

## **CAPÍTULO 08**

### **MANEJO DE DOENÇAS E PRAGAS EM ROSA-DO-DESEERTO**

#### **Fernando da Silva Rocha**

Universidade Federal de Minas Gerais, Laboratório de Fitopatologia, CEP: 39404-547, Montes Claros, MG, Brasil.

E-mail: rochafs@ufmg.br

#### **Maria de Fátima Gonçalves Fernandes**

Universidade Federal de Minas Gerais, Laboratório de Fitopatologia, CEP: 39404-547, Montes Claros, MG, Brasil.

E-mail: fatimagf@gmail.com

#### **Jaqueline Magalhães Pereira**

Universidade Federal de Goiás, Laboratório de Entomologia, CEP: 74690-900, Goiânia, GO, Brasil.

E-mail: jmpereira@ufg.br

#### **Jéssica Ferreira Silva**

Universidade Federal de Goiás, Laboratório de Entomologia, CEP: 74690-900, Goiânia, GO, Brasil.

E-mail: jessicaferreira.agronoma@gmail.com

## 8.1 INTRODUÇÃO

A Rosa-do-Deserto é uma planta ornamental exótica que se adaptou bem ao clima quente do Brasil. O aumento crescente do seu cultivo e o pouco conhecimento fitotécnico têm facilitado a ocorrência de doenças e pragas.

As doenças em Rosa-do-Deserto podem ser causadas por fatores abióticos (temperatura, umidade, produtos químicos), agentes fitopatogênicos (vírus, bactérias, fungos etc.) e insetos pragas, ocasionando danos e perdas quantitativas e qualitativas. Contudo, poucos estudos têm sido realizados para diagnose e manejo de doenças e pragas em Rosa-do-Deserto. A diagnose de doenças e pragas é o primeiro passo para um manejo integrado eficiente para o controle. Neste capítulo, discutiremos nossas pesquisas e fazemos uma revisão sobre as principais doenças e pragas relatadas em Rosa-do-Deserto, descrevemos sua sintomatologia, para fazer a diagnose e tomar as principais medidas de controle.

## 8.2 MANEJO DE DOENÇAS ABIÓTICAS

### 8.2.1 TEMPERATURA E UMIDADE

A Rosa-do-Deserto, planta xerófita e resistente ao estresse hídrico, suporta bem as regas constantes, porém, não tolera substratos encharcados, sendo, por isto, mais recomendado o uso daqueles com alto poder de drenagem (COLOMBO *et al.*, 2018). O excesso de água gera carência ou falta de oxigênio nas raízes, ocasionando seu apodrecimento e, por conseguinte, o da planta (SILVEIRA, 2016). Essa podridão pode ser similar àquelas causadas por bactérias, mas com aspectos diagnósticos distintos (Subseção 8.3.3). Plantas mantidas em substratos muito úmidos demoram a florir, e a irrigação direta nas pétalas pode reduzir a durabilidade e qualidade das flores (COLOMBO *et al.*, 2018), favorecendo a ocorrência de doenças fúngicas e bacterianas.

Essas plantas não se adaptam bem ao clima frio, sendo a temperatura ótima para seu desenvolvimento as que oscilam entre 30 e 35°C (MCBRIDE *et al.*, 2014). Quando expostas a temperaturas entre 18 e 20°C, por um longo período, descartam, total ou parcialmente, as suas folhas, não formam novos botões florais, e entram num período de hibernação que pode ser erroneamente atribuído às doenças bióticas. Por outro lado, plantas em temperaturas acima de 38°C não se

desenvolvem bem e, quando não climatizadas e expostas à luz direta do sol e a altas temperaturas ambientais, podem apresentar queima nas folhas e flores (FIGURA 1). Conseqüentemente, nos tecidos lesionados, frequentemente ocorre o aparecimento de fungos saprófitas.

**Figura 1** – Mudanças de viveiro, não aclimatadas, com lesões escuras nas pétalas (A); e necróticas do broto apical e folhas, devido a exposição à pleno sol e a temperaturas elevadas (B).



Fonte: ROCHA; FERNANDES, 2020.

### 8.2.2 DEFICIÊNCIA NUTRICIONAL

A Rosa-do-Deserto responde bem aos fertilizantes que estimulam o crescimento vegetativo e antecipam a floração (COLOMBO *et al.*, 2018). A falta de nutrientes no substrato leva à deficiência nutricional da planta, que manifesta sintomas que conduzem ao diagnóstico de doenças denominadas abióticas. As doenças causadas por deficiência ou excesso nutricional na *Adensium obesum* podem favorecer a instalação de doenças fúngicas, bacterianas e viróticas.

A deficiência de nitrogênio causa, entre outros males, amarelecimento e queda de folhas inferiores, caules nus com tufo de folhas pequenas e rígidas nas extremidades, e folhas e flores pequenas e com menor robustez. A deficiência de

fósforo pode provocar um crescimento deficiente e uma coloração avermelhada das folhas inferiores, porém, tal problema raramente ocorre. Já a deficiência de potássio causa queima das bordas das folhas inferiores, e sua subsequente queda, o que pode ser erroneamente confundido com doenças fúngicas.

A deficiência de cálcio causa necrose na ponta da folha, o surgimento de folhas muito pequenas, muitas vezes abortivas, enegrecidas e a morte da gema apical. As flores caem e as vagens desenvolvem uma típica "podridão final da flor". Em folhas jovens, a deficiência de cálcio provoca enrugamento no limbo foliar, o que pode ser confundido com um sintoma de virose.

