram testados em campo com quatro aplicações quinzenais pelo mesmo autor. O imidacloprido e a azadiractina foram os mais efetivos no controle de *L. invasa* (Kulkarni, 2010). Acetamiprido + lambda-cialotrina 2% 2 mL/L; cipermetrina 25%(C) 0,5 mL/L e imidacloprido 35%(I) 0,15 mL/L, foram testados com aplicações a cada uma, duas e três semanas na Argentina. A primeira combinação foi a mais efetiva e a cipermetrina teve boa efetividade na aplicação semanal (Ramos, 2015). Em teste realizado com os inseticidas imidacloprido, imidacloprido + beta-ciflutrina, tiacloprido, tiametoxam e tiametoxam + lambda-cialotrina, foi o imidacloprido a 1 g i.a./L que apresentou maior eficiência na redução de emergência de adultos de *L. invasa*, no Brasil (Masson, 2015). Portanto, os resultados com inseticidas químicos têm sido divergentes com relação à eficácia no controle da vespa-da-galha-do-eucalipto.

Os inseticidas químicos registrados para controle de *L. invasa* em viveiro no Brasil são dois neonicotinoides (imidacloprido e tiametoxam), um piretroide (bifentrina) e um metilcarbamato de benzofuranila (carbosulfano) (AGROFIT, 2017).

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. 2017. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 13 Jun. 2017.
- CEGATTA I.R. & VILLEGAS C. 2013. Eficiência de dois inseticidas sistêmicos no controle de *Leptocybe invasa* em mudas de *Eucalyptus camaldulensis*. Revista Instituto Florestal. 25(2): 215-221.
- COSTA, V.A.; BERTI FILHO, E.; WILCKEN, C.F.; STAPE, J.L.; LA SALLE, J.; TEIXEIRA, L.D. 2008. *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) in Brazil. New forest pest reaches the new world. Rev. Agric., v. 83, p. 136-139.
- DITTRICH-SCHRÖDER G, HARNEY M, NESER S, JOFFE T, BUSH S, HURLEY BP,

- WINGFIELD MJ, SLIPPERS B. 2012. Diversity in *Eucalyptus* susceptibility to the gall-forming wasp *Leptocybe invasa*. *Agricultural and Forest Entomology* 14: 419–427.
- DITTRICH-SCHRÖDER, G.; HARNEY, M.; NESER, S.; JOFFE, T.; BUSH, S.; HURLEY, B.P.; WINGFIELD, M.J.; SLIPPERS, B. 2014. Biology and host preference of *Selitrichodes neseri*: A potential biological control agent of the *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa*. *Biological Control*, v. 78, p. 33-41.
- DOGÄNLAR O. 2005. Occurrence of *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle, 2004 (Hymenoptera: Chalcidoidea) on *Eucalyptus camaldulensis* in Turkey, with a description of the male sex. *Zoology in the Middle East*. 35(1): 112-114.
- DOĞANLAR, M.; ZACHÉ, B.; WILCKEN, C.F. 2013. A new species of *Megastigmus* (Hymenoptera: Torymidae: Megastigminae) from Brazil. *Florida Entomologist*, v. 96, p. 196-199.
- GUPTA, A.; POORANI, J. 2009. Taxonomic studies on a collection of Chalcidoidea (Hymenoptera) from India with new distribution records. *Journal of Threatened Taxa*, v. 1, p. 300–304.
- INBAR, M.; IZHAKI, I.; KOPLOVICH, A.; LUPO, I.; SILANIKOVE, N.; GLASSER, T.; GERCHMAN, Y.; PEREVOLOTSKY, A.; LEV-YADUN, S. Why do many galls have conspicuous colours? A new hypothesis. *Arthropod Plant Interactions*, v.4, p. 1–6, 2010.
- KAVITHA-KUMARI, N.; KULKARNI, H.; VASTRAD, A.S.; GOUD, K.B. 2010. Biology of eucalyptus gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher and La Salle (Hymenoptera: Eulophidae). *Karnataka J. Agric. Sci.*, v. 23, p. 211–212.
- KELLY, J.; LA SALLE, J.; HARNEY, M.; DITTRICH-SCHRÖDER, G.; HURLEY, B. 2012. *Selitrichodes neseri* n. sp., a new parasitoid of the eucalyptus gall wasp *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae). *Zootaxa*, v. 3333, p. 50-57.
- KIM, I.K.; MENDEL, Z.; PROTASOV, A.; BLUMBERG, D.; LA SALLE, J. 2008. Taxonomy, biology and efficacy of two Australian parasitoids of the eucalyptus gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae). *Zootaxa*, v. 1910, p. 1-20.
- KULKARNI, H.D. 2010. Screening eucalyptus clones against *Leptocybe invasa* Fisher and La Salle (Hymenoptera: Eulophidae). *Karnataka J. Agric. Sci.*, v. 23, p. 87-90.
- KUMARI K.N. 2010. Bioecology and management of *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae). Tese do mestrado em Ciências Agrárias da University of Agricultural Sciences, Dharwad India. 79 pp.
- JORGE, C.; MARTÍNEZ, G.; GÓMEZ, D.; BOLLAZZI, M. 2016. First record of the eucalypt gall-wasp *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) from Uruguay. *Revista Bosque*. 37(3): 631-636.
- MASSON, M.V. 2015. Dinâmica populacional e manejo de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) em plantações de eucalipto. 86 f. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas.
- MASSON, M.V.; TAVARES, W.S.; LOPES, F.A.; SOUZA, A.R.; FERREIRA-FILHO, PEDRO, J.; BARBOSA, L.R.; WILCKEN, C.F.; ZANUNCIO, J.C. *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae) recovered from *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) galls after initial release on *Eucalyptus* (Myrtaceae) in Brazil, data and biology. *Florida Entomologist*, 100(3): 589-593.
- MANI, M.S. Introduction to cecidology. In: Shorthouse, J.D. & Rohfritsch, O. (Eds.). *Biology of insect-induced galls*. Oxford University Press, 1992. 285p.
- MENDEL, Z.; PROTASOV, A.; FISHER, N.; LA SALLE, J. 2004. Taxonomy and biology of *Leptocybe invasa* gen. & sp. n. (Hymenoptera: Eulophidae), an invasive gall inducer on *Eucalyptus*. *Australian Journal of Entomology*, v. 43, p. 101 –113.
- NADEL RL, B SLIPPERS. 2011. *Leptocybe invasa*, the blue gum chalcid wasp. ICFR, South Africa. Acesso: 10/06/2017. Available at: <http://www.forestry.co.za/uploads/File/home/notices/2011/ICFR%20IS01-2011gallwasp.pdf>.

- NUGNES F, GEBIOLA M, MONTI MM, GUALTIERI L, GIORGINI M.; WANG J, BERNARDO H. 2015. Genetic diversity of the invasive gall wasp *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) and of its *Rickettsia* endosymbiont, and associated sex-ratio differences. PLoS ONE 10: 1–19.
- RAMOS S.O. 2015. Efecto de insecticidas sobre la formación y desarrollo de las agallas de *Leptocybe invasa* en eucaliptos. Revista FAVE - Ciencias Agrarias. 14 (2): 1-7.
- ROHFRITSCH, O. Patterns in gall development. In: SHORTHOUSE, J.D. & ROHFRITSCH, O. (Eds.). Biology of insect-induced galls. Oxford University Press, 1992. 285p.
- SANGTONGPRAOW, B.; CHARERNSON, K.; SIRIPATANADILOK, S. 2011. Longevity, fecundity and development time of *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) in Kanchanaburi Province, Thailand. Thai Journal of Agricultural Science, v. 44, p. 155–163.
- SOUZA, A.R.; PURETZ, B.O.; SOUZA, N.M.; BECCHI, L.K.; VELOSO, S.G.M.; WILCKEN, C.F. 2015. Controle biológico de pragas exóticas de *Eucalyptus* spp, pp. 71-84 In BALDIN, E.L.L.; KRONKA, A.Z.; FUJIHARA, R.T. (Eds), Proteção Vegetal. Fepaf, Botucatu, Brasil.
- SOUZA, A.R. 2016. Levantamento populacional e aspectos biológicos de *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) e de seu parasitoide *Selitrichodes neseri* (Hymenoptera: Eulophidae). 83 f. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônomicas.
- TUNG, G.S.; LA SALLE, J. 2010. Pest alert-a newly discovered invasion of gall-forming wasps, *Leptocybe invasa* (Fisher & La Salle), on *Eucalyptus* trees in Taiwan. Formosan Entomol., v. 30, p. 241-245.
- VASTRAD A. S., KAVITHA KUMARI N., BASAVANA GOUD K., VIRAKTAMATH S. 2010. Monitoring eucalyptus gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher and La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) using yellow sticky trap in eucalyptus plantation. Karnataka J. Agric. Sci., 23(1): 215-216.
- VIAGGIANI G. 2015. Description of the final-instar larvae of the gall inducer wasps *Aprostocetus monacoi* Viggiani and *Leptocybe invasa* Fisher et La Salle (Hymenoptera, Chalcidoidea: Eulophidae). Entomological Review. 2015. 95(4): 447–449
- WILCKEN, C. F.; BERTI FILHO, E. 2008. Vespa-da-galha do eucalipto (*Leptocybe invasa*) (Hymenoptera: Eulophidae): nova praga de florestas de eucalipto no Brasil. 11 p. IPEF, Botucatu.
- WILCKEN, C.F.; ZACHÉ, B.; MASSON, M.V.; PEREIRA, R.A.; BARBOSA, L.R.; ZANUNCIO, J.C. 2015a. A vespa-da-galha-do-eucalipto, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle. In: VILELA, E.F.; ZUCCHI, R.A. Pragas Introduzidas no Brasil. Insetos e ácaros. Piracicaba: Fealq, v.1, cap. 50, p. 835–844.
- WILCKEN, C.F.; RODRIGUES DE SOUZA A.; MASSON, M.V.; BARBOSA, L.R.; JUNQUEIRA L.R. 2015b. La avispa dela agalla: Estado actual y métodos de control. Em actas: XXIX Jornadas Forestales de Entre Ríos, Concordia, Argentina. Setembro de 2015.pp:1-6.
- ZHENG X.L.; HUANG, Z.Y.; DONG, D.; GUO, C.H., LI, J.; YANG, Z.D.; YANG, X.H.; LU, W. 2016. Parasitoids of the eucalyptus gall wasp *Leptocybe invasa* (Hymenoptera: Eulophidae) in China. Parasite, v. 23, p. 1-7.
- ZHENG, X.L.; LI, J.; YANG, Z.D.; XIAN, Z.H.; WEI, J.G.; LEI, C.L.; WANG, X.P.; LU, W. 2014. A Review of invasive biology, prevalence and management of *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae). African Entomology, v. 22, p. 68-79.

16.3.6 *Ophelimus maskelli*

PEDRO GUILHERME LEMES¹; FERNANDO GUSTAVO DOS REIS FREITAS¹; BÁRBARA MONTEIRO DE CASTRO E CASTRO²; JOSÉ COLA ZANUNCIO²

¹Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias, Av. Universitária, 1000, Bairro Universitário, CEP 39404-547, Montes Claros, Minas Gerais, Brasil. pedroglemes@hotmail.com

²Departamento de Entomologia/BIOAGRO, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. zanuncio@ufv.br

Ophelimus maskelli (Ashmead, 1900) (Hymenoptera: Eulophidae)

Local de origem: Austrália

Nome popular: vespa-da-galha-vermelha

Estado brasileiro onde foi registrada: SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gênero *Ophelimus* Haliday, 1844 (Hymenoptera: Eulophidae), pertence à subfamília Ophelminae, com 50 espécies descritas (Bouček, 1988; Burks et al., 2011). As espécies que atacam o eucalipto são *Ophelimus eucalypti* (Gahan, 1922) (McLaren et al., 1989), *Ophelimus mediterraneus* Borowiec & Burks, 2019 (Borowiec et al., 2019), *Ophelimus maskelli* (Ashmead, 1900) (Protasov et al., 2007a) e *Ophelimus migdanorum* Molina-Mercader (Molina-Mercader et al., 2019).

Ophelimus maskelli, a vespa-da-galha-vermelha, forma galhas em folhas de eucalipto (Huber et al., 2006). Esta espécie foi descrita na Nova Zelândia como *Pteroptrix maskelli* (Ashmead, 1900), apesar de ser originária da Austrália. *Ophelimus maskelli* disseminou-se, com registros na África do Sul (Bush et al., 2016), Argélia (Caleca, 2010), Argentina (Aquino et al., 2014), Estados Unidos (Burks et al., 2015), Israel (Mendel et al., 2007), Itália (Garonna et al., 2018), Marrocos (Maatouf & Lumaret, 2012), Montenegro (Hrnčić et al., 2017), Portugal (Branco et al., 2009), Tunísia (Dhahri & Jamaa, 2010), Turquia (Doğanlar & Mendel, 2007b) e, em abril de 2020, no Brasil (Wilcken & Mota, 2020).

O primeiro registro de *O. maskelli* no Brasil foi em mudas de um híbrido de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus camaldulensis* (Clone 3025) e em *Eucalyptus punctata*, *Eucalyptus tereticornis* e *Eucalyptus saligna*, do programa de melhoramento florestal do viveiro do IPEF, em Piracicaba, São Paulo, em abril de 2020. Folhas com grande número de galhas espalhadas no limbo foliar, com padrão e forma diferentes daquelas de *Leptocybe invasa* (colocadas na nervura central e pecíolos, ver capítulo 16.3.5), foram observadas, encaminhadas ao Prof. Carlos F. Wilcken, da UNESP de Botucatu, que identificou o galhador como sendo *O. maskelli* (Wilcken & Mota, 2020).

A vespa *O. maskelli* se reproduz por patogênese telítoca, ou seja, sem a necessidade de machos (Protosov et al., 2007b) e, apenas fêmeas emergem das galhas (Wilcken & Mota, 2020). Esse inseto oviposita na lâmina foliar, preferencialmente, próximo ao pecíolo, ao contrário de *Leptocybe invasa* (ver capítulo 16.3.5) que prefere ovipositar na nervura e no pecíolo. Uma larva desenvolve-se por galha. Essa vespa coloca, em média, 109 ovos, preferencialmente em folhas imaturas, com 30 a 45 dias de idade, distribuídos de forma aglomerada. A oviposição ocorre durante o dia, principalmente, no período da manhã (Protosov et al., 2007a). O número de galhas pode variar de 63 a 136 e o diâmetro das galhas de 0,9 a 1,2 mm.

O estágio larval de *O. maskelli* está diretamente associado ao desenvolvimento da galha, a qual passa por cinco estágios. O estágio 1 vai da oviposição aos primeiros sinais visíveis do desenvolvimento da galha, e a larva de primeiro ínstar fica visível ao final desta fase, quando uma área do mesófilo fica visível e uma mancha vermelha surge quando se expõe a folha ao sol; o 2 dura de 15 a 25 dias, deixando o tecido levemente inchado com a larva de segundo ínstar; o 3 dura de 16 a 27 dias com a galha atingindo seu tamanho máximo e visível em ambas as faces da folha com a larva do terceiro ínstar, ocupando de 15 a 20% da câmara larval; o 4 dura de 20 a 26 dias e a larva atinge seu tamanho máximo e empupa; e o 5 dura de cinco a 10 dias, até a emergência do adulto (Protosov, et al., 2007a). *Ophelimus maskelli* teve três gerações por ano em Israel, as quais foram chamadas de inverno, primavera e verão com durações de 95 a 105, 110 a 130 e 140 a 160 dias, respectivamente (Protosov et al., 2007a).

Adultos de *O. maskelli* tem coloração castanha-escura e tamanho de 0,83 a 1,07 mm (Matos, 2014; Protosov et al., 2007a). A presença de apenas um pelo setáceo na nervura submarginal da asa anterior é a característica principal dos adultos dessa espécie, diferenciando-os de seus congêneres (Protosov et al.,

2007a; Matos, 2014). As veias dominantes, marginais e estigmas são, distintamente, ampliadas e escurecidas, e a pós-marginal é mais comprida que a marginal (Doganlar & Mendel, 2007a), mesocuto médio e escuteto com dois pares de cerdas pequenas e antenas com quatro anéis e um único segmento funicular (Protasov et al., 2007a). A expectativa de vida dos adultos de *O. maskelli* é de 4,5 e 6,9 dias quando se alimentam de néctar de flores ou mel e água, respectivamente (Protasov et al., 2007a).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Ophelimus maskelli foi relatado em *E. botryoides*, *E. bridgesiana*, *E. camaldulensis*, *E. cinerea*, *E. globulus*, *E. grandis*, *E. gunnii*, *E. nicholii*, *E. pulverulenta*, *E. robusta*, *E. rudis*, *E. saligna*, *E. tereticornis* e *E. viminalis* (Protasov et al., 2007), das seções Exsertaria, Latoangulata e Maidenaria do gênero *Eucalyptus*, exceto *E. gomphocephala*, da seção Bissectaria (Branco et al., 2014).

A ocorrência desta praga no Brasil foi relatada, apenas, em Piracicaba e na região de Campinas em São Paulo, em abril de 2020, em *E. punctata*, *E. tereticornis*, *E. saligna* e híbridos de *E. grandis* x *E. camaldulensis* (Wilcken & Mota, 2020).



Figura 1. Galhas de *Ophelimus maskelli* Ashmead (Hymenoptera: Eulophidae) em folhas de *Eucalyptus camaldulensis* (Myrtaceae). Foto: Giancarlo Dessi.

As galhas de *O. maskelli* desenvolvem-se, simultaneamente, nas duas faces da folha, formando, inicialmente, pequenas pontuações de coloração esverdeada e mais avermelhadas, quando maduras, principalmente, quando expostas a radiação solar (Figura 1) (Matos, 2014; Borowiec et al., 2012; Protasov et al., 2007a), e por isso recebeu o nome popular de vespa-da-galha-vermelha. O tempo de vida das folhas diminui de acordo com o número de galhas, sendo de até 243 dias sem galhas e, em média, 70 dias com galhas. Árvores infestadas durante surtos dessa praga ficam com o dossel seco e podem ter queda prematura das folhas (Protasov et al., 2007a). Esse inseto, se não controlado, pode causar desfolhamento total e, conseqüentemente, a morte de árvores jovens ou recém-plantadas, com grandes prejuízos, como relatado em plantações de eucalipto, principalmente *E. camaldulensis*, no Mediterrâneo e Oriente Médio.

Em Montenegro, *O. maskelli* atacou árvores de *E. camaldulensis*, usado na ornamentação e as galhas nas folhas causaram impactos na paisagem urbana (Hrnčić et al., 2017).

Altas infestações de *O. maskelli* podem causar incômodo às pessoas, pois atividades humanas, na indústria ou culturas agrícolas próximas às plantações de eucalipto no Oriente Médio, foram interrompidas devido ao incômodo, causado aos trabalhadores, pela grande quantidade de vespinhas adultas durante o pico de emergência das referidas (Protasov et al., 2007).

MANEJO

Monitoramento

O monitoramento de *O. maskelli* é feito com armadilhas adesivas coloridas, com melhores resultados em Israel para as de coloração verde (15x15 cm) (Protasov et al., 2007a) colocadas a 1,8 m acima do solo (Mendel et al., 2017). Armadilhas amarelas podem, também, ser usadas, pois muitos produtores brasileiros utilizam-na no monitoramento do percevejo-bronzeado e do psílideo-de-concha. Este dispositivo é confiável e prático para o monitoramento, fornecendo informações sobre a densidade populacional da vespa *O. maskelli* e de seus parasitoides (Protasov et al., 2007b).

Árvores armadilhas, com material suscetível, como *E. camaldulensis*, podem ajudar na detecção rápida desse inseto e a vistoria das árvores no campo

é importante, principalmente, de espécies suscetíveis. Autoridades (Embrapa, MAPA ou pesquisadores da área) devem ser comunicadas, imediatamente, caso esse inseto seja detectado em outras regiões do Brasil.

Controle silvicultural/físico

O acesso de visitantes aos viveiros de mudas de eucalipto deve ser limitado e o comércio e transporte de mudas de áreas com a presença da vespa para outras regiões ou Estados sem a presença dela devem ser restringidos. *Leptocybe invasa* disseminou-se pelo Brasil dessa maneira, através da permuta de mudas entre empresas florestais, prática bastante comum.

Todo material vegetal em viveiros de mudas ou plantas no campo com a vespa-da-galha-vermelha ou com suspeita da sua presença deve ser coletado e incinerado, para evitar sua disseminação.

Resistência

De 84 espécies avaliadas, 15 demonstraram ser hospedeiras (citadas anteriormente) à *O. maskelli*, sendo *E. camaldulensis* e *E. tereticornis* as mais suscetíveis (Branco, 2007; Protasov et al., 2007a). No Brasil, *E. camaldulensis* e híbridos de *E. grandis* x *E. camaldulensis* foram os mais danificados e a infestação em *E. saligna* e *E. punctata* foi considerada média.

Controle biológico

Os principais inimigos naturais de *O. maskelli* são parasitoides de larvas nativos da Austrália (Mendel et al., 2007; Huber et al., 2006). Três espécies foram identificadas e liberadas em programas de controle biológico clássico de *O. maskelli* em Israel: *Closterocerus chamaeleon* (Girault) (Eulophidae: Entedoninae), *Stethynium ophelimi* e *Stethynium breviovipositor* (Hymenoptera: Mymaridae). Folhas com galhas foram coletadas nos locais de liberação e *C. chamaeleon* foi identificado como o principal responsável pelo parasitismo em campo. As outras duas espécies foram encontradas em menor número (Mendel et al., 2017).

O desenvolvimento de *C. chamaeleon* foi de três semanas a 25° C (Rizzo et al., 2006; Protasov 2007b). Este parasitoide foi coletado na Austrália e liberado para o controle da praga em Israel em 2005 (Mendel et al., 2007) e, 16 meses

depois, foi encontrado na cidade de Esmirna, Turquia, a 1.300 km de distância das áreas onde foi liberado inicialmente (Dorgans & Mendel, 2007b). Este parasitoide foi introduzido na Sicília e Calábria e 18 meses após sua liberação, dispersou-se por pouco mais de 150 km (Laudonia et al. 2006). A taxa de parasitismo foi de 62% em áreas a 2 km do local de liberação (Caleca et al., 2011) e mais de 65%, após 18 meses, em um raio de até 170 km da liberação (Caleca et al., 2011). Esse parasitoide é bastante específico (Rizzo et al., 2015) e se adapta a diferentes condições ambientais (Caleca et al., 2008), por isso, tem tido êxito no controle e manejo de *O. maskelli* (Rizzo et al., 2006; Protasov et al., 2007 a,b; De Marzo et al., 2007).

Um parasitoide, possivelmente, *C. chamaeleon*, foi encontrado no Brasil junto com a primeira detecção da vespa-da-galha-vermelha (Prof. Carlos Wilcken, comunicação pessoal).

Selitrichodes neseri (parasitoide usado no controle de *L. invasa* no Brasil) foi relatado parasitando *O. maskelli* na África do Sul, e pode ser uma alternativa no controle biológico dessa praga (Bush et al., 2016).

Controle químico

O caulim é um tipo de argila silicatada de alumínio hidratado cujo principal componente é a caulinita. O caulim foi testado em viveiro, com um umectante, e protegeu mudas de *E. camaldulensis* contra *O. maskelli*, reduzindo as infestações e com efeito mais persistente que o de inseticidas (Lo Verde et al., 2011).

Nenhum produto estava registrado para o controle de *O. maskelli* no Brasil em junho de 2020.

REFERÊNCIAS

AQUINO DANIEL, A.; HERNANDEZ, C. M.; CUELLO, E. M.; ANDORNO, A. V.; BOTTO, E. N. First record of *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera: Eulophidae) and its parasitoid, *Closterocerus chamaeleon* (Girault) (Hymenoptera: Eulophidae), in Argentina. *Revista de la Sociedad Entomologica Argentina*, v. 73, n. 3-4, p. 179-182, 2014.

ASHMEAD, W. H. Notes on some New Zealand and Australian Parasitic Hymenoptera, with descriptions of new genera and new species. 1900.

BOROWIEC, N.; THAON, M.; BRANCACCIO, L.; WAROT, S.; RIS, N.; MALAUSA, J.C. (2012). L'eucalyptus menace par une nouvelle espèce d'*Ophelimus* en France. Les hyménoptères galligènes de l'*Eucalyptus* en France (Hymenoptera: Eulophidae): une nouvelle espèce d'*Ophelimus* Haliday menace les plantations d'*Eucalyptus* dans la région méditerranéenne. *Phytoma - la Défense des végétaux*, v. 656, p. 42-44, 2012.

BOROWIEC, N.; LA SALLE, J.; BRACCACCIO, L.; THAON, M.; WAROT, S.; BRANCO, M.; RIS,

N.; MALAUSA, J.; BURKS, R. *Ophelimus mediterraneus* sp. n. (Hymenoptera, Eulophidae): A new Eucalyptus gall wasp in the Mediterranean region. *Bulletin of Entomological Research*, v. 109, n. 5, p. 678-694, 2019.

BOUČEK, Z. Australasian Chalcidoidea (Hymenoptera). A biosystematic revision of genera of fourteen families, with a reclassification of species. *Cab International*, 1988.

BRANCO, M.; BOAVIDA, C.; DURAND, N.; FRANCO, J. C.; MENDEL, Z. Presence of the *Eucalyptus* gall wasp *Ophelimus maskelli* and its parasitoid *Closterocerus chamaeleon* in Portugal: First record, geographic distribution and host preference. *Phytoparasitica*, v. 37, n. 1, p. 51-54, 2009.

BRANCO, M.; DHAHRI, S.; SANTOS, M.; JAMAA, M. L. B. Biological control reduces herbivore's host range. *Biological Control*, v. 69, p. 59-64, 2014.

BURKS, R. A.; HERATY, J. M.; GEBIOLA, M.; HANSSON, C.; Combined molecular and morphological phylogeny of Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea), with focus on the subfamily Entedoninae. *Cladistics*, v. 27, n. 6, p. 581-605, 2011.

BURKS, R. A.; MOTTERN, J. L.; WATERWORTH, R.; PAINE, T. D. First report of the *Eucalyptus* gall wasp, *Ophelimus maskelli* (Hymenoptera: Eulophidae), an invasive pest on *Eucalyptus*, from the Western Hemisphere. *Zootaxa*, v. 3926, n. 3, p. 448-450, 2015.

BUSH, S. J.; SLIPPERS, B.; NESER, S.; HARNEY, M.; DITTRICH-SCHRÖDER, G.; HURLEY, B. P. Six recently recorded Australian insects associated with *Eucalyptus* in South Africa. *African Entomology*, v. 24, n. 2, p. 539-544, 2016.

CALECA, V. First record in Algeria of two eulophid wasps: *Closterocerus chamaeleon* (Girault) and its host, the eucalyptus gall wasp *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera Eulophidae). *Naturalista Siciliano*, v. 34, n. 1-2, p. 201-206, 2010.

CALECA, V.; RIZZO, M. C.; LO VERDE, G.; RIZZO, R.; BUCCELLATO, V.; LUCIANO, P.; CAMPOLO, O. Diffusione di *Closterocerus chamaeleon* (Girault) introdotto in Sicilia, Sardegna e Calabria per il controllo biologico di *Ophelimus maskelli* Ashmead (Hymenoptera, Eulophidae), galligeno esotico sugli eucalipti. In: *Riassunti III Congresso Nazionale di Selvicoltura* (Ciancio O ed). Taormina (Italy). p. 122, 2008.

CALECA, V.; VERDE, G. L.; RIZZO, M. C.; RIZZO, R. Dispersal rate and parasitism by *Closterocerus chamaeleon* (Girault) after its release in Sicily to control *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera, Eulophidae). *Biological Control*, v. 57, n. 1, p. 66-73, 2011.

DE MARZO, L. Reperimento del parassitoide *Closterocerus chamaeleon* (Girault) in Basilicata e Puglia (Hymenoptera Eulophidae). *Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura*, v. 39, p. 231-237, 2007.

DHAHRI, S.; BEN JAMAA, M. L.; LO VERDE, G. First record of *Leptocybe invasa* and *Ophelimus maskelli* eucalyptus gall wasps in Tunisia. *Tunisian Journal of Plant Protection*, v. 5, n. 2, p. 229-234, 2010.

DOĞANLAR, M.; MENDEL, Z. First record of the eucalyptus gall wasp, *Ophelimus maskelli*, (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eulophidae: Eulophinae: Ophelimiini) and its parasitoid, *Closterocerus chamaeleon* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eulophidae: Entedoninae). *Phytoparasitica*, v. 35, p. 333-335, 2007.

DOĞANLAR, M.; MENDEL, Z. Note: First record of the eucalyptus gall wasp *Ophelimus maskelli* and its parasitoid, *Closterocerus chamaeleon*, in Turkey. *Phytoparasitica*, v. 35, n. 4, p. 333-335, 2007.

GARONNA, A. P.; BERNARDO, U.; GUALTIERI, L.; LAUDONIA, S.; NUGNES, F. The present pest status of eucalyptus sap-suckers and gall wasps in Campania (Italy). *Redia*, v. 101, p. 73-79, 2018.

HRNČIĆ, S.; RADONJIĆ, S.; PEROVIĆ, T. The impact of alien horticultural pests on urban landscape in the southern part of Montenegro. *Acta Zool Bulg*, v. 9, p. 191-202, 2017.

HUBER, J. T.; MENDEL, Z.; PROTASOV, A.; LA SALLE, J. Two new Australian species of *Stethynium* (Hymenoptera: Mymaridae), larval parasitoids of *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera: Eulophidae) on eucalyptus. *Journal of Natural History*, v. 40, n. 32-34, p. 1909-1921, 2006.

LO VERDE, G.; RIZZO, R.; BARRACO, G.; LOMBARDO, A. Effects of Kaolin on *Ophelimus maskelli* (Hymenoptera: Eulophidae) in laboratory and nursery experiments. *Journal of Economic Entomology*, v. 104, n. 1, p. 180-187, 2011.

MAATOUF, N.; LUMARET, J. P. Eco-ethology of new invasive pest species on eucalyptus plantation of Morocco. In: *Annales de la Société Entomologique de France. Société Entomologique de France*, v. 48, n. 3-4, p. 289-297, 2012.

MATOS, S. M. G. *Biologia e plantas hospedeiras de uma nova espécie galícola de eucaliptos em Portugal- Ophelimus SP.* 2014. 38p. Tese de Doutorado. Universidade de Lisboa. Mestrado em Engenharia Florestal e dos Recursos Naturais, 2014.

MCLAREN, P. et al. *Ophelimus eucalypti*: a recently introduced gall-making insect on eucalypts. *New Zealand Tree Grower*, v. 10, n. 2, p. 26-27, 1989.

MENDEL, Z.; PROTASOV, A.; BLUMBERG, D.; BRAND, D.; SAPHIR, N.; MADAR, Z.; LA SALLE, J. Note: Release and recovery of parasitoids of the eucalyptus gall wasp *Ophelimus maskelli* in Israel. *Phytoparasitica*, v. 35, n. 4, p. 330-332, 2007.

MENDEL, Z.; PROTASOV, A.; LA SALLE, J.; BLUMBERG, D.; BRAND, D.; BRANCO, M. Classical biological control of two *Eucalyptus* gall wasps; main outcome and conclusions. *Biological Control*, v. 105, p. 66-78, 2017.

MOLINA-MERCADER, G.; ANGULO, A.O.; OLIVARES, T.S.; SANFUENTES, E.; CASTILLO-SALAZAR, M.; ROJAS, E.; TORO-NÚÑEZ, O.; BENÍTEZ, H.A.; HASBÚN, R. *Ophelimus migdanorum* Molina-Mercader sp. nov. (Hymenoptera: Eulophidae): Application of integrative taxonomy for disentangling a polyphenism case in *Eucalyptus globulus* Labill forest in Chile. *Forests*, v. 10., n. 9, p. 1-19, 2019.

PROTASOV, A.; BLUMBERG, D.; BRAND, D.; LA SALLE, J.; MENDEL, Z. Biological control of the eucalyptus gall wasp *Ophelimus maskelli* (Ashmead): Taxonomy and biology of the parasitoid species *Closterocerus chamaeleon* (Girault), with information on its establishment in Israel. *Biological Control*, v. 42, n. 2, p. 196-206, 2007.

PROTASOV, A.; LA SALLE, J.; BLUMBERG, D.; BRAND, D.; SAPHIR, N.; ASSAEL, F.; MENDEL, Z. Biology, revised taxonomy and impact on host plants of *Ophelimus maskelli*, an invasive gall inducer on *Eucalyptus* spp. in the Mediterranean area. *Phytoparasitica*, v. 35, n. 1, p. 50-76, 2007.

RIZZO, M. C.; VERDE, G. L.; RIZZO, R.; BUCCELLATO, V.; CALECA, V. Introduzione di *Closterocerus* sp. in Sicilia per il controllo biologico di *Ophelimus maskelli* Ashmead (Hymenoptera Eulophidae) galligeno esotico sugli Eucalipti. *Bollettino di Zoologia agraria e Bachicoltura Serie II*, v. 38, n. 3, p. 237-248, 2006.

RIZZO, M. C.; VERDE, G. L.; RIZZO, R.; CALECA, V. Risk assessment of non-target effects of *Closterocerus chamaeleon* (Girault) parasitoid of the eucalypt gall maker *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera, Eulophidae). *Phytoparasitica*, v. 43, n. 3, p. 407-415, 2015.

WILCKEN, C. F.; MOTA, T. A. Nova vespa-da-galha do eucalipto no Brasil: *Ophelimus maskelli* (Hymenoptera: Eulophidae). IPEF - Instituto de Pesquisas Florestais. Botucatu - SP. 2020.

16.3.7 *Phoracantha recurva* e *Phoracantha semipunctata*

GENÉSIO TÂMARA RIBEIRO¹, JOSÉ OLIVEIRA DANTAS², THIAGO XAVIER CHAGAS²,
PAULA PIGOZZO², ÍTALA TAINY BARRETO FRANCISCO DOS SANTOS²

¹Universidade Federal do Sergipe, Departamento de Ciências Florestais, Av. Marechal Rondon, s/n 49.100.000 – São Cristóvão – Sergipe - genesiotr@hotmail.com

²Universidade Federal do Sergipe, Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Biodiversidade, Av. Marechal Rondon, s/n 49.100.000 – São Cristóvão – Sergipe

***Phoracantha recurva* (Coleoptera: Cerambycidae) Newman, 1840**

***Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) (Fabricius, 1775)**

Local de origem: Austrália

Nome popular: broca-do-eucalipto, besouro-foracanta, besouro-broqueador-de-eucalipto

Estados brasileiros onde foram registradas: BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SE, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Existem cerca de 40 espécies de *Phoracantha*, todas originárias da Austrália e Nova Guiné, sendo que duas delas são mais comuns: *Phoracantha recurva* e *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) (Wang, 1995).

Essas duas espécies de besouros broqueadores são conhecidas como broca-do-eucalipto, sendo encontradas em todos os continentes e em diversos países (Wang et al., 1999), dentre eles África do Sul, Argentina, Chile, Egito, Espanha, Estados Unidos, França, Israel, Itália, Malásia, Moçambique, Portugal, Tunísia, Uruguai e Zâmbia, ou seja, em praticamente, todas as regiões onde são cultivadas espécies de *Eucalyptus* (Duffy, 1963; Paine et al., 2011; Lima et al., 1988; Powell,

1978; Tirado & Junco, 1988; Gonzalez-Tirado, 1986; Omenaca & Barreal, 1991).

No Brasil, devido ao aumento da área plantada, espécies de *Eucalyptus*, *P. recurva* e *P. semipunctata* estabeleceram-se, sendo a segunda espécie a mais comum (Berti Filho, 1991; Duffy, 1963). Esse inseto foi registrado primeiramente no Estado do Rio Grande do Sul, na década de 1950 (Biezanko & Bosq, 1956), e, hoje, está presente e danifica plantações de eucalipto em praticamente todos os estados brasileiros onde são cultivados (Berti Filho et al., 1995a; Ribeiro et al., 1998; 2001).

Tanto adultos de *P. recurva* quanto de *P. semipunctata* possuem cerca de 3 cm de comprimento, um par de antenas longas, que superam o comprimento do corpo (a antena é maior nos machos do que nas fêmeas), o que é característico da família Cerambycidae. A coloração é escura em tonalidades de marrom, com uma faixa amarela transversal na porção mediana dos élitros e uma mancha, também amarela, na extremidade inferior dos élitros, de forma oblíqua ou semi-circular, razão do nome específico “*semipunctata*” (Hanks et al., 1996, Lopes et al., 2005) (Figura 1-A).



Figura 1. Adulto da broca-do-eucalipto, *Phoracantha recurva* (A) (Foto: Matankic) e *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) (B) (Foto: Donald Hobern).

As diferenças básicas entre os adultos dessas espécies estão na coloração dos élitros e nos pelos e espinhos das antenas. Observa-se que *P. semipunctata* tem élitros em sua maioria castanho-escuro com uma linha em ziguezague, de tom amarelado, dividindo a área ao meio (Figura 1-A), enquanto que os élitros

de *P. recurva* são principalmente creme a amarelado com áreas castanho-escuras limitadas principalmente na extremidade posterior dos élitros (Figura 1-B). Pelos dourados longos e densos podem ser encontrados na parte inferior de cada segmento antenal em *P. recurva*; porém ausentes ou raros em *P. semipunctata* (Bybee et al., 2004).

Os adultos de *Phoracantha* movimentam-se a noite, permanecendo durante o dia abrigados sob casca de árvores ou sobre o tronco de árvores de eucalipto, sendo que o ciclo biológico, no Brasil, pode durar de 40 a 180 dias (verão e inverno, respectivamente).

Os ovos são oblongos de coloração esbranquiçada a amarelo claro e as fêmeas colocam massas de dez a 110 ovos sobre o tronco das árvores ou em toras cortadas de eucalipto (empilhadas ou não), podendo ser encontrados também em fendas ou sob a casca de árvores (Figura 2).



Figura 2. Aspectos da oviposição de *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) sobre casca em tronco de eucalipto.

As larvas de coloração amarelo clara eclodem de três a dez dias (verão e inverno respectivamente) após as posturas e imediatamente perfuram a casca e se alojam na região subcortical, local que permanecem se alimentando até atingirem o último estágio de desenvolvimento, ocasião em que perfuram o lenho e confeccionam a câmara pupal (Figura 3). As larvas de últimos instares são de cor amarelo claro, sem pernas e podem ter mais de 2,5 cm de comprimento (Bybee et al., 2004).

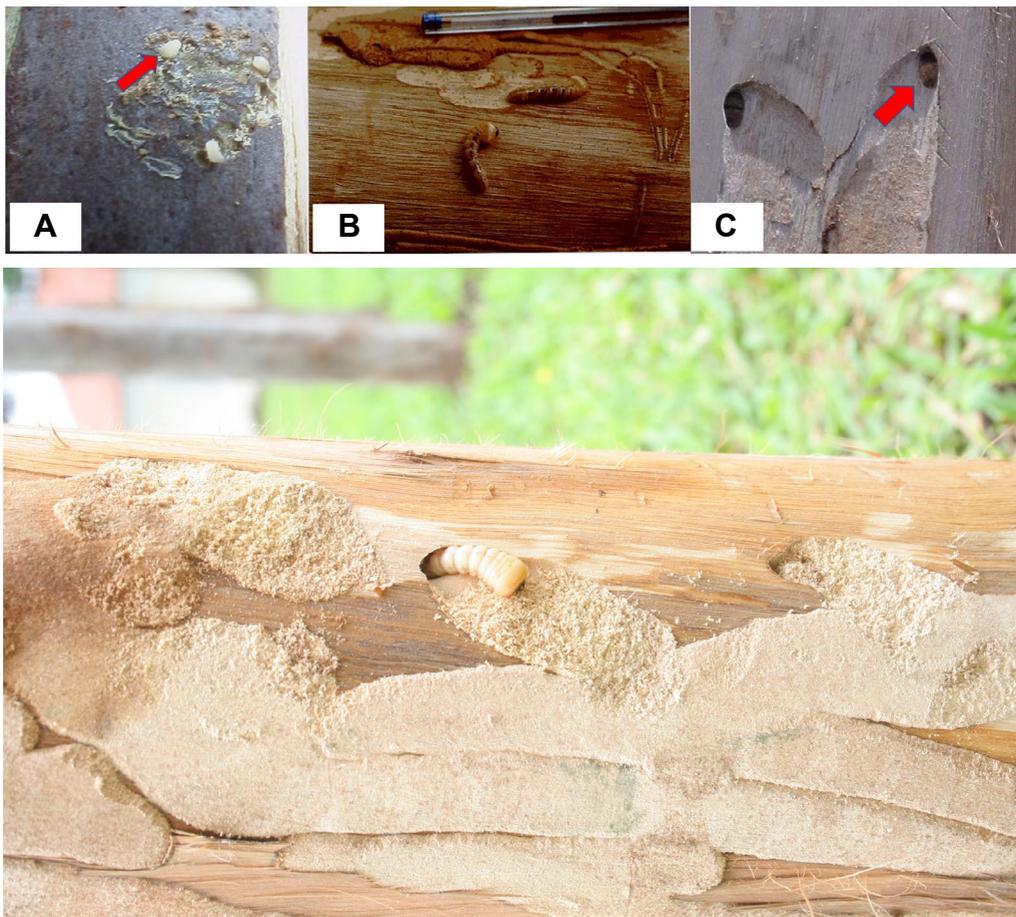


Figura 3. Larvas após a eclosão perfurando a casca da árvore para se alojarem na região subcortical (A), larvas de último estágio (B) e (D) e perfurações no lenho para a confecção da câmara pupal de *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) (C), em madeira de eucalipto.

As pupas do tipo livres ou exaradas, com apêndices bem visíveis e afastados do corpo, exibem a coloração esbranquiçada a amarelo clara, permanecendo na câmara pupal até a emergência (Figura 4). Os adultos ao emergirem na câmara pupal, desobstruem a galeria e perfuram a casca, voam para se acasalarem e reiniciam o ciclo (Powell, 1978; Lima et al., 1988; Hanks et al., 1991).

Avaliações em laboratório, utilizando toras de *Eucalyptus pellita* e *Eucalyptus urophylla* com seis anos de idade e 50 cm de comprimento, evidenciaram que o ciclo biológico de *P. semipunctata* foi mais curto em *E. urophylla* que em *E. pellita*, ou seja: maior número de ovos por postura (19,0 e 16,8) e maior viabilidade da fase jovem (39,5 e 30,8%), respectivamente, em *E. urophylla* e

E. pellita. A duração de cada fase e do ciclo biológico total foi, também, menor em *E. urophylla* com 113,1 dias (99 a 129 dias), que em *E. pellita* com 134,0 dias (114 a 154 dias) (Ribeiro et al., 1998). Esses dados evidenciam que algumas espécies de eucalipto oferecem melhores condições para o desenvolvimento de *P. semipunctata*.



Figura 4. Aspectos da profundidade da câmara pupal e da pupa de *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) em madeira de eucalipto.

Além de características genéticas e morfológicas (Farrall et al., 1988), o número de gerações anuais de *P. semipunctata* varia também com as características ambientais de cada região. Em países como Espanha, Tunísia, Israel, Zâmbia e Portugal ocorrem até duas gerações anuais (Chararas, 1969; Ivory, 1977; Mendel, 1985; Lima et al., 1988; Tirado & Junco, 1988;), porém, no Brasil, com clima tropical, podem ocorrer até três gerações anuais (Ribeiro et al., 1998).

O ataque de *Phoracantha* spp. ocorre principalmente em árvores estressadas ou danificadas. Árvores vigorosas, bem nutridas e hidratadas raramente são atacadas. Dentre os sintomas de ataque da broca-do-eucalipto, a presença de orifícios na casca, com ou sem manchas ou exsudação de líquido; a folhagem murcha e, ou seca e; a presença de brotações no tronco a partir do ponto onde houve o ataque da broca para a base da árvore são os mais comuns.

Em povoamentos de eucalipto com ataques sucessivos (em anos seguidos) pode-se observar a morte no primeiro ano da parte mais apical, no ano seguinte o ataque ocorre um pouco abaixo do anterior e assim por diante até atingir toda a árvore.

Além da preferência por algumas espécies de eucalipto, a suscetibilidade das árvores a *Phoracantha* aumenta com a idade da árvore e o período do ano. Em relação à idade da árvore, sabe-se que quanto mais tempo a árvore permanece em campo, aumenta também a exposição ao ataque e colonização por *Phoracantha*. Além da exposição, com o crescimento das árvores, aumenta também a competição entre elas por fatores de sobrevivência (luz, água, nutrientes etc.), tornando-as susceptíveis. Quanto ao período do ano, sabe-se que o período de estiagem (período seco característico de cada região), contribui para o aumento do número de árvores atacadas, principalmente devido ao estresse hídrico.

Por isso, árvores para usos mais nobres, como madeira serrada, que permanecem em campo por mais tempo, podem apresentar maior suscetibilidade ao ataque e dano por *Phoracantha* (Chararas et al., 1969; Hanks et al., 1991).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Situações que promovam estresse, causado tanto por deficiência hídrica, má adaptação da espécie de eucalipto, ocorrência de incêndios, manejo inadequado da plantação e outras condições extremas, podem favorecer o ataque e a colonização de árvores de eucalipto por *P. recurva* e *P. semipunctata*.

Nesta condição, têm-se cadastradas 54 espécies e híbridos de eucalipto que são susceptíveis ao ataque e aos danos pela broca-do-eucalipto, incluindo *E. camaldulensis*, *E. globulus*, *Eucalyptus grandis*, *E. pellita*, *E. saligna*, *E. urophylla* e *Corymbia citriodora* (Berti Filho et al., 1996a; 1995b; Farral et al., 1988; Hanks et al., 1993; 1995; Powell, 1978; Ribeiro et al., 1998; 2001; Wang, 1995).

Os danos por *P. semipunctata* são causados pelas larvas durante o seu desenvolvimento no tronco das árvores, mas principalmente devido à confecção da câmara pupal, ocasião em que as larvas perfuram a madeira em direção ao cerne (Bybee et al., 2004; Hanks et al., 1993).

De acordo com a intensidade do ataque, as larvas podem provocar a morte de árvores em campo (Figura 5-A) ao interromperem a passagem da seiva a partir do ponto de ataque no tronco. Mesmo não matando as árvores, ataques

intensos podem diminuir a produtividade da plantação e, ou reduzir o valor da madeira. O dano também pode ocorrer em toras de madeira empilhada no campo e nos pátios das fábricas, especialmente em períodos de estiagem (Figura 5-B e C) (Chararas et al., 1969; Hanks et al., 1995).



Figura 5. Talhão de eucalipto intensamente atacado por *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae), evidenciando elevada mortalidade de árvores (A). Toras de eucalipto empilhadas em campo, após o abate, condição que favorece a colonização por esse besouro (B e C).

A morte de árvores causada pela broca-do-eucalipto ocorre quando se tem aumento populacional do broqueador em campo, aliado à falta de ações de controle, podendo atingir índices elevados e inviabilizando plantações inteiras (Figura 5-A). Quanto às perdas na produtividade causadas por *P. semipunctata*, no Brasil, são pouco conhecidas, mas, em Portugal, ataques mais severos desse besouro broqueador pode reduzir de 15 a 20% o volume total de madeira por hectare (Paiva & Araújo, 1985).

Por outro lado, a depreciação da madeira deve-se as galerias feitas pela broca, ao confeccionarem a câmara pupal, inviabilizando-a para fins nobres (serrarias e manufaturados) (Figura 4). A madeira danificada por *P. semipunctata* pode sofrer sansões ao ser exportada devido às barreiras fitossanitárias, considerando que esse broqueador é uma praga quarentenária e tanto a presença do inseto quanto de seu dano pode ser motivo do embargo da madeira a ser exportada, que além de prejuízos econômicos pode provocar a perda de mercados (Ribeiro et al., 2001).

A ocorrência de danos por *P. semipunctata* em *Eucalyptus* spp. tem sido estudada em vários países, mas pouco se conhece sobre seu comportamento no Brasil. O nível de infestação e área de abrangência desse broqueador indicam ser necessário desenvolver estudos sobre seus danos e o aumento da idade das plantas, flutuação populacional, biologia em diferentes espécies de eucalipto e métodos de controle, incluindo o biológico. Isso é necessário, pois o nível de dano, espécies hospedeiras e fatores ambientais podem influenciar as árvores ou predispô-las ao ataque e colonização por *P. semipunctata*. Assim, considerando o potencial de danos de *P. semipunctata* em plantações de eucalipto, torna-se necessário a adoção de medidas para minimizar as possíveis perdas nas plantações e, ou devido aos danos na madeira.

MANEJO

Como o problema com a broca-do-eucalipto é mais evidente quando se utiliza a madeira para fins de serraria e, como o eucalipto no Brasil é pouco utilizado para essa finalidade, estratégias de controle da broca *Phoracantha* são pouco utilizadas e, ou disseminadas. Assim, tanto *P. recurva* quanto *P. semipunctata* são consideradas pragas secundárias no Brasil, por isso também pouco estudadas, inclusive quanto aos aspectos de nível de dano econômico. As recomendações para o controle da broca-do-eucalipto no Brasil passam pelo monitoramento do inseto em campo e por ações de controle silvicultural e controle biológico.

Monitoramento

Um dos pontos de maior importância para o sucesso de um sistema de manejo integrado de pragas, inclusive de besouros broqueadores, é o monitoramento. Conhecendo-se aspectos da biologia do inseto, bem como a época em que ocorre com maior frequência, pode-se estabelecer um sistema de monitoramento, baseado em estratégias de amostragem.

O sistema de monitoramento deve contemplar um levantamento sistemático ou levantamento expedito, aliando praticidade e economia, com confiabilidade nas informações obtidas. Esses levantamentos devem contemplar a) % de árvores atacadas e vivas; b) % de árvores atacadas e mortas; c) presença do inseto na área; d) outras informações relevantes.

A finalidade do levantamento é detectar *Phoracantha* spp. tão logo surja na área. Por isso é necessário que toda a área seja percorrida (ou pelo menos as áreas com plantações consideradas susceptíveis), podendo-se adotar os procedimentos a seguir:

I. utilizar as linhas de plantio e fazer o levantamento a cada 50 a 200 linhas, de acordo com a precisão da amostragem requerida;

II. definido o espaçamento entre linhas, passa-se de uma a 50 árvores, observando apenas as condições gerais de ocorrência do inseto, sem se preocupar com a quantificação. Após as 50 árvores, faz-se uma amostragem nas 10 árvores seguintes, desconsiderando as falhas de plantio. Repete-se o procedimento, ou seja, passa-se 50 árvores e observa-se as 10 seguintes e assim sucessivamente até o final da linha de plantio; e se repetindo o procedimento até o final do talhão ou povoamento a amostrar;

III. como a situação de ocorrência de um surto não é alterada rapidamente, pode-se programar, se necessário, avaliações a cada três meses, considerando o período em que existe a possibilidade de crescimento populacional de adultos em campo (período de seca até as primeiras chuvas);

IV. em levantamentos posteriores na mesma área, pode-se alterar o caminho, começando em uma linha diferente ou efetuar o levantamento na mesma linha. Pode-se, inclusive, se de interesse do proprietário, georreferenciar as linhas e as parcelas de avaliação, utilizando um equipamento tipo GPS.

As informações podem ser anotadas diretamente em planilhas digitais que possibilitam efetuar os cálculos necessários à tomada de decisão instantanea-

mente ou anotadas para serem transcritas em planilhas eletrônicas, em programas como o Excel[®], para se calcular posteriormente.

Mantendo esse procedimento, pode-se obter um fluxo regular de informações que possibilitará o conhecimento da situação momentânea quanto à ocorrência de *Phoracantha* nas plantações e também fornecer subsídios para a tomada de medidas de controle (se necessário), ainda com os danos em uma fase inicial. Estes levantamentos equivalem também a um diagnóstico do problema com *Phoracantha* nas plantações de eucalipto, permitindo futuras comparações com dados dos anos anteriores, para que se possa avaliar os resultados gerais, tais como: evolução da praga no campo, quantitativo de danos, eficácia das medidas de controle, entre outros.

Eventualmente, pode-se efetuar um outro tipo de monitoramento, o qual se pode denominá-lo de “levantamento completo”, que é dada importância à precisão da informação, sem maiores preocupações com a praticidade e economia, em que se busca além de informações sobre o povoamento, maiores informações sobre o inseto, tais como: a) fase de desenvolvimento; b) população do inseto; c) ocorrência de inimigos naturais; d) risco potencial de danos; e) outras informações relevantes. Nesse levantamento é necessário o abate de árvores, especialmente aquelas consideradas sob ataque, para que a avaliação possa ser realizada.

A tomada de decisão deve ser baseada no nível de infestação/danos admissível, em que a partir de então, torna-se a área ou talhão prioritário para ações de controle. Deve-se conhecer a infestação por talhão e conseqüentemente a infestação por área. Para fins práticos, sugere-se uma escala, baseada no índice de infestação relacionado à porcentagem de árvores atacadas/danificadas, a saber: infestação normal – igual ou menor que 5 % de árvores danificadas; infestação baixa – de 6 a 10% de árvores danificadas; infestação média – de 11 a 15% de árvores danificadas e; infestação alta – acima de 15% de árvores danificadas.

Esses valores poderão ser reajustados para cada região e, ou espécie de eucalipto, considerando os dados de monitoramento obtidos ao longo do tempo com os levantamentos e também resultados de pesquisas conduzidos na região.

Em função dos níveis potenciais de danos, baseados nos níveis de infestação, algumas estratégias visando ao controle de *P. recurva* e *P. semipunctata* poderão ser implementadas. No caso de empresas, em que a madeira é utilizada para produção de celulose, o problema é minimizado, entretanto quando a madeira é produzida para o abastecimento de serrarias, os danos causados por tais

insetos poderão ser expressivos, em termos de perdas de madeira e depreciação comercial, tornando-se mais importante medidas efetivas de controle da broca-do-eucalipto.

Controle silvicultural

Diferentes estratégias de manejo silvicultural podem contribuir para o controle de *P. recurva* e *P. semipunctata* em eucalipto, inclusive mantendo surtos abaixo do nível econômico de dano. O corte raso, considerando o ciclo de 5 a 7 anos, comum em manejo de povoamentos visando à produção de madeira para celulose ou carvão, em geral, possibilita a manutenção da população deste besouro broqueador, em condições de controle.

Considerando que a madeira utilizada para celulose hoje no Brasil é colhida na faixa de seis a sete anos e que após o corte é descascada, praticamente não se tem problema com a broca-do-eucalipto. Por outro lado, quando a madeira é colhida para a produção de carvão, apesar das toras permanecerem em campo por até três meses e serem intensamente colonizadas pela broca-do-eucalipto, o processo de carbonização mata todos indivíduos ainda vivos na madeira.

O problema mais sério é que a madeira permanecendo em campo, com a casca (Figura 5-B), permite um aumento substancial da população de broqueadores adultos em campo, possibilitando o aumento da pressão populacional desse broqueador em povoamentos vizinhos e, ainda, sem o ataque da broca-do-eucalipto. Uma medida de controle é carbonizar a madeira antes de completar dois meses em campo após o corte.

Em povoamentos em que as árvores estão sendo conduzidas para uso da madeira em serrarias, importante manter as árvores livres de competição, mediante operações de desbaste, evitando assim o estresse, aumentando a resistência das árvores e reduzindo o ataque da broca-do-eucalipto.

Independente da finalidade da madeira, para as áreas com índices de infestação médios e altos (acima de 10,0%), sugere-se como medida visando ao controle efetivo, o corte sanitário ou o corte raso, respectivamente. Índices de infestação médio e alto evidenciam que a broca já se estabeleceu na área, com elevado potencial de danos e perdas, podendo inviabilizar as plantações de eucalipto.

Assim, dentre as diferentes estratégias disponíveis para o controle de *P. semipunctata*, o corte sanitário e a retirada das cascas das árvores podem ser consi-

derados como eficientes para manter baixos níveis populacionais da coleobroca.

O objetivo do corte sanitário é o de eliminar, na plantação, as árvores mortas e em processo de morte, caracterizado ou não como causados pela broca *Phoracantha* spp., como meio de reduzir as condições de desenvolvimento e propagação da praga. Quanto ao processo de descascar as toras que serão estocadas em pátios, irá impedir ou dificultar o estabelecimento da broca, uma vez que a primeira fase de desenvolvimento (período larval) é subcortical.



Figura 7. Aspectos de uma armadilha iscada com toras de eucalipto e mantida em campo para atração de *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae).

O uso de árvores armadilhas pode ser uma opção para o controle, entretanto essa técnica funciona para áreas pequenas e também em áreas com elevado valor comercial. A técnica consiste em montar armadilhas de toras, utilizando espécies preferidas, ou ainda anelar algumas árvores para atrair os insetos adultos de *Phoracantha* (Cillié & Tribe, 1991).

As armadilhas, normalmente são confeccionadas com cinco a sete toras de eucalipto, com 2,20 m de comprimento cada, colocando-as lado a lado sobre uma armação de madeira, nas quais se faz alguns entalhes laterais, com auxílio de uma moto serra, com a finalidade de ampliar o poder de atração (Figura 6). Essas armadilhas deverão ser renovadas (substituídas) a cada 15 a 30 dias, sendo as armadilhas velhas, retiradas da área e destruídas.

É muito importante não deixar essas armadilhas (de toras ou de árvores) em campo por mais tempo do que o ciclo biológico da broca avaliado para a região, de modo que não ocorra a emergência de adultos e promova o aumento da população da praga em campo, pressionando povoamentos sadios e livres do ataque da broca.

Para diversos grupos de broqueadores de madeira em pé e em especial as coleobrocas, a prevenção no caso da madeira recém cortada, é o melhor meio de controle. Recomenda-se evitar estocagem de toras no interior dos povoamentos e dos pátios, com casca. Havendo a necessidade de estocagem, o tempo tolerável tem sido de 30 a 60 dias (Marques, 1989).

Controle biológico

O controle biológico, juntamente com o controle silvicultural, é uma das técnicas mais adequadas para o controle desse broqueador, mantendo a população desse besouro sob controle e sem danos expressivos.

Dentre as técnicas de controle biológico, tem-se o controle biológico natural e o controle biológico aplicado. Em *Phoracantha* spp., foram observados parasitoides de ovos e de larvas, predadores e fungos entomopatogênicos, sendo que os dois primeiros grupos caracterizam-se como os mais promissores.

Os fungos entomopatogênicos, apesar de relatos da ocorrência de *Beauveria brongniartii* (Sacc.) Petch e *Hirsutella* sp. em adultos de *P. semipunctata* no Brasil (Berti Filho et al., 1995b; 1996b; 1996c), não existem pesquisas com a finalidade de viabilizar estes fungos no controle biológico de *Phoracantha* spp., especialmente devido à dificuldade de aplicação em campo, mantendo a eficácia dos fungos.

Dentre os predadores, aqueles que se alimentam de ovos da broca-do-eucalipto são os mais importantes, em especial as formigas predadoras. Em Portugal e Marrocos, as formigas predadoras associadas aos parasitoides, contribuem para o manejo integrado de *P. semipunctata* (Austin et al., 1994; Way et al., 1992). No Brasil, os estudos com formigas predadoras são escassos, apesar de se observar espécies de *Solenopsis* predando ovos de *P. semipunctata*, na região do Litoral Norte da Bahia (Ribeiro et al., 2001).

Por outro lado, os parasitoides são utilizados em estratégias de controle biológico em diversos países. Alguns exemplos de agentes de controle biológico para *Phoracantha* spp., que foram introduzidos, incluem *Avetianella longoi*,

Callibracon limbatus, *Jarra maculipennis*, *J. phoracantha*, *Syngaster lepidus* e *Helcostizus rufiscutum*. Destas, *A. longoi* Siscaro (Hymenoptera: Encyrtidae), um parasitoide de ovos de *P. semipunctata* introduzidos da Austrália em diversos países como a África do Sul, Estados Unidos da América, Itália e Portugal, tem obtido sucesso no controle biológico deste broqueador (Hanks et al., 1998; Morre, 1963; Paine et al., 1995). Esse mesmo parasitoide não se mostrou eficiente para o controle de *P. recurva*.

No Brasil, ocorrem em campo naturalmente duas espécies de Braconidae (ainda em identificação), que tem ocasionado elevado índice de mortalidade de larvas de *P. semipunctata* (acima de 50%), caracterizando-se como uma alternativa natural viável para o controle deste inseto praga (Ribeiro, 2001).

Outra estratégia interessante é a manutenção, próximo às plantações comerciais, de áreas com vegetação nativa, como as de reserva legal, de áreas de proteção permanente (APPs) e corredores ecológicos, para que possam fornecer abrigo e condições de desenvolvimento para muitas espécies de inimigos, naturais contribuindo para o controle biológico natural da broca-do-eucalipto.

Controle químico

O controle químico normalmente não é indicado para uso no controle de broqueadores, incluindo *Phoracantha* spp., isso porque apresenta baixa eficiência. Para garantir eficiência, é necessário que o inseticida seja introduzido na madeira, utilizando uma ferramenta cortante ou seringas (Ali & Garcia, 1988). Pode ser utilizado ainda na forma de pasta colocada no orifício de entrada da broca. Por isso, o controle químico é recomendado somente em casos extremamente especiais, como uma árvore histórica em uma praça ou avenida. Não existem produtos registrados para o controle dessa broca no Brasil.

REFERÊNCIAS

ALI, A.D.; GARCIA, J.M. Efficacy and economics of selected systemic insecticides for control of *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae), a new pest in North America. *Journal of Economic Entomology*, v.81, p.1124-1127, 1988.

AUSTIN, A.D.; QUICKE, D.L.J.; MARSH, P.M. The hymenopterous parasitoids of eucalypt longicorn beetles, *Phoracantha* spp. (Coleoptera: Cerambycidae) in Australia. *Bulletin of Entomological Research*, v.84, p.145-174, 1994.

BERTI FILHO, E. Insects Associated to Eucalyptus spp. (Myrtaceae) in Brazil. Workshop on *P. semipunctata* integrated pest management, ACEL-Portugal. 1991. 14p.

BERTI FILHO, E.; CERIGNONI, J.A.; SOUZA JÚNIOR, C.N. Primeiro registro de *Phoracantha semipunctata* (Fabricius, 1775) (Coleoptera: Cerambycidae) no Estado de São Paulo. *Revista*

da Agricultura, v.70, p.16, 1995a.

BERTI FILHO, E.; ALVES, S.B.; CERIGNONI, J.A. Ocorrência de *Beauveria brongnartii* (Sacc.) Petch em *Phoracantha semipunctata* (Fabricius) (Coleoptera: Cerambycidae). Revista de Agricultura, v.70, p.346, 1995b.

BERTI FILHO, E. Ocorrência de *Phoracantha semipunctata* em *Eucalyptus* na região do Distrito Floretal Norte da Bahia. Revista da Agricultura, 1996a.

BERTI FILHO, E. Primeira ocorrência de um inimigo natural de *Phoracantha semipunctata* em *Eucalyptus* na Bahia. Revista da Agricultura, 1996b.

BERTI FILHO, E.; ALVES, S.B.; CERIGNONI, J.A. Ocorrência do fungo *Hirsutella* sp. em adulto da broca dos eucaliptos *Phoracantha semipunctata* (Fabricius) (Coleoptera, Cerambycidae). Revista de Agricultura, v.71, p.156, 1996c.

BIEZANKO, C.M.; BOSQ, J.M. Cerambycidae de Pelotas e seus arredores. Acros, v.9, p.3-15, 1956.

BYBEE, L.F.; MILLAR, J.G.; PAINE, T.D.; CAMPBELL, K.; HANLON, C.C. Seasonal development of *Phoracantha recurva* and *P. semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) in Southern California. Environmental Entomology, v.33, p.1232-1241, 2004.

CHARARAS, C. Étude biologique de *Phoracantha semipunctata* F. (Coléoptère Cerambycidae xylophage) spécifique des *Eucalyptus* en Tunisie et recherches sur la vitalité et l'adaptation de ces essences. Comptes Rendus des Seances de l'Academie d'Agriculture de France, v.55, p.47-57, 1969.

CHARARAS, C.; SCHOENEMBERGER, A.; POUPON, H. Variations de la vitalité et de la pression osmotique de divers *Eucalyptus*, en fonction des conditions écologiques et rôle de *Phoracantha semipunctata* Fab. Coleoptera: Cerambycidae Xylophage. Comptes Rendus de l'Academie de Seances de Paris, v.268, p.2697-2700, 1969.

CILLIÉ, J.J.; TRIBE, G.D. A method for monitoring egg production by the *Eucalyptus* borers *Phoracantha* spp. (Cerambycidae). South African Forestry Journal, v.157, p.24-26, 1991.

DUFFY, E.A.J. A monograph of the immature stages of Australian timber beetles (Cerambycidae). London: Bristish Museum (Natural History), 1963. 235p.

FARRALL, H.; LENCART, P.; LIMA, M.; LOURENÇO, T.; ARAUJO, J.; PAIVA, M.R. Análises dos níveis de ataque por *Phoracantha semipunctata* Fab. (Coleoptera: Cerambycidae) para diferentes espécies de *Eucalyptus*. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE PROTEÇÃO DO EUCALIPTO CONTRA *Phoracantha semipunctata*, FAB., 1, 1988, Lisboa. Anais... Lisboa: ACEL - Associação das Empresas de Celulose e Papel, 1988. p.95-109.

GONZALEZ-TIRADO, L. *Phoracantha semipunctata* F.: damages caused in the province of Huelva during 1983 and 1984. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas, v.12, p.147-162, 1986.

HANKS, L.M.; PAINE, T.D.; MILLAR, J.G. Mechanisms of resistance in *Eucalyptus* against larvae of the *Eucalyptus* longhorned borer (Coleoptera - Cerambycidae). Environmental Entomology, v.20, n.6, p.1583-1588, 1991.

HANKS, L.M.; PAINE, T.D.; MILLAR, J.G. Host species preference and larval performance in the wood-boring beetle *Phoracantha semipunctata* F. Oecologia, v.95, p.22-29, 1993.

HANKS, L.M.; PAINE, T.D.; MILLAR, J.G.; HON, J.L. Variation among *Eucalyptus* species in resistance to eucalyptus longhorned borer in Southern California. Entomologia Experimentalis et Applicata, v.74, p.185-194, 1995.

HANKS, L.M., MILLAR, J.G.; PAINE, T.D. Body size influences mating success of the eucalyptus longhorned borer (Coleoptera: Cerambycidae). Journal of Insect Behavior, v.9, p.369-382, 1996.

IVORY, M.H. Preliminary investigations of the pest of exotic forest trees in Zambia. Commonwealth Forestry Review, v.56, p.47-56, 1977.

LIMA, L.M.; LOURENÇO, M.T.; LENCART, P.; LOPES, O.; PAIVA, M.R.; ARAUJO, J. Ciclo de vida de *Phoracantha semipunctata* F. (Coleoptera: Cerambycidae) em Portugal. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE PROTEÇÃO DO EUCALIPTO CONTRA *Phoracantha semipunctata* FAB., 1, 1988. Lisboa. Anais... Lisboa: ACEL - Associação das Empresas de

Celulose e Papel, 1988. p.5 -19.

LOPES, O.; MARQUES, P.C.; ARAÚJO, J. The role of antennae in mate recognition in *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae). *Journal of Insect Behavior*, v.18, p.243-257, 2005.

MENDEL, Z. Seasonal development of the eucalypt borer, *Phoracantha semipunctata*, in Israel. *Phytoparasitica*, v.13, p.85-93, 1985.

MOORE, K.M. Observations on some Australian forest insects. 15. Some mortality factors of *Phoracantha semipunctata* (F.) (Coleoptera: Cerambycidae). *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales*, v.88, p.221-229, 1963.

OMENACA, J.A.S.; BARREAL, J.A.R. Presencia de *Phoracantha semipunctata* Fabr. sobre *Eucalyptus globulus* Labill. en Cantabria (Espana). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, v.17, p.417-422, 1991.

PAINE, T.D.; MILLAR, J.G.; HANKS, L.M. Integrated program protects trees from eucalyptus longhorned borer. *California Agriculture*, v.49, p.34-37, 1995.

PAINE, T.D.; STEINBAUER, M.J.; LAWSON S.A. Native and Exotic Pests of *Eucalyptus*: A worldwide perspective. *Annual Review of Entomology*, v.56, p.181-201, 2011.

PAIVA, M.R.; ARAÚJO, J. Impacto de *Phoracantha semipunctata* Fab. (Col.: Cerambycidae) na cultura do eucalipto no Alentejo. In: CONGRESSO SOBRE O ALENTEJO, 1, 1985, Alentejo. *Actas... Alentejo: 1985*. v.3, 1505-1516p.

POWELL, W. Colonization of twelve species of *Eucalyptus* by *Phoracantha semipunctata* (F.) (Coleoptera: Cerambycidae) in Malawi. *Bulletin of Entomological Research*, v.68, p.621-626, 1978.

RIBEIRO, G.T.; ZANUNCIO, J.C.; OLIVEIRA, P.J.S. Aspectos biológicos de *Phoracantha semipunctata* Fabricius, 1775 (Coleoptera: Cerambycidae), em toras de *Eucalyptus pellita* e *Eucalyptus urophylla*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 17, 1998, Rio de Janeiro. *Anais... Rio de Janeiro: Sociedade Entomológica do Brasil*, 1998. p.774.

RIBEIRO, G.T.; ZANUNCIO, J.C.; COUTO, L.; ZANUNCIO JR., J.S. Ocorrência da broca do eucalipto *Phoracantha semipunctata* Fab. (Coleoptera: Cerambycidae), nos Estados de Minas Gerais, Paraná e Espírito Santo. *Revista Árvore*, v.25, p.393-396, 2001.

SBS - Sociedade Brasileira de Silvicultura. Estatísticas. São Paulo, 2007. Disponível em: <<http://www.sbs.org.br/secure/PalestraCampoGrande-EucaliptoMitoseVerdades.pdf>> Acesso em: 01 abril de 2012.

TIRADO, L.G.; JUNCO, R. Aspectos generales de la biología de *Phoracantha semipunctata* Fab. en la provincia de Huelva. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE PROTEÇÃO DO EUCALIPTO CONTRA *Phoracantha semipunctata* FAB., 1, 1988, Lisboa. *Anais... Lisboa: ACEL - Associação das Empresas de Celulose e Papel*, 1988. p.61-81.

WANG, Q.A. Taxonomic revision of the Australian genus *Phoracantha* Newman (Coleoptera: Cerambycidae). *Invertebrate Taxonomy*, v.9, p.865-958, 1995.

WANG, Q.; THORNTON, I.W.B.; NEW, T.R. A cladistics analysis of the Phoracanthine genus *Phoracantha* Newman (Coleoptera: Cerambycidae: Cerambycinae), with discussion of biogeographic distribution and pest status. *Annals of Entomological Society of America*, v.92, p.631-638, 1999.

WAY, M.J.; CAMMELL, M.E.; PAIVA, M.R. Studies on egg predation by ants (Hymenoptera: Formicidae) especially on the eucalyptus borer *Phoracantha semipunctata* (Coleoptera: Cerambycidae) on Portugal. *Bulletin of Entomological Research*, v.82, p.425-432, 1992.

16.3.8 *Thaumastocoris peregrinus*

EVERTON PIRES SOLIMAN¹; LEONARDO RODRIGUES BARBOSA²; CARLOS FREDERICO WILCKEN³

¹Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

²Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária- Embrapa Florestas, 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. leonardo.r.barbosa@embrapa.br, edson.iede@embrapa.br

³Departamento de Proteção Vegetal, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", 18610-307, Botucatu, São Paulo, Brasil. cwilcken@fca.unesp.br

***Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé, 2006 (Hemiptera: Thaumastocoridae)**

Local de origem: Austrália

Nome popular: percevejo-bronzeado

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, GO, MA, MG, MS, PA, PI, PR, RJ, RS, SC, SP e TO.

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O percevejo-bronzeado adulto possui 3 mm de comprimento, sendo caracterizados pela cor marrom e corpo achatado dorsoventalmente, sendo que na sua cabeça há placas mandibulares desenvolvidas, antenas com quatro segmentos com antenômeros apicais mais escuros e olhos avermelhados (Figura 1) (Carpintero & Dellapé, 2006).

O desenvolvimento biológico de *T. peregrinus* foi descrito em *Eucalyptus scoparia* (Noack & Rose, 2007), espécie pouco relevante a eucaliptocultura brasileira. No Brasil, foi realizado um estudo da bioecologia do inseto em seis materiais genéticos e em cinco temperaturas (Soliman, 2010), visando avaliar o potencial da praga ao país.

O desenvolvimento do percevejo-bronzeado ocorre em três fases: ovo, ninfa e adulto. Seus ovos possuem coloração preta e são colocados agrupados (Figura 2 e 3) nas folhas (Button, 2007) e ramos (Wilcken et al., 2010), princi-

palmente em locais que apresentam irregularidades, como a nervura principal ou ferimentos no limbo foliar (Soliman, 2010).



Figura 1. Adultos de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) sobre folhas de eucalipto.

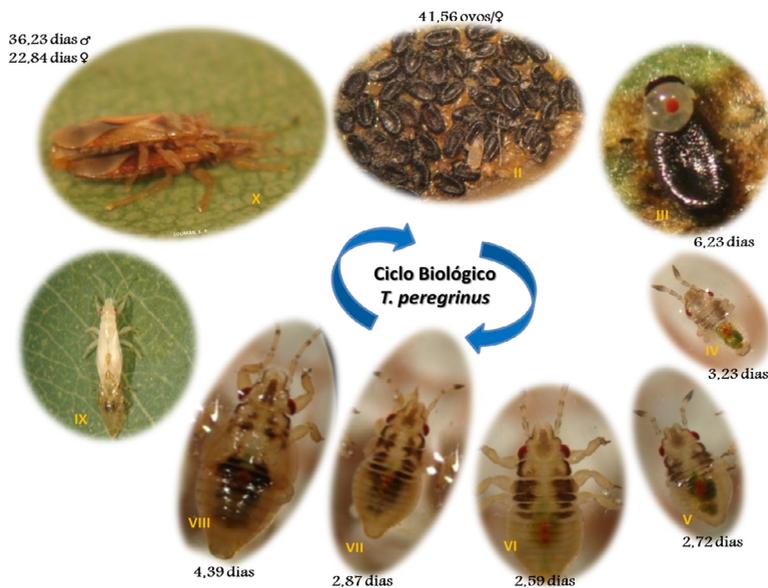


Figura 2. Duração média das fases do ciclo biológico de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae): massa de ovos (II); detalhe da eclosão do ovo (III); desenvolvimento ninfal: 1º ínstar (IV), 2º ínstar (V), 3º ínstar (VI), 4º ínstar (VII) e 5º ínstar (VIII); Emergência do adulto (IX) e cópula (X) (Fonte: Soliman, 2010).



Figura 3. Ovos de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) sobre folha de eucalipto. Foto: Flávia Tedesco.

Dos ovos, após aproximados seis dias, eclodem as ninfas que apresentam cinco ínstaes (Figura 2 e 4) (Noack & Rose, 2007) num período de 15 dias a 26°C, porém a temperatura exerce grande influência sobre a viabilidade e duração, variando de 13 a 50 dias, nas temperaturas de 30 e 14°C, respectivamente (Soliman, 2010).

A longevidade dos adultos é fortemente influenciada pelo material genético de eucalipto, em *Eucalyptus grandis* e *Eucalyptus urophylla* foi de aproximadamente 40 dias, porém quando mantido no clone resultante do cruzamento entre *E.grandis* x *E. camaldulensis* sobreviveram apenas 15 dias (Soliman et al., 2012)



Figura 4. Ninfa de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae). Foto: Flávia Tedesco.

Após emergirem, os adultos copulam e as fêmeas colocam seus ovos após um período de pré-oviposição que varia de 5,5 a 10,5 dias para *E. grandis* e *E. camaldulensis*, respectivamente (Soliman, 2010). As fêmeas podem ovipositar até 60 ovos (Noack & Rose, 2007; Crosa, 2008). No Brasil, verificou-se que a produção média foi de 41 ovos/fêmea, porém em *E. urophylla* e *E. grandis* a produção foi superior, com 75 ovos/fêmea (Soliman et al., 2012). O período de incubação dos ovos varia de cinco a 21 dias, quando mantido a 30 e 14°C, respectivamente (Soliman, 2010).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O dano da praga está relacionado ao seu hábito alimentar de perfurar as folhas e ramos finos para sugar seiva e o conteúdo celular, deixando-os cloróticos (Button, 2007; Wilcken et al., 2008; Wilcken et al., 2010). As folhas prateadas (Figura 5-A), dependendo da espécie hospedeira, evoluem para avermelhadas (Figura 5-B) (Wilcken et al., 2010), desfolha (Jacobs & Naser, 2005) e morte das plantas (FAO, 2007). Tanto as ninfas quanto os adultos preferem folhas mais velhas (Figura 6), porém o ataque em folhas mais novas de plantas adultas já foi relatado em casos de surtos no Brasil (Soliman, 2010), onde a praga ocorre principalmente nos meses mais secos do ano. No estado de São Paulo, a praga causa mais danos no inverno, época com baixa pluviosidade (Lima, 2011).



Figura 5. Folhas apresentando aspecto clorótico devido ao ataque de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) (A) e folhas apresentando o aspecto “bronzeado” devido aos ataques (B). Fotos: Flávia Tedesco.



Figura 6. Folha de eucalipto coberta por ninfas e adultos de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae). Fotos: Flávia Tedesco.

MANEJO

Resistência

A resistência de plantas é uma alternativa para o manejo de *T. peregrinus*, cuja preferência alimentar varia com as espécies e híbridos de eucalipto, porém sem comprovação até o momento da ocorrência da antibiose em espécies relevantes ao setor florestal brasileiro.

Há diversos relatos de plantas hospedeiras, em que *E. camaldulensis*, *E. tereticornis* e um híbrido *E. camaldulensis* x *E. grandis* foram mais suscetíveis em campo (Jacobs & Naser, 2005), entretanto avaliando a biologia em condição de laboratório, a longevidade e produção de ovos em *E. camaldulensis* foi inferior a *E. urophylla* e *E. grandis*, porém a praga desenvolveu-se nas três espécies e nos clones resultantes dos cruzamentos entre eles (Soliman et al., 2012). Outras espécies hospedeiras com relato da praga em campo, são: *E. dunnii*, *E. nicholii*, *E. paniculata*, *E. saligna*, *E. scoparia*, *E. syderoxylon*, *E. smithii*, *E. tereticornis*, *E. viminalis*, *E. dunnii*, *E. nicholii* e *E. scoparia* (Bouvet & Harrand, 2006; Jacobs & Naser, 2005; Noack & Coviella, 2006; Fao, 2007).

Controle biológico

O controle biológico de *T. peregrinus* no Brasil inclui inimigos naturais de três grupos: parasitoides, predadores e fungos entomopatogênicos.

Entre os parasitoides, *Cleruchoides noackae* Lin & Huber (Hymenoptera: Chalcidoidea: Mymaridae) um parasitoide de ovo que foi descoberto em Sydney (Austrália) é o inimigo natural de *T. peregrinus* mais estudado no mundo (Lin et al. 2007). No Brasil, algumas pesquisas foram feitas via PROTEF (Programa de Proteção Florestal), vinculadas ao IPEF (Instituto de Pesquisas Florestais) com ações estratégicas na UNESP e EMBRAPA, realizando estudos para criação e liberação desse parasitoide para o controle biológico clássico em todo país.

Entre os predadores nativos temos *Atopozelus opsimus* Elkins (Hemiptera: Reduviidae) e *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) (Soliman, 2010) e *Hemerobius bolivari* Banks (Neuroptera Hemerobiidae) em Portugal (Garcia et al., 2013) evidenciando que inimigos naturais nativos podem se adaptar e controlar um organismo exótico.

O primeiro estudo para o controle do percevejo-bronzeado com fungos entomopatogênicos foi em laboratório no Brasil, bem como a detecção de epizootia em campo (Soliman, 2010), seguido pela ocorrência de *Zoophtora radicans* em São Paulo (Mascarin et al., 2012), testes com isolados de fungos de micotecas (Lorencetti, 2013), uma nova espécie de fungo *Fusarium proliferatum* (Lazo, 2012) e teste de produtos comerciais à base de *Beauveria bassiana*, *Metharizium anisopliae* e *Lecanicilium longisporium*, sendo todos patogênicos, mas com variação na eficácia entre as fases do ciclo de vida (ninfas e adultos) e isolados dos fungos (Soliman, 2014). Em campo, *B. bassiana* e *M. anisopliae* são eficientes no controle populacional da praga, porém pode haver limitações devido à baixa umidade relativa do ambiente, pois a praga ocorre nas épocas mais secas.

Controle Químico

O controle químico pode ser uma alternativa para manejo de *T. peregrinus* em níveis de surtos populacionais em campo. Trata-se de uma ferramenta essencial dentro do manejo integrado, por isso seu uso deve ocorrer justificado pelo monitoramento que avalia a incidência e severidade. Atualmente cada empresa florestal possui seus critérios de avaliação estipulado por sua equipe técnica, de uma forma geral avaliam: a quantidade de insetos em ramos e/ou folhas; a quantidade de insetos no caule, quando ocorre o abate das plantas, avaliando-se, no tronco, a quantidade de insetos que trafegam em determinado tempo e espaço; notas de dano das folhas, variam conforme escalas de prateamento, podendo atingir casos severos de completo prateamento da folha, chegando até ao bronzeamento (avermelhamento) e; notas de desfolha, por meio da confecção de escalas, quantifica-se o nível de desfolha da planta avaliada.

Em caso de necessidade de combate, ingredientes ativos como o imidacloprido, na dosagem de de 3 a 5 mL/10 cm do DAP (diâmetro a altura do peito), injetado no tronco de árvores, apresentou eficiência de controle, em testes na Austrália (Noack et al. 2009). No Brasil, a bifentrina (Capture®) está registrada para controle desse besouro, com dose estipulada na bula via pulverização terrestre e aérea.

REFERÊNCIAS

BOUVET, J.P.R.; HARRAND, L. Chinche del eucalipto *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) en plantaciones de eucalipto. Informe: Monitoreo de Chinche del Eucalipto. Estación Experimental Agrícola Concordia INTA, 2009.