### 8.3 MANEJO DE DOENÇAS BIÓTICAS

#### 8.3.1 VIROSES ASSOCIADAS À ROSA-DO-DESRTO

##### 8.3.1.1 DOENÇA: VIRA-CABEÇA DO TOMATEIRO

Agente causal: a doença vira-cabeça do tomateiro é causada principalmente pelo *Tomato spotted wilt virus* – TSWV. Em Rosa-do-Deserto, o TSWV já foi relatado na Europa e nos Estados Unidos (MERTELIK; GÖTZOVA; MOKRÁ, 1996; VERHOEVEN; ROENHORTS, 1994; ADKINS; BAKER, 2005). No Brasil, essa virose ocorre em tomateiros e outras solanáceas de importância econômica e em plantas daninhas, mas ainda não existe relato científico de sua ocorrência em **A. obesum**. Sintomas: em Rosa-do-Deserto, os sintomas foliares são deformação do limbo foliar, anéis cloróticos ou necróticos e padrões de linhas do TSWV (ADKINS; BAKER, 2005).

Manejo: evitar a entrada do vírus na área de cultivo e propagar plantas a partir de matrizes sem sintomas de virose são as principais medidas de prevenção e controle. Propagar plantas a partir de matrizes sem sintomas de virose é outra. Como o TSWV é transmitido apenas pelos tripses (*Frankliniella bispinosa*, *F. cephalica*, *F. gemina*, *F. fusca*, *F. intonsa*, *F. occidentalis*, *F. schultzei*, *F. setosus* e *Thrips tabaci*), o controle dos insetos vetores é essencial para se evitar a doença, como explicado na subseção 8.5, deste capítulo. Outra medida é o uso de barreiras vivas que dificultam a migração dos **tripes** que apresentam maior incidência em períodos quentes e úmidos. Também, vale evitar o plantio ou cultivo próximo de lavouras com plantas suscetíveis ao TSWV (tomateiro, batateira, pimentão etc.), e eliminar plantas daninhas hospedeiras. Após a constatação da doença, a medida recomendada é

eliminar a planta doente para evitar a disseminação, pois não existe medida curativa de controle.

#### 8.3.1.2 DOENÇA: VÍRUS DO MOSAICO DO PEPINO

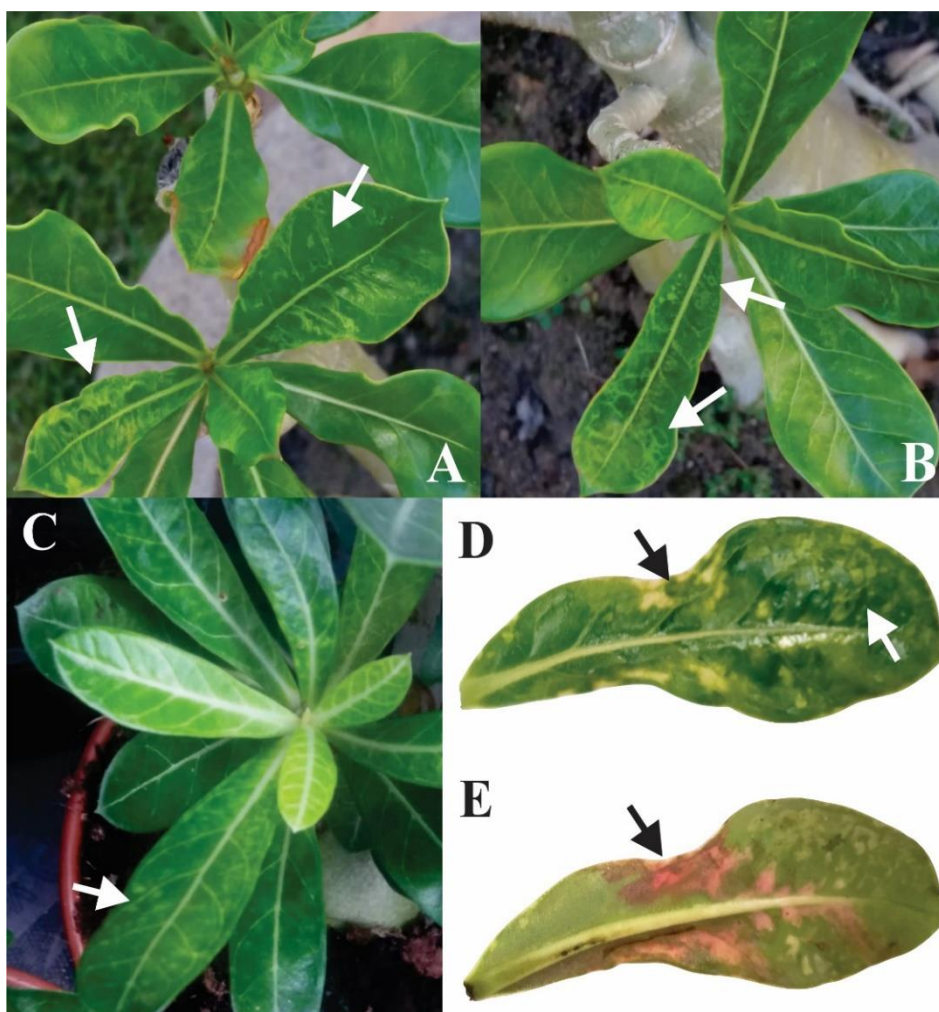
Agente causal: o vírus do mosaico do pepino (*Cucumber mosaic virus*-CMV) infecta 1200 espécies em mais de 100 famílias de plantas. O primeiro relato do CMV em Rosa-do-Deserto ocorreu na Europa (BAKER; ACHOR; ADKINS, 2003) e, mais tarde, em Taiwan (CHEN *et al.*, 2012). O CMV não foi identificado ainda, em Rosa-do-Deserto no Brasil.

Sintomas: em Rosa-do-Deserto, os sintomas do CMV são a presença de mosaico, anéis cloróticos e padrões de linhas nas folhas (CHEN *et al.*, 2012). Foi observado nestas plantas sintomas similares de mosaico de CMV e sintomas foliares causados por TSWV (FIGURAS 2A, B e C), embora tais vírus ainda não tenham sido detectados através de análise molecular, indicando a possibilidade de infecção mista por outros fitovírus em Rosa-do-Deserto. Em brotações e folhas jovens infestadas com *Aphis nerii* (pulgão amarelo ou laranja-amarelo) também são observados o avermelhamento na superfície inferior da folha e a deformação com aspecto de enrugamento no limbo foliar (FIGURAS 2D-E).

Manejo: as medidas de controle do CMV em Rosa-do-Deserto são similares às aquelas relatadas para o vira-cabeça do tomateiro, sendo essencial o controle do inseto vetor (pulgões). Eliminar plantas hospedeiras do CMV (MIURA; BERIAM; RIVAS, 2013) que podem servir como fonte de inóculo do vírus são algumas medidas de controle importantes a serem adotadas.



**Figura 2** - Sintomas de viroses observados em Rosa-do-Deserto: distorção foliar, linhas padrões (A); anéis cloróticos (B); sintomas foliares de mosaico (C); manchas verde-escuras com enrugamento (D); e avermelhamento na face abaxial (E).



Fonte: ROCHA; FERNANDES, 2020.

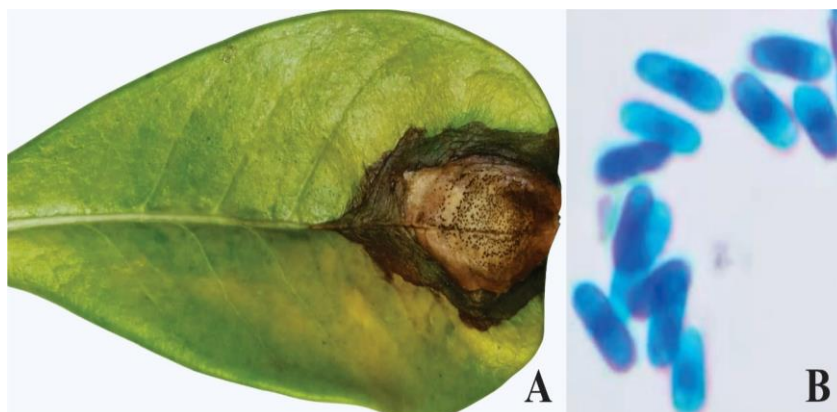
### 8.3.2 FUNGOS

#### 8.3.2.1 ANTRACNOSE

Agente causal: *Colletotrichum* sp. Sintomas: lesões que iniciam com um pequeno ponto marrom-claro no limbo foliar. Com o progresso da doença, as lesões tornam-se necróticas com cor marrom, suas dimensões aumentam e aparecem pontos escuros no centro da lesão com formato concêntricos (FIGURA 3), que causam a queda de folhas.

Manejo: não existe medida de controle conhecida. Contudo, a eliminação de folhas doentes e a aplicação de fungicida/fertilizantes à base de cobre pode ser uma medida preventiva/ curativa.

**Figura 3** – Lesões necróticas foliares de *Colletotrichum* sp. em Rosa-do-Deserto (A) e conídios do fungo (B).



Fonte: ROCHA; FERNANDES, 2020.

### 8.3.2.2 LESÕES FOLIARES NECRÓTICAS

Agente causal: o fungo do gênero *Aristastoma* spp. foi relatado como causador de manchas foliares necróticas em *A. obesum* (MCMILLAN; GRAVES; LEAHY, 1997). Outros fungos podem também estar associados, mas existem poucos trabalhos científicos sobre sua identificação.

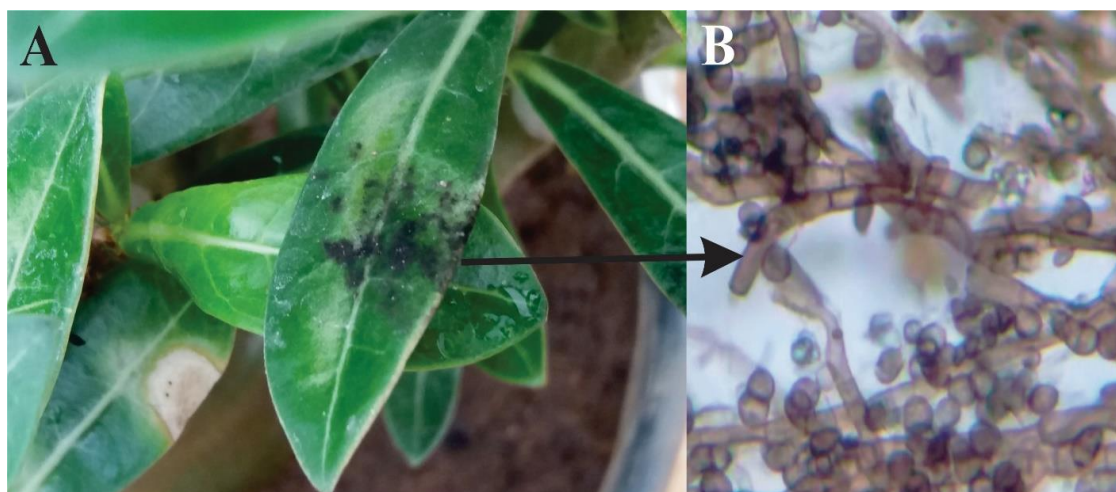
Sintomas: lesões iniciais com formato irregular, tornam-se com aspecto oval a circular, de cor marrom enferrujadas e necróticas, variam entre 5 a 15 mm de diâmetro, com micélio marrom pálido a hialino e presença de picnídios no centro da lesão (MCMILLAN; GRAVES; LEAHY, 1997).