- BUTTON, G. *Thaumastocoris peregrinus*. Forest Facts, 2007.
- CARPINTERO, D.L.; DELLAPÉ, P.M. A new species of *Thaumastocoris kirkaldy* from Argentina (Heteroptera: Thaumastocoridae: Thaumastocorinae). Zootaxa, v. 1228, n. 1, p. 61-68, 2006.
- FAO. Overview of Forest Pests, South Africa. FAO Forestry Dept, Working Paper FBS/30E, p. 35, 2007.
- GARCIA, A.; FIGUEIREDO, E.; VALENTE, C.; MONSERRAT, V.J.; BRANCO, M. First record of *Thaumastocoris peregrinus* in Portugal and of the neotropical predator *Hemerobius bolivari* in Europe. Bulletin of Insectology, v. 66, n. 2, p. 251-256, 2013.
- JACOBS, D.H.; NESER, S. *Thaumastocoris australicus* Kirkaldy (Heteroptera: Thaumastocoridae): a new insect arrival in South Africa, damaging to *Eucalyptus* trees: research in action. South African Journal of Science, v. 101, n. 5, p. 233-236, 2005.
- LAZO, M.L.S.R. Caracterização e patogenicidade de fungos entomopatogênicos isolados do percevejobronzeado do eucalipto, *Thaumastocoris peregrinus* (hemiptera: thaumastocoridae). Tese de Doutorado. Dissertação de mestrado, 2012.
- LIMA, A.C.V. Amostragem e dinâmica populacional do percevejo bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) em floresta clonal de eucalipto. Dissertação de mestrado, 2011.
- LIN, N.Q.; HUBER, J.T.; LA SALLE, J. The Australian genera of *Mymaridae* (Hymenoptera: Chalcidoidea). Zootaxa, v. 1596, n. 1, p. 1-111, 2007.
- LORENCETTI, G.A. T. Efeito de fungos entomopatogênicos e produtos naturais sobre *Thaumastocoris peregrinus* Carpinteiro & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) e na indução de resistência em plantas. Dissertação de Mestrado. Universidade Tecnológica Federal do Paraná, 2013.
- MARTINEZ-CROSA, G. *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Delappé, 2005 (Heteroptera: Thaumastocoridae): new pest found in eucalyptus in Uruguay. IUFRO Recent Advances in Forest Entomology, Pretoria, South Africa, p. 32-33, 2008.
- MASCARIN, G.M.; SILVEIRA, D.V.; BRANDÃO, M.M.; DELALIBERA JR, Í. Natural occurrence of *Zoophthora radicans* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) on *Thaumastocoris peregrinus* (Heteroptera: Thaumastocoridae), an invasive pest recently found in Brazil. Journal of Invertebrate Pathology, v. 110, n. 3, p. 401-404, 2012.
- NOACK, A.E.; COVIELLA, C.E. '*Thaumastocoris australicus*' Kirkaldy (Hemiptera: Thaumastocoridae): First record of this invasive pest of '*Eucalyptus*' in the Americas. General and Applied Entomology: The Journal of the Entomological Society of New South Wales, v. 35, p. 13, 2006.
- NOACK, A.E.; KAAPRO, J.; BARTIMOTE-AUFFLICK, K.; MANSFIELD, S.; ROSE, H. A. Efficacy of imidacloprid in the control of *Thaumastocoris peregrinus* on *Eucalyptus scoparia* in Sydney, Australia. Journal of Arboriculture, v. 35, n. 4, p. 192, 2009
- NOACK, A.E.; ROSE, H.A. Life-history of *Thaumastocoris peregrinus* and *Thaumastocoris* sp. in the laboratory with some observations on behaviour. General and Applied Entomology, v. 36, p. 27-33, 2007.
- SOLIMAN, E.P. Bioecologia do percevejo-bronzeado *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) em eucalipto e prospecção de inimigos naturais. 90f. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo, 2010.
- SOLIMAN, E.P.; WILCKEN, C.F.; PEREIRA, J.M.; DIAS, T.K.R.; ZACHÉ, B.; DAL POGETTO, M.H.F.A.; BARBOSA, L.R. Biology of *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) in different eucalyptus species and hybrids. Phytoparasitica, v. 40, p.223-230, 2012.
- SOLIMAN, E.P. Controle biológico de *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) com fungos entomopatogênicos. 2014.
- WILCKEN, C.F. Percevejo bronzeado do eucalipto (*Thaumastocoris peregrinus*) (Hemiptera:

Thaumastocoridae): ameaça às florestas de eucalipto brasileiras. Botucatu-SP: Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais-IPEF, 2008.

WILCKEN, C.; SOLIMAN, E.; DE SÁ, L.; BARBOSA, L.; DIAS, T.R.; FERREIRA-FILHO, P.; OLIVEIRA, R. Bronze bug *Thaumastocoris peregrinus* Carpintero and Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae) on *Eucalyptus* in Brazil and its distribution. *Journal of Plant Protection Research*, v. 50, n. 2, p. 201-205, 2010.

16.4 Principais pragas dos pinus

16.4.1 *Cinara atlantica* e *Cinara pinivora*

SUSETE DO ROCIO CHIARELLO PENTEADO¹; EDSON TADEU IEDE¹; WILSON REIS FILHO¹; SONIA MARIA N. LAZZARI²; ELISIANE CASTRO DE QUEIROZ³

¹Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111, CP 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. susete.penteado@embrapa.br

²Entomologista, Rua dos Contabilistas, 30, CEP 81560-110, Curitiba, Paraná, Brasil. sonialazzari@gmail.com

³FUNCEMA /Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111, CP 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. elisiane.queiroz@colaborador.embrapa.br

Cinara atlantica (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae)

Cinara pinivora (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae)

Local de origem: Estados Unidos e Canadá

Nome popular: pulgão-gigante-do-pínus

Estados brasileiros onde foram registradas: MG, PR, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Há cerca de 200 espécies de *Cinara* no mundo (Blackman & Eastop, 1994), sendo que todas se alimentam de coníferas, principalmente nos brotos e ramos, mas também no tronco e raízes. A maioria das espécies está restrita a um gênero de árvore e algumas atacam apenas uma espécie como hospedeira (Furniss & Carolin, 1977).

Os afídeos apresentam um ciclo biológico complexo, incluindo ciclos partenogenéticos e sexuais. Entretanto, espécies que foram introduzidas em regiões tropicais ou subtropicais perderam a capacidade de produzir a forma sexuada, reproduzindo-se apenas por partenogenia (Diekmann et al., 2002). Pre-

sume-se seja o caso de *C. pinivora* e *C. atlantica*, no Brasil. Entretanto, a ocorrência de ovos em acículas de *Pinus elliottii* foi registrada em Curitiba, Paraná, no ano de 1999 (Zonta-de-Carvalho & Lazzari, dados não publicados).

Nos países de origem, Estados Unidos e Canadá, *C. pinivora* distribui-se no leste, sul e sudeste (Pepper & Tissot, 1973; Blackman & Eastop, 1984). Há registro de sua ocorrência também na Austrália, Argentina e Uruguai (Penteado et al., 2000).

O primeiro registro de *C. pinivora*, no Brasil, foi nos municípios de Lages, Santa Catarina e Cambará do Sul, Rio Grande do Sul, nos meses de junho e julho de 1996, infestando plantios de *P. elliottii* e *P. taeda* (Iede et al., 1998). Posteriormente, sua ocorrência foi registrada também nos municípios de Major Vieira e Otacílio Costa, Santa Catarina, Colombo e Curitiba, Paraná, infestando plantas de dois a seis anos de idade e, no município de Correia Pinto, Santa Catarina, infestando viveiro de mudas (Iede et al., 1998).

Cinara atlantica distribui-se no leste, sul e sudeste dos Estados Unidos e Canadá, sua região de origem. Foi também registrada na Jamaica, Cuba (Pepper & Tissot, 1973; Blackman & Eastop, 1994), Argentina e Uruguai. O primeiro registro de *C. atlantica* no Brasil foi feito em 1998 (Lazzari & Zonta-de-Carvalho, 2000). No Brasil, ocorre nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Minas Gerais (Penteado et al., 2000).

Atualmente, a espécie *C. atlantica* (Figura 1) encontra-se amplamente distribuída em plantios de *Pinus* spp. nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais agressiva que *C. pinivora*, ocorrendo inclusive em áreas de clima mais quente e durante o verão, o que não ocorre com *C. pinivora* (Lazzari & Zonta-de-Carvalho 2000). Os picos populacionais de *C. atlantica* ocorrem na primavera, mas também podem ocorrer picos no verão, outono e inverno (Iede, 2003; Ottati, 2004; Lazzari et al., 2004; Queiroz, 2005; Penteado, 2007; Ribeiro, 2007).

Cinara atlantica e *C. pinivora* pertencem ao denominado grupo dos “afídeos gigantes das coníferas” (Ciesla, 1991), por medirem entre 2 e 5 mm (Furniss & Carolin, 1977). Entretanto, o tamanho, medida das estruturas do corpo e coloração geral, são extremamente variáveis (Pepper & Tissot, 1973). A diferenciação entre as duas espécies é baseada, principalmente, na forma dos sifúnculos dos adultos. Em *C. pinivora*, os sifúnculos apresentam uma base menor e o formato assemelha-se a um cone e as pernas têm áreas claras extensas. Em *C. atlantica*, o sifúnculo apresenta a base mais larga e é mais achatado e as

pernas são mais escuras (Penteado et al., 2004).

Cinara atlantica e *C. pinivora* apresentam fase jovem com quatro ínstaes, com duração total de 8,4 a 15,5 dias para *C. atlantica* (Penteado et al., 2002; Zaleski, 2003; Ottati, 2004; Camargo, 2007; Penteado, 2007). A longevidade dos adultos de *C. atlantica* pode variar de 9,3 a 36,4 dias (Penteado et al., 2002; Zaleski, 2003; Ottati, 2004; Camargo, 2007; Penteado, 2007) e o ciclo biológico, de 17,7 a 45,6 dias (Zaleski, 2003; Camargo, 2007; Penteado, 2007). Uma fêmea adulta de *C. atlantica* pode gerar de 10,9 a 31,95 ninfas (Zaleski, 2003; Ottati, 2004; Camargo, 2007; Penteado, 2007).



Figura 1. Adulto áptero de *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae) apresentando excreção de *honeydew*.

Para se alimentar, esses afídeos inserem o estilete na planta, até atingir o floema. Este é um processo demorado, que pode levar de alguns minutos a mais de 24 horas (Penteado et al., 2000). *Cinara atlantica* pode permanecer até cinco horas sobre *P. taeda*, sem inserir os estiletos. Este comportamento está associado ao fato do inseto se alimentar de brotos (Figura 2-A) e ramos mais lenhosos (Figura 2-B), diferente de afídeos de folhas, cuja inserção dos estiletos pode ocorrer rapidamente após o contato do inseto com a planta (Penteado, 2007). *Cinara atlantica* alimenta-se exclusivamente do floema, podendo permanecer com os

estiletes inseridos por mais de 12 horas. Não foi registrada a fase xilemática, comum em outras espécies de afídeos (Penteado, 2007). *Cinara atlantica* apresenta preferência pelo terço superior das plantas de *P. taeda*, mesmo nos meses com temperaturas mais altas (Penteado, 2007).



Figura 2. Colônia de *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae) em brotos (A) e caule (B) de *Pinus taeda*.

A seiva do floema é rica em açúcares e pobre em aminoácidos. Assim, os afídeos necessitam ingerir uma grande quantidade de seiva, para obter a quantidade de aminoácidos necessária à sua sobrevivência, ingerindo também uma grande quantidade de açúcares, o qual é eliminado na forma de “*honeydew*” (Figura 1), que é uma excreção com textura densa e sabor adocicado (Penteado et al., 2000). O *honeydew* secretado contém entre 30 e 70% de melezitose, e por isso essas espécies estão tipicamente associadas a formigas (Fischer & Shingleton, 2001). Nos municípios de Rio Negrinho, Santa Catarina, Arapoti e Sengés, Paraná, foi constatado que 70, 100 e 60% das plantas, respectivamente, apresentaram formigas associadas a colônias de *C. atlantica* e *C. pinivora*. Os seguintes gêneros de formigas foram registrados: *Camponotus* sp., *Solenopsis* sp., *Dorymyrmex* sp. (nos três locais), *Brachymyrmex* sp. e *Pseudomyrmex* sp. (Arapoti e Sengés) (Reis Filho et al., 2001; Iede, 2003). Em Sengés, 100% das plantas apresentavam ninhos de *Solenopsis* sp. na região do colo da planta (Reis Filho et al., 2001; Iede, 2003).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As diversas formas de *Cinara* spp. vivem em colônias, alimentando-se nos brotos, ramos, caule e nas raízes das plantas (Penteado et al., 2000). Os ataques mais intensos e com danos mais significativos ocorrem, usualmente, em mudas e em plantios novos (Penteado et al., 2000). *Cinara atlantica* apresenta uma tendência a ter menor preferência por plantas com altura superior a 2,5 m (Penteado, 2007).

Cinara pinivora tem como hospedeiros as seguintes espécies de *Pinus*: *P. banksiana*, *P. clausa*, *P. echinata*, *P. elliottii*, *P. glabra*, *P. pungens*, *P. resinosa*, *P. rigida*, *P. serotina*, *P. sylvestris*, *P. taeda* e *P. virginiana* (Voegtlin & Bridges, 1988). No Brasil, ocorre principalmente nas espécies *P. taeda* e *P. elliottii*, na região sul do País, sendo raramente observada em espécies de pinus tropicais (Penteado et al., 2004).

Os hospedeiros de *C. atlantica* são: *Pinus canariensis*, *P. clausa*, *P. cubensis*, *P. douglasiana*, *P. duragensis*, *P. echinata*, *P. elliottii*, *P. glabra*, *P. gregii*, *P. lumholtzii*, *P. muricata*, *P. nigra*, *P. occidentalis*, *P. oocarpa*, *P. palustris*, *P. patula*, *P. pungens*, *P. radiata*, *P. resinosa*, *P. rigida*, *P. roxburghii*, *P. serotina*, *P. strobus*, *P. sylvestris*, *P. taeda* e *P. virginiana* (Voegtlin & Bridges, 1988). No Brasil ocorre nas espécies *P. caribaea*, *P. elliottii*, *P. pinaster*, *P. radiata* e *P. taeda* (Iede, 2003).

As plantas atacadas por *Cinara* podem apresentar os seguintes sintomas e danos: a) clorose; b) redução do crescimento em diâmetro e altura; c) entortamento do fuste; d) seca dos brotos; e) bifurcação devido à destruição do broto apical; f) presença da fumagina, causada pelo fungo *Capnodium* sp, que reduz a área fotossintética, dificultando os processos de respiração e transpiração da planta; g) associação com formigas, sendo que em certas condições, os formigueiros podem recobrir toda a planta; h) seca de ramos; i) a forma de alimentação dos afídeos pode causar a perda de acículas, redução ou distúrbio de crescimento, assim como, reduzir a resistência da planta ao ataque de outros insetos ou patógenos (Penteado et al., 2000). A mortalidade de plantas, quando ocorre, geralmente está associada a outros fatores de estresse que debilitam a planta, porém, na maioria das vezes, ela consegue se recuperar (Penteado et al. 2004).

Os danos causados por *Cinara* são decorrentes do ataque no primeiro ano de plantio, pois, nos anos subsequentes, a população da praga é reduzida de

forma abrupta, enquanto que a população de predadores tem um incremento significativo (Iede, 2003). Em plantios de *P. taeda* com mudas provenientes de Pomar de Semente Clonal, houve maior ocorrência de plantas com sintomas de ataque de pulgões, principalmente superbrotção, do que naqueles plantados com mudas provenientes de Área de Produção de Sementes (Iede, 2003).

Estudos realizados na Carolina do Sul, Estados Unidos, mostraram uma redução no crescimento em diâmetro e altura de plantas de *P. taeda* com um a dois anos de idade atacadas por *C. atlantica* (Fox & Griffith, 1977). Na Argentina, mesmo com danos severos provocados por *C. atlantica*, a redução no crescimento de plantas de *P. taeda* somente ocorreu nas áreas com menor qualidade de sítio (Eskiviski, 2005).

MANEJO

O modelo de controle de *Cinara* spp., no Brasil, compreende métodos biológicos, mecânicos, químicos e silviculturais, utilizados de forma integrada dentro de um Programa de Manejo Integrado de Pragas para os pulgões-gigantes-do-pínus, envolvendo as seguintes ações: a) monitoramento, pela utilização de armadilhas e inspeções terrestres; b) controle silvicultural, pela utilização de sementes e mudas de boa qualidade e procedência garantida; realização de tratamentos silviculturais emergenciais; manutenção da cobertura vegetal, visando proporcionar um ambiente favorável ao desenvolvimento de inimigos naturais; c) resistência de plantas; d) uso do controle químico, o qual tem sido recomendado apenas para prevenir explosões populacionais em plantações de alto valor comercial, como bancos clonais, pomares de semente e em viveiros e; e) controle biológico, pela introdução de parasitoides das áreas de origem do hospedeiro e incremento de inimigos naturais nativos, como os predadores e fungos entomopatogênicos.

Controle silvicultural

Avaliações realizadas em plantio de *P. taeda*, com diferentes sistemas de manejo de plantas daninhas aplicados nas entrelinhas, resultaram em diferença no percentual de infestação de *C. atlantica*. Os maiores índices ocorreram nas áreas onde os sistemas de manejo visavam à eliminação total das plantas invasoras (gradagem e herbicida), com maior infestação ocorrendo em áreas tratadas

com herbicida em área total (Oliveira, 2003). No sistema de manejo utilizando mato e roçada, os danos mais frequentes foram o entortamento do fuste e bifurcação. Entretanto, quando utilizados a gradagem e herbicida, os efeitos foram mais intensos, ocasionando danos mais acentuados, como a bifurcação e o envasouramento (Oliveira, 2003). Em áreas de pinus, onde foram realizadas roçadas ou que não houve a retirada das plantas invasoras, a infestação de *C. atlantica* foi de 15 a 20% menor e houve maior abundância de predadores, quando comparado à área onde foi aplicado herbicida (Wilcken et al., 2003).

Resistência

Em plantios de pinus com alta população de afídeos, foi observado que algumas plantas são relativamente livres do ataque dos afídeos (Penteado, 2007), e isto pode ser devido a um ou mais dos seguintes fatores: escape, devido ao desenvolvimento rápido dos afídeos; resistência fisiológica, que se refere à habilidade de repelir as pragas durante o período de rápido crescimento; defesas dinâmicas da planta hospedeira, tal como liberação de fenóis tóxicos, e tolerância, que é a capacidade da planta de crescer, apesar da infestação (Owino, 1991).

Controle biológico

Parasitoides

Os parasitoides são organismos muito importantes no complexo de inimigos naturais dos afídeos, devido à sua especificidade. As pragas que mantêm populações moderadamente altas e de forma constante, como é o caso dos afídeos, apresentam maior eficiência quando controlados biologicamente, do que aquelas que reduzem drasticamente a população em um período e apresentam picos populacionais em outros.

Entre os inimigos naturais específicos de *C. pinivora* e *C. atlantica* estão alguns parasitoides da Família Braconidae, principalmente os do gênero *Pauesia* e *Xenostigmus*, que são pequenas vespas que parasitam tanto as ninfas como os pulgões adultos, levando-os à morte.

A Embrapa Florestas, em parceria com a Universidade de Illinois (EUA), UFPR (Departamento de Zoologia) e FUNCEMA (Fundo Nacional de Controle de Pragas Florestais), elaboraram um programa de controle biológico dos pulgões-gigantes-do-pinus, que teve início em 2001 e se estendeu até 2004. Os ob-

jetivos deste Programa foram: a seleção, coleta, introdução, quarentena, criação, liberação e avaliação do estabelecimento de inimigos naturais de *C. pinivora* e *C. atlantica*, no Brasil (Penteado et al., 2004).

A primeira etapa foi a seleção de inimigos naturais específicos na área de origem do hospedeiro. As coletas em campo foram realizadas no período de 2001 a 2003, nos estados do Alabama, Carolina do Sul, Carolina do Norte, Florida, Georgia e Virginia, Estados Unidos (Reis Filho et al., 2004).

No ano de 2001, foi realizada a primeira viagem exploratória, visando localizar os parasitoides em campo. Entretanto foi coletado um baixo número de múmias (pulgões parasitados) (Figura 3), em função da época de coleta. Havia também um número razoável de hiperparasitoides, identificado como, *Alloxysta lachni* (Hymenoptera: Figitidae) (Penteado et al., 2004).

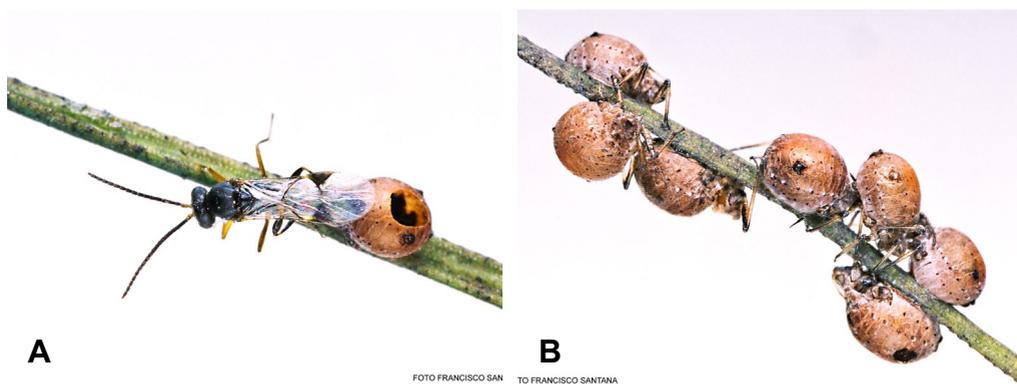


Figura 3. Adulto do parasitoide *Xenostigmus bifasciatus* emergindo de múmia de *Cinara* sp. (A) e várias múmias de *Cinara* sp. (B).

Novas coletas foram realizadas nos locais de origem, quando então foram enviadas ao Brasil múmias das espécies, *Xenostigmus bifasciatus*, *Pauesia proceptali* e *Pauesia bicolor*. Os insetos passaram inicialmente pela quarentena no Quarentenário Costa Lima, da Embrapa Meio Ambiente, em Jaguariúna, São Paulo, para assegurar que o material introduzido não estava associado a hiperparasitoides ou patógenos (Penteado et al., 2004).

No ano de 2002, nas coletas realizadas em plantios de *P. taeda* atacados por *C. atlantica*, todos os exemplares de parasitoides foram da espécie *X. bifasciatus* (Figura 4). Em 2003 foram enviadas ao Brasil seis remessas desse parasitoide. Entretanto, ocorreu uma alta porcentagem de emergência de hiperparasitoides,

os quais foram enviados ao Professor Dr. Marcelo Tavares, da Universidade Federal do Espírito Santo, que identificou as seguintes espécies: *Alloxysta lachni* (Hymenoptera: Figitidae); *Anastastus* sp. (Hymenoptera: Eupelmidae); *Asphes suspensus* Hymenoptera, Pteromalidae); *Dendrocerus* sp. (Hymenoptera: Megaspilidae); *Diaretus* sp. (Hymenoptera: Braconidae); *Euneura sopolis*; *Euneura lachni* (Hymenoptera, Pteromalidae); *Syrphophagus* (Hymenoptera: Encyrtidae) e *Tetrasticus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) (Penteado et al., 2004).

A criação massal de *X. bifasciatus* foi realizada no Laboratório de Entomologia Florestal da Embrapa Florestas e as liberações em campo ocorreram no período de 2002 a 2004, em plantios de pinus com até dois anos de idade atacados pelos pulgões-gigantes-do-pinus. Os municípios onde ocorreram as liberações foram: Arapoti, Colombo, Guarapuava, Sengés e Telêmaco Borba, no Paraná; Caçador, Otacílio Costa, Porto União, Rio Negrinho, Santa Cecília e Três Barras em Santa Catarina e Itapeva, em São Paulo (Reis Filho et al., 2004).

Embora as liberações em campo do parasitoide, *X. bifasciatus*, tenham ocorrido apenas nos Estados do Paraná e Santa Catarina e em um local no Estado de São Paulo, o seu estabelecimento foi constatado em todas as áreas atacadas pelo pulgão-gigante-do-pinus no Brasil e também no Uruguai (Reis Filho et al., 2004).

Em avaliações realizadas em plantios de pinus atacados pela praga, foi registrada, em algumas colônias do afídeo, porcentagens de parasitismo próximas a 100%, mesmo durante o inverno. Também foi constatado que *X. bifasciatus* foi capaz de se dispersar a uma distância de até 80 km do local de liberação, em um ano. Assim, a capacidade de dispersão de *X. bifasciatus*, bem como o seu potencial de parasitismo e a adaptação às condições brasileiras, torna este parasitoide um dos principais agentes de controle biológico do pulgão-gigante-do-pinus, uma vez que ocorre durante o inverno, quando a população dos predadores nativos é baixa (Reis Filho et al., 2004).

As tabelas de vida de fertilidade para *X. bifasciatus* (Oliveira, 2006) quando comparadas com as de seu hospedeiro, *C. atlantica* demonstram que as infestações iniciais de *C. atlantica* ocorrem com número reduzido de indivíduos por planta (Penteado, 2007). A taxa intrínseca de aumento populacional de *C. atlantica* é semelhante à do parasitoide, indicando que *X. bifasciatus* é um agente eficaz no controle da praga (Penteado, 2007). Os pulgões são estrategistas “r”, aumentando suas populações rapidamente, com sobreposição de gerações (Rodrigues et al., 2003). No entanto, a infestação inicial acontece em um peque-

no número e em focos isolados. Assim, a presença do parasitoide no início da infestação de *C. atlantica* e o aumento também rápido de sua população, poderão prevenir surtos nas populações desta praga e exercer o controle da mesma, confirmando a importância desse agente de controle de *C. atlantica* (Penteado, 2007).

Tem sido observado, em plantios de pinus, que as populações de *Cinara* spp. vêm declinando em função do estabelecimento do complexo de inimigos naturais, representado pelos predadores juntamente com o parasitoide introduzido, *X. bifasciatus* (Queiroz, 2005).

Predadores

Várias espécies de predadores estão associadas às colônias de *Cinara*. Na ordem Coleoptera, família Coccinellidae são citados: *Cycloneda sanguinea* Linnaeus, 1763, *Eriopis connexa* Germar, 1824, *Harmonia axyridis* Pallas, 1773, *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, 1842, *Olla v-nigrun* Mulsant, 1866, *Scymnus (Pullus) sp.* (Penteado, 2007; Queiroz, 2005) e *Coleomegilla quadri-fasciata* Schoenherr, 1808 (Iede, 2003).

Além dos coccinélídeos, foram observados os seguintes predadores em plantas infestadas por *C. atlantica*: ovos e adultos de *Chrysoperla externa* Hagen, 1861 (Neuroptera: Chrysopidae); larvas de *Syrphidae* (Diptera) (Cardoso et al., 2003; Eskiviski, 2005; Queiroz, 2005; Penteado, 2007); e Hemerobiidae; Nabidae (Heteroptera) (Mills, 1990; Cardoso et al., 2003; Eskiviski, 2005; Queiroz, 2005).

Em avaliações realizadas em plantios de pinus atacados pelos pulgões-gigantes-do-pinus, a população de coccinélídeos representou 70,9 a 94,7% do total de predadores registrados, sendo *C. sanguinea*, a espécie mais frequente (Penteado, 2007; Iede, 2003; Oliveira, 2003). Em Misiones e Corrientes, Argentina, 65% das plantas tinham a presença de *C. sanguinea*, que foi responsável pela redução da população de *C. atlantica* (Eskiviski, 2005).

A população de predadores de *C. atlantica* é beneficiada pela presença da vegetação rasteira associada ao pinus, a qual propicia as melhores condições de abrigo, alimentação e reprodução para os inimigos naturais dos pulgões-gigantes-do-pinus (Iede, 2003; Oliveira, 2003; Penteado, 2007).

Patógenos

O fungo *Lecanicillium lecanii* foi constatado causando epizootias em colônias dos pulgões-gigantes-do-pínus, mostrando potencial para supressão destes afídeos (Penteado et al. 2001; Iede, 2003; Queiroz, 2005; Penteado, 2007).

Controle químico

O uso de inseticidas químicos pode ser uma estratégia do MIP, mas deve ser usado como um recurso emergencial (Ciesla, 1991), pois os parasitoides e predadores são efetivos no controle de surtos de pulgões e na manutenção de baixas populações. A seleção das moléculas de inseticidas deve ser criteriosa, favorecendo os produtos seletivos e que sejam aplicados de forma a atingir somente o afídeo.

Alguns ingredientes ativos apresentam um controle efetivo desses afídeos, porém sua utilização deve ser planejada cuidadosamente para minimizar os efeitos indesejáveis (Iede et al., 2014). Três produtos apresentam registro para utilização no controle de *Cinara*, sendo o ingrediente ativo o imidacloprido (neonicotinoide) (Agrofit, 2017). O imidacloprido apresenta ação sistêmica e atua nos receptores da acetilcolina, fazendo com que o inseto reduza ou pare a alimentação e mobilidade (Boiteau & Osborn, 1997; Elbert et al., 1998; Nauen et al., 1998).

O imidacloprido pode ser viável para o controle do pulgão-gigante-do-pínus em duas formas de aplicação: com rega, nas mudas em viveiro, ou adicionado ao hidrogel, no momento do plantio. Nessas formas de aplicação, houve uma proteção residual de 80 dias em campo, fazendo com que as colônias do pulgão não se desenvolvessem nesse período (Faria, 2004). Testes com rega e pulverização com imidacloprido resultaram no controle do pulgão com eficiência acima de 90 % até 29 dias após aplicação (Wilcken et al., 2003). Plantas com imidacloprido apresentaram altura significativamente maior do que das plantas não protegidas (Penteado, 2007).

Entretanto, para o controle químico dos pulgões-gigantes-do-pínus, devem ser consideradas as diretrizes dos programas de certificação florestal a que as empresas florestais estão vinculadas (ver Capítulo 13), que além de orientar que o controle de pragas seja feito de forma integrada, limitam a utilização de alguns produtos e promovem a redução do uso de inseticidas (Sousa, 2003).

REFERÊNCIAS

AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. 2017. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/SDA. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons Acesso em 02 de outubro de 2017.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V. F. Aphids on the trees. In: Aphids on the world's crops: an identification and information guide. Chichester: J. Wiley, p. 120-134. 1984.

BLACKMAN R.L. & EASTOP V.F. Aphids on the World's Trees. An Identification and Information Guide. CAB International, Wallingford, Oxon, 987 pp., 1994.

BOITEAU, G.; OSBORN, W.P.L. Behavioural effects of imidacloprid, a new nicotinyl insecticide, on the potato aphid, *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) (Homoptera, Aphididae). Canadian Entomologist, 129: 241-249, 1997.

CAMARGO, J.M.M. Efeito da aplicação de nitrogênio e silício em plantas de *Pinus taeda* L. (Pinaceae) na performance do pulgão-gigante-do-pinus, *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae). Dissertação de mestrado. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 101 p., 2007.

CARDOSO, J.T.; LÁZZARI, S.M.N.; FREITAS, S.; IEDE, E.T. Ocorrência e flutuação populacional de Chrysopidae (Neuroptera) em áreas de plantio de *Pinus taeda* (L.) (Pinaceae) no sul do Paraná. Revista Brasileira de Entomologia, 47 (3): 473-475, 2003.

CIESLA, W.M. The cypress aphid, *C. cupressi* (Buckton) in Africa. In: Workshop on Exotic Aphid Pests of Conifers, 1991, Muguga, Kenya. A crisis in African forestry: proceedings. Rome: FAO. p. 113-116, 1991.

DIEKMANN, M.; SUTHERLAND, J.R.; NOWELL, D.C.; MORALES, F.J.; ALLARD, G. (editors). FAO/IPGRI. Technical Guidelines for the Safe Movement of Germplasm. N. 21. *Pinus* spp. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome/International Plant Genetic Resources Institute, Rome, 2002.

ELBERT, A.; NAUEN, R.; LEICHT, W. Imidacloprid, a novel chloronicotinyl insecticide: biological activity and agricultural importance. In: ISHAAYA, I.; DEGHEELE, D. (Ed.) Insecticides with novel modes of action; mechanisms and application. Springer, Verlag., p. 50-73, 1998.

ESKIVISKI, E.R.; AGOSTINI, J. TOLOZA, R. DE COLL, O. Biología y efectos de *Cinara* spp. (Hemiptera: Aphididae) em plantaciones juvenes de *Pinus* em las provincias de Misiones y Corrientes, Argentina. In: Simpósio sobre *Cinara* em *Pinus*, 1. 2003, Curitiba. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

ESKIVISKI, E.R. Dinámica poblacional del pulgón de los pinos *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae), su efecto en el crecimiento en la plantaciones de *Pinus* y alternativas para su control en Misiones y noreste de Corrientes. Maestría en Ciencias Forestales, orientación en Silvicultura y Manejo. Universidad Nacional de Misiones. 79 p., 2005.

FARIA, A.B.C. Monitoramento do pulgão-do-pinus e seu controle com aplicação de Imidacloprid. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 60 p. 2004.

FISCHER, M.K.; SHINGLETON, A. W. Host plant and ants influence the honeydew sugar composition of aphids. Functional Ecology, 15, p. 544-550, 2001.

FOX, R.C., GRIFFITH, K. H. Pine seedling growth loss caused by cinaran aphids in South Carolina. Journal of the Georgia Entomological Society, 12, p. 29-34, 1977.

FURNISS, R.L.; CAROLIN, V. M. Western forest insects, USDA Forest Service, Misc. Pub, 1339, 654p., 1977.

IEDE, E.T.; LAZZARI, S.M.N.; PENTEADO, S.R.C.; ZONTA-DE-CARVALHO, R.C.; TRENTINI, R.F.R. Ocorrência de *Cinara pinivora* (Homoptera: Aphididae, Lachninae) em reflorestamentos de *Pinus* spp. no sul do Brasil. In: Congresso Brasileiro de Zoologia. Recife, PE. Anais. p. 141, 1998.

IEDE, E.T. Monitoramento das populações de *Cinara* spp. (Hemiptera: Aphididae: Lachninae), avaliação de danos e proposta para o seu manejo integrado em plantios de *Pinus* spp. (Pinaceae), no sul do Brasil. Curitiba, UFPR. 171p. Tese de doutorado, 2003.

IEDE, E.T.; PENTEADO, S.R.C.; REIS FILHO, W. Manejo integrado de pragas em plantios de pinus. 2014. In: 3º Encontro Brasileiro de Silvicultura, pag. 195-212 Disponível em:

<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/1008258/1/2014AACEdsonTadeuManejoIntegrado.pdf>. Acesso em 04 de outubro de 2017.

LAZZARI, S.M.N.; ZONTA-DE-CARVALHO, R.C. Aphids (Hemiptera, Aphididae, Lachninae, Cinarini) on *Pinus* spp. and *Cupressus* sp. In Southern Brazil. In: Internacional Congress of Entomology, XXI. Foz do Iguaçu, PR. Anais. p. 493, 2000.

LAZZARI, F.N.; TRENTINI, R.F.R.; ZONTA DE CARVALHO R.C. Occurrence of *Cinara* spp. (Hemiptera, Aphididae) on *Pinus* spp. (Pinaceae), in the country of Lages- SC, Brazil. Revista Brasileira de Entomologia, 48, p. 287-289, 2004.

MILLS, N.J. Biological control of forest aphid pests in Africa. Bulletin of Entomological Research, London, 80, p. 31-36, 1990.

NAUEN, R.; HUNGENBERG, H.; TOLOO, B.; TIETJEN, K.; ELBERT, A. Antifeedant effect, biological efficacy and high affinity binding of imidacloprid to acetylcholine receptors in *Myzus persicae* and *Myzus nicotianae*. Pesticide Science, 53, p. 133-140, 1998.

OLIVEIRA, N.C. Efeito de diferentes sistemas de manejo de plantas invasoras sobre o controle biológico e incidência de *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae) em *Pinus taeda* e biologia de coccinélidos (Coleoptera). Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônomicas, 72 p., 2003.

OLIVEIRA, S. Fatores biológicos e comportamentais do parasitóide *Xenostigmus bifasciatus* Ashmead 1891 (Hymenoptera, Braconidae) visando a otimização de criação massal em laboratório e índice de parasitismo em casa-de-vegetação. Dissertação de Mestrado. UFPR. Curitiba, 78 p., 2006.

OTTATI, A.L.T. Aspectos bioecológicos do pulgão-gigante-do-pinus, *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemiptera, Aphididae), em *Pinus* spp. (Pinaceae). Tese de Doutorado. Faculdade de Ciência Agrônoma da Unesp, Botucatu, 133 p., 2004.

OWINO, F. Silvicultural methods of exotic aphid pest control: use of resistant strains of host trees. In: Exotic aphids pests of conifers – A crisis in African forestry. Muguga, Kenya. June 1991. Proceedings Kenya Forestry Research Institute/FAO. Kenia. p. 121 - 123, 1991.

PENTEADO, S.R.C.; TRENTINI, R.F.; IEDE, E.T.; REIS FILHO, W. Ocorrência, distribuição, danos e controle de pulgões do gênero *Cinara* em *Pinus* spp. no Brasil. Revista Floresta 30: 1/2, p. 55-64, 2000.

PENTEADO, S.R.C.; REIS-FILHO, W.; IEDE, E.T.; GRIGOLETTI-JUNIOR, A.; QUEIROZ, E.C. Ocorrência de *Verticillium lecanii* em populações de *Cinara pinivora* e *Cinara atlantica*, no Brasil. In: VII Simpósio de controle biológico, Junho de 2001, Poços de Caldas, MG. Anais do VII Simpósio de Controle Biológico. Universidade Federal de Lavras. p. 324, 2001.

PENTEADO, S.R.C.; QUEIROZ, E.C.; MESSA, S.R.; REIS FILHO, W.; IEDE, E. T. Biologia de *Cinara atlantica* (Homoptera: Aphididae: Lachninae) em duas temperaturas, em laboratório. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 19, Manaus. Resumos. Socie-dade Entomológica do Brasil. p. 148. 2002.

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E. T.; REIS FILHO, W. Os pulgões-gigantes-do-pinus, *Cinara pinivora* e *Cinara atlantica*, no Brasil. Circular técnica 87, Embrapa Florestas. Curitiba. 10 p. 2004.

PENTEADO, S.R.C. *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera, Aphididae): um estudo de biologia e associações. Tese de doutorado, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 223 p. 2007.

PEPER, J.O.; TISSOT, A.N. Pine feeding species of *Cinara* in the Eastern U.S. (Homoptera: Aphididae). Florida Agricultural Experiment Station Monograph Series, Gainesville, 3, p.1-160, 1973.

QUEIROZ, E.C. Avaliação da infestação de *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera: Aphididae) em mudas de *Pinus taeda* L. (Pinaceae) em função da época de plantio. Dissertação de Mestrado, UFPR, Curitiba, 59 p. 2005.

REIS FILHO, W.; CAMPOS-FARINHA, A.E.; PACHECO, P. Formigas associadas aos pulgões *Cinara* spp. (Homoptera: Aphididae) (Wilson, 1919) em plantios de *Pinus taeda*, no Sul do Brasil. In: Encontro de Mirmecologia, XV. Anais. Londrina, PR, p. 215, 2001.

REIS FILHO, W.; PENTEADO, S. R. C.; IEDE, E. T. Controle biológico do pulgão-gigante-do-pinus, *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae), pelo parasitoide *Xenostigmus bifasciatus* (Hymenoptera: Braconidae). Colombo: Embrapa Florestas (Embrapa Florestas, Comunicado técnico, 122). 3 p., 2004.

RIBEIRO, D.R. Distribuição espacial e plano de amostragem sequencial para o monitoramento do pulgão-gigante-do-pinus, *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae: Lachninae), e do seu parasitóide *Xenostigmus bifasciatus* (Ashmead, 1891) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) em plantios de *Pinus taeda* L. (Pinaceae). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 137 p. 2007.

RODRIGUES, S.M.M.; PAES BUENO, V.H.; SAMPAIO, M.V. Tabela de vida de fertilidade de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera, Aphidiidae) em *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hemiptera, Aphididae). Revista Brasileira de Entomologia, 47, (4), p. 637 – 642, 2003.

SOUZA, N.J. Importância do manejo de resistência de inseticidas no controle integrado dos pulgões-gigantes-do-pinus. In: Simpósio sobre *Cinara* em *Pinus*, 1. 2003, Curitiba. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

VOEGTLIN, D.J. & BRIDGES, C.A. Catalogue of the *Cinara* Species of North America (Homoptera: Aphididae). Illinois Natural History Survey, Special Publication 8, 55 p, 1988.

VOEGTLIN, D. Searching for parasites of *Cinara* on pines in the South Eastern United States. In: Simpósio sobre *Cinara* em *Pinus*, 1. 2003, Curitiba. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

WILCKEN, C.F.; OTTATI, A.L.T.; OLIVEIRA, N.C.; COUTO, E.B.; FERREIRA FILHO, P.J. Ações de pesquisa visando o Manejo Integrado dos pulgões-gigantes-do-pinus em São Paulo. In: Simpósio sobre *Cinara* em *Pinus*, 1. 2003, Curitiba. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.