Manejo: não existem medidas de controle conhecidas, porém, as semelhantes às da antracnose podem auxiliar no manejo.

### 8.3.2.3 FUMAGINA

Agente causal: fungos do gênero *Capnodium* sp., um ascomiceto saprófita. Sintomas: micélio espesso e fuligíneo que recobre a superfície do limbo foliar, dando um aspecto de manta miceliana de cor preta (FIGURA 4) que se destaca facilmente. *Capnodium* sp. se desenvolve sobre as substâncias açucaradas liberadas por pulgões e cochonilhas em folhas e brotações jovens de Rosa-do-Deserto (TIAGO NETO *et al.*, 2017). Embora não cause infecção no tecido vegetal, o fungo interfere na respiração e no processo fotossintético, prejudicando o desenvolvimento e as funções normais da planta e a sua aparência.

**Figura 4** – Mancha com aspecto de fuligem (A); hifas e esporos (B) de *Capnodium* sp. em Rosa-do-Deserto.



Fonte: ROCHA; FERNANDES, 2020.

Manejo: para o controle do fungo é essencial eliminar os pulgões e as cochonilhas (Vide subseção 8.5). A pulverização das plantas com espalhante facilita a remoção da manta fúngica e reduz a alimentação dos insetos. Não existe controle químico recomendado para a Rosa-do-Deserto.

#### 8.3.2.4 PODRIDÃO DE RAÍZES E CAULES

Agente causal: *Rosellinia* spp. tem sido relatada, como já afirmado anteriormente, como causadora da podridão de raízes e caules em Rosa-do-Deserto (LSU AgCenter, 2016). Esse fungo sobrevive no solo, em locais com acúmulo de matéria orgânica como as saprófitas, mas atua como parasita facultativo e possui mais de 90 espécies hospedeiras.

Sintomas: o fungo forma micélios brancos sobre as raízes/caudex ou a matéria orgânica do substrato, em substrato com alta concentração de matéria orgânica e umidade. A doença se manifesta de forma lenta (meses ou anos), causando, inicialmente, amarelecimento foliar similar aos sintomas da deficiência nutricional. Com o progresso da doença, ocorre murcha, seca das folhas jovens, desfolha precoce e seca de ponteiro (ramos) da planta, de forma isolada ou generalizada, correspondente ao nível da infecção causada no sistema radicular. Na fase final da doença, ocorre podridão radicular, micélio de coloração negra e a presença de peritécios (pontos pretos) sobre as raízes, causando a morte da planta.



Manejo: recomenda-se o uso de substrato estéril ou de boa procedência. Outras medidas incluem: fazer calagem para aumentar o pH do solo, pois o fungo é favorecido em pH entre 5,0 e 6,0; aplicar calcário na cova, no caso de replantio; usar estacas sadias para o plantio; evitar excesso de umidade e matéria orgânica no substrato; manter as plantas em locais ventilados e com insolação (temperaturas entre 15 e 20° C favorecem o fungo); evitar ferimentos e; eliminar o substrato de plantas doentes.

### 8.3.3 BACTERIOSES

#### 8.3.3.1 PODRIDÃO-MOLE

Agente causal: bactérias pectinolíticas (*Pectobacterium carotovora* subsp. *carotovora*, *P. carotovora* subsp. *atroseptica*, *P. chrysantemi*), ou dos gêneros *Pseudomonas*, *Bacillus* e *Clostridium* podem causar podridões-moles. No entanto, as bactérias do grupo *Carotovora* são as espécies mais relacionadas à podridão-mole. Em Rosa-do-Deserto diagnosticou-se a podridão-mole causada por *P. carotovora* subsp. *carotovora*.