ZALESKI, S.R.M. Biologia, danos e determinação dos limites térmicos para o desenvolvimento de *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemiptera: Aphididae) em *Pinus taeda* L. (Pinaceae). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 70 p. 2003.

16.4.2 *Pineus boernerii*

JOSIANE TERESINHA CARDOSO¹, SONIA MARIA NOEMBERG LAZZARI², REGINA CÉLIA ZONTA-DE-CARVALHO³, SUSETE DE ROCIO CHIARELLO PENTEADO⁴

¹ Departamento de Engenharia Ambiental e Sanitária, Universidade do Estado de Santa Catarina, Av. Luiz de Camões 2090, 88520-000 Lages, Santa Catarina. josiane.cardoso@udesc.br

² Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Caixa Postal 19020 81531-980 Curitiba, Paraná, sonialazzari@gmail.com

³ Centro de Diagnóstico Marcos Enrietti, Agência de Defesa Agropecuária do Paraná, Rua Jaime Balão 575, 80040-340 Curitiba, Paraná, regcarva@adapar.pr.gov.br

⁴ Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, km 111, Caixa Postal 319, 83.411-000 Colombo, Paraná, susete.penteado@embrapa.br

***Pineus boernerii* Annand, 1928 (Hemiptera: Adelgidae)**

Local de origem: leste asiático

Nome Popular: pulgão-lanífero-do-pinus

Estados brasileiros onde foi registrada: MG, PR, SC, SP, RS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

A espécie *Pineus boernerii* é exclusivamente ovípara anolocíclica, com desenvolvimento hemimetábolo. A fêmea ovípara, que é a única forma adulta conhecida, é áptera e séssil e envolve os ovos entre fios de cera produzidos por glândulas presentes no tórax e na cabeça, mantendo-os próximos a si (McClure, 1989b; Blackman & Eastop, 1994). Fêmeas e ninfas formam densas colônias recobertas por lanugem branca com aspecto de algodão desfiado, quando novas (Figura 1).

Nas colônias velhas, a lanugem torna-se amarelada com uma grande quantidade de indivíduos mortos (Lazzari & Cardoso, 2011). As colônias estabelecem-se, preferencialmente, em ranhuras dos galhos e troncos das árvores, ou então na base das acículas, onde as ninfas e fêmeas adultas ficam protegidas para inserirem o estilete para alimentação (Cardoso, 2007) (Figura 2).

A infestação começa a partir da fixação de ninfas de primeiro ínstar, as quais começam a produzir a lanugem branca. Essas colônias podem ser visualizadas de forma pontual, mas à medida que a população vai aumentando e novas ninfas são produzidas, as colônias vão se formando próximas umas das outras, até que se tornam contínuas na planta.



Figura 1. Indivíduos de *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae) alimentando-se recobertos por lanugem branca (A); e colônia em ramo (B) e base das acículas (C) em *Pinus* sp..

A deterioração das colônias é evidenciada por uma grande quantidade de indivíduos mortos e pela presença de fungos associados (Lazzari & Cardoso, 2011).

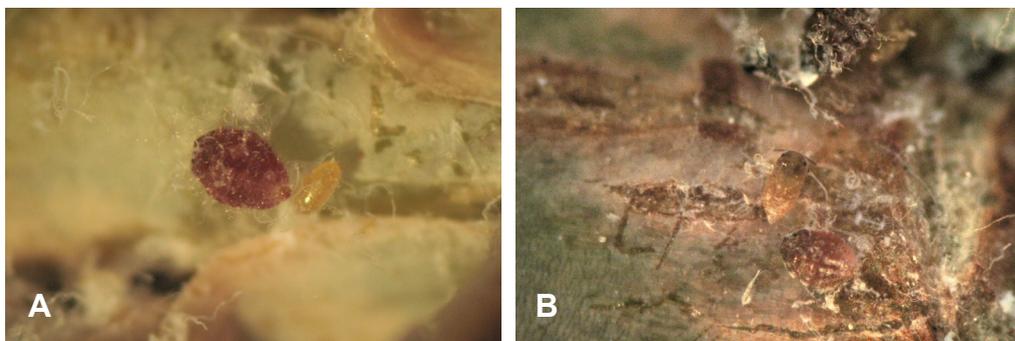


Figura 3. Fêmea adulta e ovo (A); e ninfa (B) de *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae).

Os ovos de *P. boernerii* são ovalados, com 299,7 a 388,7 μm de comprimento e 137,2 a 239,8 μm de largura (Figura 3-A). São amarelados quando recém-ovipositados, tornando-se alaranjados até a eclosão da ninfa. São colocados agrupados, envoltos na lanugem produzida pela fêmea adulta. O cório é liso e sem ornamentações (Lazzari & Cardoso, 2011; Lazzari et al., 2015).

As ninfas recém-eclodidas de *P. boernerii* têm coloração amarela (Figura 3-B), escurecendo a cada ínstar, chegando ao vermelho escuro no quarto ínstar. A forma do corpo das ninfas de primeiro ínstar é alongada (Figura 4-A) assumindo um aspecto arredondado a partir do segundo ínstar. O tamanho varia de 0,358 mm (primeiro ínstar) a 0,642 mm (quarto ínstar) (Lazzari & Cardoso, 2011).

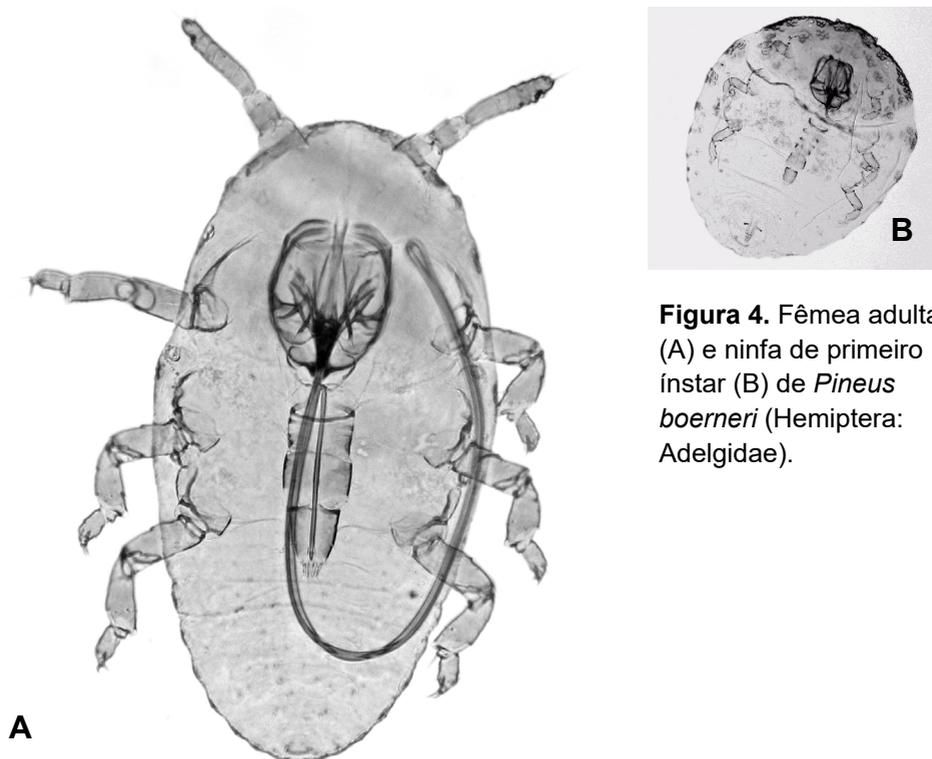


Figura 4. Fêmea adulta (A) e ninfa de primeiro ínstar (B) de *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae).

As fêmeas ovíparas partenogênicas são sésseis e ápteras, apresentam forma arredondada (Figura 3-A) e coloração vermelho escuro, com glândulas de cera na cabeça e no tórax. As fêmeas adultas se diferenciam das ninfas por apresentarem apenas um segmento antenal e o ovipositor bem desenvolvido (Lazzari & Cardoso, 2011; Lazzari et al., 2015) (Figura 4-B).

No Brasil, a biologia de *P. boernerii* foi estudada em mudas de *Pinus taeda* e *P. elliottii*, em condições de laboratório (Cardoso & Lazzari, 2016). O ciclo de vida desses insetos é, em média, de 69 dias em *P. taeda* e 65 dias em *P. elliottii*, passando por quatro instares ninfais. O período médio de incubação dos ovos é de 6,1 dias em *P. elliottii* e 7,5 dias em *P. taeda* e a taxa de eclosão dos ovos varia de 85,5% a 79%, em *P. taeda* e *P. elliottii*, respectivamente. Na Colômbia,

o ciclo de vida de *P. boernerii* em mudas de *Pinus kesiya* sob condições de laboratório, apresentaram valores bem semelhantes ao estudo realizado no Brasil, com valores médios de 65,6 dias, para o ciclo de vida e de 90,5%, para a taxa de eclosão de ovos (Rodas et al., 2015).

As ninfas de primeiro ínstar são as únicas formas móveis e as principais responsáveis pela dispersão do inseto na planta (Blackman & Eastop, 1994; McClure, 1989a). O tempo de desenvolvimento da ninfa de primeiro ínstar é mais prolongado que nos demais, levando até três dias para se estabelecer (Rodas et al., 2015; Cardoso & Lazzari, 2016). Depois que as ninfas de *P. boernerii* iniciam o processo de alimentação em um determinado sítio, tornam-se sésseis e permanecem no mesmo local durante todo o período de vida (McClure, 1984; Cardoso & Lazzari, 2016).

Os períodos pré-reprodutivo e pós-reprodutivo médios de *P. boernerii* são, respectivamente, de 1,2 dias e 3,5 dias em *P. taeda* e 1,5 dias e 2,6 dias em *P. elliottii*, com a fecundidade média de 39,8 e 52,9 ovos, respectivamente, nos dois hospedeiros (Cardoso & Lazzari, 2016). Na Colômbia, em *P. kesiya*, estes valores foram superiores para a espécie, sendo de 65,6 ovos/fêmea (Rodas et al., 2015).

A espécie ocorre durante todo o ano, com sobreposição de gerações, podendo infestar desde árvores jovens até adultas bem estabelecidas (Mailu et al., 1980; McClure, 1989b; Cardoso, 2007; Lazzari et al., 2015).

No Brasil, estudos sobre a dinâmica populacional da espécie a campo, em *P. taeda* e *P. elliotti* de idades diferentes, indicou maior abundância de colônias de *P. boernerii* em árvores mais velhas, com aproximadamente 25 anos de idade (Cardoso, 2007). Na Tanzânia, avaliações sobre a preferência de *P. boernerii* em plantios de *Pinus patula*, em diferentes classes etárias, resultaram em maiores populações em grupos de árvores com idade entre 11 e 25 anos, classificadas como de média idade (Petro & Madoffe, 2011). Alterações na abundância de populações de insetos, dentro de uma mesma espécie de hospedeiro ou entre hospedeiros diferentes, podem ocorrer devido a mudanças na fenologia, exposição ao sol, idade de cada estrutura ou ainda processos de senescência e defesa da planta (McClure, 1989b; Zwolinski, 1990; Chilima & Leather, 2001; Havill & Footitt, 2007).

Estudos realizados em *P. taeda* e *P. resinosa*, respectivamente, no Brasil e nos Estados Unidos, mostraram a preferência dos insetos por partes mais velhas das plantas, como a base dos troncos e dos galhos (McClure, 1982; 1984; 1990;

Cardoso, 2007). Já estudos feitos em *P. kesiya*, na África e na Colômbia, mostraram maior taxa de colonização em partes mais jovens das plantas (Chilima & Leather, 2001; Rodas et al., 2015). Na Indonésia, estudos sobre a distribuição de *P. boernerii* em plantações de *P. merkusii* indicaram maior densidade de indivíduos na parte superior de árvores que estavam intensamente infestadas, enquanto que em árvores nas quais a infestação era mais baixa, a abundância era maior na parte inferior da planta (Haneda et al., 2016).

As ninfas, por serem de uma espécie diminuta e possuir longos estiletes, fixam-se e se estabelecem em colônias preferencialmente em sítios mais protegidos e com a casca mais espessa, como as ranhuras presentes na base dos galhos e na parte inferior da planta. À medida que esses sítios vão ficando indisponíveis e o galho vai envelhecendo, as ninfas dispersam-se mais para o topo, onde firmam colônias ao longo de toda a extensão da planta (Cardoso, 2007). Fatores como o tamanho da população e a deterioração do hospedeiro afetam grandemente a escolha de sítios de colonização e a dinâmica populacional dos Adelgidae (McClure, 1984).

A dispersão da espécie ocorre principalmente pelas ninfas e ovos, os quais podem facilmente ser carregados a distâncias consideráveis através de correntes de vento (McClure, 1989a), ou ainda por pássaros, mamíferos e pelo homem (Cumming, 1962; Zondag, 1977; McClure, 1989a).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Atualmente, a espécie *P. boernerii* encontra-se amplamente distribuída na América do Norte, Chile, Colômbia, Europa, Nova Zelândia, Austrália, África do Sul, Quênia, Tanzânia, Malawi, Malásia, Taiwan, Paquistão, Indonésia (Blackman & Eastop, 1994; Rodas et al., 2015; Haneda et al., 2016) e Brasil (Penteado et al., 2004).

No Brasil, *P. boernerii* encontra-se distribuído na Região Sul e em parte da Região Sudeste (São Paulo e Minas Gerais). Levantamentos realizados desde a primeira detecção, feita em 2000 (Penteado et al. 2004), registraram a presença de *P. boernerii* em dezenove municípios de Santa Catarina, dezoito do Paraná e em vinte e um de São Paulo. O inseto foi observado tanto em plantios comerciais de pinus, como em árvores isoladas (Penteado et al., 2004; Wilcken et al., 2004; Cardoso, 2007; Iede et al., 2007; Oliveira et al., 2008; Lazzari et al., 2015). A

espécie também já foi detectada em cinco municípios do Rio Grande do Sul (Penteado et al., 2004; Iede et al., 2007) e em Minas Gerais (Wilcken et al., 2004; Oliveira et al., 2008).

A espécie provavelmente tenha sido introduzida no Brasil a partir de populações presentes em outros países da América do Sul, onde provavelmente esteja amplamente distribuída, como estudos realizados no Chile e na Colômbia já mostraram (Cardoso 2007).

Pineus boernerii está associada exclusivamente ao gênero *Pinus*, podendo ocorrer em mais de 40 espécies diferentes, tais como: *P. arizonica*, *P. banksiana*, *P. canariensis*, *P. caribaea*; *P. clausa*, *P. cooperi*, *P. densiflora*, *P. douglasiana*, *P. durangensis*, *P. echinata*, *P. elliotii*, *P. engelmannii*, *P. glabra*, *P. greggii*, *P. halepensis*, *P. hartwegii*, *P. kesiya*, *P. lawsonii*, *P. leiophylla*, *P. massoniana*, *P. maximinoi*, *P. merkusii*, *P. michoacana*, *P. montezumae*, *P. occidentalis*, *P. oocarpa*, *P. palustres*, *P. patula*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. pseudostrobus*, *P. ponderosa*, *P. pungens*, *P. radiata*, *P. resinosa*, *P. rígida*, *P. roxburghii*, *P. rudis*, *P. sabiniana*, *P. serotina*, *P. sylvestris*, *P. tabulaeformis*, *P. taeda*, *P. taiwanensis*, *P. teocote* e *P. virginiana* (Blackman & Eastop, 1994; CABI, 2017). No Brasil, seus hospedeiros são *P. taeda*, *P. elliotii*, *P. caribaea*, *P. oocarpace* e *P. patula* (Penteado et al., 2004; Wilcken et al., 2004; Cardoso, 2007; Oliveira et al., 2008).

Estudos visando determinar os danos econômicos causados pela espécie ainda não foram realizados no Brasil, contudo, as plantas infestadas por *P. boernerii* em São Paulo e em Minas Gerais apresentaram amarelecimento e queda das acículas, secamento e quebra de ramos (Oliveira et al., 2008).

Em diversas regiões da África, Austrália e Estados Unidos, onde *P. boernerii* foi introduzida, observa-se a descoloração, distorção e morte dos galhos, queda das acículas, secreção excessiva de resina, retardo no crescimento, perda da dominância apical e morte da planta, dependendo do grau de infestação e das condições da árvore (Tanton & Alder, 1977; Mailu et al., 1980; MacClure, 1982; 1984; 1989a; 1989b; Chilima & Leather, 2001; Rodas et al., 2015). Na Malásia e no Quênia, foi observada a perda de crescimento anual em árvores jovens de pinus atacadas por *P. boernerii*, na ordem 2 a 5%, particularmente nas que cresciam em condições de estresse (Mailu et al., 1979). Nos Estados Unidos, *P. boernerii* dizimou plantações de *P. resinosa*, ocasionando a descoloração das acículas, distorção e morte dos galhos, com produção excessiva de resina e morte da planta (McClure, 1982, 1989b, 1990). Na África do Sul, a infestação de *P. boernerii* em estróbilos de *P. pinaster* resultaram em 31,8% dos cones infestados,

ocasionando mal formação, rachaduras e produção excessiva de resina, sendo que os estróbilos atacados apresentaram uma redução de 23% na produção de sementes (Zwolinski, 1989). Na Tanzânia, uma redução de 12,2% no crescimento em diâmetro e uma perda de 14,1% no peso de mudas de 10 meses de idade de *P. patula*, em um período de 24 semanas, resultou em uma redução de 27,8% e de 20,9% de peso seco das raízes e de caules das plantas, respectivamente (Madoffe & Austara, 1990).

As plantas que crescem em condições de estresse são as que sofrem os maiores danos pelo ataque de *P. boernerii* (Barnes et al., 1976; Mailu, et al., 1978; Mailu et al., 1980; Madoffe & Austara, 1983). No Brasil, observa-se que os surtos de *P. boernerii* estão, em geral, associados a fatores de estresse hídrico da planta. Os maiores picos de *P. boernerii* no Paraná ocorreram em períodos em que o volume de chuvas variou entre 30 e 100 mm, com uma redução da população em períodos de chuva superiores a 80 mm, e de aumento da população em períodos de chuva inferiores a 20 mm (Cardoso, 2007). Na Colômbia, ocorre um aumento nas populações do inseto durante os períodos secos e diminuem em chuvosos (Rodas et al., 2015).

No Brasil, o pulgão-lanífero-do-pinus, *P. boernerii*, está amplamente distribuído nas diversas regiões onde há plantio de *Pinus*, porém não se têm registrados danos econômicos relevantes associados à espécie. Desde sua detecção, há mais de quinze anos, *P. boernerii* tem mantido populações em um nível reduzido, provavelmente devido ao controle natural feito pela ação de predadores associados às populações (Lazzari et al. 2015). No entanto, *P. boernerii* deve ser monitorado, pois apresenta potencial para surtos populacionais e danos econômicos, principalmente em áreas onde as árvores estão sob estresse.

MANEJO

O manejo desses pulgões em ecossistemas florestais deve basear-se em métodos biológicos, mecânicos e silviculturais (Penteado et al., 2000). O controle químico deverá ser feito apenas em populações de alto valor comercial, como bancos clonais e pomares de sementes, já que não existem testes de eficiência de produtos em registro de uso em pinus no Brasil (Penteado et al. 2000). Além disso, o controle químico não seletivo é capaz de afetar o estabelecimento dos agentes de controle biológico, e deve ser evitado (Mills, 1990).

O monitoramento, a utilização de práticas silviculturais associadas ao uso de plantas resistentes e à utilização de predadores, têm sido as principais medidas para o controle de surtos de *P. boernerii* nas regiões onde há a ocorrência do inseto (Barnes et al., 1976; Petro & Madoffe, 2011).

Controle silvicultural

As práticas silviculturais têm sido recomendadas como um importante componente de controle nos programas de manejo dos pulgões-gigantes-do-pinus, onde a sua utilização pode conferir às plantas condições de resistência ao ataque desses insetos (Iede, 2003).

A limpeza excessiva dos plantios, na fase de implantação, deve ser evitada, para que a vegetação secundária forneça condições favoráveis de abrigo, alimentação e reprodução para os inimigos naturais, como os predadores e patógenos (Iede, 2003).

O controle de *P. boernerii* em *P. patula* e *P. elliottii*, através do desbaste e da poda, ajuda a reduzir áreas favoráveis ao crescimento e reprodução do inseto (Petro & Madoffe, 2011). A poda constante das árvores pode levar a uma grande diminuição ou, no caso de uma infestação recente, à eliminação total do inseto da planta, uma vez que a espécie estabelece-se, preferencialmente, a partir dos galhos inferiores da árvore (Cardoso, 2007).

Resistência

A utilização de espécies de pinus resistentes à ação de *P. boernerii* é um dos métodos mais empregados para seu controle (Petro & Madoffe, 2011). Vários estudos visando determinar espécies ou variedades preferenciais de *Pinus* para alimentação de *P. boernerii* têm sido desenvolvidos nas últimas décadas.

No Brasil, um estudo avaliou o grau de infestação de mudas de oito meses de idade de quatro espécies de *Pinus* (*P. taeda*, *P. elliottii*, *P. caribaea* e *P. maximinoi*) em casa-de-vegetação, durante um período de 90 dias e indicou que mudas de *P. elliottii* e *P. taeda* apresentaram 100%, enquanto *P. caribaea* e *P. maximinoi* apresentaram, respectivamente, 84% e 76% das mudas infestadas. O número de colônias foi igual em *P. caribaea*, *P. elliottii* e *P. maximinoi* (Cardoso, 2007). O acompanhamento da biologia do inseto em mudas de *P. elliottii* e *P. taeda* mostrou que *P. boernerii* é capaz de completar seu ciclo nos dois hos-

pedeiros, porém evidencia uma predileção por *P. elliotti*, com maiores taxas de sobrevivência ninfal e reprodutiva (Cardoso & Lazzari, 2016).

As duas espécies de *Pinus* mais cultivadas no Brasil, *P. taeda* e *P.elliottii*, são hospedeiros preferenciais de *P. boernerii*, variando de altamente a medianamente suscetíveis. Essas espécies são as mais recomendadas para as áreas de maior produtividade de pinus no país, por estarem mais adaptadas ao bioclima dessas regiões (Golfari et al., 1978; EMBRAPA, 1986; 1988). O plantio das variedades tropicais mais resistentes ao ataque do inseto, como *P. caribaea* e *P. maximinoi*, estaria restrito, no sul do país, à faixa litorânea de Santa Catarina e às regiões mais quentes do Paraná, como o litoral, a região do Vale do Ribeira, a região oeste e a região centro-norte (Golfari et al. 1978; EMBRAPA, 1986; 1988).

A avaliação dos cultivares mais utilizados comercialmente dessas espécies de *Pinus*, quanto a seus fatores de resistência para *P. boernerii*, poderia auxiliar no estabelecimento de áreas comerciais mais resistentes à colonização do inseto e evitar possíveis surtos populacionais.

Na África do Sul, *P. boernerii* tem demonstrado preferência por *P. pinaster*, com uma média de 89,2% das árvores infestadas durante um período de 2,5 anos, seguido de *P. elliottii*, com 54,2% de infestação e *P. radiata*, com apenas 27,2% de árvores infestadas (Zwolinski, 1990). *Pinus elliottii* é considerado altamente suscetível ao ataque de *Pineus*, enquanto *P. taeda* é moderadamente atacado (Barnes et al., 1976).

Na Austrália, *P. boernerii* mostrou preferência por *P. radiata*, ocorrendo variação na suscetibilidade de diferentes variedades da planta, sendo que a infestação foi reduzida em *P. muricata*, indicando uma menor predileção do inseto por esta espécie (Simpson & Ades, 1990).

Nos Estados Unidos, *P. boernerii* apresentou padrões de fecundidade e sobrevivência superiores em *P. resinosa* quando comparados à sua planta hospedeira nativa, *P. thumbergiana* (McClure, 1990).

No Quênia, *P. halepensis* mostrou-se altamente suscetível ao complexo de espécies boernerii/pini, enquanto *P. elliottii*, *P. oocarpa* e *P. caribaea* mostraram-se moderadamente suscetíveis (Mailu et al., 1982 apud Mailu et al., 1980).

Na Colômbia, a suscetibilidade a *P. boernerii* de *P. oocarpa*, *P. patula*, *P. kesiya*, *P. maximinoi* e *P. tecunumanii* foram avaliadas, com os insetos ocorrendo de forma espontânea nas áreas de plantio, sendo que *P. kesiya* e *P. maximinoi* tiveram os níveis mais altos de suscetibilidade; *P. tecunumanii* foi moderada-

mente suscetível e *P. patula* e *P. oocarpa* não apresentaram insetos ocorrendo espontaneamente (Rodas et al., (2015).

Controle biológico

Não há registro de parasitoide ou patógeno associado a *P. boernerii*, porém um grande número de predadores já foi relacionado às populações do Adelgidae.

Poucos predadores estão associados às colônias de *P. boernerii* em árvores de quatro e 25 anos de idade no Brasil. Foram coletadas formas jovens e adultas de Coccinellidae, Neuroptera e Diptera, os quais mostraram picos populacionais relacionados à diminuição da população de *P. boernerii* (Cardoso, 2007).

Na Europa, vários grupos de predadores foram registrados, sendo: três espécies de Chamaemyiidae (*Leucospis tapinae* Blanchard, *Leucospis argenticollis* Zetterstedt e *Leucospis obscura* Haliday); uma de Cecidomyiidae (*Lestodiplosis pini* Barnes); várias espécies de Coccinellidae (*Scymnus nigrinus* Kugelann, *Scymnus suturalis* Thunberg, entre outras); além de Hemerobiidae, Chrysopidae e Syrphidae (Mills, 1990). No Quênia, foram detectadas nove espécies de predadores, sendo oito nativas e uma espécie introduzida: seis de Coccinellidae (*Exochomus flavipes* (Thunberg), *Exochomus* sp., *Cheilome lunata* (F.), *Hippodamia variegata* (Goeze); *Cheilomenes aurora* (Gerstaecker) e *Scymnus* spp.); uma de Chrysopidae (*Chrysopa* sp.); uma de Syrphidae (*Allograta* sp.) e uma de Anthocoridae (*Tetraphleps raoi* Ghauri) (Mailu et al., 1980). No Zimbábue, foram identificadas três espécies de Coccinellidae associadas às populações de *P. boernerii*: *Exochomus flavipes* (Thunb.), *Cheilomenes sulphurea* (Oliv.) e *Cheilomenes lunata* (Fab.) (Barnes et al., 1976). Na Colômbia, foram encontradas as espécies *Chrysoperla* sp. e *Ceraeochrysa* sp. (Chrysopidae); *Harmonia axyridis* (Palias) e *Cryptolaemus* sp. (Coleoptera: Coccinellidae) (Rodas, 2015; Rodas et al., 2015).

O controle biológico da espécie foi efetivo no Chile e na Nova Zelândia com a utilização de *L. obscura* e *L. tapiae*, respectivamente (Zuniga, 1985; Zondag & Nuttall, 1989 apud Mills, 1990). Na Colômbia, o potencial de predação de *Ceraeochrysa* sp. em laboratório foi considerada alta com o predador alimentando-se dos vários estágios de *P. boernerii* (Rodas et al., 2015). Na Austrália, no entanto, o controle biológico não foi efetivo, já que quatro espécies de predadores liberadas não se estabeleceram (Mills, 1990).

REFERÊNCIAS

- BARNES, R. D. et al. Introduction, spread and control of the pine woolly aphid, *Pineus pini* (L), in Rhodesia. South Afr. Forest J. 96: 1-11, 1976.
- BLACKMAN, R. L.; EASTOP, V. F. Aphids on the world's trees: an identification and information guide. Wallingford: CAB International, 1994. 987p.
- CABI. 2017. *Pineus boernerii* (pine woolly aphid). Invasive Species Compendium Datasheets. Disponível em: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/41319>. Acesso em 16/10/2017.
- CARDOSO, J. T. Morfologia, bioecologia e comportamento alimentar de *Pineus boernerii* Annand, 1928 (Hemiptera: Adelgidae) em *Pinus* spp. (Pinaceae). Curitiba, PR, 2007. 135p. Tese (doutorado) – Universidade Federal do Paraná.
- CARDOSO, J.T.; S. M. N. LAZZARI. Life and Fertility Table of *Pineus boernerii* Annand (Hemiptera: Adelgidae) on *Pinus* spp. (Pinaceae). Revista Floresta 46 (2): 251 – 258, 2016.
- CHILIMA, C. Z.; LEATHER, S. R. Within-tree and seasonal distribution of the pine woolly aphid *Pineus boernerii* on *Pinus kesiya* trees. Agric. For. Entomol. 3: 138-45, 2001.
- COLLINS, C. M. et al. Host selection and performance of the giant willow aphid *Tuberolachnus salignus* Gmelin – implications for pest management. Agric. For. Entomol., 3: 183-9, 2001.
- CUMMING, M. E. P. The biology of *Pineus similis* (Gill.) (Homoptera: Phylloxeridae) on spruce. The Canadian Entomologist, 94: 395 – 408, 1962.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Florestas. Zoneamento ecológico para plantios florestais no estado do Paraná. Brasília, EMBRAPA-DDT, 89 p. (EMBRAPA-CNPQ. Documentos, 17). 1986.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Florestas. Zoneamento ecológico para plantios florestais no estado do Santa Catarina. Curitiba, 113 p. (EMBRAPA-CNPQ. Documentos, 21). 1988.
- GOLFARI, L.; R. L. CASER; MOURA, V. P. Zoneamento ecológico esquemático para reflorestamento no Brasil (2ª aproximação). Brasília, PNUD/FAO/IBDF/BRA – 45, 66 p. (Série Técnica No 11). 1978.
- HANEDA, N. F.; IRIANDO, S. J.S.; FLOWRENSIA, L. Structure population of pine woolly adelgids (Hemiptera: Adelgidae) in perum perhutani unit iii, west java and banten, kph sumedang. Jurnal Silvikultur Tropika, 07 (3): S36-S38, 2016.
- HANOVER, J. W. Physiology of tree resistance to insects. Annu. Rev. Entomol., 20: 75- 95, 1975.
- HAVILL, N. P.; FOOTIT, R. G. Biology and evolution of Adelgidae. Annu. Ver. Entomol., 52: 325-49, 2007.
- IEDE, E. T. Monitoramento das populações de *Cinara* spp. (Hemiptera: Aphidae: Lachnidae), avaliação de danos e proposta para o seu manejo integrado em plantios de *Pinus* spp. (Pinaceae), no Sul do Brasil. 2003. 171 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Setor de Entomologia, Universidade Federal do Paraná. Curitiba.
- IEDE, E. T. et al. *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae) – pulgão-lanígero-do-pinus – praga introduzida em plantios de *Pinus* spp. no Brasil. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2007. 6p. (Comunicado Técnico, 190).
- LAZZARI, S. M. N.; CARDOSO, J. T. *Pineus boernerii* Annand, 1928 (Hemiptera, Adelgidae) – a new species to Brazil: morphology of eggs, nymphs and adults. Rev. Bras. Entomol., 55: 459-66, 2011.
- LAZZARI, S.M.; CARDOSO, J.T.; PENTEADO, S.R.C.; ZONTA-DE-CARVALHO, R.C.; LAZZAROTTO, C.M. Pulgão-lanígero-do-pinus, *Pineus boernerii* Annand. In: Vilela, E. F.; Zucchi, R. A. Pragas Introduzidas no Brasil: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. 908p.
- MADOFFE, S.S., AUSTARA, O. Abundance of the pine woolly aphid *Pineus pini* in *Pinus patula* stands growing on different sites in the Sao Hill district, Tanzania. Commonwealth Forestry Review, 72(2):118-121, 1993.

- MADOFFE, S.S. & AUSTARA, O. Impact of the pine woolly aphid, *Pineus pini* (Macquart) (Hom. Adelgidae) on growth of *Pinus patula* seedlings in Tanzania. Journal of Applied Entomology, 110:421-424, 1990.
- MAILU, A. M.; KHAMAL, C. P. M.; ROSE, D. J. W. Evaluation of pine woolly aphid damage to *Pineus pini* (L.) in Kenya. East Afr. Agr. J. 43: 256-9, 1978.
- MAILU, A. M.; KHAMAL, C. P. M.; ROSE, D. J. W. Population dynamics of pine woolly aphid, *Pineus pini* (Gmelin) (Hemiptera: Adelgidae) in Kenya. Bull. Entomol. Res. 70: 483-90, 1980.
- McCLURE, M. S. Distribution and damage of two *Pineus* species (Homoptera: Adelgidae) on red pine in New England. Ann. Entomol. Soc. Am., 75: 150-7, 1982.
- McCLURE, M. S. Influence of cohabitation and resinosis on site selection and survival of *Pineus boernerii* Annand and *P. coloradensis* (Gilette) (Homoptera: Adelgidae) on red pine. Environ.Entomol., 13: 657-63, 1984.
- McCLURE, M. S. Importance of weather to the distribution and abundance of introduced Adelgidae and scale insects. Agricult. Forest Meteorol. 47: 291-302, 1989a.
- McCLURE, M. S. Biology, population trends and damage of *Pineus boernerii* and *P. coloradensis* (Homoptera: Adelgidae) on red pine. Environ. Entomol., 18: 1066-73, 1989b.
- McCLURE, M. S. Cohabitation and host species effects on the population growth of *Matsucoccus resinosa* (Homoptera: Margarodidae) and *Pineus boernerii* (Homoptera: Adelgidae) on red pine. Environ. Entomol. 19: 672-6, 1990.
- MILLS, N. J. Biological control of forest aphid pests in Africa. Bull. Entomol. Res., 80: 31-6, 1990.
- OLIVEIRA, N. C. et al. Ocorrência de *Pineus boernerii* Annand (Hemiptera: Adelgidae) em *Pinus* spp. nos estados de São Paulo e Minas Gerais. Arq. Inst. Biol., 75: 385-7, 2008.
- PENTEADO, S.R.C.; R.F.TRENTINI; E.T. IEDE; W. REIS FILHO. Ocorrência, distribuição, danos e controle de pulgões do gênero *Cinara* em *Pinus* spp. no Brasil. Revista Floresta, 30 (1): 55-64, 2000.
- PENTEADO, S. R. C.; LEITE, M. S. P.; LAZZARI, S. M. N.; ZONTA-DE-CARVALHO, R. C.; REIS-FILHO, W.; IEDE, E. T. Primeiro registro de *Pineus boernerii* Annand (Hemiptera: Adelgidae) em *Pinus* spp. (Pinaceae) no Brasil. Anais do XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado, RS. 2004.
- PETRO, R.; MADOFFE, S. S. Status of Pine Woolly Aphid (*Pineus boernerii*) in Sao-Hill Forest Plantation, Tanzania. Journal of Entomology, v. 8, p. 468 - 475, 2011.
- RODAS, C. A. P. Plagas recientes en las plantaciones forestales en Colombia. in: JARAMILLO G., J.L. (Ed.). 2015. MEMORIAS & RESÚMENES CONGRESO COLOMBIANO DE ENTOMOLOGÍA. 42, Congreso SOCOLEN. Medellín, Antioquia, 29 al 31 de julio de 2015. Sociedad Colombiana de Entomología – SOCOLEN, Medellín, Colombia. 763 p.
- RODAS, C.A; SERNA, R.; BOLAÑOS, M.D; GRANADOS, G.M; WINGFIELD, M.J & HURLEY, B.P. Biology, incidence and host susceptibility of *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae) in Colombian pine plantations. Southern Forests: a Journal of Forest Science:77:3,2015.
- SIMPSON, J. A.; ADES, P. K. Variation in susceptibility of *Pinus muricata* and *Pinus radiata* to two species of Aphidoidea. Silvae Genet. 39: 5-6, 1990.
- SMITH, C. M. Plant resistance to arthropods – Molecular and conventional approaches. Netherlands, Springer, 2005. 423p.
- SMITH, C. M.; KHAN, Z. R.; & PATHAK, M. D. Techniques for evaluating insect resistance in crop plants. New York: Lewis Publishers, 1994. 320p.
- TANTON, M. T. & ALDER, D. The distribution and possible effects of the woolly aphid *Pineus* (Homoptera: Adelgidae) on *Pinus radiata* D. on growing in the Australian Capital Territory. Aust. Forest Res. 7: 253-63, 1977.
- THORSTEINSON, A. J. Host selection in phytophagous insects. Annu. Rev. Entomol. 5: 193-218, 1960.
- WILCKEN, C. F., N. C. OLIVEIRA, R. C. ZONTA-DE-CARVALHO, E. B. COUTO & P.

J. FERREIRA-FILHO. 2004. Ocorrência do pulgão lanígero do pinus *Pineus boernerii* (Hemiptera: Adelgidae) em plantios de *Pinus* nos estados de São Paulo e Minas Gerais. Anais do XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado, RS.

ZONDAG, R. *Pineus laevis* (Maskell) (Hemiptera: Aphidoidea: Adelgidae), pine twig chermes or pine woolly aphid. New Zealand Forest Service, Forest and Timber Insects in New Zealand 25, 1977. 3p.

ZWOLINSKI, J.B. The pine woolly aphid, *Pineus pini* (L.) a pest of pines in South Africa. South African Forestry Journal 151:52-57, 1989.

ZWOLINSKI, J. B. Preliminary evaluation of the impact of the pine woolly aphid on condition and growth of pines in the Southern Cape. South African Forestry Journal 153: 22-6, 1990.

16.4.3 *Pissodes castaneus*

EDSON TADEU IEDE¹, ELISIANE CASTRO DE QUEIROZ², MARIANE APARECIDA NICKELE³, WILSON REIS FILHO¹

¹Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária- Embrapa Florestas, 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. edson.iede@embrapa.br; wilson.reis@colaborador.embrapa.br

²FUNCEMA /Embrapa Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111, CP 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, Brasil. elisiane.queiroz@colaborador.embrapa.br

³Pós-doutoranda da Universidade Federal do Paraná, Departamento de Zoologia, CP 19020, CEP 81531-980, Curitiba, PR, Brasil. Email: nickele.mariane@gmail.com

***Pissodes castaneus* (De Geer, 1775) (Coleoptera: Curculionidae)**

Local de origem: Europa

Nome Popular: gorgulho-do-pinus

Estados brasileiros onde foi registrada: em toda região Sul do Brasil

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O gorgulho-do-pinus, *Pissodes castaneus* (De Geer, 1775), é um besouro nativo da Europa, que foi introduzido no Brasil no ano de 2001 (Iede et al., 2004). Os ovos são brancos quando recém-ovipositados, mas tornam-se amarelados conforme avança o processo de maturação. São de forma ovoide, com dimensões de 0,5 por 1,0 mm. As larvas são ápodas, brancas e encurvadas sobre a parte ventral, com aspecto típico das larvas de curculionídeos. Apresentam cápsula cefálica de coloração castanha clara e mandíbulas fortes. No último ínstar, podem alcançar 10 mm de comprimento. As pupas são livres e vivem protegidas por fibras de madeiras que a larva vai acumulando durante a construção da câmara pupal (Greze et al. 2000). Os adultos possuem de 6 a 9 mm de comprimento, corpo com forma oblonga, de coloração parda. A cabeça prolonga-se em um rostro alongado e as antenas são geniculo-clavadas. Os élitros apresentam quatro manchas transversais amareladas que são unidas por uma faixa longitudinal esbranquiçada (Plata-Negrache & Prendes-Ayala, 1979) (Figura 1-A). Não há dimorfismo sexual acentuado, mas machos e fêmeas podem ser distinguidos pelo formato do abdômen e do rostro (Day et al., 2007) (Figura 1-B).

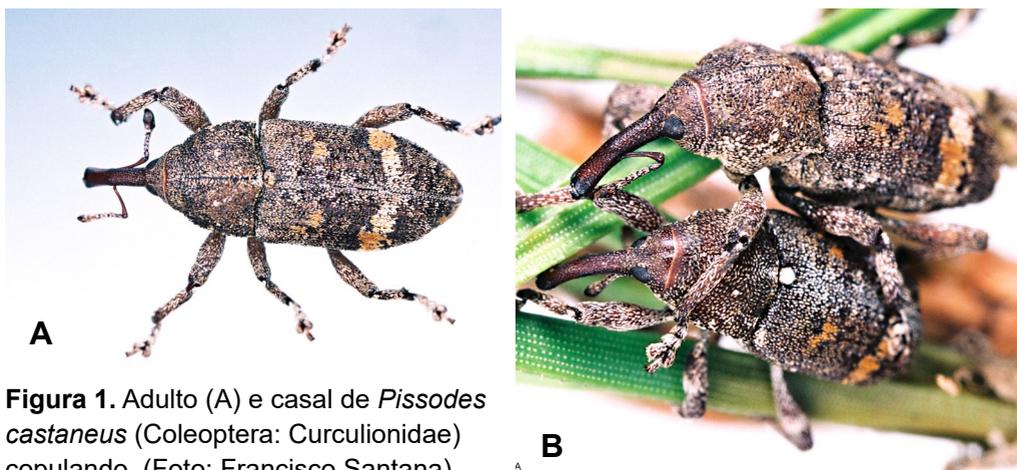


Figura 1. Adulto (A) e casal de *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) copulando. (Foto: Francisco Santana).