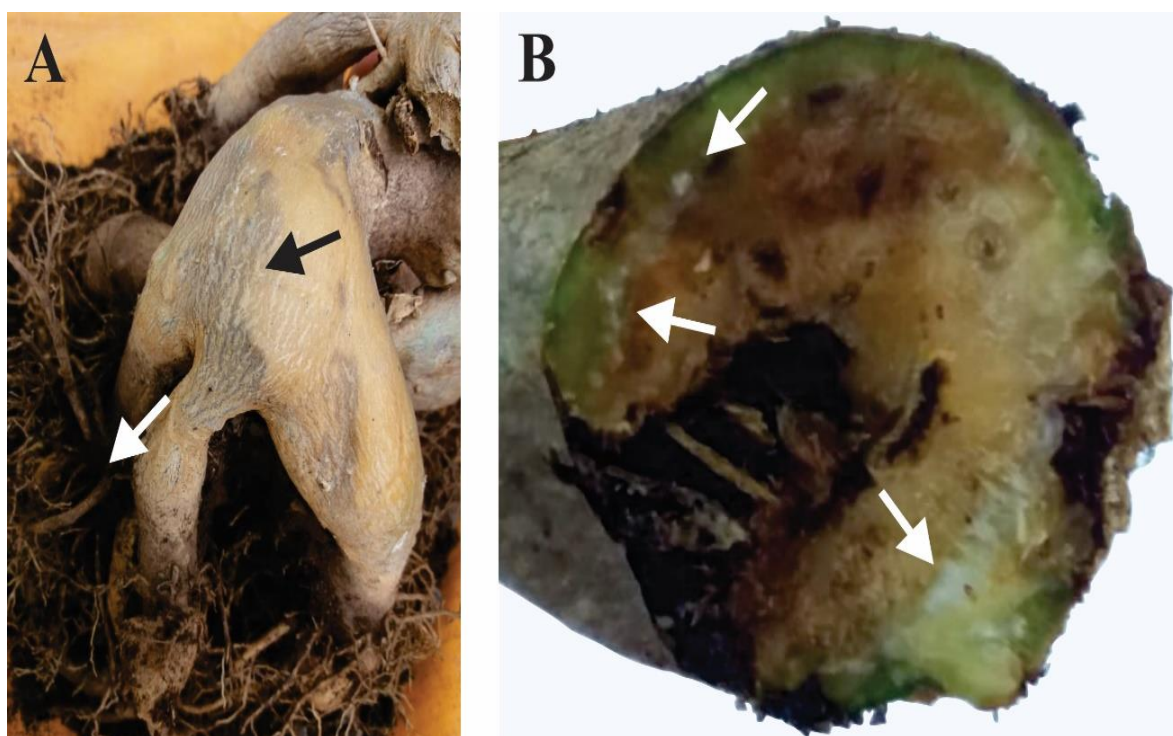
Sintomas: a infecção pode iniciar, principalmente, pelas raízes e pelo caudex. Na parte aérea (ramos e flores), ela ocorre, devido à penetração da bactéria por ferimentos causados por insetos e ferramentas contaminadas. No caudex, ocorre mancha de coloração marrom-escura que progride para podridão aquosa, a casca se apresenta com aspecto encharcado e cheiro fétido característico para a diagnose (FIGURA 5A). Em ramos ou brotações, ocorrem pequenas lesões escuras de aspecto amolecido que progridem para os tecidos sadios, exibindo descoloração vascular de cor marrom (FIGURA 5B), com murcha, amarelecimento foliar e morte dos ramos e, conseqüentemente, da planta. Nas flores, ocorrem pequenas lesões escuras que aumentam de tamanho e causam desintegração, mela das pétalas e da ráquis, mas não atingem o ramo.

Manejo: usar apenas plantas sadias na propagação; cultivar em solo bem drenado, pois a instalação dessas bactérias é favorecida pela alta umidade e por temperaturas elevadas; manter as plantas em locais ventilados e evitar feri-las; em plantas sintomáticas, deve-se fazer a poda dos ramos com podridão-mole abaixo do local lesionado que não apresente lesões escuras, para ter sucesso no controle. Após a poda, aplicar canela em pó para evitar infecções bacterianas; desinfestar as

ferramentas com álcool 70 % ou hipoclorito de sódio 1 % por 5 minutos, antes e após a poda; desinfestar bancadas com solução de hipoclorito de sódio ou cálcio 1 %; eliminar as plantas doentes da área de cultivo.

A contaminação e a disseminação ocorrem por água e mãos contaminadas dos trabalhadores em contato com as plantas doentes. A pulverização de fertilizantes à base de sulfato de cobre, além de fornecer cobre, também pode proteger a planta de infecções bacterianas. Adubações equilibradas de nitrogênio evitam plantas predispostas ao ataque de bactérias causadoras de podridão-mole.

**Figura 5** - Caudex e raízes escuras devido ao apodrecimento (A); descoloração dos vasos dos ramos causada por *Pectobacterium carotovora* subsp. *Carotovora* (B).



Fonte: ROCHA; FERNANDES, 2020.

#### 8.3.4 FITOPLASMA

É outro patógeno associado à Rosa-do-Deserto que causa doença, embora ocorra com menor frequência. Na Índia, Raj *et al.*, (2006) observaram duas plantas de Rosa-do-Deserto com sintomas de filodia e desenvolvimento excessivo dos internódios, resultando em folhas pequenas, os quais foram associados ao fitoplasma Candidatus *Phytoplasma asteris*.

## 8.4 INSETOS E ÁCAROS ASSOCIADOS À ROSA-DO-DESRERTO

Os insetos associados a esta planta são a lagarta *Daphnis nerii* L. (Lepidoptera: Sphingidae) relatada em Taiwan (LIN, 1997) e no leste da África (Natural History Museum, 2020); a cochonilha *Parasaissetia nigra* (Nietner) (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae) encontrada no território da União Européia (EFSA, 2013); o pulgão *Aphis nerii* Boyer (Hemiptera: Aphididae) foi relatado na região da Micronésia (MILLER *et al.*, 2014); a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) encontrada na Flórida, EUA (MCKENZIE *et al.*, 2009). E o tripes *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) na Ucrânia (CHUMAK, 2014). No Brasil, há relatos da presença de cochonilhas *Hemiberlesia rapax* Comstock (Hemiptera: Diaspididae) e *P. nigra*, pulgão *A. nerii* (TIAGO NETO *et al.*, 2017), mosca-branca, tripes e ácaros, na Rosa-do-Deserto.

### 8.4.1 COCHONILHA (HEMIBERLESIA RAPAX)

*Hemiberlesia rapax* possui forma oval ou circular, coloração amarela a marrom, medindo até 2,0 mm de comprimento (WATSON, 2002). É uma espécie cosmopolita associada a 79 famílias e 189 gêneros de plantas hospedeiras, normalmente encontradas em plantas ornamentais (GARCÍA MORALES *et al.*, 2016). As injúrias ocasionadas por *H. rapax* ocorrem devido à alimentação do inseto na fase jovem e adulta (FIGURA 6) e, indiretamente, pela deposição de uma substância açucarada (*honeydew*) nas folhas que favorece o crescimento de fungos conhecidos como fumagina (Vide subseção 3.2.3). Os principais sintomas observados em folhas de Rosa-do-Deserto com infestação de *H. rapax* são o amarelecimento das folhas e a presença de manchas necróticas (FIGURA 6) (TIAGO NETO *et al.*, 2017).

**Figura 6** – Adultos e ninfas de *Hemiberlesia rapax* em Rosa-do-Deserto.



Fonte: PEREIRA; SILVA, 2020.

*Parasaissetia nigra* é uma cochonilha de coloração escura, normalmente marrom, podendo apresentar a tonalidade roxo brilhante (FIGURA 7). Na fase adulta, pode chegar até 5,5 mm de comprimento e 4,0 mm de largura (GILL, 1988). *P. nigra* está associada a várias plantas hospedeiras (BEN-DOV, 2012), portanto, possui ampla distribuição mundial (NOYES, 2012), sendo encontrada, principalmente, em áreas florestais (CULIK *et al.*, 2013; ABDELKADER, 2016). Causa danos em plantas de importância agrícola como citros, café, algodão (MYARTSEVA; RUÍZ-CANCINO; CORONADO-BLANCO, 2014), lichia (GROVÉ *et al.*, 2014) e romã ornamental (TSAGKARAKIS; BEN-DOV; PAPADOULIS, 2016).

**Figura 7** – *Parasaissetia nigra* em folhas da Rosa-do-Deserto.



Fonte: PEREIRA; SILVA, 2020.



Os danos diretos causados por *P. nigra* ocorrem por meio de sucção no floema, e, conseqüentemente, a redução de nutrientes na planta, afetando o desenvolvimento do hospedeiro (MAU; KESSING, 2007). O dano indireto ocorre após a alimentação, uma vez que *P. nigra* também libera uma substância açucarada (*honeydew*) que promove o crescimento de fumagina (Vide subseção 3.2.3). Geralmente, a *P. nigra* foi observada nas folhas, próxima da nervura principal, no caule e nas flores (TIAGO NETO et al., 2017).

#### 8.4.2 PULGÃO

*Aphis nerii* é um inseto cosmopolita (ROTHSCHILD; EUW; REICHSTE, 1970) e está associado a mais de 50 espécies de plantas (HOLMAN, 2009). Esse pulgão é encontrado, principalmente, em espécies ornamentais como a vinca-de-madagáscar (KATARIA; KUMAR, 2012), paineira, planta balão, avenca, oficial-de-sala, jasmim e espirradeira (SOUZA-SILVA; ILHARCO, 1995). Apresenta coloração variando de amarelo ao laranja, possui cerca de 2 mm de comprimento, com pernas, antenas e sifúnculos de coloração escura (preto ou marrom) (SIMBAQUEBA; SERNA; POSADA-FLOREZ, 2014; CHANDI et al., 2018). Este inseto coloniza todas as estruturas vegetais de *A. obesum*, como as folhas jovens, brotações e flores (FIGURA 8). Assim como as cochonilhas, após a alimentação de *A. nerii*, ocorre à liberação de uma substância açucarada (*honeydew*), que favorece o aparecimento de fumagina (Vide subseção 3.2.3). Em Rosa-do-Deserto foram observadas deformações nas folhas e aumento do índice de abortamento de flores (TIAGO NETO et al., 2017).

**Figura 8** – *Aphis nerii* em flor (A) e folhas (B) de Rosa-do-Deserto.



Fonte: PEREIRA; SILVA, 2020.



Além dos insetos fitófagos, foram observados inimigos naturais em *A. obesum* (TIAGO NETO *et al.*, 2017) e, dentre eles, parasitoides da ordem Hymenoptera, e predadores (crisopídeos, coccinelídeos e sirfídeos). Em viveiros de produção comercial, é frequente a presença de crisopídeos (FIGURA 9). Esse inseto é importante para o controle biológico e a diminuição do uso de agrotóxicos para o controle de fitófagos.

**Figura 9** – Ovos de bicho-lixeiro (Chrysopidae) em espécimes de Rosa-do-Deserto.



Fonte: PEREIRA; SILVA, 2020.

#### 8.4.3 MOSCA-BRANCA

A presença da mosca-branca (*Bemisia tabaci*) biótipo Q foi relatada em Rosa-do-Deserto na Flórida (MCKENZIE *et al.*, 2009). É um inseto pequeno, medindo cerca de 0,8 a 0,9 mm (FIGURA 10) na fase adulta. Os adultos possuem coloração amarelo-pálida. A maior incidência da mosca-branca ocorre durante os períodos secos e quentes, pois estas condições favorecem sua reprodução e dispersão.

**Figura 10** – *Bemisia tabaci* em Rosa-do-Deserto, observado a olho nu (A) e com auxílio de microscópio estereoscópio (B).



Fonte: (A) PEREIRA; SILVA, 2020; (B) ROCHA, 2020.

Os danos diretos causados pela mosca-branca são destruição de células, redução do processo de fotossíntese, prejuízo à respiração da planta, bem como inoculação de toxinas (BARBOSA *et al.*, 2002). Os danos indiretos são a transmissão de vírus diferentes famílias como o Geminiviridae (gênero *Begomovirus*), Closteroviridae (gênero *Crinivirus*), Betaflexiviridae (gênero *Carlavirus*) e o Potyviridae (gênero *Ipomovirus*) (KING *et al.*, 2011), e a proliferação do fungo do gênero *Capnodium* devido a deposição de *honeydew* (STANSLY; NATWICK, 2010).