A fenologia de *Pissodes* spp. varia com a espécie e com as condições climáticas. As espécies que se alimentam no caule geralmente se desenvolvem sem uma diapausa obrigatória. *Pissodes castaneus* demonstra uma grande variabilidade na fenologia, provavelmente devido a sua ampla distribuição geográfica e ecológica (Day et al., 2007). A maioria dos estudos completos sobre a fenologia de *P. castaneus* foram realizados no sul da França (Carle, 1973; 1974; Alauzet, 1977; 1984). O ciclo de vida pode variar de local para local e de ano para ano. Fêmeas de *P. castaneus* mostraram dois ciclos de oviposição na sua região de origem: um curto (4-8 dias) e um longo (20-60 dias), dependendo da temperatura (Day et al., 2007). Em geral, no entanto, ocorre uma sobreposição de gerações, com uma ou duas gerações por ano (Lieutier, 2004).

Nas regiões do Nordeste da Europa, uma geração de *P. castaneus* foi relatada com um único período de oviposição no final da primavera e um único período de emergência entre o verão e o outono (Kangas, 1938; Lavrova, 1967). Na França, duas gerações por ano foram registradas (Abgrall & Soutrenon, 1991; Lévy, 1992). Diferentes gerações de *P. castaneus* são caracterizadas por uma taxa de desenvolvimento diferente: uma para completar o ciclo, de ovo à adulto, requerendo 11 ou 12 meses, enquanto a outra geração tem um desenvolvimento mais rápido de dois a três meses. A segunda geração não possui uma diapausa prévia (Alauzet, 1977; 1986).

As fêmeas do gorgulho-do-pinus fazem pequenos orifícios de 2 a 2,5 mm de profundidade, que são abertos com as mandíbulas na casca do pinus, e depositam seus ovos isoladamente, mas podem, eventualmente, ovipositar dois ou três ovos num mesmo orifício (Plata-Negrache & Prendes-Ayala, 1979). Na Polônia,

observou-se 35 ovos por orifício, com uma média de 13 (Starzyk, 1996). Na Alemanha, encontrou-se um máximo de 15 ovos, com uma média de 4,1 ovos por orifício (Haeselbarth, 1962). A fecundidade das fêmeas pode ser influenciada pela temperatura e a qualidade do alimento (Lauga & Alauzet, 1983; Alauzet, 1984).

Na região de origem, o período médio de incubação dos ovos de *P. castaneus* é de 15 dias, sendo que a eclosão dos ovos está relacionada a condições ambientais, não ocorrendo em temperaturas abaixo de 9-10°C (Plata-Negrache & Prendes-Ayala, 1979). No Brasil, a duração média do período de incubação dos ovos em *Pinus taeda* (Pinaceae), foi de 13 dias, aproximadamente; já em *Pinus elliottii* (Pinaceae), a incubação dos ovos prolongou-se por mais de 19 dias (Zaleski, 2009). O número médio de ovos produzido por fêmea em populações no Brasil não diferiu entre os dois hospedeiros, com valores médios de 32,2 ovos e 35,8 ovos por fêmea, em *P. taeda* e *P. elliottii*, respectivamente (Zaleski, 2009). Em uma população no estado de Santa Catarina, o número médio de ovos por fêmea chegou a mais de 48, em plantas de *P. taeda* (Zaleski, 2009). O número de ínstar larvais de *P. castaneus* pode variar de quatro a cinco, na sua região de origem (Carle 1967; Alauzet, 1977; Panzavolta 2007). No Brasil, considerando o tamanho da cápsula cefálica, observou-se quatro ínstar larvais (Zaleski, 2009). As larvas de *Pissodes* fazem galerias no floema e no câmbio da planta. No final do quarto ínstar, a larva escava uma câmara pupal na superfície da madeira. Esta câmara pupal é coberta com fibras de madeira. Algumas vezes, a câmara pupal é construída mais profundamente no alburno, quando *P. castaneus* ataca os ponteiros de pinus, onde a casca é muito fina (Day et al., 2007). A longevidade dos machos é, em média, de 14 semanas e das fêmeas, em média, 16 semanas (Zaleski, 2009). No Brasil, a duração do período reprodutivo das fêmeas de *P. castaneus*, em *P. taeda*, foi, em média, de oito semanas, e o período pós-reprodutivo variou em média de 2,5 e 3,1 semanas (Zaleski, 2009).

A flutuação populacional de *P. castaneus* foi avaliada em toretes de pinus coletados na região Sul do Brasil, onde se observou um número maior de larvas nos meses de junho e julho, com 37,2% e 38,6%, respectivamente. Em outubro e novembro, as pupas apresentaram os maiores picos de ocorrência, 22,3% e 20,5%, respectivamente. Os adultos estiveram presentes em maior número nos meses de julho e setembro, com 29,8% e 31,9%, respectivamente, e, em outubro, foi registrado um pico acentuado de emergência de adultos (96,2%), seguido de uma queda brusca no mês de novembro, de apenas 3,7% (Zaleski, 2009). Os picos populacionais de adultos durante a primavera, de larvas durante o inverno,

e a aparente sobreposição de gerações observados no Brasil diferem dos resultados na sua região de origem (Zaleski, 2009). Na França, a emergência máxima de adultos ocorreu durante os meses de julho e agosto (verão no hemisfério Norte) (Alauzet, 1977). Esta diferença, possivelmente, é decorrente do efeito das temperaturas mais altas encontradas durante todo ano no Brasil, quando comparadas com as temperaturas do hemisfério Norte. Uma população estudada na França completou o desenvolvimento de ovo a adulto em aproximadamente 12 meses. Esta população correspondia aos ovos colocados em meados de julho, sendo que as larvas desenvolveram-se até o terceiro ínstar e depois estacionaram durante o inverno, só completando o ciclo na primavera seguinte, com os adultos emergindo de meados de junho a meados de julho. O segundo pico correspondia à geração resultante de ovos colocados entre fevereiro e julho, de adultos hibernantes, cuja progênie completou o ciclo de ovo a adulto em apenas 2-3 meses. Essas diferenças observadas na duração do desenvolvimento não se devem à diapausa, mas foram influenciadas pela temperatura (Alauzet, 1977).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Pissodes é um gênero de besouros que tem uma ampla distribuição no Hemisfério Norte, apresentando estreita relação com a distribuição de Pinaceae, que contém a grande maioria dos hospedeiros conhecidos para esses besouros (Lu et al., 2007). Muitas espécies de *Pissodes* são pragas de menor impacto econômico (Hopkins, 1911, citado por Lu et al., 2007). No entanto, alguns são pragas importantes, como *Pissodes strobi* Peck, *Pissodes nemorensis* Germar e *Pissodes terminalis* Hopping, nos Estados Unidos e Canadá (Langor, 1998) e *Pissodes punctatus* Langor e Zhang, *Pissodes yunnanensis* Langor e Zhang e *Pissodes nitidus* Roelofs na China (Langor et al., 1999; Zhang et al., 2004, citado por Lu et al. 2007).

Oito espécies de *Pissodes* ocorrem na Europa. *Pissodes castaneus* (= *Pissodes notatus* F.), *Pissodes pini* L. e *Pissodes piniphilus* Herbst atacam o caule de pinus. Eles são amplamente distribuídos na Europa e, *P. castaneus* chega ao norte da África. *Pissodes piceae* (Illiger) é uma praga de caule de *Abies alba* e acompanha toda a distribuição de seu hospedeiro. Três espécies alimentam-se de caules; *Pissodes harcyniae* Herbst ocorre da França à Sibéria e Escandinávia; *Pissodes scabricollis* Miller ocorre na Europa Central e Oriental; e *Pissodes gyllenhali* Sahlberg são encontrados principalmente no Norte da Europa. A oitava

espécie, *Pissodes validirostris* Sahlberg, que ataca os estróbilos do pinus, ocorre na França, Rússia e Itália (Kudela, 1974; Day et al., 2007).

Pissodes castaneus está distribuído na Europa, Sibéria, Norte da África (Bichão et al., 2003), Turquia (Tozlu, 2001). Na Itália, surtos com danos relevantes ocorrem em florestas de pinus de várias regiões (Triggiani & Santini, 1989; Masutti & Battisti, 1991; Tiberi, 1995; Panzavolta & Tiberi 2010). Na América do Sul, esse inseto foi introduzido na Argentina (Marvaldi e Lanteri, 2005), Uruguai, Chile (Abgrall et al., 1999) e Brasil (Iede et al. 2004). No Chile e no Uruguai, já foi encontrado em algumas espécies dos gêneros *Abies* e *Pseudotsuga*. No Brasil, o gorgulho-do-pinus foi detectado em plantios de *Pinus*, em 2001, no município de São José dos Ausentes, Rio Grande do Sul e em Pinhão, no Paraná (Iede et al. 2004). Em 2002, foi registrado em Curitiba e São Joaquim, Santa Catarina e em Cambará do Sul, Rio grande do Sul, sendo que esses registros foram feitos em plantios jovens de *P. taeda* (dois a seis anos). Atualmente, esta espécie encontra-se distribuída nos três estados da Região Sul do Brasil (Iede et al. 2004).

Os hospedeiros de *P. castaneus* são alguns gêneros de coníferas da família Pinaceae: *Abies* spp. (*A. alba*, *A. nordmanniana*), *Larix decidua*, *Picea abies*, *Pinus* spp. (*P. banksiana*, *P. canariensis*, *P. contorta*, *P. elliotii*, *P. halepensis*, *P. nigra*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P. strobus*, *P. sylvestris* e *P. taeda*), *Pseudotsuga menziesii* e uma espécie de Taxaceae: *Taxus baccata* (Grez et al. 2000; Zaleski, 2009, Cabi, 2017).

A idade da planta hospedeira influencia nas preferências de ataque pelas espécies do gênero *Pissodes*. *Pissodes castaneus* é conhecido por preferir plantas jovens, com idades entre quatro e 15 anos de idade (Kudela, 1974). No entanto, para cada espécie de *Pissodes*, árvores de várias idades são atacadas. Em geral, as espécies de *Pissodes*, na Europa, são consideradas pragas secundárias, isto é, elas preferem árvores enfraquecidas ou mortas recentemente. Surtos de *P. castaneus* são geralmente associados à combinação com outros insetos ou patógenos (Day et al., 2007). Porém, também existem registros de *Pissodes* spp. atacando árvores que aparentemente parecem estar saudáveis, como é o caso das espécies *P. castaneus*, *P. piniphilus*, *P. piceae* e *P. harcyniae*, especialmente quando presentes em alta densidade (Day et al., 2007).

Os danos produzidos por *P. castaneus* podem ser de dois tipos, sendo o primeiro, e de menor importância, correspondente ao dano causado pelo adulto ao se alimentar das gemas e ramos jovens, deixando pequenos orifícios de saída

com visíveis exsudações de resina e abundante serragem sob a casca. O segundo, e principal dano, é causado pelas larvas em seu processo de alimentação, construindo galerias e anelando ramos e troncos em árvores jovens e adultas (Grez et al., 2000) (Figura 2-A). Os sintomas apresentados pelas árvores atacadas são: acículas mortas ou com coloração amarelada ou avermelhada nos ramos mais altos; partes da casca que tendem a se soltar devido à seca do tronco e à morte da árvore, que ocorre do ápice para a base (Figura 2-B).

Altas infestações por *P. castaneus* podem causar a morte de árvores jovens (até 15 anos) de *Pinus*, em especial daquelas localizadas em solos pobres e rasos, ou em locais afetados por algum fator biótico ou abiótico desfavorável (déficit hídrico), que resulte em estresse da planta. Em árvores mais velhas, contudo, pode ser considerado uma praga secundária (Cisternas et al., 1993). No Uruguai, este inseto tem causado taxas de mortalidade superiores a 10% das árvores, em diferentes localidades (Grez et al., 2000).

Além dos danos diretos, *P. castaneus* pode transmitir fungos patogênicos ao pinus, como *Armillaria* spp., *Ophiostoma* spp., *Cronartium flaccidum* e *Lepographium serpens* (Pestanã e Santolamazza-Carbone, 2010).

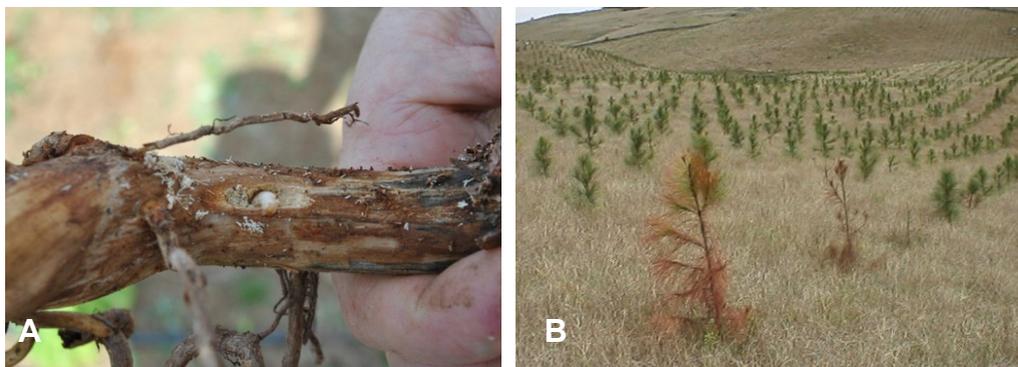


Figura 2. Larva de *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) em planta de *Pinus* (A) e danos em plantação (B). (Foto: Wilson Reis Filho).

No Brasil, verificou-se que *P. castaneus* ataca preferencialmente plantios jovens de *Pinus*, árvores estressadas, em função de fatores bióticos, como o ataque de outras pragas ou fatores abióticos, como sítios inadequados, solos rasos e de baixa fertilidade, seca prolongada, ou mesmo solos encharcados; e também em árvores podadas que se podem tornar predispostas ao seu ataque (Iede et al., 2004).

No ano de 2013, foi registrada uma alta infestação de *P. castaneus* com prejuízos significativos em um minijardim clonal de *P. taeda* na região de Campo do Tenente, Paraná. Face ao estresse provocado pela retirada de estacas, as plantas tornaram-se atrativas ao inseto, verificando-se níveis de ataque próximos a 100%.

MANEJO

A gestão eficaz para o manejo de uma praga requer uma abordagem integrada que idealmente reúne o monitoramento, associado a diferentes métodos de controle. Nenhum método de controle único pode proporcionar a supressão de pragas de maneira adequada e as táticas de controle devem contemplar todos os estágios de vida da planta.

Pissodes castaneus pode ser considerada uma praga secundária no Brasil, porque em todas as situações em que o inseto foi registrado, os plantios apresentavam problemas associados principalmente a fatores abióticos, como plantio de mudas passadas, problemas de preparo de solo, uso de sítios inadequados, uso de doses excessivas de herbicidas, entre outros.

O monitoramento e controle de *P. castaneus* têm sido feito com o uso de toretes-armadilha, possibilitando a detecção precoce do inseto. Esta técnica consiste na utilização de toretes de pinus recém-cortados, desramados e empilhados, com o objetivo de atrair os adultos para a cópula e postura, reduzindo a infestação nas árvores sadias da área de plantio. Posteriormente, os toretes devem ser retirados do local e destruídos antes da emergência de uma nova geração de adultos. A instalação e retirada das armadilhas deve ocorrer entre 30 e 60 dias. Há grande variação com relação ao mês de instalação das árvores armadilhas, sendo que o melhor período é de outubro a março quando há maior ocorrência dos insetos (Zaleski, 2009).

Complementarmente, é recomendada a utilização de medidas preventivas, como a escolha de sítios com boas condições para o plantio, evitando áreas alagadas ou outras situações que possam causar estresse nas árvores. Além disso, restos de poda e desbastes devem ser recolhidos e destruídos pelo fogo ou com picadores, para evitar a proliferação do inseto (Cobos & Ruiz 1990; Iede et al. 2004; 2007).

Controle físico/mecânico

As primeiras árvores atacadas por *P. castaneus*, observando-se os sintomas de clorose progressiva, assim como árvores já mortas, devem ser eliminadas de forma precoce. Em infestações severas, os ponteiros podem ser podados para remover as larvas e corrigir a forma do caule, contudo somente essa poda de correção não é suficiente para controlar a infestação (Iede et al., 2004). Os restos de podas e desbastes devem ser recolhidos e destruídos pelo fogo ou com picadores para evitar a proliferação do inseto (Iede et al., 2004).

Controle silvicultural

Normalmente, *P. castaneus* está associado ao estresse da planta. Assim, o controle silvicultural é o principal método de controle de *P. castaneus*. Medidas preventivas como plantios de mudas de boa qualidade, seleção de sítios, poda e desbastes realizados em época adequada minimizam a atratividade das plantas para os insetos.

No Brasil, a avaliação de plantas atacadas pelo gorgulho-do-pinus, em campo, demonstrou que, em pelo menos 90% dos casos, as plantas apresentavam sérios problemas de enovelamento ou encachimbamento de raízes, que ocorreram na fase de produção de mudas ou no plantio. Em muitos casos, estão sendo plantadas mudas passadas, cujas raízes já enovelaram no tubete e/ou casos de enovelamento e de encachimbamento, provocados pelo espelhamento ou vitrificação do solo, principalmente pelo uso do chacho em solos rasos ou argilosos, impedindo o desenvolvimento normal das raízes. A princípio, uma correção importante seria a de selecionar melhor os sítios de plantio e dar a devida atenção ao preparo do solo em função das suas características físicas. Deve-se também dar atenção especial à produção de mudas, auditando-se a produção das referidas, para evitar problemas no sistema radicular (Iede et al., 2007, 2015).

A escolha do sítio é um fator extremamente importante para que se tenha um plantio que seja resistente ou suporte o ataque de pragas. Desaconselha-se plantar em sítios ruins que apresentam solos rasos com afloramento de rocha, solos mal drenados, pois esses plantios serão alvos de pragas (Iede et al., 2007).

Plantas danificadas por chuvas de granizo tornam-se predispostas ao ataque de *P. castaneus*, devido à emissão de aleloquímicos que irão atrair o gorgulho. Da mesma forma, o estresse hídrico provocado por secas prolongadas e danos causados por geadas fortes podem predispor as plantas ao ataque da praga (Iede et al., 2007).

Uma prática silvicultural bastante importante, a poda, quando realizada em época inadequada, poderá comprometer o plantio. Os ferimentos provocados por esta prática exalam compostos químicos que atraem a praga e, por essa razão, deve ser executada somente nos períodos de baixa densidade populacional, que, no Brasil, deve ocorrer apenas no inverno (Iede et al., 2007). Desbastes também podem ser atrasados para manter uma alta densidade de plantas, reduzindo a infestação e melhorando a forma das árvores, desde que não prejudique o desenvolvimento das plantas (Iede et al., 2007, 2015).

A aplicação de herbicidas para o controle de plantas daninhas, em plantios jovens, deverá ser realizada de forma criteriosa, em horários que evitem possíveis derivações, com o uso de bicos de pulverização regulados, mantendo-se a velocidade do trator constante, caso contrário, podem estressar as plantas de pinus e predispô-las ao ataque do gorgulho, devido ao excesso de produto liberado nas plantas (Iede et al., 2007).

De modo geral, pode-se afirmar que a presença do gorgulho-do-pinus é um indicativo importante de que há algum problema silvicultural, o qual deverá ser identificado e corrigido, para conferir a sanidade dos plantios (Iede et al., 2007).

Controle biológico

Entre os inimigos naturais de *P. castaneus*, estão os parasitoides e fungos entomopatogênicos. Os parasitoides podem ser de ovos e de larvas, pertencendo a três diferentes famílias de Hymenoptera. *Dolichomitus terebrans* (Ratzeburg, 1844) (Ichneumonidae) é o ectoparasitoide mais frequente sobre *P. castaneus*, na França ocidental. Esse parasitoide ataca larvas maduras dentro da câmara pupal, alcançando 35% de parasitismo (Kenis & Mills, 1994). *Eubazus semirugosus* (Nees) Haeselbarth (1962) (Braconidae) é um endoparasitoide de ovos e larvas, sendo citado como o parasitoide dominante de *P. castaneus* (Kenis & Mills, 1994). Outros ectoparasitoides de larvas são encontrados como: *Coeloides sordidator* Ratzeburg, 1844 (Braconidae), que é um ectoparasitoide de larvas de último ínstar, também abundante em várias localidades da França; *Coeloides abdominalis* Zetterstedt 1838, *Rhopalicus tutela* (Walker, 1836) (Chalcidoidea) e *Rhopalicus guttatus* (Ratzeburg, 1844) (Kenis & Mills, 1994).

A presença de *P. castaneus* foi detectada pela primeira vez no Chile em 2013, na província de Palena (região de Los Lagos). Esta detecção foi realizada através do monitoramento do SAG (Serviço Agrícola e Pecuário), em armadilhas

instaladas perto de Futaleufú. Como resultado desta detecção, o controle desta praga foi declarado no Chile, por meio da Resolução N° 5.88/014 do SAG, e um Plano de Contingência foi implementado para o seu controle, em que medidas de vigilância fitossanitária específicas foram estabelecidas, com o controle biológico, através da introdução do parasitoide *E. semirugosus*, trazido da Europa (Beéche et al., 2014). Após processo de quarentena pós-entrada nas instalações do SAG/Lo Aguirre, *E. semirugosus* está atualmente estabelecido no Chile dentro da área sob quarentena (Beéche, 2017, comunicação pessoal).

No Brasil, observou-se o fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. (Deuteromycota) em populações de *P. castaneus* (Zaleski, 2009). No primeiro ano de avaliação, registrou-se apenas 11,9% de insetos infectados com *B. bassiana*; contudo, a epizootia cresceu no segundo ano, com a infecção atingindo 70,4%, sugerindo que houve estabelecimento de inóculo de *B. bassiana* no solo (Zaleski, 2009). Infecções com *B. bassiana* têm sido registradas para outras espécies de *Pissodes*, no Canadá e EUA, causando epizootias naturais em *P. strobi*, que é uma importante praga de *Pinus* naquelas regiões (Trudel et al., 2007).

O controle biológico tem um potencial de sucesso no controle de pragas nos plantios florestais. No entanto, não há um programa de controle biológico para *P. castaneus* no Brasil.

Controle comportamental

Os voláteis de plantas hospedeiras têm sido estudados para algumas espécies de *Pissodes*, para os quais os odores da planta atuam como um atraente, isoladamente ou sinergicamente junto com o feromônio de agregação (Booth et al. 1983). Árvores de *P. taeda* atacadas por *P. castaneus* produziram os seguintes voláteis: α - e β -pineno em maiores quantidades, também foram identificados, em menor quantidade, compostos que não eram produzidos pelas árvores saudáveis, como (Z)- β -ocimeno, prezizaeno, (E)-muurola-4(14), 5-dieno e acetato de isobornila (Frensch et al. 2011).

Dois compostos foram isolados de duas espécies de *Pissodes* (*P. strobi* e *P. approximatus*), um monoterpene álcool, grandisol e seu aldeído correspondente, grandisal, isolados de machos de ambas as espécies. Testes de campo com os compostos sintéticos grandisol e grandisal, juntamente com odores de pinus cortado, agiram sinergicamente na atração de ambos os sexos de *P. approximatus*

(Booth et al., 1983). Estes dois compostos, o grandisol e grandisal, que atuam como feromônio sexual, também foram isolados de *P. castaneus*, e podem ser, no futuro, uma alternativa para aplicação em programas de monitoramento e controle populacional no Brasil (Zaleski, 2009; Frensch et al. 2011).

Controle químico

O controle químico normalmente não é necessário. No Brasil, não há produtos registrados para controle químico em *Pissodes*.

O controle químico, na Europa Ocidental, região de origem da praga, é realizado esporadicamente, com aplicações aéreas de fenitrothion (Iede et al., 2004). Alfa-cipermetrina foi testado na proteção das florestas contra *P. castaneus* na Polônia e se concluiu que pode ser a base para o desenvolvimento dos métodos químicos utilizados no manejo florestal, pois o produto comercial testado, reduziu o número de árvores colonizadas por *P. castaneus* (Prokocka et al., 2016). No entanto, apesar do inseto ser vulnerável a vários produtos químicos, há dificuldades para a realização dos tratamentos, pois durante o inverno ou quando as temperaturas são muito altas, os adultos buscam proteção, entrando em estivação no solo ou entre as ranhuras da casca da planta hospedeira (Romanik & Cadahia 1981).

O controle químico é efetivo apenas em curto prazo, pois a longo prazo esse tipo de controle torna-se inviável, devido ao elevado custo (Iede et al., 2004) e ao longo período de voo dos adultos (Cabi, 2017), além de ser desfavorável ao controle biológico (Mills, 1990).

REFERÊNCIAS

ANUÁRIO ESTATÍSTICO DE BASE FLORESTAL PARA O ESTADO DE SANTA CATARINA 2016 (ANO BASE 2015) Disponível em: http://www.acr.org.br/download/biblioteca/ACR_2016.pdf Acesso em 17 de agosto de 2017.

BEÉCHE, M. 2017 Engenheiro Florestal - Subdepartamento Principal Vigilância e Controle de Pragas Florestais - Departamento de Saúde das Plantas - Divisão de Proteção Agrícola e Florestal - Serviço Agrícola e Pecuário - Governo do Chile.

BEÉCHE, M.; IDE, S.; SANDOVAL, A.; OPAZO, A. 2014 INFORMATIVO FITOSANITARIO FORESTAL ANO 6, Nº 9, novembro de 2014 Informativo de la Sección Vigilancia Forestal / Subdepartamento de Sanidad Vegetal / División Protección Agrícola y Forestal / Servicio Agrícola y Ganadero. Editado por Comité Técnico de la Sección Vigilancia Forestal. Avenida Bulnes 107, Depto. 24, Santiago. Chile. Web site: <http://www.sag.cl>

ABGRALL, J.F. & SOUTRENON, A. 1991. Le pissode du pin, pp 120-122. In Le forêt et ses ennemis. (Abgrall J. F., Soutrenon A., Eds) - CEMAGREF. Grenoble, France.

ALAUZET, C. BioTcologie de *Pissodes notatus* (Coleoptera, Curculionidae). ThFse d'Etat.

Toulouse, France: UniversitT Paul Sabatier. 1984.

ALAUZET, C. Développement sous-cortical d'un ravageur des pins: *Pissodes notatus* F. (Col., Curculionidae). II. Mise en évidence d'une diapause facultative. Journal of Applied Entomology, 2: 134-140, 1986.

ABGRALL JF; VILLÉN GONZÁLEZ V; PORCILE JF. Estudios de investigación sobre gorgojo de los pinos (I parte). Peligro a la vista. Chile Forestal, 24:9-13, 1999.

ALAUZET, C. Cycle biologique de *Pissodes notatus* (Coleoptera, Curculionidae) dans la région toulousaine (France). The Canadian Entomologist, 109(4), p. 597-603, 1977.

BICHÃO H., BORG-KARLSON A. K., ARAÚJO J., MUSTAPARTA H. Identification of plant odours activating receptor neurones in the weevil *Pissodes notatus* F. (Coleoptera, Curculionidae). Journal of Comparative Physiology, 189: 203-212, 2003.

BOOTH, D. C., PHILLIPS, T. W., CLAESSEON, A., SILVERSTEIN, R. M., LANIER, G. N., & WEST, J. R. Aggregation pheromone components of two species of *Pissodes* weevils (Coleoptera: Curculionidae) Isolation, identification, and field activity. Journal of Chemical Ecology, 9(1), 1-12, 1983.

CABI. *Pissodes castaneus* (small banded pine weevil). Disponível em: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/41485>. Acesso em 09 de outubro de 2017.

CARLE, P. Contribution à l'étude biologique de *Pissodes notatus* F. Revue de Zoologie Agricole et Appliquée, 10-12:139-151, 1967.

CARLE, P. Le dépérissement du pin mésogéen en Provence: rôle des insectes dans les modifications d'équilibre biologique des forêts envahies par *Matsucoccus feytaudi* Duc (Coccoidea, Margarodidae). Bordeaux: University of Bordeaux, 1973. 174 p. Doctoral thesis.

CARLE, P.. The decline of *Pinus pinaster* in Provence. Role of insects in changing the biological equilibrium of forests invaded by *Matsucoccus feytaudi*. Annales des Sciences Forestières, 31:1-26. 1974.

CISTERNAS, M. B.; MARTINEZ, C. L.; AUTER, H. S., FUSCHLOCHER, M. E. L.; BANNEN, C. V. Manual de reconocimiento de plagas forestales cuarentenárias. Santiago: Ministério de Agricultura, Servicio Agrícola y Ganadero, 169p, 1993.

COBOS SUAREZ J, M RUIZ URRESTARAZU. Problemas fitosanitarios de la especie *Pinus radiata* D. Don en España, con especial referencia al País Vasco. Boletín Sanidad Vegetal Plagas 16: 37-53, 1990.

DAY, K. R., NORDLANDER, G., KENIS, M., & HALLDORSON, G. General biology and life cycles of bark weevils. In Bark and wood boring insects in living trees in Europe, a synthesis. Springer Netherlands, p. 331-349, 2007.

FRENSCH, G. 2011. Identificação e estudos visando a aplicação de infoquímicos para o controle do gorgulho da casca do pinus, *Pissodes castaneus* De Geer, 1775 (Coleoptera, Curculionidae). 35ª Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Química. Disponível em <http://sec.sbq.org.br/cdrom/35ra/resumos/T1504-1.pdf> Acesso em 14 de agosto de 2017, 2011.

FRENSCH, G. 2011 Identificação e estudos visando a aplicação de infoquímicos para o controle do gorgulho da casca do pinus, *Pissodes castaneus* (De Geer, 1775) (Coleoptera, Curculionidae). Dissertação em Química Orgânica, Programa de PósGraduação em Química (PPGQ), Setor de Ciências exatas, Universidade Federal do Paraná. Disponível em: <http://www.acervodigital.ufpr.br/bitstream/handle/1884/25770/Dissertacao%20Gustavo%20Frensch.pdf?sequence=1> Acesso em 14 de setembro de 2017, 2011.

GREZ, O. R.; FONTECILLA, L. F.; NUNEZ, R. A.; NUNEZ, C. R. A.; KIRWOOD, F. G. & TORRES, G. H.. Manual de plagas cuarentenarias potencialmente daninas para o Chile com especial ênfasis em plantaciones de pino y eucalipto. Chile, Controladora de Plagas Forestales S.A., 84 p. 2000.

HAESSELBARTH, E. Zur Biologie, Entwicklungsgechichte und Oekologie von *Brachistes atricornis* Ratz. Als eines Parasiter von *Pissodes piceae*. Zeitschrift für Angewandte Entomologie, 49, 233-89, 1962.

IBÁ. Relatório 2017. Disponível em: http://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_

RelatorioAnual2017.pdf . Acesso em 17 de agosto de 2017.

IEDE, E. T., REIS FILHO, W., & PENTEADO, S. Ocorrência de *Pissodes castaneus* De Geer (Coleoptera: Curculionidae) em pinus, na Região Sul do Brasil. Embrapa Florestas: Comunicado Técnico 114: 1-6, 2004.

IEDE, E. T., REIS FILHO, W., PENTEADO, S. MARQUES, F. de A.; CALDATO, N. Monitoramento e Controle de *Pissodes castaneus* em *Pinus* spp. Embrapa Florestas: Circular técnica 130: 1-8, 2007

IEDE, E. T. MARTINS, M. F. O., REIS FILHO, W., ZALESKI, S. R. M. Gorgulho-do-pínus, *Pissodes castaneus* (Degeer). In: Vilela, E. F. ; Zucchi, R. A. (Org.). Pragas introduzidas no Brasil: Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015, v. , p. 792-801.

KENIS, M; MILLS, N.J. Parasitoids of European species of the genus *Pissodes* (Col: Curculionidae) and their potential for the biological control of *Pissodes strobi* (Peck) in Canada. Biological Control, 4(1):14-21, 1994.

KANGAS, E. Zur Biologie und Verbreitung der *Pissodes* Arten (Col: Curculionidae) Finnlands (Fortsetzung). Annales Entomologici Fennici, 4(2) p. 73-98, 1938.

KUDELA, M. Curculionidae, Pissodini. In: Schwenke W, ed. Die Forstschädlinge Europas. 2 Band. Hamburg, Germany. Paul Parey. 299-310, 1974.

LAUGA, J. & ALAUZET, C. Dynamique des populations d'un ravageur du pin: *Pissodes notatus* (Coleoptera, Curculionidae). Optimum écologique de ponte et modèle de fécondité. Acta Oecologica, Oecologia Applicata, 4, 151-61, 1983.

LANGOR, D. W. Annotated bibliography of North and Central American species of bark weevils, *Pissodes* (Coleoptera: Curculionidae). Canadian Forest Service, Northern Forestry Centre, Edmonton, Alberta, Information Report NOR-X-355, 1998.

LANGOR, D. W., SITU, Y. X., AND ZHANG, R. Z. Two new species of *Pissodes* (Coleoptera: Curculionoidea) from China. The Canadian Entomologist, 131: 593-603, 1999.

LAVROVA, N. K. [Data on the ecology of the pine weevil *Pissodes notatus* F. (Coleoptera, Curculionidae) in the conditions of Byelorussia]. Fauna I ekologiya nasekomyhk Belorussi: 53-63 Minok. 1967.

LEVY, A. La santé des forêts dans le massif des landes de Gascogne en 1991 (1re partie). Phytoma, 438: 53-56, 1992.

LIEUTIER, F., DAY, K. R., BATTISTI, A. GRÉGOIRE, JEAN-CLAUDE, EVANS, H. F. Bark and Wood Boring, Insects in Living Trees in Europe, a Synthesis. Springer Science & Business Media. 569 p, 2004.

LU, X., ZHANG, R., & LANGOR, D. W. Two new species of *Pissodes* (Coleoptera: Curculionidae) from China, with notes on Palearctic species. The Canadian Entomologist, 139(2), 179-188, 2007.

MARVALDI, A.E, LANTERI, A. A. Key to higher taxa of South American weevils based on adult characters (Coleoptera, Curculionoidea). Revista Chilena de Historia Natural 78: 65-87, 2005 doi: 10.4067/S0716-078X2005000100006

MASUTTI L., BATTISTI A. Entomofauna dei pini del gruppo *Pinus nigra*, pp. 147-155. In: Atti delle giornate di studio sulle avversità del pino" (GIOVI G., MASUTTI L., Eds), Ravenna, Italy, 6-7 November 1989. Regione Emilia-Romagna, Bologna, Italy, 1991.

MILLS, N. J. Biological control of forest aphid pests I Africa. Bulletin of Entomological Research, London, v. 80, p. 31-36, 1990.

PANZAVOLTA, T., & TIBERI, R. Observations on the life cycle of *Pissodes castaneus* in central Italy. Bulletin of Insectology, 63(1), 45-50, 2010.

PANZAVOLTA, T. Instar determination for *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) using head capsule widths and lengths. Environmental entomology, 36(5), 1054-1058, 2007.

PEREYRA, V. A., GOMEZ, C. A., LA MANNA, L., ROUX, G., LANTERI, A. A., VALLEJOS, N. C., & MARVALDI, A. E. Introduction and establishment of *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) in the Andean Patagonia of Argentina. Journal of economic entomology,

109(1), 222-231, 2015.

PESTAÑA, M., & SANTOLAMAZZA-CARBONE, S. Mutual benefit interactions between banded pine weevil *Pissodes castaneus* and blue-stain fungus *Leptographium serpens* in maritime pine. *Agricultural and forest entomology*, 12(4), 371-379, 2010.

PLATA-NEGRACHE P, PRENDES-AYALA C. Contribution to knowledge of the bioecology of *Pissodes notatus* F. in pine stands in the Canary Is. *Boletín de la Estación Central de Ecología*, 8(16):33-47, 1979.

PROKOČKA, A., SKRZECZ, I., SOWIŃSKA, A., WOLSKI, R., & JANISZEWSKI, W. Insecticidal activity of alpha-cypermethrin against small banded pine weevil *Pissodes castaneus* (Coleoptera: Curculionidae) in forest plantations and thickets. *Folia Forestalia Polonica*, 58(3), 142-146, 2016.

ROMANIK, N.; CADAHIA, D. (Coord.). Plagas de insectos de las masas forestales españolas. 2. ed. Madrid: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 1981. 252 p.

STARZYK, J. R. Bionomics, ecology and economic importance of the fir weevil, *Pissodespiceae* (Ill.) (Col., Curculionidae) in mountain forests. *Journal of Applied Entomology*, 120(1-5), 65-75, 1996.

TIBERI, R. Ruolo degli insetti nel deperimento del pino domestico del litorale toscano, pp. 41-45. In: Salvaguardia delle pinete litoranee (BINI C., MAIANI S., Eds) Grosseto, Italy, 21-22 October 1993. Edizioni Regione Toscana, Florence, Italy, 1995.

TOZLU, G. Sarkams (Kars) Ormanlarında Sarcam (*Pinus sylvestris* L.)'da zarar yapan Elateridae, Buprestidae, Cerambycidae, Curculionidae (Coleoptera) ve Diprionidae (Hymenoptera) familyalarna bağlı turler üzerinde çalışmalar.- *Türkiye Entomoloji Dergisi*, 25: 193-204, 2001.

TRIGGIANI O., SANTINI L. Fattori entomologici nel deperimento delle pinete litoranee ioniche e tirreniche, pp. 325-337. In: Convegno sulle avversità del bosco e delle specie arboree da legno, Florence, Italy, 15-16 October 1987. Accademia Nazionale Italiana di Entomologia, Accademia Italiana di Scienze Forestali, Florence, Italy, 1989.

TRUDEL R., LAVALLE´E C., GUERTIN C., COTE C., TODOROVA S.I., ALFARO R., KOPE H. Potential of *Beauveria bassiana* (Hyphomycetes: Moniliales) for controlling the white pine weevil, *Pissodes strobi* (Col., Curculionidae). *Journal of Applied Entomology*, 131 (2), 90-97, 2007

ZALESKI, S. R., LAZZARI, S., LAZZAROTTO, C. M., PANZAVOLTA, T., IEDE, E. T., & MARQUES, F. D. A. Genetic structure of populations of *Pissodes castaneus* (De Geer) (Coleoptera, Curculionidae) using amplified fragment length polymorphism. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57(4), 405-410, 2013.

ZALESKI, R. M. S. *Pissodes castaneus* (De Geer) (Coleoptera, Curculionidae): bioecologia, feromônio sexual, variabilidade genética e aspectos do monitoramento e controle (Doctoral dissertation, Tese de Pósgraduação em Ciências Biológicas (Ph. D dissertation). Área de concentração em Entomologia, Universidade Federal do Paraná-UFPR. Curitiba, Brasil, 2009.

WONDAFRASH, M., SLIPPERS, B., GARNAS, J., ROUX, G., FOIT, J., LANGOR, D. W., & HURLEY, B. P. Identification and genetic diversity of two invasive *Pissodes*. *Biological invasions*, 18(8), 2283-2297, 2016.

16.4.4 *Sirex noctilio*



Escaneie para acessar vídeo sobre o manejo

SUSETE DO ROCIO CHIARELLO PENTEADO¹, EDSON TADEU IEDE¹, WILSON REIS FILHO¹

¹Embrapa Florestas. Estrada da Ribeira, km 111. CEP 83411-000. C. Postal 319. Colombo, PR. susete.penteado@embrapa.br

Sirex noctilio Fabricius, 1793 (Hymenoptera: Siricidae)

Local de origem: norte da África, oeste da Ásia e Europa

Nome popular: vespa-da-madeira

Estados brasileiros onde foi registrada: MG, PR, RS, SC e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Sirex noctilio é uma espécie originária da Ásia, Europa e norte da África, onde é considerada uma praga secundária (Morgan, 1968). É a única espécie dos siricídios europeus capaz de atacar árvores vivas, levando-as à morte (Spradbery, 1973). Foi introduzida na Nova Zelândia (1900), Austrália (1952), Uruguai (1980), Argentina (1985), Brasil (1988), África do Sul (1994), Chile (2001), Canadá e Estados Unidos (2005).

Os ovos de *S. noctilio* apresentam formato alongado, coloração branca e superfície lisa (Morgan, 1968; Neumann et al., 1987). O período de incubação pode durar de 14 a 28 dias (Morgan, 1968). Durante a postura, além dos ovos, são introduzidos, na árvore, esporos de um fungo simbiote, *Amylostereum areolatum* e uma mucossecreção (Spradbery, 1973). Esta mucossecreção provoca mudanças fisiológicas rápidas no tronco e folhas do pínus. O fungo e a mucossecreção não causam a morte da árvore quando isolados, porém sua combinação pode ser letal (Coutts, 1969).

As larvas da vespa-da-madeira são cilíndricas, de coloração esbranquiçada, com três pares de patas torácicas vestigiais e um pequeno espinho mar-

rom-avermelhado na região supra-anal (Figura 1). As mandíbulas são fortes e de coloração marrom-avermelhada (Iede et al., 1988). As galerias larvais são construídas, geralmente, no sentido longitudinal e obstruídas por uma serragem fina bem compactada (Iede et al., 1988). A larva não ingere a madeira, mas sim, extrai os nutrientes do micélio do fungo simbionte, os quais são dissolvidos pela sua saliva. A secreção salivar e os nutrientes são ingeridos e os fragmentos de madeira, regurgitados (Morgan, 1968). O número de estágios larvais pode variar conforme as condições de desenvolvimento da planta hospedeira. O mais comum é a ocorrência de seis a sete instares larvais. Porém, em toretes de pequeno diâmetro, os insetos apresentaram apenas três instares (Neumann et al., 1987). O desenvolvimento do fungo é prejudicado nessas condições e o inseto acelera seu desenvolvimento. Em locais de clima frio na Tasmânia, foram observados até doze instares (Taylor, 1981).



Figura 1. Larva de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae).

As câmaras pupais são construídas próximas à casca (Iede et al., 1988). As pupas são do tipo exarata, coloração branca, apresentando um tegumento fino e transparente (Figura 2). A duração das fases de pré-pupa e pupa é de 16 e 20 dias,

respectivamente (Carvalho, 1992). Os adultos realizam orifícios de diferentes diâmetros na casca para emergir (Iede et al., 1988). O período de emergência dos adultos ocorre entre a primavera e o verão, com picos nos meses de novembro e dezembro (Carvalho, 1992).



Figura 2. Pupa de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae) dentro de câmara pupal.

A fêmea adulta da vespa-da-madeira apresenta coloração azul escuro metálico, com as pernas e asas de coloração âmbar. Possuem uma projeção no final do abdômen, o ovipositor, o qual é protegido por uma bainha (Figura 3-A). A fêmea pode realizar perfurações simples durante a postura para depositar apenas esporos do fungo e a mucossecção, ou múltiplas, quando também deposita os ovos (Talbot, 1964; Coutts, 1969; Neumann et al., 1987). O macho apresenta coloração azul escuro metálico, com as asas, os segmentos abdominais (do terceiro ao sétimo), a frente e as pernas medianas, de cor laranja (Figura 3-B). Ambos os sexos apresentam um proeminente espinho (cerco), no último segmento abdominal (Neumann et al., 1987). Aproximadamente 75% da população completa o seu desenvolvimento em um ano. Entretanto, em árvores com diâmetro inferior a 15 cm, em que ocorre a redução dos instares larvais, foi observada um ciclo curto, com duração de três a quatro meses, com a emergência no outono (Carvalho, 1992; Reis Filho, 1999).



Figura 3. Fêmea (A) e macho (B) adultos de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O primeiro registro de *S. noctilio*, no Brasil, foi em 1988, em povoamentos de *Pinus taeda* L. (Pinaceae), no município de Gramado, Rio Grande do Sul (Iede et. al., 1988). O inseto foi constatado, inicialmente, em um plantio de cinco

ha de *P. taeda* com 13 anos de idade, em espaçamento de 2x2 m (2.500 plantas/ha). Algumas árvores foram derrubadas e foi observada a presença de larvas no interior dos troncos (Iede et al., 1988). Posteriormente, adultos do inseto foram enviados para identificação, quando foi confirmada a espécie. Na mesma época foi constatada a presença da praga em plantios de *P. taeda* localizados nos municípios de Canela e São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul. Os povoamentos tinham, em média, 17 anos de idade, com espaçamento 2x2 m, e mortalidade média de 9.6%. Uma das árvores abatidas, já bastante seca, apresentava galerias vazias de *S. noctilio*, evidenciando que o povoamento havia sido atacado em anos anteriores (Iede et al., 1988).

Trinta e um grupos de árvores-armadilha foram instalados ao longo da fronteira dos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, com o objetivo de acompanhar a dispersão da praga, após a constatação da vespa-da-madeira no país. O trabalho foi desenvolvido em parceria entre a Embrapa Florestas, o IBAMA, o Ministério da Agricultura e empresas florestais de Santa Catarina. A praga foi registrada no Estado de Santa Catarina em dezembro de 1989, no Município de Lages, em um grupo de árvores-armadilha (Iede et al., 1998). Na sequência, árvores-armadilha foram instaladas na fronteira entre Santa Catarina e Paraná, com apoio da Secretaria da Agricultura e Abastecimento do Estado do Paraná. Duas interceptações foram realizadas em grupos de árvores-armadilha entre 1993 e 1994, sem que houvesse estabelecimento da praga. Entretanto, o seu estabelecimento foi constatado em plantios de *P. taeda* no município de General Carneiro, Paraná, em julho de 1996 (Iede et al., 1998). A vespa-da-madeira foi registrada em plantios de pinus no Estado de São Paulo em 2004, nos municípios de Capão Bonito, Itapeva, Itapirapuá Paulista e Jundiá. Em 2005, a praga foi detectada atacando *P. patula* em Camanducaia, Minas Gerais (Iede & Zanetti, 2007).

A vespa-da-madeira ataca principalmente espécies do gênero *Pinus* (Spradbery & Kirk, 1978). As seguintes espécies são citadas como hospedeiras da vespa: *Abies* sp., *Larix* sp., *Picea* sp., *Pseudotsuga* sp., *Pinus austriaca*, *P. canariensis*, *P. caribaea* var. *bahamensis*, *P. caribaea* var. *caribaea*, *P. caribaea* var. *hondurensis*, *P. echinata*, *P. elliottii*, *P. halepensis*, *P. kesiya*, *P. laricio*, *P. muricata*, *P. oocarpa*, *P. palustris*, *P. patula*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. ponderosa*, *P. radiata*, *P. strobus* var. *chiapensis* e *P. taeda* (Miller & Clark, 1935; Irvine, 1962; Cameron, 1965; Zondag & Nuttall, 1977; Iede et al., 1988; Madden, 1988; Rebuffo, 1990; DURAFLORE, 1993).

O inseto é atraído para árvores estressadas. Estas árvores liberam hidrocarbonetos monoterpênicos, originários da seiva do floema ou câmbio (Madden, 1977), que são os responsáveis pela atração. A relação entre a fisiologia da planta e o ataque de *S. noctilio* pode ser definida em três etapas: (a) uma fase inicial de predisposição ao ataque, que ocorre quando as árvores são danificadas ou estressadas por fatores bióticos e/ou abióticos, seguida por (b) uma fase de reforço do estresse, iniciada quando as fêmeas injetam o muco fitotóxico durante a postura e, por último, (c) a fase de desenvolvimento do fungo *A. areolatum* (Neumann et al., 1987).

Os plantios mais suscetíveis ao ataque de *S. noctilio*, geralmente, possuem mais de 12 anos e encontram-se sob estresse (Neumann et al., 1987). O crescimento de *P. taeda* apresenta um maior incremento a partir dos doze anos. Assim, se um povoamento é atacado nesta idade, e submetido a um corte raso antecipado, ele deixará de produzir cerca de 60% da madeira esperada e a madeira retirada terá um alto custo de produção (Mendes, 1992).

Os principais danos provocados pela vespa-da-madeira são: perfurações na madeira (larvas e adultos), deterioração da madeira devido à ação do fungo *A. areolatum* e a ocorrência de partes debilitadas nos locais onde são realizadas as posturas, com o escoamento de resina, podendo ser uma porta de entrada para um fungo secundário do gênero *Lasyodiplodia* (Rawlings, 1948; Iede et al., 1988).

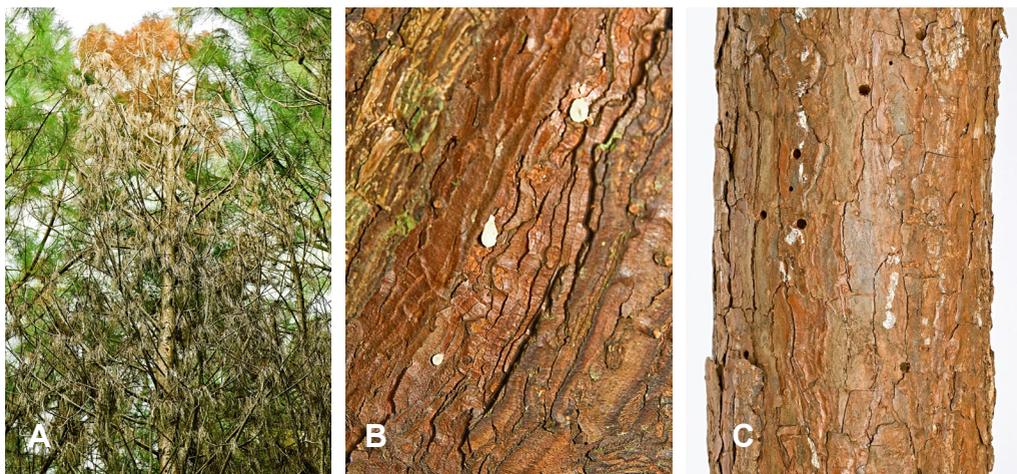


Figura 4. Sintomas de danos causados por *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae): árvore com acículas amareladas (A); respingos de resina na casca (B); e orifícios de emergência dos adultos (C).

Os sintomas externos mais visíveis da presença da praga são: progressivo amarelecimento das acículas (Figura 4-A), que posteriormente tornam-se marrom-avermelhada, secam e caem; respingos de resina na casca (Figura 4-B), em função das perfurações realizadas para a postura e orifícios de emergência de adultos (Figura 4-C) (Neumann et al., 1987; Penteadó et al., 2002b; 2015).

O nível econômico dos danos para *S. noctilio* em plantios de pínus no Brasil não foi definido. Entretanto, a emergência de até 1.887 insetos de uma única árvore foi observada em estudos da distribuição da vespa-da-madeira ao longo do tronco de pínus (Penteadó, 1995; Penteadó et al., 2000). Além disso, em áreas atacadas pela praga em que não foram adotadas medidas de controle, os danos cresceram em progressão geométrica. A porcentagem de ataque, que era de 10% em 1988, passou a 30% em 1989 e 60% em 1990 em um plantio de pínus localizado na região do primeiro registro da praga (Penteadó et al., 2015), indicando a severidade do ataque desta praga nesses plantios.

A estimativa dos danos provocados pela vespa-da-madeira em plantios de pínus no Brasil é de U\$ 53 milhões anuais, considerando custos da colheita, ou de U\$ 25 milhões anuais, quando considerada a madeira em pé (José Mauro Paz Moreira, com. pessoal).

A vespa-da-madeira é um exemplo clássico sobre o impacto que as pragas introduzidas podem representar para a economia de um país. Nos países, onde foi registrada a sua presença, foram necessários investimentos e, com a adoção de um programa de manejo integrado de pragas, tem sido possível mantê-la sob controle.

MANEJO

A constatação da vespa-da-madeira no Brasil, de início, causou um forte impacto no setor florestal brasileiro ligado ao pínus. Entretanto, a sua presença tem sido responsável por mudanças substanciais na silvicultura da espécie no país, devido à conscientização da importância do manejo florestal na prevenção dos danos ocasionados pela praga. Dessa forma, as medidas de prevenção, monitoramento e controle da vespa-da-madeira passaram a fazer parte do planejamento das empresas florestais. A implementação do Programa Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira (PNCVM) tem sido um exemplo de sucesso na parceria entre empresas privadas e o setor público, sendo que as tecnologias desenvolvidas estão sendo adotadas pela maior parte das empresas das regiões Sul e Sudeste do Brasil.

Criação do Fundo Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira (FUNCEMA) e do Programa Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira (PNCVM)

Após a detecção da vespa-da-madeira no Brasil, órgãos públicos e empresas privadas ligadas ao setor florestal mobilizaram-se para definir estratégias para controle da praga nos plantios de pinus do país.

Um ano após o registro da ocorrência de *S. noctilio* no Brasil, o MAPA, pela Portaria nº 031/89, de 22 de fevereiro de 1989, instituiu o “Programa Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira – PNCVM”, coordenado, a nível nacional, pelo Serviço de Defesa Sanitária Vegetal do próprio Ministério, e oficializou as Comissões Estaduais e a Comissão Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira.

O PNCVM contemplou atividades de pesquisa, visando à geração e adaptação de tecnologias de controle. O controle biológico, pela introdução, criação massal e liberação do nematoide *Deladenus siricidicola* (Nematoda: Neotylenchidae) foi priorizado na fase inicial. O monitoramento para a detecção precoce e o controle da dispersão da praga com uso de árvores-armadilha e da amostragem sequencial também foram contemplados. Medidas de prevenção foram enfatizadas, especialmente quanto ao manejo das áreas, visando melhorar as condições fitossanitárias para minimizar o ataque da vespa. Medidas quarentenárias também foram adotadas, visando ao controle e ao retardamento da dispersão da praga. Uma das atividades de maior destaque do PNCVM foi a transferência de tecnologia, com um amplo programa de capacitação do pessoal envolvido nas ações de controle da praga (Iede et al., 1998).

Em 1989, as Associações de Empresas Florestais dos Estados do Rio Grande do Sul (AGEFLOR), Santa Catarina (ACR) e Paraná (APRE), com o apoio do MAPA, IBAMA, Secretarias de Agricultura do PR, SC e RS e EMBRAPA assinaram o Protocolo de Intenções para a criação do Fundo Nacional de Controle à Vespa-da-Madeira (FUNCEMA). O FUNCEMA foi constituído para complementar financeiramente o PNCVM e defender os interesses da silvicultura nacional. Em 2011, passou a se chamar Fundo Nacional de Controle de Pragas Florestais.

Monitoramento

O monitoramento da dispersão e a definição da área atacada são essenciais em um programa de manejo integrado da vespa-da-madeira (Penteado et al., 2002a).

A utilização de árvores-armadilha, que são estressadas com a aplicação de um herbicida, é uma técnica eficiente, que permite detectar a presença da praga em níveis populacionais baixos e definir pontos de liberação dos inimigos naturais (Minko, 1981; Bedding, 1989; Iede et al., 1989, Penteadó et al., 2002b; Penteadó et al., 2015).

As árvores-armadilha são instaladas entre agosto e setembro, cerca de dois meses antes do pico populacional dos adultos da vespa-da-madeira. Grupos de cinco árvores (Figura 5), os quais deverão ser revisados entre os meses de março e agosto do ano seguinte à instalação, são utilizados para verificar a presença do inseto. Caso ele esteja presente, recomenda-se utilizar as medidas de controle biológico imediatamente. Esta técnica é indicada principalmente para a detecção precoce, ou seja, antes da praga provocar um nível de mortalidade de árvores superior a 0,1%, que corresponde de uma a duas árvores atacadas por hectare, em um povoamento não desbastado (Haugen et al., 1990). Quando a mortalidade for maior, é recomendada a utilização de outras metodologias para monitoramento, como a amostragem sequencial (Penteadó et al., 1993; 2002b; 2015), ou a amostragem sistemática (Metodologias..., 2016; Penteadó et al., 2017).



Figura 5. Seleção de árvores armadilhas no campo.

A aplicação do método da amostragem sequencial está baseada na indicação do número de árvores a serem amostradas, em função da porcentagem de ataque da área que está sendo avaliada (Tabela 1).

FICHA DE AMOSTRAGEM SEQUENCIAL DA VESPA-DA-MADEIRA		
Região:	Fazenda:	Projeto:
Talhão:	Área:	Data:
Espécie Planta:	Idade:	Monitor:
Número de árvores amostradas	Número de árvores amostradas	
	Atacadas da amostra	Mínimo para interromper a amostragem
68		34
74		36
80		37
87		38
94		39
102		41
111		42
121		44
132		45
145		46
159		48
175		49
194		50
215		52
241		53
272		54
272		*
% Árvores atacadas:	Ação:	

* a partir deste ponto utilizar, para o cálculo da porcentagem de ataque, o número de árvores atacadas encontradas na amostra.

Para a utilização da tabela de amostragem sequencial, é recomendado iniciar amostrando um mínimo de 68 árvores, anotar na segunda coluna da tabela, o número de árvores atacadas da amostra e comparar com o número mínimo de árvores atacadas, apresentado na terceira coluna da tabela, neste caso 34. Se o número de árvores atacadas da amostra for igual ou superior a 34, a amostragem está finalizada e se o número for inferior a 34, deve-se amostrar mais seis árvores, totalizando 74 árvores amostradas. Se o número de árvores atacadas for 36 ou mais, a amostragem está finalizada e se o número for inferior a 36, continuar até que seja obtido o número de árvores atacadas requerido na terceira coluna da tabela. Quando forem amostradas 272 árvores, a amostragem deve ser finalizada

e utilizar para o cálculo da porcentagem de ataque o número de árvores atacadas encontradas na amostra (Penteado et al., 1993; 2002b; 2015).

A recomendação é caminhar ao longo de uma linha, avaliando, no máximo, 40 árvores por linha (Figura 6-A). Ao final de cada linha, intercalar de cinco a oito linhas (Figura 6-B) e retornar, avaliando até 40 árvores por linha, e assim sucessivamente, até o término da amostragem (Penteado et al., 1993; 2002b; 2015). O ponto principal do método é o número de árvores amostradas. A forma de caminhar e a disposição das amostras podem variar, adequando-se ao tamanho e condições do talhão. Entretanto, é muito importante que a amostragem abranja a maior área possível (Penteado et al., 1993; 2002b; 2015).

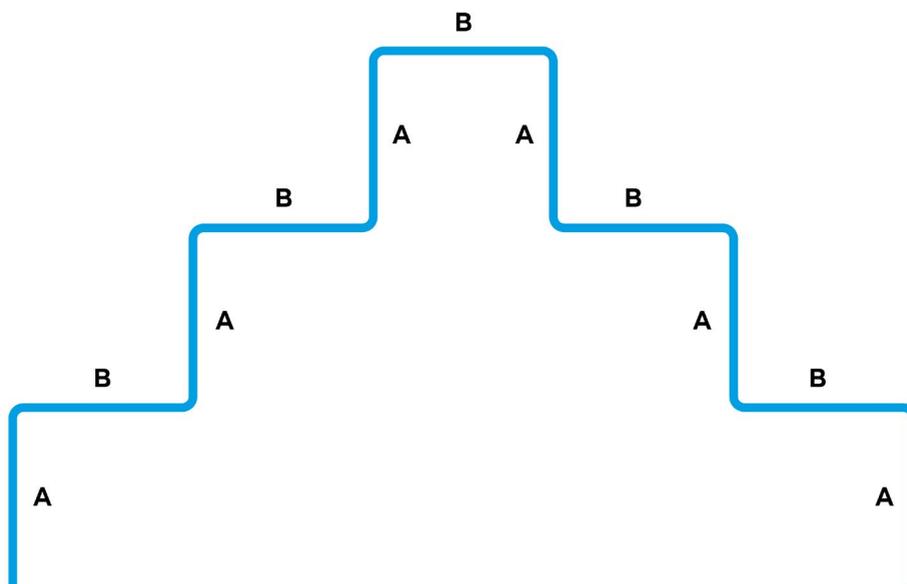


Figura 6. Forma de caminhar da amostragem sequencial.

A amostragem sistemática consiste em, no primeiro ano de avaliação do talhão, entrar na quinta linha do plantio e avaliar todas as árvores presentes em três linhas sequenciais. Em seguida, intercalar nove linhas e avaliar mais três linhas e assim sucessivamente até o final do talhão (Figura 7-A). No segundo ano de avaliação do talhão, entrar na oitava linha do plantio e avaliar todas as árvores presentes em três linhas sequenciais. Em seguida, intercalar nove linhas e avaliar mais três linhas e assim sucessivamente até o final do talhão (Figura 7-B). Nos demais anos, entrar sempre uma linha após a última linha avaliada no

ano anterior e, da mesma forma, intercalar nove linhas e avaliar mais três linhas, e continuar assim até o final do talhão (Figura 7-C). Dessa forma, em quatro anos, todo o talhão é amostrado (Metodologias..., 2016; Penteadó et al., 2017).

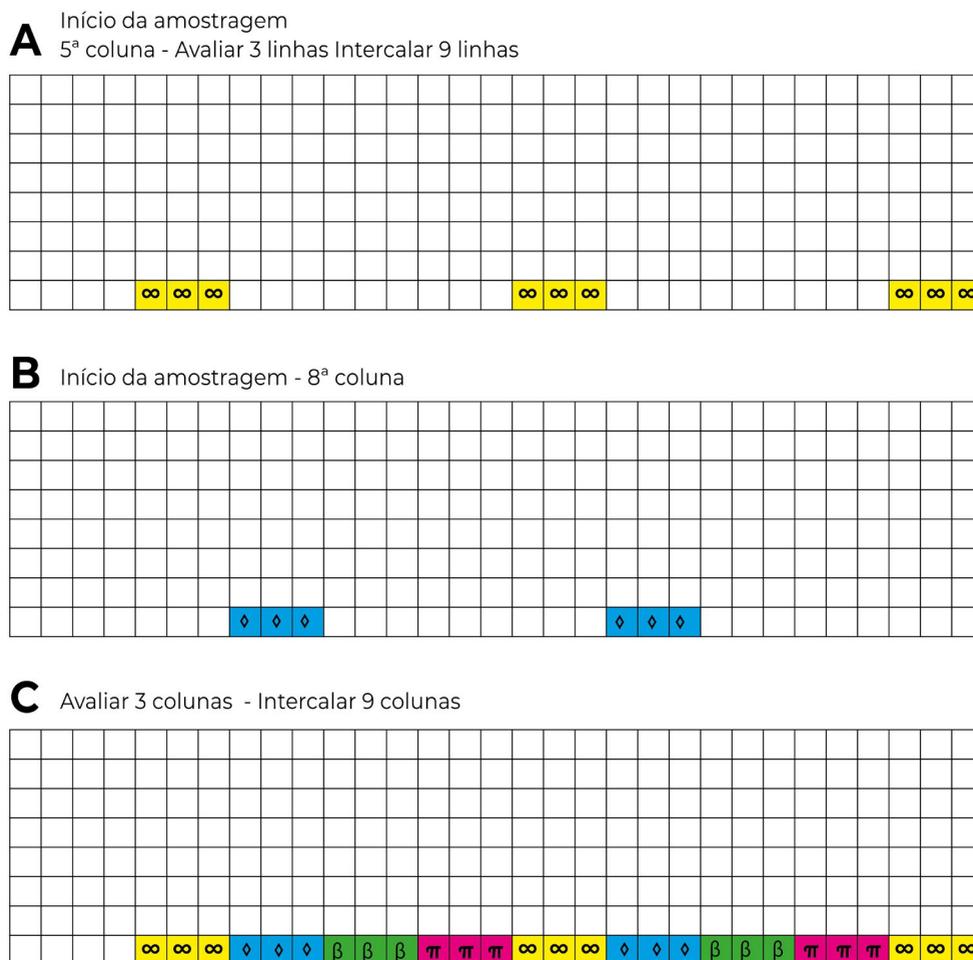


Figura 7. Esquema de condução da amostragem sistemática no primeiro ano (A), no segundo ano (B) e terceiro ano (C) de avaliação do talhão, para determinação da porcentagem de ataque da vespa-da-madeira em plantio de pinus.

Legenda:

amarelo - ∞ – início e condução da amostragem no 1º ano

azul - ◇ - início e condução da amostragem no 2º ano

verde - β - início e condução da amostragem no 3º ano

magenta - π - início e condução da amostragem no 4º ano

A recomendação é realizar uma amostragem por talhão (até 50 ha). As áreas prioritárias para a realização das amostragens são aquelas com plantios em idade superior a sete anos, plantios sem desbaste ou com desbastes atrasados e plantios sem previsão de desbaste ou corte raso no ano corrente. Para a realização das amostragens, é necessário que os sintomas de ataque (Figuras 4) estejam visíveis, o que ocorre, geralmente, a partir do mês de fevereiro (Penteado et al., 2017).

O planejamento das atividades de monitoramento deverá levar em consideração também o período correto de inoculação de nematoides, que ocorre do mês de março até a primeira quinzena de agosto (Penteado et al., 2017).

A comparação da eficiência dos dois métodos de amostragens na determinação da porcentagem de ataque e de controle da vespa-da-madeira indicou que a amostragem sequencial é mais recomendada quando o objetivo for apenas monitorar a presença e os níveis de ataque da praga. Entretanto, a amostragem sistemática é mais eficaz e os custos também são menores, quando o objetivo é a realização do controle simultâneo ao monitoramento (Penteado et al. 2017).

Controle legislativo

No Estado do Paraná, a Portaria 280, de 15/12/16, da Agência de Defesa Agropecuária do Paraná (ADAPAR), trata sobre as exigências para a utilização dos métodos de monitoramento e controle da vespa-da-madeira em plantios de pínus, destacando:

“Art. 1º: Determinar aos proprietários ou possuidores a qualquer título de cultivos das espécies do gênero *Pinus*, com idade a partir dos 7 (sete) anos, em áreas com 5 (cinco) ou mais hectares contínuos, a adoção de uma das seguintes metodologias de detecção e monitoramento da presença da praga vespa-da-madeira (*Sirex noctilio*):

I - a instalação anual de um grupamento de árvores-armadilha a cada 25 ha, no período compreendido entre os meses de agosto e setembro e a sua inspeção entre março a agosto do ano subsequente, conforme metodologia recomendada pela Embrapa Florestas; ou

II – a realização anual de uma amostragem sequencial a cada 50 ha, no período compreendido entre os meses de março a agosto, conforme metodologia recomendada pela Embrapa Florestas; ou

III - a realização anual de uma amostragem sistemática, a cada 50 ha, no

período compreendido entre março a agosto, conforme metodologia recomendada pela Embrapa Florestas”.

Assim, todo o proprietário de plantio de pinus com área superior a 5 ha contínuos é obrigado a cadastrar a sua área e realizar as atividades que constam nessa Portaria.

O Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento publicou uma instrução normativa (Nº 39, de 17 de novembro de 2016 - Art. 1º), excluindo *Sirex noctilio* da Lista de Pragas Quarentenárias Presentes (A2) por essa estar presente em praticamente todos os plantios de pinus do Brasil.

Entretanto, este fato não altera a necessidade da realização das atividades de monitoramento e controle da praga, uma vez que o pinus é considerado uma cultura de interesse econômico e a não adoção destas atividades podem colocar esse patrimônio florestal em risco. Há a exigência da comprovação de execução das atividades de monitoramento e controle para a exportação de madeira e produtos de pinus para países que exigem a emissão de certificado fitossanitário.

Controle mecânico

O controle mecânico, pela remoção das árvores atacadas pela vespa-da-madeira, só é recomendado quando a presença da praga for constatada fora do período de aplicação do nematoide (março a agosto).

O proprietário de plantio de pinus atacado pela vespa-da-madeira deverá remover todas as árvores atacadas e fazer a imediata destruição do material resultante, quando este não foi inoculado com o nematoide, podendo destiná-lo à produção de energia ou processamento industrial. Esta recomendação faz parte da portaria nº 280/2016, da ADAPAR.

Controle silvicultural

Sirex noctilio é uma praga secundária oportunista, sendo atraída por plantios que se encontram estressados. Assim, a melhor forma de evitar as perdas ocasionadas por esta praga, é a prevenção, que pode ser obtida pelo manejo florestal, práticas silviculturais e monitoramento da praga. Assim, a adoção de práticas silviculturais, incluindo o desbaste seletivo, a remoção das árvores doentes, danificadas e bifurcadas, são medidas importantes na prevenção do ataque (Neumann et al., 1987). As árvores que escapam do ataque da praga são as que

não sofreram danos físicos e cresceram em condições adequadas.

Um regime silvicultural para plantios de *P. radiata* foi desenvolvido na Nova Zelândia, onde se recomenda a realização de desbastes ralos e frequentes para manter o vigor das plantas e reduzir a competição (Ure, 1949). Os princípios básicos deste regime de desbaste deram origem às práticas silviculturais utilizadas posteriormente (Sutton, 1984).

As práticas silviculturais recomendadas para controle da vespa são: (a) realizar os desbastes nas épocas adequadas para evitar o surgimento de um grande número de plantas estressadas; (b) realizar desbastes seletivos, retirando-se árvores bifurcadas, doentes, danificadas e mortas, as quais são atrativas à praga; (c) intensificar o manejo em sítios ruins, com solos rasos e pedregosos; (d) retirar restos de poda e desbaste, principalmente, aqueles com diâmetro superior a cinco cm, pois estes apresentam condições para o desenvolvimento da praga; (e) evitar realizar operações de poda e desbaste dois meses antes e durante o período de revoada dos adultos (geralmente entre a segunda quinzena de outubro e a primeira quinzena de janeiro) ou então realizá-las em áreas com menor risco de ataque; (f) utilizar medidas de prevenção, detecção e controle de incêndios florestais; (g) treinar empregados rurais, de serrarias e de transporte de madeira para identificação da praga; (h) instalar grupos de árvores-armadilha próximos de regiões com a presença da praga (Penteado et al., 2015).

O controle da vespa-da-madeira, pela utilização de métodos silviculturais tem sido amplamente recomendado, uma vez que, em áreas bem manejadas, raramente a praga causa perdas econômicas.

Resistência

As árvores capazes de resistir ao ataque de *S. noctilio* são aquelas que não sofreram nenhum tipo de dano físico e que cresceram em condições adequadas e sem estresse (Neumann et al., 1987). Durante a inserção do ovipositor na madeira, a fêmea de *S. noctilio* tem a capacidade de definir se a árvore é adequada ao desenvolvimento de suas larvas, baseado na pressão osmótica do floema, não ovipositando em árvores com alta pressão (Madden, 1974; Coutts & Dolezal, 1969). Nestes casos, ela inocula o fungo simbiote, *A. areolatum*, e deposita a mucossecção, os quais terão a função de interferir na circulação da seiva, enfraquecendo-a, tornando-a adequada a outras fêmeas, que irão depositar ovos (Coutts, 1969; Madden, 1974; Coutts & Dolezal, 1969).

As árvores mais adequadas à sobrevivência de *S. noctilio* apresentam uma rápida perda de umidade, logo após o ataque (Morgan, 1968). A combinação de teores de umidade intermediários e altos níveis de lipídeos na madeira favorecem o estabelecimento e crescimento do fungo *A. areolatum*. Um efeito inibidor da resina sobre *A. areolatum* também foi observado, sendo que a presença de α e β pineno podem paralisar o crescimento do microrganismo (Kile & Turnbull, 1974).

Os mecanismos de resistência de *Pinus* spp. a *S. noctilio* envolvem um rápido e extensivo fluxo de resina nos locais lesionados pelo inseto (Coutts & Dolezal, 1966); isolamento dos locais atacados, por barreiras de polifenóis antifúngicas (Coutts & Dolezal, 1966; Hillis & Inoue, 1968); queda precoce das acículas, as quais carregam uma grande quantidade de muco fitotóxico e crescimento de novos tecidos funcionais do floema, câmbio e xilema, ao redor das lesões (Neumann et al., 1987).

Foi constatado que *S. noctilio* ataca e se desenvolve em diferentes espécies de pinus, e embora algumas destas espécies possam ser menos preferidas pelo inseto, nenhuma delas parece ser resistente à praga (Ryan & Hurley, 2012).

Controle biológico

Uso do nematoide *Deladenus siricidicola*

O controle biológico de *S. noctilio* é uma das formas mais eficientes para a redução da população desta praga. O nematoide, *Deladenus siricidicola*, principal agente de controle, foi descoberto em 1962 na Nova Zelândia (Zondag, 1969). Este nematoide age por esterilização das fêmeas da vespa-da-madeira.

Deladenus siricidicola possui dois ciclos de vida, sendo um de vida livre ou micetófago e outro de vida parasitária (Bedding, 1967; 1972). O ciclo de vida livre inicia quando, durante a postura, as fêmeas de *S. noctilio* parasitadas pelo nematoide, colocam seus ovos contendo nematoides juvenis nas árvores de pinus, juntamente com esporos do fungo *A. areolatum*. Os nematoides juvenis eclodem dos ovos do hospedeiro poucas horas após a postura, alimentam-se do fungo *A. areolatum* e se tornam nematoides adultos de vida livre, colocando ovos na madeira. Os nematoides juvenis desenvolvem-se apenas na forma de vida livre em áreas relativamente assépticas, onde o fungo é esparso. No entanto, nos arredores das larvas de *S. noctilio*, os nematoides juvenis podem se desen-

volver como adultos de vida parasitária, em função da ocorrência de altas concentrações de CO₂ e baixo pH. Apenas as fêmeas infectivas, adultas e acasaladas penetram nas larvas de *S. noctilio*, deixando uma cicatriz na cutícula (Bedding, 1972).

Quando o hospedeiro inicia o processo para se transformar em pupa, ocorre a produção de milhares de ovos, os quais são fecundados e eclodem dentro da fêmea do nematoide (Bedding & Akhurst, 1974). Logo após, as formas juvenis saem do corpo do nematoide, localizando-se na hemocele da pupa hospedeira. Posteriormente, migram para os órgãos reprodutores do hospedeiro e, no caso das fêmeas, penetram em todos os ovos, suprimindo o desenvolvimento dos ovários, tornando-as estéreis. Cada ovo pode conter de 50 a 200 nematoides. Nos hospedeiros machos, os testículos tornam-se uma sólida massa de milhares de nematoides juvenis (Bedding, 1972). No entanto, os machos permanecem férteis, pois, no início da pupação, a maioria dos espermatozoides passam para as vesículas seminais, onde os nematoides não conseguem penetrar, e assim, são normalmente transferidos durante a cópula (Bedding, 1972). A ocorrência da forma de vida livre é que permite a multiplicação do nematoide em laboratório e sua aplicação em campo.

A produção de nematoides no Brasil é realizada pela Embrapa Florestas, em Colombo, Paraná, a qual distribui doses aos proprietários de plantios de pinus com a presença da vespa-da-madeira. Cada dose de nematoide, com 20 mL, contém aproximadamente um milhão de indivíduos, sendo suficiente para tratar, em média, dez árvores. Estas doses devem ser aplicadas em, no máximo, dez dias após a sua obtenção e, neste período, devem ser mantidas a uma temperatura entre 5° C e 8° C. O período de inoculação é entre os meses de março e agosto, época da maior ocorrência de larvas no interior da árvore (Iede et al., 1989; Penteado et al., 2002b; 2015). A dose deve ser misturada a um espessante para a inoculação nas árvores atacadas, o qual tem a finalidade de manter os nematoides hidratados até que estes penetrem na árvore. Esta preparação pode ser feita de duas maneiras: utilizando gelatina, na concentração de 10%, ou o hidrogel, a 1%. A utilização do hidrogel reduz os custos da atividade e simplifica o método (Penteado et al., 2014).

Como regra geral, é indicada a inoculação de 20% das árvores atacadas, as quais são selecionadas com base nas seguintes características: copa amarelada, respingos de resina no tronco e ausência de orifícios de emergência de adultos. As árvores são derrubadas, desganhadas e, com o auxílio de um martelo especial

(Figura 8-A), são realizadas perfurações, ao longo do tronco do pínus. O inóculo é transferido para um frasco aplicador e introduzido nos orifícios (Figura 8-B).

Até 70% das fêmeas de *Sirex* que emergem de árvores inoculadas com o nematoide, podem se encontrar parasitadas (Bedding & Akhurst, 1974). *Deladenus siricidicola* é dependente de densidade, podendo atingir níveis de parasitismo próximos a 100% (Bedding, 1972). Níveis de parasitismo próximos a 90% foram registrados nas florestas da Ilha do Norte da Nova Zelândia (Zondag, 1979), enquanto aplicações realizadas entre 1987 e 1989, na Austrália, resultaram em menos de 25% de insetos parasitados (Bedding, 1972). A perda de infectividade da linhagem de *D. siricidicola* teria sido a causa do baixo parasitismo e teria decorrido das contínuas subculturas em laboratório na forma de vida livre, sem a passagem pela forma parasitária, resultando em uma linhagem que, raramente, dava origem à forma de vida parasitária, mesmo encontrando as condições ideais na madeira (Haugen & Underdown, 1993). No Brasil, toretes de pínus atacados são coletados anualmente para obtenção de adultos da vespa-da-madeira, visando ao isolamento do nematoide e do fungo, para introdução na criação massal, com o objetivo de manter a eficiência deste inimigo natural.



Figura 8. Martelo especial (A) e frasco aplicador (B) usados na aplicação do nematoide *Deladenus siricidicola* para controle da vespa-da-madeira.

Dessa forma, é importante monitorar a eficiência do nematoide no campo. Para este fim, uma tabela foi elaborada (Penteado et al., 2016), na qual podem ser selecionados o número de árvores e de toretes por árvore a serem coletados, baseado na definição do coeficiente de variação desejado. Assim, toretes de árvores inoculadas e não-inoculadas com nematoide devem ser coletados anualmente, até o início do mês de outubro, acondicionados em gaiolas, e na época de ocorrência de adultos, deverão ser coletados e conservados em álcool para posterior avaliação. A observação deverá ser feita sob microscópio estereoscópico, com um aumento de 40 vezes. O inseto é colocado em uma placa de Petri, com uma pequena quantidade de água, quando deve ser separado o tórax do abdômen de fêmeas e machos, sendo o tórax descartado e o abdômen inspecionado à procura da presença de nematoides, nos ovários e testículos, respectivamente (Penteado et al., 2015). Quando o inseto está parasitado é facilmente visualizado um grande número de nematoides no interior do corpo do inseto. No Brasil, níveis de parasitismo de 70% têm sido registrados na maioria dos locais onde o nematoide encontra-se estabelecido, e a praga encontra-se sob controle.

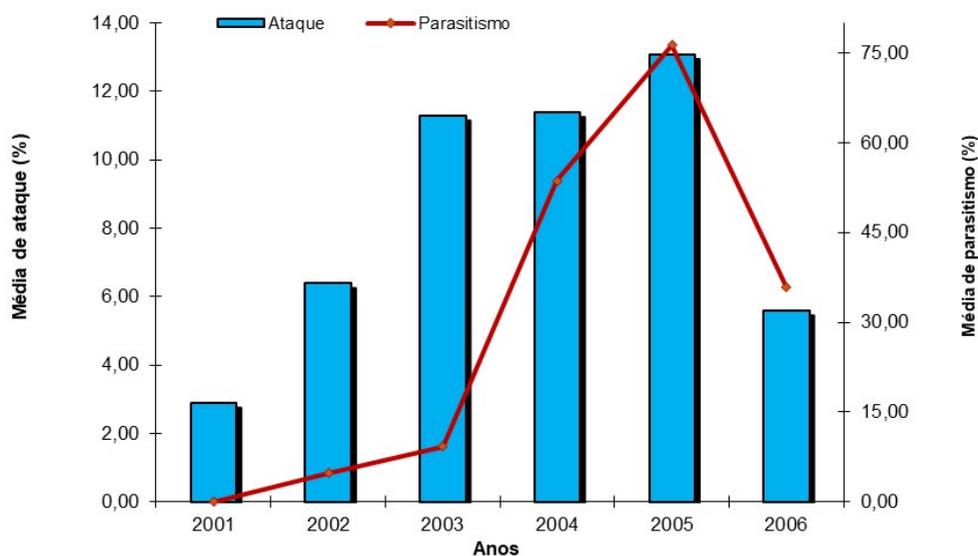


Figura 9. Ataque de *Sirex noctilio* em plantio de *Pinus taeda* e níveis de controle do nematoide *Deladenus siricidicola*, no período de 2001 a 2006. Rio Branco do Ivaí, Paraná.

Entretanto, os resultados obtidos nas avaliações de eficiência devem ser analisados, levando-se em consideração o histórico do ataque e do controle da praga na área que está sendo monitorada. A avaliação de no mínimo 68 insetos

por amostra é recomendada para obtenção de resultados confiáveis (Penteado et al., 2008). Como o nematoide é dependente da densidade de seu hospedeiro, conforme a população da praga aumenta, a do nematoide também aumenta. Por isso, após alguns anos de inoculação, com o estabelecimento do nematoide no plantio, ocorrerá a redução da população da praga e também do inimigo natural. Assim, áreas que estão sendo inoculadas há mais tempo (pelo menos três anos), é esperado uma redução nas porcentagens de parasitismo e também do número de insetos por árvore e de árvores atacadas na área. Esta situação ocorreu em 2006, em um plantio de pinus atacado pela praga, quando, após cinco anos de inoculação, a porcentagem de ataque foi reduzida drasticamente para quase 50%, e as porcentagens de parasitismo também caíram (Figura 9). Assim, com o estabelecimento do nematoide, irá ocorrer a redução do número de insetos que emergem das árvores. Nesses casos, é recomendada a seleção de plantas com bastante respingos de resina para garantir a presença de um número suficiente de insetos que irão emergir e que serão avaliados (Penteado et al., 2016).

Parasitoides da vespa-da-madeira

Após a introdução do nematoide, as metas previstas no PNCVM foram complementadas com a introdução de parasitoides da vespa-da-madeira.

Ibalia leucospoides (Hymenoptera: Ibalidae) é um parasitoide de ovos e larvas de instares iniciais da vespa-da-madeira. Ele é atraído para os orifícios de oviposição do hospedeiro quando o fungo, *A. areolatum*, inicia o seu crescimento (Madden, 1968; Spradbery, 1974). O parasitoide oviposita dentro do ovo ou da larva da vespa. Os primeiros três instares são endoparasíticos, e quando atinge o terceiro, a larva do parasitoide emerge da larva hospedeira e se alimenta externamente. Passa por mais um instar, sendo encontrado nas galerias da vespa e, posteriormente, empupa próximo à casca da árvore (Chrystal, 1930). Os adultos de *Ibalia* são pequenos, apresentando um comprimento médio do corpo de 10,4 mm e 13,7 mm, para machos e fêmeas respectivamente.