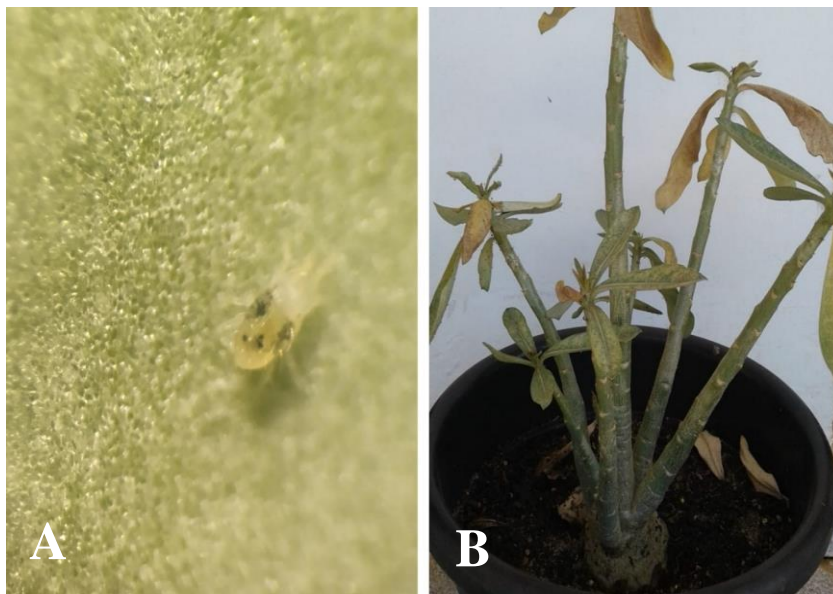
#### 8.4.4 TRIPES

A espécie relatada em Rosa-do-Deserto é *Frankliniella occidentalis* que possui menos de 2mm de comprimento, as fêmeas variam da cor amarela a marrom ou quase preto. O macho adulto é menor que a fêmea, com um abdome mais estreito de cor branca amarelada (CABI, 2020). Esse inseto foi observado alimentando-se de plantas de *A. obesum*, cujas folhas posteriormente, ficaram murchas (CHUMAK, 2014).

#### 8.4.5 ÁCAROS

Foram observados em Rosa-do-Deserto, mas foi possível classificá-lo apenas quanto à sua família, a Tetranychidae (FIGURA 11A). Na Índia, há relato da espécie *Tetranychus okinawanus* Ehara em Rosa-do-Deserto (ZEITY; SRINIVAS; GOWDA, 2016, 2017).

**Figura 11** – Ácaro (Tetranychidae) em Rosa-do-Deserto observado com auxílio de microscópio estereoscópico (A) e planta infestada com ácaro (B).



Fonte: (A) FERNANDES, (B) PEREIRA; SILVA, 2020.

Ácaros da família Tetranychidae, ao inserirem o estilete, perfuram as células da epiderme e do mesófilo foliar. Posteriormente, alimentam-se do conteúdo citoplasmático extravasado durante a perfuração do estilete. Após sofrer as injúrias, as folhas da planta apresentam cloroplastos danificados, o que afeta diretamente o processo da fotossíntese (FLECHTMANN, 1972). Os danos observados na Rosa-do-Deserto são diretamente provocados pela alimentação dos ácaros. As folhas apresentam manchas esbranquiçadas no local onde os ácaros se alimentam. (FIGURA 11B). Posteriormente, com a alta infestação, ocorre a senescência precoce das folhas.

### 8.5 MANEJO

O manejo de insetos e ácaros fitófagos em Rosa-do-Deserto carece de muitas informações. As espécies associadas a ela são polífagas e frequentemente encontradas em diversos hospedeiros. Neste caso, é essencial o reconhecimento dos insetos e ácaros, das injúrias causadas, plantas hospedeiras, entre outros. As medidas preventivas podem evitar altas infestações que acarretariam prejuízos, como o estético, já que levam à redução do valor do produto na comercialização.

Para tanto, é necessário efetuar o monitoramento dos insetos nas plantas e, se necessário, adotar medidas de intervenção na época correta, evitando o pico populacional. Entre as medidas que podem auxiliar a manutenção de níveis populacionais baixos, pode-se destacar a nutrição adequada da planta. Caso ocorra uma alta infestação, esta planta deve ser removida e seus restos culturais destruídos.

A redução populacional por meio de inimigos naturais pode ser uma estratégia utilizada no manejo de insetos e ácaros em Rosa-do-deserto. Assim, o controle biológico natural pode auxiliar na redução da população de insetos e ácaros fitófagos. Por isso, é importante verificar se há predadores e parasitoides no ambiente.

As joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) são espécies predadoras de pulgões, cochonilhas, psilídeos e ácaros (ALMEIDA; RIBEIRO-COSTA, 2009). As espécies *Azya luteipes*, *Pentilia egea* e *Rodolia cardinalis* destacam-se no controle das cochonilhas. As joaninhas *Eriopsis connexa* e *Cycloneda sanguinea* são eficientes no controle de pulgões (GALLO *et al.*, 2002). Porém, o controle de pulgões é efetuado, principalmente, pela espécie *Pseudodoros clavatus* (Diptera: Syrphidae), e crisopídeos do gênero *Chrysopa* sp. e *Chrysoperla* sp. (GALLO *et al.*, 2002).

O controle da mosca-branca é feito pelos parasitoides (*Encarsia* spp. e *Eretmocerus* spp.) (LIMA; LARA, 2001) e predadores *Orius* sp. (Hemiptera: Anthocoridae), *Chrysoperla* sp., e várias outras espécies de joaninhas (*Cycloneda sanguinea*, *Eriopsis connexa*, *Scymnus* sp., *Nephaspis* sp., *Hyperaspis festiva*) e aranhas (TOGNI *et al.*, 2009). O controle de *F. occidentalis* ocorre com percevejos predadores do gênero *Orius* (SABELIS; VAN RIJN, 1997) e os ácaros predadores *Amblyseius swirskii* e *Neoseiulus cucumeris* (CABI, 2020).