O registro desse parasitoide ocorreu em dezembro de 1990, em povoamentos de pinus atacados pela vespa-da-madeira, no Município de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul (Carvalho, 1993a). Sua introdução ocorreu de forma natural. Posteriormente, o parasitoide foi detectado em Encruzilhada do Sul, Rio Grande do Sul e em maio de 1992, no município de Lages, Santa Catarina. Atualmente está presente em todas as áreas onde há a presença de *S. noctilio*.

Os parasitoides larvais, *Megarhyssa nortoni* e *Rhyssa persuasoria* (Hymenoptera: Ichneumonidae), são ectoparasitoides originários da Tasmânia, Austrália, e pelo fato de apresentarem um longo ovipositor, atacam larvas em estágios mais avançados de desenvolvimento (Taylor, 1976). As fêmeas destes parasitoides realizam perfurações na madeira, ao acaso, com o seu ovipositor, até encontrar uma larva da vespa-da-madeira, a qual recebe uma picada e é paralisada. Um ovo é colocado sobre a larva hospedeira. Este pode eclodir em dois dias, com a larva iniciando a sua alimentação sobre o corpo do hospedeiro. O período larval, geralmente, tem duração de três a cinco semanas (Hocking, 1968). A maioria dos indivíduos de cada geração (cerca de 80%) entram em diapausa no estágio larval, quando completamente alimentados, apresentando, dessa forma, um ciclo com duração de dois anos. Aqueles que não entram em diapausa (cerca de 20% da população), empupam imediatamente, apresentando um ciclo com duração de três a quatro meses (Taylor, 1976). As pupas localizam-se próximas à casca e os adultos, para emergirem, mastigam a madeira, abrindo um orifício por onde saem (Nutall, 1980).

As introduções dos parasitoides *M. nortoni* e *R. persuasoria* foram realizadas no Brasil, em uma primeira etapa, entre 1996 e 1998, em um projeto cooperativo da Embrapa Florestas, International Institute of Biological Control (CABI-Bioscience) e o USDA Forest Service (Iede et al., 2012). Entretanto, problemas no envio resultaram em um número muito baixo de insetos que chegaram ao Brasil. Além disso, estes insetos foram mantidos em laboratório, em toretes de pínus contendo larvas da vespa-da-madeira, e a manutenção da criação destes parasitoides em laboratório é um problema já conhecido na Austrália.

As liberações em campo também foram realizadas com um pequeno número de insetos em função do baixo número obtido em laboratório. A primeira liberação de *M. nortoni* ocorreu em 30 de outubro de 1997, no município de Correia Pinto, Santa Catarina. Seis liberações em campo foram realizadas entre os anos de 1998 e 1999. Em uma segunda etapa, no ano de 2003, foi realizada nova introdução da Tasmânia, e em 2005 adultos de *M. nortoni* foram liberados em plantio de pínus no município de Rio Branco do Ivaí, Paraná (Iede et al., 2012).

Problemas ocorreram, tanto no envio destes insetos ao Brasil, como também na manutenção da criação em laboratório e o estabelecimento em campo. Em uma das liberações, a área de pínus sofreu corte raso no ano seguinte à liberação. Entretanto, em outubro de 2015, foi registrada a ocorrência de adultos de *M. nortoni* em plantios de pínus no Estado de Santa Catarina. Os municípios

onde já foram registradas a presença desse parasitoide são: Correia Pinto, São José do Cerrito e Santa Cecília (Mariane Bueno de Camargo, com. pessoal).

Ibalia leucospoides e *M. nortoni* são considerados colonizadores mais rápidos, sendo que *R. nortoni* coloniza mais lentamente (MURPHY, 1998). *Ibalia leucospoides* pode dispersar-se rapidamente a longas distâncias e quando atinge áreas novas, reproduz-se intensamente (Taylor, 1967). *Rhyssa* spp. e provavelmente *Megarhyssa* spp. podem se dispersar por todas as áreas infestadas por *S. noctilio*, principalmente, quando estas estão próximas (Taylor, 1967).

Os rissines foram os responsáveis pela redução da população de *S. noctilio* na Austrália entre os anos 1967 e 1970 (Taylor, 1978). O complexo de parasitoides pode controlar cerca de 40% da população da praga que não foi parasitada pelo nematoide (Taylor, 1981). O nível médio de parasitismo de *I. leucospoides*, em alguns levantamentos feitos no Uruguai, foram de 24% (Rebuffo, 1990).

Na região da Patagônia, Argentina, os parasitoides *I. leucospoides* e *M. nortoni* têm apresentado uma elevada capacidade de estabelecimento (Corley & Bruzzone, 2009). *Ibalia leucospoides* ingressou de modo acidental e tem alcançado níveis de parasitismo de até 40%. *Megarhyssa nortoni*, com introdução mais recente, tem alcançado níveis de parasitismo que oscilam entre 4 e 70% (Villacide & Corley, 2003; 2012).

O índice de parasitismo de *I. leucospoides* no município de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, foi em torno de 30% (Carvalho, 1993b). Porcentagens de parasitismo de 29,4% e 0% foram encontradas em Encruzilhada do Sul, Rio Grande do Sul e Lages, Santa Catarina, respectivamente (Silva, 1995). Em Lages, a constatação do parasitoide era muito recente. Porcentagens de parasitismo de 18,8% e 3,97% foram registradas, em Encruzilhada do Sul, dois anos, e em Lages, um ano após o registro do parasitoide, respectivamente (Penteado, 1992).

REFERÊNCIAS

- BEËCHE, M.; IDE, S. Biological control of *Sirex noctilio* Fabr. (Hymenoptera: Siricidae) in Chile. In: Proceedings of the 4th International Symposium on Biological Control of Arthropods, Pucón, Chile. Peter G. Mason, David R. Gillespie & Charles Vincent Eds. 2013.
- BEDDING, R.A. Parasitic and free-living cycles in entomogenous nematodes of the genus *Deladenus*. Nature, London, v. 214, p. 174-175, 1967.
- BEDDING, R.A. Biology of *Deladenus siricidicola* (Neotylenchidae) an entomophagous-mycetophagous nematodes parasitic in siricidae woodwasps. Nematologica, Leiden, v.18 p. 482-493, 1972.

- BEDDING, R.A.; AKHURST, R.J. Use of the nematode *Deladenus siricidicola* in the biological control of *Sirex noctilio* in Australia. *Journal of Australian Entomological Society*, Brisbane, v.13, n. 2, p. 129 -135, 1974.
- BEDDING, R.A. Relatório e recomendações sobre o ataque de *Sirex* no Brasil. EMBRAPA-CNPQ, Curitiba. 8 p. 1989.
- CAMERON, E.A. The Siricinae (Hymenoptera:Siricidae) and their parasites. Commonwealth Institute of Biological Control Technical Bulletin, Fontana, n. 5, p.1-31, 1965.
- CARVALHO, A.G. Bioecologia de *Sirex noctilio* Fabricius, 1793 (Hymenoptera: Siricidae) em povoamentos de *Pinus taeda* L. Curitiba, 1992. 127 p. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná.
- CARVALHO, A. G. Parasitismo de *Ibalia* sp. (Hymenoptera: Ibalidae) em *Sirex noctilio* Fabricius, 1793 (Hymenoptera: Siricidae) em São Francisco de Paula, RS. Boletim de Pesquisa Florestal, Colombo, n. 26/27, p. 61-62, 1993a.
- CARVALHO, A.G. Aspectos bioecológicos de *Ibalia leucospoides* (Hockenwarth), (Hymenoptera:ibaliidae). In: CONFERÊNCIA REGIONAL DA VESPA-DA-MADEIRA, *Sirex noctilio*, NA AMÉRICA DO SUL (1992: Florianópolis). Anais. Colombo: EMBRAPA/FAO/USDA/FUNCEMA, p. 11 - 120. 1993b.
- CORLEY, J.C.; BRUZZONE, O.A. Prolonged diapause and the success of parasitoids in biological control. *Biological Control*. n. 51, v. 3, p. 471-474. 2009.
- COUTTS, M.P. The mechanism of pathogenicity of *Sirex noctilio* on *Pinus radiata*. I. Effects of the symbiotic fungus *Amylostereum* (Thelophoraceae). *Austr. J. Biol. Sci.* n. 22, p.915- 924. 1969.
- CHRYSAL, R.N. Studies of the *Sirex* parasites: The biology and post-embryonic development of *Ibalia leucospoides* Hochenw. (Hymenoptera:Cynipoidea). *Oxford Forestry Memories*, Oxford, série B, n.11, p. 1 - 63. 1930.
- DURAFLORA. Surceptibilidade de toras de pinheiros tropicais ao ataque da vespa-da-madeira *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae). In: CONFERÊNCIA REGIONAL DA VESPA-DA-MADEIRA, *Sirex noctilio*, NA AMÉRICA DO SUL (1992: Florianópolis). Anais. Colombo: EMBRAPA/FAO/USDA/FUNCEMA. p. 97 - 110. 1993.
- HAUGEN, D.A.; BEDDING, R.A.; UNDERDOWN, M.G.; NEUMANN, F.G. National strategy for control of *Sirex noctilio* in Australia. *Australian Forest Grower*, v.13, n.2, 1990. 8p.
- HAUGEN, D.A.; UNDERDOWN, M.G. Reduced parasitism of *Sirex noctilio* in radiata pines inoculated with the nematode *Beddingia siricidicola* during 1974 - 1989. *Australian Forestry*, Melbourne, v. 56, n. 1, p. 45 - 48, 1993.
- HILLIS, W.E.; INOUE, T. The formation of polyphenols in trees - IV. The polyphenols formed in *Pinus radiata* after *Sirex* attack. *Phytochem*, n. 7, p. 13-22. 1968.
- HOCKING, H. Studies on the biology of *Rhyssa persuasoria* (L.) (Hymenoptera: Ichneumonidae) incorporating an x-ray technique. *Australian Journal of Entomology*, n. 7, p. 1 - 5. 1968.
- IEDE, E.T.; PENTEADO, S.R.C.; BISOL, J.C. Primeiro registro de ataque de *Sirex noctilio* em *Pinus taeda* no Brasil. Colombo: EMBRAPA - CNPF, 1988, 12p. (EMBRAPA - CNPF, Circular Técnica, 20).
- IEDE, E.T.; BEDDING, R.A.; PENTEADO, S.R.C.; MACHADO, D.C. Programa nacional de controle da vespa-da-madeira - PNCVM. Colombo: EMBRAPA - CNPF, 1989. 10p.
- IEDE, E.T.; S.R.C. PENTEADO; SCHAITZA, E.G. *Sirex noctilio* problem in Brazil: Detection, evaluation, and control. In: Proceeding of a Conference: Training in the control of *Sirex noctilio* by the use of natural enemies. Iede, E., E. Shaitza, S. Penteado, R. Reardon, and T. Murphy (eds.). US For. USDA Forest Service (FHTET 98-13). p. 45-52. 1998.
- IEDE, E.T.; ZANETTI, R. Ocorrência e recomendações para o manejo de *Sirex noctilio* Fabricius (Hymenoptera, Siricidae) em plantios de *Pinus patula* (Pinaceae) em Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 51, n. 4, p. 529-531. dez. 2007.
- IEDE, E.T.; PENTEADO, S.R.C.; REI FILHO, W. The woodwasp *Sirex noctilio* in Brazil: monitong and control. In: Slippers, B., Groot, P. and Wingfield, M.J. (eds). *The Sirex*

Woodwasp and Its Fungal Symbiont: Research and Management of a Worldwide Invasive Pest, Springer, New York, pp. 217 - 228. 2012.

IRVINE, C.J. Forest and timber insects in Victoria. Victoria's Resources, v. 4, p. 40 - 43, 1962.

KILE, G.A.; TURNBULL, C.R.A. Drying in the sapwood of radiata pine after inoculation with *Amylostereum areolatum* and *Sirex mucus*. Australian Forestry Research, Melbourne, v. 6, n. 4, p. 35 - 40, 1974.

MADDEN. J.L. Behavioral responses of parasites to the symbiotic fungus associated with *Sirex noctilio* F. Nature, London, v. 218, n. 13, p. 189 - 190, 1968.

MADDEN. J.L. Physiological reactions of *Pinus radiata* to attack by the woodwasp, *Sirex noctilio* F. (Hymenoptera: Siricidae). Bulletin of Entomological Research, Wallingford, v. 67, p. 405 - 426, 1977.

MADDEN. J.L. *Sirex* in Australasia. In: BERRYMAN, A. A. Dynamics of forest insect populations. New York: Plenum. p. 407 - 429. 1988.

MENDES, J.C. Manual de controle à vespa-da-madeira. Florianópolis: Associação Catarinense dos Reflorestadores, 1992. 3p.

METODOLOGIAS para monitoramento da vespa-da-madeira visando o planejamento das ações de controle: pínus. Colombo: Embrapa Florestas, 2016. Folder. (TTflorestal: transferência de tecnologia florestal).

MILLER, D.; CLARK, A.F. *Sirex noctilio* and its parasite in New Zealand. Bulletin of Entomological Research, Wallingford, v. 26, p.149 - 154, 1935.

MINKO, G. Chemicals for non-commercial thinning of *Pinus radiata* by basal stem injection. Australian Weeds, Myrtleford, v.1, n.1, p. 5 - 7, 1981.

MORGAN. D.F. Bionomics of Siricidae. Annual Review of Entomology, Palo Alto, v.13, p. 239 - 256, 1968.

NEUMANN. F.G.; MOREY, J.L.; MCKIMM, R.J. The sirex wasp in Victoria. Department of Conservation. Forest and Lands, Victoria, 1987. 41 p. (Bulletin 29).

NUTTAL, M.J. Insect parasites of *Sirex* (Hymenoptera: Ichneumonidae, Ibalidae and Orussidae). Forest and Timber Insects in New Zealand. Forest Research Institute, Rotorua, n. 47, 1980. 11p.

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T. Utilização de insetos parasitoides para o controle biológico de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae). In: CONFERÊNCIA REGIONAL DA VESPA-DA-MADEIRA, *Sirex noctilio*, NA AMÉRICA DO SUL (1992: Florianópolis). Anais. Colombo: EMBRAPA/FAO/USDA/FUNCEMA, 1993. p.149 - 159.

PENTEADO, S. R. C. Métodos de amostragem para avaliação populacional de *Sirex noctilio* F., 1793 (Hymenoptera: Siricidae) e de seus inimigos naturais, em *Pinus taeda*. 1995. 131p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

PENTEADO S.R.C.; OLIVEIRA, E.B.; IEDE, E.T. Distribuição da vespa-da-madeira e de seus inimigos naturais ao longo do tronco de pínus. CNPF/Embrapa. Boletim de Pesquisa Florestal, n. 40, p. 23-34. 2000.

PENTEADO, S.R.C.; OLIVEIRA, E.B.; IEDE, E.T. Aplicação da amostragem sequencial para monitoramento dos níveis de ataque de vespa-da-madeira (*Sirex noctilio*) em povoamentos de *Pinus taeda*. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento. Colombo: Embrapa Florestas, 2002a. 17p.

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T.; REIS FILHO, W. Manual para o controle da vespa-da-madeira (*Sirex noctilio*) em plantios de *Pinus* spp. Colombo: Embrapa Florestas. 2002b. 38p. (Série Documentos).

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T.; FILHO, W.R. Utilização da amostragem sequencial para avaliar a eficiência do parasitismo de *Deladenus (Beddingia) siricidicola* (Nematoda: Neotyphencidae) em adultos de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae). Ciência Florestal, Santa Maria, v. 18, n. 2, p. 223-231, 2008.

PENTEADO, S.R.C.; PENTEADO JUNIOR, J.F.; BUHRER, C.B.; POSANSKI, R.G. Custo de

aplicação do inoculo de nematoide, em gelatina e em hidrogel, para o controle da vespa-da-madeira. Comunicado Técnico 341. Colombo – PR. 2014.

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T.; FILHO, W.R. Manual para o controle da vespa-da-madeira em plantios de pinus. Colombo: Embrapa Florestas, 2015. 39 p. (Embrapa Florestas. Documentos, 76).

PENTEADO, S.R.C.; OLIVEIRA, E.B.; IEDE, E.T. Sample size for monitoring sirex populations and their natural enemies. Pesquisa Florestal Brasileira, Colombo, v. 36, n. 87, p. 297-301, jul./set. 2016.

PENTEADO, S.R.C.; CAMARGO, M.B.; OLIVEIRA, E.B.; IEDE, E.T. Metodologias para o monitoramento da vespa-da-madeira em plantios de pinus visando ao planejamento das ações de controle. Colombo: Embrapa Florestas, 2017. 7 p. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 398).

RAWLINGS, G.B. Recent observations on the *Sirex noctilio* population in *Pinus radiata* forests in New Zealand. New Zealand Journal of Forestry, North Wellington, v.5, n. 11, p. 411 - 421, 1948.

RYAN, K.; HURLEY, B. Life history and biology of *Sirex noctilio*. In: Slippers, B.; de Groot, P.; Wingfield, M.J., editors. The *Sirex* woodwasp and its fungal symbiont: research and management of a worldwide invasive pest. New York: Springer, 2012. p. 15–30.

REBUFFO, S. La "avispa de la madera" *Sirex noctilio* F. en el Uruguay. Montevideo: Ministério de Ganadería, Agricultura y Pesca, Dirección Forestal 1990. 17 p.

REIS FILHO, W. Fatores biológicos e comportamentais de *Ibalia leucospoides* Hochenw (Hymenoptera: Ibalidae) e de seu hospedeiro *Sirex noctilio* Fabricius, 1793 (Hymenoptera: Siricidae), visando a otimização do controle biológico natural. Curitiba, Universidade Federal do Paraná. 1999. 106 p. (Tese em Ciências Biológicas).

SILVA, S.M.S. Avaliação do estabelecimento e eficiência de agentes de controle biológico de *Sirex noctilio* F., 1793 (Hymenoptera: Siricidae), em *Pinus taeda* L., nos estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul. Curitiba, Universidade Federal do Paraná. 1995. 92p. (Mestrado em Ciências Biológicas).

SPRADBERY, J.P. A comparative study of the phytotoxic effects of siricid woodwasps on conifers. Annual Applied Biology, Camberra, v. 75, p. 309 - 320, 1973.

SPRADBERY, J.P. A The responses of *Ibalia* species (Hymenoptera: Ibalidae) to the fungal symbiontes of siricid woodwasp host. Journal of Entomology, Série A, Oxford, v. 48, n. 2, p. 217 - 222, 1974.

SPRADBERY, J.P.; KIRK, A.A. Aspects of the ecology of siricid woodwasps (Hymenoptera: Siricidae) in Europe, North Africa and Turkey, with special reference to the biological control of *Sirex noctilio* F. in Australia. Bulletin of Entomological Research, Wallingford, v. 68, p. 341 - 359. 1978.

TALBOT, P.H.B. Taxonomy of the fungus associated with *Sirex noctilio*. Australian Journal Bot., n. 12, p. 46 - 52, 1964.

TAYLOR, K.L. The introduction, culture, liberation and recovery of parasites of *Sirex noctilio* in Tasmania. 1962 - 67. Melbourne: CSIRO, 1967. 19 p. (CSIRO, Paper 8).

TAYLOR, K.L. The introduction and establishment of insect parasitoids to control *Sirex noctilio* in Australia. Entomophaga, Paris, v. 21, n. 4, p. 429 - 440, 1976.

TAYLOR, K.L. The *Sirex* woodwasp: ecology and control of an introduced forest insect. In: KITCHING, R.L.; JONES, R.E. The ecology of pests; some australian case histories. Melbourne: CSIRO, 1981, p. 231-248.

URE, J. The natural regeneration of *Pinus radiata* on Kaingaroa Forest. New Zealand Journal of Forestry, v.6, n.1, p.30-38. 1949.

VILLACIDE, J.M.; CORLEY, J. C. 2003. Distribución potencial del parasitoide *Ibalia leucospoides* (Hymenoptera: Ibalidae) en Argentina. Quebracho, Revista de Investigación Forestal, n. 10, p. 7-13. 2003.

VILLACIDE, J.M.; CORLEY, J.C. Ecological knowledge of the woodwasp *Sirex noctilio*: tackling the challenge of successful pest management. International Journal of Pest

Management – Special Issue, n. 58, v. 3, p. 249-256. 2012.

SUTTON, W.R.J. New Zealand experience with radiata pine. The HR Macmillan Lectureship in Forestry, February 23, 1984, Vancouver, B.C. Canada. 21 p.

ZONDAG, R.A. Nematode infection of *Sirex noctilio* F. in New Zealand. *New Zea. J. Sci.*, v. 12, n. 4, p.732-747. 1969.

ZONDAG, R.; NUTTALL, M.J. *Sirex noctilio* Fabricius (Hymenoptera: Siricidae). Forest and Timber Insects in New Zealand. New Zealand Forest Service, Rotorua, n. 20, p. 1 - 7, 1977.

ZONDAG, R. Control of *Sirex noctilio* (F.) with *Deladenus siricidicola* Bedding, Part II. Introduction and establishments in the South Island 1968-1975. *New Zealand Journal of Forestry Science*, v. 9, n. 1, p. 68-76. 1979.

16.5 Pragas exóticas de outras espécies florestais

16.5.1 *Apate terebrans*

CARLOS AUGUSTO RODRIGUES MATRANGOLO¹

¹Universidade Estadual de Montes Claros – Unimontes – Campus Janaúba, Av. Reinaldo Viana, 2630, Janaúba, Minas Gerais, CEP 39440-000. carlos.matrangolo@unimontes.br

***Apate terebrans* (Pallas, 1772) (Coleoptera: Bostrichidae)**

Local de origem: África e Madagascar

Nome popular: broca-do-buraco-de-tiro, broca-negra (traduzidos do inglês)

Estados brasileiros onde foi registrada: MG

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

O adulto dessa espécie é de cor negra, têm o corpo cilíndrico, tegumento fortemente esclerosado, apresentando tubérculos ou asperezas; cabeça hipognata, voltada para baixo e pouco visível superiormente; com protórax globoso, formando capucho sobre a cabeça; élitros são truncados, mais ou menos achatados na parte posterior, possui cerca de 2 a 3 centímetros de comprimento (Figura 1). O primeiro tarsômero é muito pequeno, já as tíbias são de aspecto normal, dilatando-se pouco ou não, na parte distal. As antenas apresentam os três últimos segmentos bem destacados (Lima, 1956).

As larvas desenvolvem-se e empupam em uma variedade de árvores vivas ou mortas e em madeira serrada, reduzindo o alburno em pó fino. Os adultos também se alimentam da madeira e podem danificar as árvores jovens, formando galerias e causando sua morte que muitas vezes quebram pela ação do vento. O ciclo de vida é geralmente de um a três anos, dependendo da condição da madeira, do teor de umidade, da extensão da infestação, queda da árvore, etc. (Browne, 1968; Hill & Waller, 1988). Os besouros adultos dispersam-se naturalmente pelo voo, mas também podem se espalhar pelo comércio de madeiras colonizadas. Os picos na infestação de *A. terebrans*, geralmente, ocorreram durante a estação

seca, sugerindo que sua fenologia pode ser influenciada pela temperatura ou pela queda da umidade relativa do ar (Agboton et al., 2017).

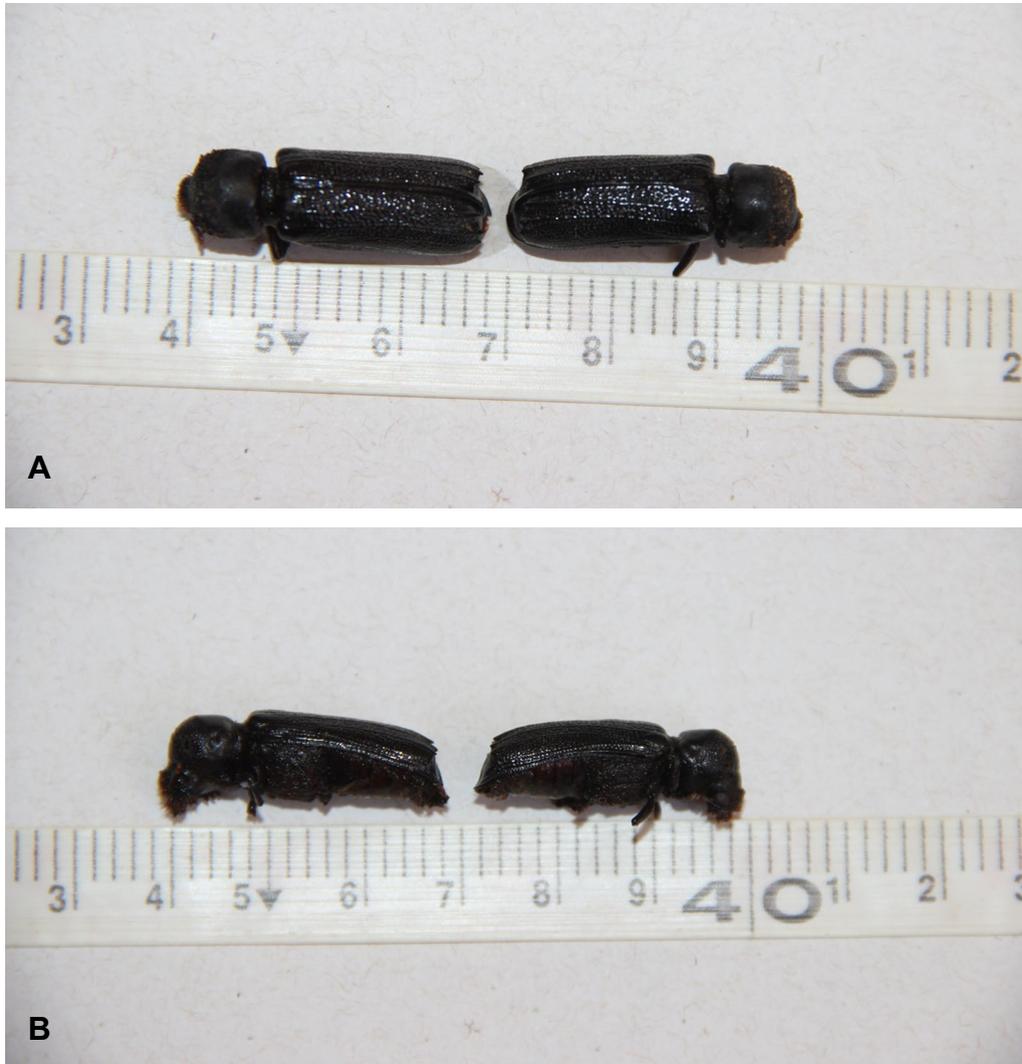


Figura 1. Adultos de *Apate terebrans* (Coleoptera: Bostrichidae) sobre vista dorsal (A) e lateral (B).

As galerias abertas pelos adultos são no sentido ascendente, podendo ser observadas várias galerias em um mesmo tronco. As atividades de perfuração da madeira e escavação dos túneis produzem serragem fina que é expelida dos buracos e pode se acumular na base da árvore, sendo um sintoma do ataque desse besouro.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Esses insetos podem explorar toda a madeira disponível no alburno mas, também, podem ocorrer no cerne. O pó liberado pelos pellets fecais é firmemente compactado dentro do túnel. O dano é mais severo durante a estação seca, quando o vigor das árvores é muito baixo (Wagner et al., 2008).

Apate terebrans é polífago, atacando abacateiro (*Persea americana*) (Lauraceae), cacaueteiro (*Theobroma cacao*) (Malvaceae), cafeeiro (*Coffea* spp.) (Rubiaceae), cajueiro (*Anacardium* spp.) (Anacardiaceae), cinamomo (*Melia azedarach*) (Meliaceae), cítrus (*Citrus* spp.) (Rutaceae), goiabeira (*Psidium* spp.) (Myrtaceae), jacarandá-banana (*Norantea flemmingi*), mogno-africano (*Khaya ivorensis*) (Meliaceae), nim-indiano (*Azadirachta indica*) (Meliaceae) e outras plantas (Lima, 1953; Seffer, 1961; Hill & Waller, 1988; Souza et al., 2009).

Em plantios de mogno-africano, com três e quatro anos de idade, a altura dos ataques variou de poucos centímetros do solo até 3 m de altura, sendo que a maioria dos danos foram feitos entre 1,5 m e 2,5 m. O índice de plantas atacadas variou entre 0,9% em árvores com três anos e 0,5% nas de quatro anos, totalizando 1,4% de árvores atacadas. As árvores atacadas ficam inutilizadas para a serraria, considerando que os troncos ficam furados devido aos canais abertos pelos adultos (Matrangolo, et al. 2016).

MANEJO

Controle físico/mecânico

O uso de um fio de arame flexível, como de um raio de roda de bicicleta, pode ser empurrado dentro dos túneis para matar as larvas ou adultos (Hill & Waller, 1988). Porém esse controle só é eficiente quando o ataque é pequeno e na fase inicial. Todas as árvores atacadas devem ser cortadas e queimadas, para evitar disseminação do inseto no plantio.

Vistorias nas proximidades do plantio também devem ser feitas para detectar a presença de árvores ou troncos atacados, e se deve queimar o material atacado.

Controle silvicultural

Manter as árvores saudáveis é a melhor estratégia para o manejo dessa praga (Schabel, 2006). Após a poda ou desbaste, é necessário retirar todo o material lenhoso da área, para evitar que atraia insetos adultos para o plantio e sirva como local de reprodução. Não estocar madeira na área de plantio ou próxima a ela. Recomenda-se uma boa limpeza nos locais que irão receber novos plantios, através da remoção e queima de toda madeira infestada.

A utilização de árvores armadilhas ou toletes de madeira podem ser usados, sendo vistoriados periodicamente e caso se detecte a presença de *A. terebrans*, elimina-se a árvore ou se queima os toletes.

Controle químico

Não existe inseticidas registrados para o controle de *A. terebrans*. Mas podem ser utilizadas pastas inseticidas que são injetas no orifício de entrada ou algodão embebido em inseticidas que são empurrados para dentro dos buracos para matar o inseto. Mas este procedimento só é viável se for feito no estágio inicial do ataque.

REFERÊNCIAS

- C. AGBOTON, A. ONZO, S. KORIE, M. TAMÒ & S. VIDAL. Spatial and Temporal Infestation Rates of *Apate terebrans* (Coleoptera: Bostrichidae) in Cashew Orchards in Benin, West Africa. *African Entomology*, v. 25, n. 1, p. 24-36, 2017.
- HILL, D. & WALLER, J.. Pests and diseases of tropical crops, Volume 2. A field handbook. Longman Scientific and Technical. 433pp. 1988.
- LIMA, A.C. Insetos do Brasil. 8º Tomo. Coleópteros 2ª parte. Cap. 29: Escola Nacional de Agronomia (Série didática, 10). 1953.
- MATRANGOLO. C.A.R.; ALVES, P.G.L.; CARMO, R.F. . *Apate terebrans* (Pallens) (Coleoptera: Bostrichidae) atacando árvores de Mogno-Africano (*Khaya ivorensis* A.Chev.) no Brasil. Forum de Ensino, Pesquisa e Extensão. Unimontes. <<https://www.fepeg2016.unimontes.br/index.php/anais/ver/799>>.
- SEFFER, E. Catalogo dos Insetos que Atacam as Plantas Cultivadas da Amazonia. Boletim Técnico do Instituto Agrônomo do Norte nº 41. p. 25-53. 1961.
- SOUZA, R.M.; ANJOS, N.; MOURÃO, S.A.. *Apate terebrans* (Pallas) (Coleoptera: Bostrychidae) Atacando Árvores de Nim no Brasil. *Neotropical Entomology* 38(3), p. 437-439. 2009.
- WAGNER, M. R., COBBINAH, J. R.; BOSU, P. P. Forest Entomology in West Tropical Africa: Forest Insects of Ghana. 2nd Edition, Springer, Dordrecht, The Netherlands, 244p, 2008.

16.5.2 *Heteropsylla cubana*

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

Heteropsylla cubana Crawford, 1914 (Hemiptera: Psyllidae)

Local de origem: América Central

Nome popular: psílideo-da-leucena

Estados brasileiros onde foi registrada: BA, ES, MG, PR, SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA



Figura 1. Adulto de *Heteropsylla cubana* (Hemiptera: Psyllidae).

Os adultos do-psílideo-da-leucena são difíceis de serem vistos a olho nu, pois são muito pequenos (1-2 mm) e sua coloração verde amarelada confunde-o

com a folhagem (Figura 1). Os adultos são duas vezes maiores que as ninfas e possuem coloração que varia do verde ao marrom amarelado. São ágeis e, quando tocados, saltam rapidamente usando as pernas posteriores, antes de alçar voo. As fêmeas começam a colocar os ovos de um a três dias após a emergência, entre os folíolos, nos ponteiros das brotações novas.

Os ovos são amarelos (Figura 2-A) e passam por um período de incubação de 2 a 3 dias. Os imaturos passam por cinco ínstars em oito a nove dias. Apresentam coloração amarela clara nos primeiros ínstars e no último, a coloração passa para amarelo esverdeado, com as extremidades (placa caudal, brotos alares e escleritos da cabeça) mais escuras (Figura 2-B). São bastante ativas e de vida livre sobre as folhas novas e brotações. O tempo entre a fase de ovo e adulto varia de dez a 20 dias. O inseto é multivoltino, e todos os estágios do inseto podem ser encontrados na planta (Figura 2-C).



Figura 2. Ovos (A), imaturo (B) e colônia (C) de *Heteropsylla cubana* (Hemiptera: Psyllidae).

As flutuações populacionais do psilídeo-da-leucena variam muito de um lugar para outro e depende da interação entre os estágios fenológicos da planta, clima (principalmente umidade), mortalidade dos psilídeos e outros. Nas Filipinas, as populações e os danos são maiores na estação seca e onde esta é mais longa, os danos são mais severos (Villacarlos et al., 1988). No Havaí, uma correlação negativa entre a população dos psilídeos e a chuva foi observada (Wheeler, 1988). Na falta de chuvas, a praga atinge altas populações em poucas semanas (Bray & Woodroffe, 1988).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Leucaena leucocephala (Lam.) de Wit. (Fabaceae) é uma planta originária da América Central e do México, podendo ser encontrada em toda região tropical. Apresenta múltiplo potencial de utilização: produção de lenha, fonte de proteína para alimentação animal e recuperação de áreas degradadas. Foi introduzida no Brasil, principalmente, para ser usada como forrageira em regiões áridas, e pioneira em recuperação de áreas degradadas. No entanto, tornou-se espécie indesejável em várias regiões, devido ao seu potencial invasor e de formar infestações densas. A principal praga da leucena, onde ela é cultivada, é o psilídeo *H. cubana*. No Brasil, os danos desta praga à leucena podem ser desde o amarelecimento das folhas até a morte da planta (Medrado et al., 1997).

O gênero *Heteropsylla* é composto por 39 espécies, sendo a maioria delas relacionadas a plantas da família Mimosaceae, com uma distribuição que vai desde o sul dos Estados Unidos, América Central e Caribe até o norte América do Sul (Muddiman et al., 1992; Hodkinson & Muddiman, 1993).

Heteropsylla cubana é nativa da América Central onde seus hospedeiros (principalmente *Leucaena leucocephala*, *Mimosa* e *Piptadenia*) ocorrem naturalmente. Foi introduzido na África e se tornou praga no Burundi, Etiópia, Quênia, Malawi, República de Maurício, Moçambique, Ilhas Reunião, Tanzânia, Uganda e Zâmbia. *Heteropsylla cubana* está presente nas Antilhas, Ásia, Bahamas, Bermuda, Colômbia, Costa Rica, Cuba, Dominica, El Salvador, Estados Unidos, Guadalupe, Guatemala, Haiti, Havaí, Honduras, Ilhas Virgens, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Peru, Porto Rico, República Dominicana, Suriname e Trinidad e Tobago (Brown & Hodkinson, 1988; Maes et. al., 1993, Hodkinson & Muddiman, 1993).

O primeiro registro no Brasil foi em 2000, na região do porto de Tubarão, Espírito Santo. Em 2005, foi observado em Minas Gerais (Patos de Minas, Vazante e Uberlândia) e no Paraná (Londrina). Em 2006, foi detectada na Bahia (Salvador) (Burckhardt & Queiroz, 2012) e 2018 coletada em São Paulo. Apesar de *H. cubana* ter sido detectada desde 2000, não existe nenhum estudo sobre esta praga ou seu impacto sobre a cultura da leucena no Brasil.

Adultos e imaturos sugam a seiva da planta, infestando as folhas em formação e as brotações novas. Causam o ressecamento dos brotos, folhas e flores, deformações e queda das folhas. Em plantas mais susceptíveis, podem causar desfolhação completa e morte (Hertel, 2001). No Brasil, no primeiro local de registro, o inseto causou a morte de árvores de leucena, mas não foi considerado daninho, pois ajudou no processo sucessional em uma área degradada em recuperação. No entanto, sua presença em plantios comerciais pode ser prejudicial, devido ao ciclo de vida curto, e efeitos das injúrias causadas por ninfas e adultos. É considerado praga nos diversos países onde foi introduzido acidentalmente, mas pode atuar como agente de controle, nas áreas onde a leucena é planta infestante.

MANEJO

Resistência

Uma das principais formas de controle para esta praga é o uso de material genético resistente. O gênero *Leucaena* é bastante variável em forma, crescimento e resistência ao psílideo. Outras espécies do gênero tais como: *L. collinsii*, *L. pallida*, *L. esculenta*, *L. retusa* e *L. diversifolia* são resistentes e poderão substituir *L. leucocephala* (Sorensson e Brewbaker, 1987). Além disso, dentro da espécie *L. leucocephala*, existem materiais genéticos tolerantes selecionados que podem ser usados em locais de altas infestações (Wheeler, 1988; Glover, 1988; Mullen et al. 2003).

Controle biológico

Os inimigos naturais dos psíldeos normalmente proporcionam um bom controle em áreas nativas (Pound & Martinez, 1983). Vários predadores generalistas são observados em áreas infestadas, embora seja difícil determinar a

precisão do controle (IDRC, 1988). O predador *Curinus coeruleus* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinelidae), foi introduzido no Havaí em 1920 para controlar uma cochonilha do coqueiro. A população de *Curinus* cresceu e tem contribuído para a redução da população de *H. cubana* nessa ilha (Funasaki, 1988). Este predador foi introduzido em vários países da Ásia, estabelecendo-se com sucesso e auxiliando no controle desta praga. Um parasitoide específico *Psyllaephagus* sp. nr. *rotundiformis* foi introduzido de Tobago para o Havaí em 1987 e, já em 1988, várias ninfas do psilídeo foram observadas parasitadas (Funasaid, 1988).

Fungos entomopatogênicos também podem ajudar no controle populacional em locais mais úmidos (Villacarlos et al., 1988; Hsieh et al., 1987). O controle químico normalmente não é recomendado.

REFERÊNCIAS

- BRAY, R.A.; WOODROFFE, T.D. Resistance of some *Leucaena* species to the *Leucaena* Psyllid Tropical Grasslands, n. 22, p. 12-16. 1988.
- BROWN, R.G. ; HODKINSON, I.D. Taxonomy and ecology of the jumping plant-lice of Panama. Entomonograph, n. 9, p. 1- 303. 1988.
- BURCKHARDT, D. Generic key to Chilean Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) with inclusion of potencial exotic pests. Revista Chilena de Entomologia, n. 21, p. 57-67. 1994.
- BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. Zootaxa, n. 3571, p. 26–48. 2012.
- FUNASAI, G. Status of *Psyllaephagus* sp. nr. *rotundiformis* (Howard) (Hymenoptera: Encyrtidae) in Hawaii. *Leucaena* Research Reports, Taipei, n. 9, p. 14. 1988.
- FUNASAKI, O. Y.; P. Y. LAI; L. M. NAKAHARA; J. W. DEARDSLEY ; A. K. OTA. 1988. A review of biological control introductions in Hawaii: 1890-1985. Proceedings Hawaiian Entomological Society . v. 28, p. 105-160. 1988.
- GLOVER, N. Evaluation of *Leucaena* species for psyllid resistance. *Leucaena* Research Reports, n. 9, p. 15-18. 1988.
- HERTEL, G. D. Insectes nuisibles a surveiller *Leucaena* psyllid. Forestry, Agroforestry & Environment. Http: // www.afae.org. 2 pp. 2001. Acesso 27/11/2008.
- HODKINSON, I. D.; MUDDIMAN, S. B. A new species of *Heteropsylla* Crawford from Ecuador with new host-plant and distribution records for the genus (Homoptera, Psylloidea). Beiträge zur Entomologie - Gesamthaltsverzeichnis, v. 43, n. 2, p. 441-443. 1993.
- HSIEH, HUANN-JU; YU-CHENG CHANG; FUH-JIUNN PAN. The potential of entomogenous fungi as a factor in control of psyllids in Taiwan. *Leucaena* Research Reports, v. 7, n. 2, p. 81-82. 1987.
- IDRC. Sustainable Agric. Newsletter (2). Singapore. Pan. Fuh-Jiunn. 1987. Psyllid resistance of *Leucaena* species in Taiwan. *Leucaena* Research Reports, Taipei v. 7, n. 2, p.35-38. 1988.
- MAES J.-M.; HOLLIS D.; BURCKHARDT, D. Catalogo de los Psylloidea (Homoptera) de Nicaragua. Revista Nicaragüense Entomológica, n. 26, p. 1-6. 1993.
- MEDRADO, M. J. S.; FOWLER, J.A.P.; PINTO, A. F. Avaliação de espécies de leucena para uso em "Alley Cropping" e bancos de proteína, no município de Wenceslau Braz, PR.Embrapa florestas, PESQUISA EM ANDAMENTO. No 43, nov./97, p.1-6. 1997.
- MUDDIMAN, S.B., HODKINSON, I. D.; HOLLIS, D. Legume-feeding psyllids of the genus

Heteropsylla (Homoptera: Psylloidea). Bulletin of Entomological Research, v. 82, p. 73-117.1992.

MULLEN, B.F.; GABUNADA, F.; SHELTON, H.M.; STUR, W.W. Psyllid resistance in *Leucaena*. Part 1. Genetic resistance in subtropical Australia and humid-tropical Philippines. Agroforestry Systems, v. 58, n. 3, p. 149-161, mai. 2003.

OLIVARES T. A.; BURCKHARDT, D. Presencia de *Heteropsylla cubana* Crawford en Chile (Hemiptera: Psyllidae: Ciriacreminae). Guyana, Concepción, v. 66, n.1, p. 81-82. 2002.

POUND, B.; MARTINEZ, L. C. *Leucaena*: Its Cultivation and Uses. Overseas Development Association (UK), London. 287 pp. 1983.

SORENSSON, C.; BREWBAKER, I. L. Psyllid resistance of *Leucaena* species and hybrids. Leucaena Research Reports, Taipei, v. 7, n. 2, p. 29-31. 1987.

VILLACARLOS, L.T.; ROBIN, R. P.; PAGLINAWAN, R. N. Population trend of *Heteropsylla cubana* Crawford in Baybay and Villaba, Leyte, Philippines. Leucaena Research Reports, Taipei, n. 9, p. 21-24. 1988.

WHEELER, R.H. *Leucaena* psyllid trial at Waimanalo, Hawaii. Leucaena Research Reports, Taipei, n. 8, 25-29. 1988.

16.5.3 *Hyblaea puera*

OTÁVIO PERES FILHO¹

¹Universidade Federal do Mato Grosso, Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367 - Boa Esperança, Cuiabá, Mato Grosso, CEP 78060-900. peres@cpd.ufmt.br

Hyblaea puera Cramer, 1777 (Lepidoptera: Hyblaeidae)

Local de origem: Ásia, em locais de ocorrência natural da teca (Burma, Camboja, Índia, Indonésia, Tailândia)

Nome popular: lagarta-da-teca, desfolhador-da-teca

Estados brasileiros onde foi registrada: GO, MS, MT, RJ e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos são esbranquiçados e hialinos. A lagarta é branco-amarelada em todo o tórax e abdômen; cabeça negra no primeiro ínstar, depois branco-amarelada na região pleural e rubro-negra na região tergal (Figura 1-A). A pupa é marrom-escura ligeiramente brilhante, com casulo esbranquiçado (Peres Filho et al., 2006).

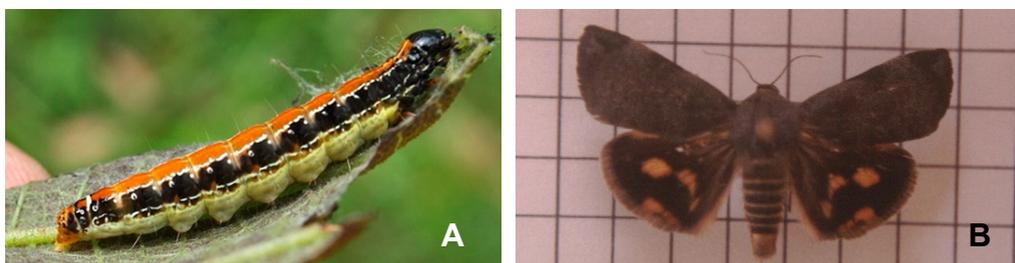


Figura 1. Lagarta (A) e adulto (B) de *Hyblaea puera* (Lepidoptera: Hyblaeidae). Fotos: Balakrishnan Valappil/ Otávio Peres Filho.

Os adultos apresentam em torno de 35 mm de envergadura (Figura 1-B). As asas anteriores são acinzentadas, com manchas esbranquiçadas e escuras; as

asas posteriores são de cor marrom-escura, com manchas na parte central e faixa alaranjada em toda a extensão das bordas. O tórax e o abdômen são acinzentados e os tergitos abdominais com faixas escuras.

O ciclo de vida de *H. puera* varia de 21 a 33 dias, sob condições de laboratório. O período de incubação dos ovos é de dois a três dias; o período larval, de onze a dezesseis dias; a fase pupal, de quatro a sete dias; e a fase adulta, de quatro a sete dias.

Os ovos são colocados ao lado das nervuras principal e secundárias, na parte inferior da folha. As posturas iniciam-se na região apical da planta, passando pela região mediana e, por fim, na região inferior da copa. As lagartas ficam alojadas nas dobras das folhas, construídas com fios de seda nas bordaduras, e saem à noite para se alimentar. As pupas também ficam alojadas nessas mesmas estruturas. Os adultos são fototrópicos positivos e migratórios na época da seca, quando a teca perde suas folhas (Peres Filho et al., 2006).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas de *H. puera* foram registradas atacando *Avicennia germinans*, *Avicennia marina*, *Avicennia officinalis* (Acanthaceae), *Callicarpa arborea*, *Clerodendron* sp. (Verbenaceae), *Spathodea* sp. (Bignoniaceae), *Vitex altissima*, *V. negundo*, *V. parviflora*, *V. peduncularis*, *V. pinnata*, *V. trifolia* (Lamiaceae), *Tabebuia heterophylla* e *Oroxylum indicum* (Bignoniaceae) (Commonwealth Institute Of Entomology, 1981; Mohanadas, 1986; Baksha & Craweley, 1995; Nair, 2001). Já foram constatados ataques severos de lagartas em *Rhizophora mangle* (Rhizophoraceae), *Avicennia germinans* e *A. shaueriana* (Acanthaceae), plantas nativas do mangue da Baixada Santista, em Cubatão, São Paulo (Peres Filho et al., 2006).

É a principal praga da teca na Índia, país de origem tanto da espécie florestal quanto da praga. Nesse país e no Brasil, ocorre no período chuvoso. Essa ocorrência está associada com a maior disponibilidade de folhas jovens, preferidas por suas lagartas (Figura 3). O ataque inicia-se na parte apical da planta, descendo para as partes inferiores da copa, ao contrário da maioria das lagartas desfolhadoras nativas. Os ataques acontecem em epicentros que se propagam e podem atingir toda a área de plantio. A dispersão das lagartas, na arquitetura das árvores, dá-se por meio de longos fios de seda. As lagartas iniciam o ataque alimentando-se entre as nervuras secundárias das folhas. Durante o dia, permanecem dentro dos seus abrigos, construídos nas bordas das folhas, e saem à noite

para se alimentar. Atacam a teca desde o viveiro até árvores adultas no campo. No estado de Mato Grosso e Pará seus ataques ocorrem anualmente. No Mato Grosso, ocorre no período das chuvas, de outubro a novembro, e se estende até março. Chegam a provocar desfolhas severas quando suas populações não são controladas. Um experimento conduzido na Índia, em áreas protegidas por quatro anos e desprotegidas por cinco anos, demonstrou que o incremento médio anual na área protegida foi de 6,7 m³/ha. Na área desprotegida foi de 3,7 m³/ha, acarretando perdas significativas no volume de madeira por área plantada (Nair et al., 1996).



Figura 3. Folhas de teca (*Tectona grandis*) desfolhadas por *Hyblaea puera* (Lepidoptera: Hyblaeidae). Foto: Genesio T. Ribeiro.

MANEJO

Controle biológico

A utilização de *Bacillus thuringiensis* tem trazido resultados satisfatórios no controle das lagartas, em campo. As lagartas são parasitadas por *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Eucelatoria aurescens* e *Chetogena* spp. (Diptera:

Tachinidae) e são predadas por *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae). A literatura assinala muitos outros organismos que atuam como agentes do controle biológico no mundo todo.

Controle químico

No Brasil, não há inseticidas regulamentados para o controle da lagarta-da-teca. Na Índia, são utilizados o extrato de nim e inseticidas organossintéticos, como acefato, ambition, carbaril, canfeclor, cipermetrina, clordimeform, diclorvós, dimetoato, endossulfan, fenitroton, fenvalerate, leptofós, malation, monocrotofós, quinalfós e triclorfon (Patil et al., 1995; Gupta & Borse, 1997).

REFERÊNCIAS

BAKSHA MW, CRAWLEY MJ (1995) Relative preference of different host plants to teak defoliator, *Hyblaea puera* Cram. (Hyblaeidae: Lepidoptera) in Bangladesh. J For Sci (Bangladesh) 24(1): 21-25.

COMMONWEALTH INSTITUTE OF ENTOMOLOGY (1981) *Lymantria dispar* (L.), *Hyblaea puera* (Cram.): Distribution Maps of Pests, London, v.26. 2p.

GUPTA BK, BORSE SS (1997) Relative toxicity of some insecticides as contact poison against third instar larvae of *Hyblaea puera* (Lepidoptera, Hyblaeidae). Indian For. 123(5): 427-429.

MOHANADAS K (1986) A new host record for the teak defoliator, *Hyblaea puera* (Lepidoptera, Hyblaeidae). Curr Sci (Bangalore) 55(23): 1207-1208.

NAIR KSS (2001) Pest outbreaks in tropical forest plantations: Is there a greater risk for exotic tree species? CIFOR, Bogor, Indonesia. 74p.

NAIR KSS, BIJUBAJAN B, SANJEEV TV, SUDHEENDRA KUMAR VV, MOHAMMED ALI MI, VARMA RV, MOHANDAS K (1996). Field efficacy of nuclear polyhedrosis virus for protection of teak against the defoliator, *Hyblaea puera* Cramer (Lepidoptera: Hyblaeidae). J Biol Control 10(1-2): 79-85.

PATIL AK (1995) Efficacy of insecticides against the teak defoliator *Hyblaea puera* Cramer (Lepidoptera, Hyblaeidae). Indian J For (Dehra Dun) 18(4): 290-292.

PERES FILHO O, DORVAL A, BERTI FILHO E (2006) A entomofauna associada à Teca, *Tectona grandis* L.f. (Verbenaceae), no estado de Mato Grosso. Piracicaba, IPEF, 58p

16.5.4 *Maconellicoccus hirsutus*

OTÁVIO PERES FILHO¹

¹Universidade Federal do Mato Grosso, Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367 - Boa Esperança, Cuiabá, Mato Grosso, CEP 78060-900. peres@cpd.ufmt.br

***Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Pseudococcidae)**

Local de origem: Ásia (sudeste)

Nome popular: cochonilha-rosada, cochonilha-rosada-do-hibisco

Estados brasileiros onde foi registrada: AL, BA, ES, MT, RO e SP

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ovos são de cor laranja no início e ficam rosa com o passar do tempo. A fêmea adulta de *M. hirsutus* tem o corpo oval alongado, de coloração variando entre o vermelho-amarronzado a rosa-alaranjado, coberto por uma cera branca, com comprimento entre 2,5 e 4,0 mm (EPPO, 2005; Miller et al., 2011). Os machos adultos são alaranjados, menores que as fêmeas, com um par de asas e dois filamentos caudais de cera. Os machos adultos não se alimentam e vivem poucos dias apenas para se reproduzirem (Stibick, 1997). Os indivíduos pequenos (0,3 mm de comprimento) são transportados pela água, vento e animais e se estabelecem nas fendas e rachaduras das plantas, formando densos aglomerados. A dispersão em longas distâncias provavelmente é feita pelo transporte de plantas infestadas, flores e frutos colhidos. O período de incubação dos ovos é de 6 a 9 dias e a fêmea oviposita entre 150 e 600 ovos (Bartlett, 1978; Mani, 1989). As fêmeas apresentam três ínstares na fase ninfal e os machos quatro ínstares. A reprodução é predominantemente partenogenética em algumas localidades (Hall, 1921; Singh & Ghosh, 1970) e bi-parental em outras (Ghose, 1971b, 1972; Williams, 1996). Podem produzir até 15 gerações em um ano e completar o seu desenvolvimento em 5 semanas em locais quentes, e passar o inverno na fase de ovo (Bartlett, 1978) ou em outros estágios, tanto na planta, como no solo (Bartlett, 1978; Pollard, 1995).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Essa praga é polífaga atacando mais de 330 espécies de plantas e dentre estas 107 espécies arbóreas e arbustivas (Hall, 1921; Williams, 1985, 1986; Mani, 1989; Persad, 1995; Anônimo, 1996; Chang & Miller, 1996). Os hospedeiros são predominantemente plantas lenhosas e ornamentais como o hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis*), considerado o seu hospedeiro típico. Os hospedeiros preferidos pertencem às famílias Malvaceae, Moraceae e Fabaceae (Mani, 1989; Garland, 1998). Sua ocorrência em *T. grandis* foi relatada em plantações florestais do Caribe, onde também foram atacadas árvores do gênero *Hibiscus* (Pollard, 1995). O ataque em espécies economicamente importantes do setor florestal como *Hibiscus elatus*, *Samanea saman*, *Gliricidia* spp. e a própria teca foi registrado (Sagarra & Peterkin, 1999). Essas espécies apresentam alta susceptibilidade a esta praga, e pode ocorrer a morte do vegetal em caso de uma alta infestação. Outros autores relataram a teca como hospedeiro da cochonilha-rosada (Kaito et al., 2000; Zhang & Amalin, 2005; Reddy et al., 2009; Hallett et al., 2011).

Os locais de crescimento na planta tornam-se atrofiados e intumescidos com o ataque, variando com a susceptibilidade de cada espécie hospedeira. Em plantas altamente suscetíveis, algumas picadas em folhas jovens podem ocasionar o encarquilhamento severo e grandes infestações podem causar desfolha e a morte da planta. Quando ocorre a morte dos ponteiros, as cochonilhas migram para os tecidos saudáveis, como os brotos de ramos e, finalmente, descem para o tronco (Figura 1). A sucção contínua e a introdução de substâncias tóxicas nas plantas ocasionam, frequentemente, as deformações nas folhas e brotos, afetando significativamente o desenvolvimento da árvore. As flores quando atacadas são abortadas precocemente e o ataque também pode ocasionar a queda dos frutos (Francis-Ellis, 1995). Na região de Granada, as perdas anuais, antes da introdução do controle biológico, chegaram a 3,5 milhões de dólares/ano (Francois, 1996). Inúmeras plantas ornamentais foram atacadas em várias ilhas do Caribe, prejudicando a indústria do turismo e também importantes espécies florestais como *H. elatus* e *T. grandis* (Pollard, 1995; Peters & Watson, 1999; Kairo et al., 2000). As perdas chegaram a 750 milhões de dólares/ano no sudeste dos EUA, onde *M. hirsutus* disseminou-se (Moffit, 1999).



Figura 1. Tronco de *Tectona grandis* infestado por *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae).

MANEJO

Controle biológico

O predador *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) mostrou ser eficiente no controle dessa cochonilha na Índia (Mani & Krishnamoorthy, 2001) e no Caribe (Kairo et al., 2000). No Egito, *C. montrouzieri* foi incapaz de sobreviver ao rigoroso inverno e não apresentou resultados satisfatórios, e os principais agentes de controle biológico foram os parasitoides *Anagyrus kamali* e *Prochiloneurus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) (Bartlett, 1978). *Anagyrus kamali* também foi introduzido no Caribe (Pollard, 1995; Garland, 1998; Michaud & Evans, 2000; Kairo et al., 2000). O sucesso do programa de controle biológico no Caribe, utilizando *C. montrouzieri* e *A. kamali* pode ser atribuído a rápida taxa de reprodução e aos programas de conscientização pública na redução do controle químico (Kairo et al., 2000). A associação de diferentes inimigos naturais conseguiu controlar a população de *M. hirsutus*, em diferentes localidades nas Filipinas (Reddy et al., 2009). Formigas e hiperparasitoides podem afetar negativamente a eficiência desses parasitoides (Garcia-Valente, 2009).

Resultados favoráveis no controle dessa cochonilha já foram obtidos com isolados de *Beauveria bassiana* (Devi et al., 2008), *Isaria fumosoroseus*, *Lecanicillium lecanii* (Ibarra-Cortés, 2012) e *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (Ahmed & Shahzad, 2007).

Controle químico

Os produtos químicos utilizados no controle da cochonilha-rosada apresentam efetividade limitada, devido ao hábito de se instalarem nas fendas da casca e por apresentarem o corpo recoberto de cera (Williams, 1996). Pulverizações com óleos minerais apresentaram bons resultados em goiaba (Mani, 1989).

O patógeno *Verticillium lecanii* (WP) na concentração de 0,3% aplicado juntamente com diclorvós a 5% foi eficiente três dias após a aplicação (Datkhile et al., 2013).

Extratos vegetais de *Balanites aegyptiaca* em metanol (folhas, frutos, flores e raízes) afetaram o ciclo de vida de *M. hirsutus*, sendo o de raiz, o mais eficaz na concentração de 500 mg/mL (Patil et al., 2010).

REFERÊNCIAS

- AHMED UA, SHAHZAD S Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* strains on pink hibiscus mealy bug (*Maconellicoccus hirsutus*) affecting cotton crop. Pak J Bot, v.39, p.967-973, 2007.
- ANÔNIMO. New pest outbreaks - *Maconellicoccus hirsutus* (Green). NAPPO Newsletter, v.16, n.4, p.3, 1996.
- BALIKAI RA & BAGALI AN Population density of mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* on ber (*Zizyphus mauritiana*) and economic losses. Agricultural Science Digest, v.20, p.62-63, 2000.
- BARTLETT BR Pseudococcidae In: Introduced Parasites and Predators of Arthropod Pests and Weeds: a World Review (Ed. Clausen CP), pp. 137-170. Agriculture Handbook n. 480. USDA, Washington (US). 1978.
- CHANG LWH, MILLER CE Pathway risk assessment: pink mealybug from the Caribbean. Planning and Risk Analysis Systems, Policy and Program Development. USDA-APHIS, 61 p., 1996.
- DATKHILE RV, CHAVAN, AP, SHINDE, VB, KOLI HR Efficacy of different insecticides against grape mealy bug *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Journal of Agriculture Research and Technology, v.38, n.3, p.411-414, 2013.
- DEVI KU, PADMAVATHI J, RAO CUM, KHAN AAP, MOHAN MC. A study of host specificity in the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Hypocreales, Clavicipitaceae). Biocontrol Sci Technol, v.18, p.975-989, 2008.
- DHAWAN AK, JOGINDER SINGH, SIDHU AS *Maconellicoccus* sp. attacking arboreum cotton in Punjab. Science and Culture, v. 46, p.258, 1980.
- European and Mediterranean Plant Protection Organization - EPPO, 2005. Data sheets on quarantine pests *Maconellicoccus hirsutus*. Available from: <http://www.eppo.org/QUARANTINE/insects/Maconellicoccus_hirsutus/DS_Maconellicoccus_hirsutus.pdf>.
- FRANCIS-ELLIS D Paper on background and status of mealybug *Maconellicoccus hirsutus* in Grenada, Grenada: Ministry of Agriculture. 1995. 7 p.
- FRANCOIS B An analysis of the economic, environmental and social impacts of pink mealybug infestation in Grenada. Inter-American Institute for Cooperation in Agriculture, 1996.
- GARCIA-VALENTE F, ORTEGA-ARENAS LD, GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ H, VILLANUEVA-JIMÉNEZ JA, LÓPEZ-COLLADO J, GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ A, ARREDONDO-BERNAL HC. Natural and induced parasitismo of *Anagyrus kamali* against pink hibiscos mealybug on teak shoots in Bahía de Bandera, Nayarit. Agrociencia (Montecillo), v.43, n.7, p.729-738, 2009.
- GARLAND, JA Pest Risk Assessment of the pink mealybug *Maconellicoccus hirsutus*(Green), with particular reference to Canadian greenhouses. PRA 96-21. Canadian Food Inspection Agency, Ottawa (CA), 1998.
- GHOSE SK Studies of some coccids (Coccoidea: Hemiptera) of economic importance in West Bengal, India. Indian Agriculturist, v. 5, p.57-78, 1961.
- GHOSE SK Assessment of loss in yield of seeds of roselle (*Hibiscus sabdariffa* var. *altissima*) due to the mealy-bug, *Maconellicoccus hirsutus*. Indian Journal of Agricultural Sciences, v. 41, p.360-362, 1971a.
- GHOSE SK Morphology of various instars of both sexes of the mealy-bug, *Maconellicoccus hirsutus*. Indian Journal of Agricultural Sciences, v.41, p.602-611, 1971b.
- GHOSE SK. Biology of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*. Indian Agriculture, v.16, p. 323-332, 1972.
- HALL WJ The hibiscus mealy bug (*Phenacoccus hirsutus*).Bulletin Ministry of Agriculture Egypt Technical and Scientific Service Entomological Section, v. 17, p.1-28, 1921.
- HALLETT JT, DÍAZ-CALVO J, VILLA-CASTILLO J, WAGNER MR Teak Plantations: Economic Bonanza or Environmental Disaster? Journal of Forestry, v.109, n.5, p.288-292,

2011.

IBARRA-CORTÉS KH, GUZMÁN-FRANCO AW, GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ H, SUAREZ-SPINOSA J, BAVERSTOCK, J Selection of a fungal isolate for the control of the pink hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus*. Pest Manag. Sci., v.69, p.874-882, 2012. (wileyonlinelibrary.com) DOI 10.1002/ps.3452

KAIRO MTK, POLLARD GV, PETERKIN DD, LOPEZ VF Biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* in the Caribbean. Integrated Pest Management Reviews, v.5 , p.241–254, 2000.

MANI M, KRISHNAMOORTHY A Suppression of *Maconellicoccus hirsutus* on guava. Insect Environment, v.6, p.152, 2001.

MANI M. A review of the pink mealybug – *Maconellicoccus hirsutus*. Insect Science and its Application, v.10, p.157–167, 1989.

MANI M, KRISHNAMOORTHY A Biological Suppression of Mealybugs, *Coccidohystrix insolitus* and *Maconellicoccus hirsutus* on *Hibiscus rosa-sinensis*. Indian Journal of Plant Protection, v.36, n.1, p.32-34, 2008. ISSN : 0253-4355.

MILLER, DR., RUNG, A., VENABLE, GL. and GILL, RJ., 2011. Scale insects: identification tools for species of quarantine importance. Scale Families. ARS & APHIS, USDA. Available from: <<http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/ScaleInsectsHome/ScaleInsectsFamilies.html>>.

MOFFIT LJ Economic risk to United States agriculture of pink hibiscus mealybug invasion. Report to the Animal and Plant Health Inspection Service, United States Department of Agriculture. USDA/APHIS, Beltsville (US), 1999.

MP, MARTINS DS, VENTURA JA New distribution and host records of chalcidoid parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in Espírito Santo, Brazil. Biocontrol Science and Technology.v.21, n.1, p. 877-881, 2011

MURALIDHARAN CM, BADAYA SN Mealy bug (*Maconellicoccus hirsutus*) outbreak on herbaceous cotton (*Gossypium herbaceum*) in Wagad cotton belt of Kachch. Indian Journal of Agricultural Sciences, v. 70, p.705–706, 2000.

PATEL IS, DODIA DA, PATEL SN First record of *Maconellicoccus hirsutus* as a pest of pigeonpea (*Cajanus cajan*). Indian Journal of Agricultural Sciences, v.60, p.645, 1990.

PATIL SV, SALUNKE BK, PATIL CD, SALUNKHE RB. GAVIT P, MAHESHWARI, VL. Potential of extracts of the tropical plant *Balanites aegyptiaca* (L) Del. (Balanitaceae) to control the mealy bug, *Maconellicoccus hirsutus* (Homoptera: Pseudococcidae). Crop Protection, v.29 , p.1293-1296, 2010

PERSAD C Preliminary list of host plants of *Maconellicoccus hirsutus* (Green), hibiscus or pink mealybug in Grenada. Caribbean Agricultural Research and Development Institute, Grenada, 1995.

PETERS T, WATSON GW The biological control of *Hibiscus* mealybug in Grenada. In: Paths to Prosperity: Science and Technology in Commonwealth. Kensigton Publications, London (GB), Pollard GV (1995). p.130-132, 1999/2000.

POLLARD, GV Pink or hibiscus mealybug in the Caribbean. Caraphin News, v.12, p.1-2, 1995.

RAJU AK, RAO PRM, APPARAO RV, READDY AS, RAO KKP Note on estimation of losses in yield of mesta due to mealy bug, *Maconellicoccus hirsutus*. Jute Development Journal, v.8, p.34–35, 1988.

REDDY GVP, MUNIAPPAN R, CRUZ ZT, NAZ F, BAMBA JP, TENORIO J Present Status of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Mariana Islands and Its Control by Two Fortuitously Introduced Natural Enemies. Journal of Economic Entomology, v.102, n.4, p.1431-1439, 2009.

SAGARRA LA, PETERKIN DD Invasion of the Caribbean by the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Homoptera: Pseudococcidae). Phytoprotection, v.80, n.2, p.103-113, 1999.

SINGH MP, GHOSH SN Studies on *Maconellicoccus hirsutus* causing 'bunchy top' in mesta. Indian Journal of Science and Industry, v. 4, p.99–105, 1970.

STIBICK, JNL., 1997. Pink hibiscus mealybug, new pest response guidelines. United States Department of Agriculture. 104 p.

WILLIAMS DJ A brief account of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus*, a pest of agriculture and horticulture, with descriptions of two related, Bulletin of Entomological Research, v.86, n.5, p.617-628, 1996.

WILLIAMS DJ Australian mealybug. British Museum (Natural History). London, England, Publication, v.953, p.190-201, 1985.

WILLIAMS DJ The identify and distribution of the genus *Maconellicoccus* Ezzat (Homoptera, Pseudococcidae) in Africa. Bulletin of Entomological Research, v. 7, p. 351-357, 1986.

ZHANG A, AMALIND Sex Pheromone of the Female Pink *Hibiscus* Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera: Pseudococcidae): Biological Activity Evaluation. Environmental Entomology, v.34, n.2, p.264-270, 2005.

16.5.5 *Platycorypha nigrivirga*

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, DANIEL BURCKHARDT²

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, CH-4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

Platycorypha nigrivirga Burckhardt (Hemiptera: Psylloidea)

Local de origem: Norte da Argentina, sul da Bolívia e Uruguai.

Nome popular: psilídeo-da-tipuana

Estados brasileiros onde foi registrada: PR, RS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA



Figura 1. *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt (Hemiptera: Psyllidae, Psyllinae) coletados em folhas de *Tipuana tipu* (Fabaceae): adulto em vista dorsal (A) e lateral (B).

Os adultos deste psilídeo possuem coloração que varia do verde ao amarelo pardacento e vértice com uma faixa transversal marrom-escura a preta. O nome específico, “*nigrivirga*” refere-se a esta faixa preta na cabeça, que permi-

te separar *P. nigrivirga* de todas as outras espécies descritas de *Platycorypha*. (Figura 1-A). As antenas são marrom-claras e escurecem gradativamente em direção ao ápice. A margem anterior do pronoto varia de marrom-escuro a preta. O mesonoto tem sete faixas longitudinais marrom-escuras. As asas anteriores são transparentes com veias marrons e as células apicais com pequenas manchas triangulares marrons. A coloração das pernas varia de verde a amarela com os tarsômetros apicais marrons (Burckhardt, 1987).



Figura 2. *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt (Hemiptera: Psyllidae, Psyllinae) coletados em folhas de *Tipuana tipu* (Fabaceae): imaturo (A), colônia na folha (B) e colônia na axila das folhas (C).

Os imaturos (Figura 2-A) apresentam coloração que varia do verde ao amarelo. Os escleritos cefálicos, em vista dorsal, são margeados em cor marrom-escuro. O tórax tem cinco manchas arredondadas, duas manchas triangulares e quatro alongadas pretas. As tecas alares são margeadas de preto. A superfície dorsal do abdômen tem quatro faixas transversais, interrompidas no meio, de cor preta e a placa caudal é margeada de preto (Burckhardt, 1987). A descrição deste psíldeo foi baseada em exemplares coletados em *T. tipu* (Benth.) na Argentina, Bolívia e Uruguai (Burckhardt, 1987).

Platycorypha nigrivirga foi observada em todas os estágios pela primeira vez no Brasil infestando brotações e folhas novas de *Tipuana tipu* (Benth.) (Fabaceae), em arborização na cidade de Curitiba, Paraná. Altas populações desta espécie foram observadas na primavera e no verão do ano 2000. A partir do final da primavera, começaram a aparecer os predadores, principalmente Coccinellidae, causando um forte declínio na população da praga no final do verão de 2000/2001. Nos demais períodos, foram encontrados em baixa frequência.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os insetos infestam os ramos novos (Figura 2 - B e C), pecíolos e folhas de *T. tipu*, na qual a praga é monófaga. Podem causar encarquilhamento, manchas e queda de folhas. Os excrementos eliminados pelos insetos acumulam-se nas folhas, causando o aparecimento de fumagina. Além disto, grande quantidade de excrementos, em forma de gotículas brancas e viscosas cai sobre os carros estacionados em baixo das árvores, sujando-os, como se fossem respingos de tinta branca (Figura 3). As árvores de tipuana perdem as folhas no inverno e renovam toda a folhagem na primavera.



Figura 3. Sujeira provocada pelo “honeydew” e ceras de *Platycorypha nigrivirga* em carros em ruas de Curitiba, Paraná.

Com o aparecimento de folhas novas, os insetos desenvolvem-se e se reproduzem, atingindo o pico populacional e, conseqüentemente, mais danos nesta época. Não existem relatos de morte de plantas em decorrência do ataque deste psílideo. Como tipuana não é uma árvore plantada em grande escala, também não existe relatos de perda de produtividade.

Tipuana tipu é nativa do norte da Argentina, sul da Bolívia, sul do Brasil, Paraguai e Uruguai. *Platycorypha nigrivirga*, provavelmente com a mesma origem de sua planta hospedeira, foi encontrada em todos esses países, exceto no Paraguai (Burckhardt, 1987; Santana et al., 2006). Foi introduzido na América do Norte (EUA, Califórnia) (Rung et al., 2009), Europa (Espanha e Portugal) (Sanchez, 2008, 2011) e África (República da África do Sul) (Urban, 2012).

MANEJO

Por ser uma árvore utilizada na arborização urbana, o controle químico deve ser evitado. Uma alternativa seria contribuir para o aumento dos inimigos naturais. Uma grande quantidade de predadores foi observada alimentando-se de ninfas deste psílideo em Curitiba, Paraná. As duas espécies mais frequentemente encontradas foram identificadas como *Olla v-nigrum* (Mulsant) e *Cycloneda sanguinea* Linnaeus (Coleoptera: Coccinellidae). O declínio da população de psílideos no final do verão, além de estar correlacionado às questões fenológicas das plantas, também pode estar relacionado à presença destes predadores. Não foi observada a presença de parasitoides.

REFERÊNCIAS

- BURCKHARDT, D. Jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate Neotropical region. Part II: Psyllidae (subfamilies Diaphorininae, Acizzinae, Ciriaceminae and Psyllinae). *Zoological Journal of the Linnean Society*. v. 90, p. 145–205, 1987.
- LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; TORRES, M. A. V.; BACHER, L. B. Árvores exóticas no Brasil: Madeiras, ornamentais e aromáticas. Nova Odessa. Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2003. 384p.
- MARSARO JUNIOR, A. L.; QUEIROZ, D. L.; BURCKHARDT, D.; PEREIRA, P. R. V. S.; ALMEIDA, L. M. Primeiro registro de *Platycorypha nigrivirga* BURCKHARDT, 1987 (Hemiptera: Psylloidea) em *Tipuana tipu* (BENTH., 1898) (Fabaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista de Agricultura (Piracicaba)*, v. 87, p. 113–115, 2012.
- RUNG, A.; ARAKELIAN, G.; GILL, R. NISSON, N. *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea). Tipu psyllid, new to North America. *Insecta Mundi*, v. 97, p. 1–5, 2009.
- SÁNCHEZ, I. Primera cita de *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt, 1987 (Hemiptera: Psyllidae) para Europa Continental. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, v. 43, p. 445–446, 2008.

SÁNCHEZ, I. Two exotic jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) new to mainland Portugal. Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa v. 49, p. 324–324, 2011.

SANTANA, D. L.Q.; BURCKHARDT, D.; AGUIAR, A. M.F. Primeiro registro de *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt (Hemiptera: Psylloidea), em *Tipuana tipu* (Benth.), no Brasil. Neotropical Entomology, v. 35, p. 861-863, 2006

SANTOS, N. R. Z. Compatibilização Entre Espécies Vegetais e Espaços Urbanos In: 1o ENCONTRO GAÚCHO DE ARBORIZAÇÃO URBANA, 1., 1999, Pelotas. Anais... Vitória, ES, SBAU, 1999. Pôster 2. http://www.sbau.com.br/arquivos/gaucho_arborizacao/Anais_do_evento/POSTER2/poster2.HTM (Acessado em 13/09/2004).

URBAN, A. *Tipuana* psyllid now in South Africa. Plant Protection News, n. 92, p. 12, 2012.

16.5.6 *Sinoxylon unidentatum*

OTÁVIO PERES FILHO¹

¹Universidade Federal do Mato Grosso, Av. Fernando Corrêa da Costa, 2367 - Boa Esperança, Cuiabá, Mato Grosso, CEP 78060-900. peres@cpd.ufmt.br

Sinoxylon unidentatum (Fabricius, 1801) (Coleoptera: Bostrichidae)

Local de origem: Ásia (Índia oriental)

Nome popular: broca-da-teca

Estados brasileiros onde foi registrada: MT

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos tem tamanho que variam de 3,7 a 5,1 mm. Possuem mandíbulas arredondadas no ápice; dilatação antenal com 3 segmentos fortemente transversais, flabeliformes, canaliculados em seu bordo anterior; pronoto e corpo com pubescência inconspícua; élitros ligeiramente alargados para trás; declividade apical de cada élitro com um tubérculo no centro, em forma de espinho cônico com grânulos em sua base. O dimorfismo sexual é caracterizado pela presença de pelos na face interna dos tarsos posteriores nos machos e ausente nas fêmeas. As fêmeas são maiores que os machos.

A biologia da broca-da-teca não foi estudada, devido principalmente ao comportamento desse inseto (Beeson & Bhatia, 1937; Liu et al., 2008). É um inseto de hábitos noturnos, fototrópico positivo e atraído pelo etanol. A maioria dos bostríquídeos possui hábitos noturnos e, com frequência, é atraído pela luz ao entardecer (Liu et al., 2008). O adulto constrói túneis, reduzindo o teor de amido da madeira, para deposição dos ovos na madeira recém-cortada (Binda & Joly, 1991; Tomimura, 1993). Estudos da flutuação populacional de *S. conigerum* nos municípios de Várzea Grande e Cuiabá, Mato Grosso, de 2002 a 2004, permitiram concluir que a época de maior ocorrência dos adultos é no período chuvoso e que praticamente desaparecem na época da seca (Peres Filho, 2010).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A literatura cita o açacu (*Hura crepitans*), algodão (*Gossypium hirsutum*), angico (*Piptadenia flava*), cabreúva (*Myroxylon balsamum*), feijão-guandú (*Cajanus cajan*), flamboyant (*Delonix regia*), goiabeira (*Psidium guajava*), mandioca (*Manihot esculenta*), manga (*Mangifera indica*), mogno (*Swietenia mahagoni*), seringueira (*Hevea brasiliensis*), sete-cascas (*Samanea saman*) e teca (*Tectona grandis*). No estado de Mato Grosso, foi detectado em teca, mangueira e gonçaleiro (*Astronium fraxinifolium*).

Os maiores danos de *S. unidentatum* foram constatados em madeira recém-cortada, com galerias escavadas pelos adultos e pelas larvas. Dependendo da intensidade do ataque, as peças de madeira podem se tornar imprestáveis para o uso. Todos os danos constatados limitam-se a região do alburno da teca, em diferentes idades. O cerne é bastante resistente aos ataques, devido à presença de substâncias químicas protetoras. As galerias de *S. unidentatum* são construídas no sentido longitudinal do tronco, isto é, no sentido dos vasos da madeira. Nos toretes de teca, observa-se que as galerias são obstruídas por serragem, feitas pelos adultos com o intuito de evitar o ataque de inimigos naturais. Todavia, os estudos sobre danos dessa espécie em teca devem ser aprofundados, o que torna necessário o conhecimento da biologia. A espécie *Xylopsocus bicuspis* prefere iniciar a sua galeria a partir de um local onde os ramos ou os brotos originaram-se próximo de um nódulo foliar ou até mesmo debaixo ou entre as partes de ramos, que foram previamente expostos (fendidos). Os adultos, após penetrarem no alburno, constroem a galeria ao redor do ramo (galeria anelar), no entanto as larvas constroem galerias ao longo do eixo da tora (galerias longitudinais) (Liu et al., 2008). *Sinoxylon unidentatum* teve comportamento similar a esse em mangueira no município de Cuiabá, quando um adulto iniciou a sua penetração na região nodular de inserção de um ramo ausente de mangueira. Além da presença de galerias longitudinais, os danos podem ser detectados pelas aberturas não longitudinais presentes no tronco, presença de serragem em locais de madeira estocada e, eventualmente, pode-se observar os adultos nos orifícios.

MANEJO

Controle físico/mecânico

Como prevenção, é recomendado secar a madeira, se possível com umidade inferior a 8%. O tratamento da madeira com inseticidas piretroides por imersão, banho, pincelamento ou pulverização pode ser usado tanto preventivamente quanto curativamente. Tratamento da madeira pelo uso da pressão e vácuo em autoclaves.

Controle silvicultural

Cortar a madeira nas épocas de menor ocorrência da praga e deixar a madeira o menor tempo possível estocada no campo ou em pátios de serrarias, pode prevenir ataques da praga.

Controle químico

Recomendado para os casos da madeira já ter sido atacada e não estar em estágio avançado de dano. Todavia, não há nenhum inseticida registrado para o controle de *S. unidentatum*.

Expurgo do material pode ser feito mediante o uso de inseticidas gasosos, como o fosfeto de alumínio com 57% de ingrediente ativo nas doses: 2 pastilhas de 3 g/m³; 10 comprimidos de 0,6g/m³; 1 sachê de 34g/6m³. O ambiente deverá estar completamente fechado. No caso de brocas na madeira, pode-se utilizar esse inseticida na formulação pastosa na dose de 3g/orifício.

A literatura relata diversos inseticidas utilizados no controle de *Sinoxylon* spp. como ácido bórico, beta-ciflutrina, cipermetrina, clorpirifós, deltametrina, diazinon, fenitroton, fentoato, fenvalerato e permetrina (Gnanaharan et al., 1983; Hanif et al., 1991; Helal & Sebay, 1994; Batt, 2000).

REFERÊNCIAS

- BATT, A.E.M. Efficacy of some insecticides on certain small powder post Beetles (Family: Bostrychidae) infesting mango trees. Giza, Egypt. Egyptian Journal of Agricultural Research, v.78, n.4, p. 1525-1540, 2000.
- BEESON, C. F. C.; BHATIA, B. M. On the biology of the Bostrychidae (Coleopt.). Indian For.

Rec., v. 2, n. 12, p. 222-323, 1937.

BINDA, F. & JOLY, L. J. Los Bostrichidae (Coleoptera) de Venezuela. Bol. Entomol. Venez. 6: 83-133, 1991.

GNANAHARAN, R.; MATHEW, G.; DAMODHARAN, T.K. Protection of rubber wood against the insect borer *Sinoxylon anale* Les. (Coleoptera: Bostrichidae). Peechi, India. Kerala Forest Research Inst., v. 14, n. 1, p. 8-11, 1983.

GUL, H.; BAJWA, G.A.; HANIF, G. Screening and economics of some pyrethroid insecticides against powder post beetles. Pakistan. Pakistan Journal of Forestry, v. 47, p. 1-4, 1997.

HANIF, G.; CHAUDHRY, M.I.; GUL, H. Efficacy of pyrethroids against powder post beetles attack on fuelwood. Peshawar, Pakistan. Pakistan Forest Institute. v. 41, n. 4, p. 178-183, 1991.

HELAL, H.; SEBAY, Y. Contribution on the woodborers attacking date palm trees and its control in Egypt. Cairo, Egypt. Egyptian Journal of Horticulture. v. 21, n. 1, p. 25-46, 1994.

LIU, L. Y.; SCHÖNITZER, K. & YANG, J. T. A review of the literature on the life history of Bostrichidae (Coleoptera). Mitteilungen der Münchener Entomologische Gessellschaft 98: 91-7, 2008.

PERES FILHO, O. *Sinoxylon conigerum* Gerstäcker, 1855 (Coleoptera: Bostrichidae): da Ásia ao

Brasil. Cuiabá, MT, jun. 2010. Apostila. 31p.

PERES FILHO, O.; DORVAL, A.; BERTI FILHO, E. A Entomofauna associada à Teca, *Tectona grandis* L.f. (Verbenaceae), no Estado de Mato Grosso. Piracicaba: IPEF, 2006, 58 p.

TOMIMURA, Y. Chemical characteristics of rubberwood damaged by *Sinoxylon conigerum* Gerstäcker. Bulletin of the Forestry and Forest Products Research Institute 365: 33-43, 1993.