Nos casos em que os níveis populacionais de fitófagos são elevados, tem-se utilizado o controle químico. Conforme Agrofit (2020), para plantas ornamentais, há registro de três produtos para cada ocorrência: da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B - i.a. abamectina (avermectina) + ciantraniliprole (antranilamida); *Frankliniella schultzei*; e pulgão *Aphis gossypii* - i.a. acetamiprido (neonicotinoide) + alfa-cipermetrina (piretroide). A ausência de inseticidas/acaricidas recomendados para plantas ornamentais pode acarretar o uso de produtos sem registro, os quais podem ocasionar fitotoxicidade nas plantas, intoxicação nos trabalhadores e aumento de populações resistentes (TAMAI; LOPES; ALVES, 2000).

## REFERÊNCIAS

- ABDELKADER, A. Study of the level of infestation by the white cochineal *Parlatoria blanchardi* Targ. 1868 (Homoptera, Diaspididae) on the principal varieties of date palm in the valley of Oued Righ (South East of Algeria). **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 4, n. 6, p. 653-656, 2016.
- ADKINS, S.; BAKER, C. A. *Tomato spotted wilt virus* identified in desert rose in Florida. **Plant Disease**, v. 89, n. 5, p. 526, 2005.
- ALMEIDA, L. M.; RIBEIRO-COSTA, C. S. Coleópteros predadores (Coccinellidae). In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (org.). **Bioecologia e nutrição de insetos**: base para o manejo integrado de pragas. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 931-968.
- BAKER, C.A.; ACHOR, D.; ADKINS, S. *Cucumber mosaic virus* diagnosed in desert rose in Florida. **Plant Disease**, v. 87, n. 8, p. 1007, 2003.
- BARBOSA, F. R.; SIQUEIRA, K. M. M.; SOUZA, E. A.; MOREIRA, W. A.; HAJI, F. N. P.; ALENCAR, J. A. Efeito do controle químico da mosca-branca na incidência do vírus-do-mosaico-dourado e na produtividade do feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n. 6, p. 879-883, 2002.
- BEN-DOV, Y. The scale insects (Hemiptera: Coccoidea) of Israel – checklist, host plants, zoogeographical considerations, and annotations on species. **Israel Journal of Entomology**, v. 41-42, p. 21-48, 2012.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. In: AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. **Pragas**. c2003. Disponível em: [http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons). Acesso em: 19 mar. 2020.
- CABI. Compêndio de Espécies Invasivas. **Frankliniella occidentalis (Western Flower thrips)**. c2020. Disponível em: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/24426#REF-DDB-150700>. Acesso em: 20 mar. 2020.
- CHANDI, R.; SINGH, V.; PATHANIA, P. C.; KATARIA, S. K. First report of oleander aphid *Aphis nerii* Boyer de Fonscolombe (Hemiptera: Aphididae) on milkweed (*Calotropis gigantea* (L.) WT Aiton: Apocynaceae) from Punjab, India. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 4, p. 296-299, 2018.
- CHEN, Y. K.; CHANG, Y. S.; LIN, Y. W.; WU, M. Y. First report of *Cucumber mosaic virus* in desert rose in Taiwan. **Plant Disease**, v. 96, n. 4, p. 593, 2012.
- CHUMAK, P. Y. Biomorphological variability of *Frankliniella occidentalis* pergande in relation to its invasion in greenhouses of Kyiv. **Russian Journal of Biological Invasions**, v. 5, p. 56-60, 2014.
- COLOMBO, R. C.; FAVETTA, V.; SILVA, M. A. A.; FARIA, R. T. Substrates and irrigation levels for growing desert rose in pots. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 42, n. 1, p. 69-79, 2018.
- CULIK, M. P.; MARTINS, D. D. S.; ZANUNCIO-JUNIOR, J. S.; FORNAZIER, M. J.; VENTURA, J. A.; PERONTI, A. L. B. G., ZANUNCIO, J. C. The invasive hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) and its recent range expansion in Brazil. **Florida Entomologist**, v. 96, n. 2, p. 638-640, 2013.



EFSA. EUROPEAN FOOD SAFETY AUTHORITY. Scientific opinion on the risk to plant health posed by *Parasaissetia nigra* (Nietner) in the EU territory, with the identification and evaluation of risk reduction options. **EFSA Journal**, v. 11, n. 7, p. 1-73, 2013.

FLECHTMANN, C. H. W. **Ácaros de importância agrícola**. São Paulo: Nobel, 1972.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA-NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI-FILHO, E., **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002.

GARCÍA MORALES, M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BEN-DOV, Y.; HARDY, N. B. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. **Database: The Journal of Biological Databases and Curation**, v. 2016, p.1-5, 2016. Disponível em <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4747323/pdf/bav118.pdf>. Acesso em: 18 mar. 2020.

GILL, R. J. **The scale insects of California**: Part 1. The soft scales (Homoptera: Coccoidea:Coccidae). Sacramento: California Department of Food and Agriculture, 1988. (Technical Services in Agricultural Biosystematics and Plant Pathology, n. 1).

GROVÉ, T.; SCHOEMAN, P. S.; DE BEER, M. S. Arthropod pests of litchi in south Africa. **Acta Horticulturae**, v. 10, n. 29, p. 409-416, 2014.

IVEY, M. L. L. (coord.); HOLLIER, C. A.; HOY, Jeffrey W.; CLARK, C. A.; OVERSTREET, C.; SIDHU, J.; SINGH, R.; PRICE, T.; FERGUSON, M. H.; PADGETT, G. B.; GROTH, D. **Louisiana plant disease management guide**. [Plant Disease-Louisiana State University]. Louisiana: LSU AgCenter, 2016. Disponível em: [https://www.lsu.edu/agriculture/plant/extension/hcpl-publications/Pub1802-plant\\_management\\_guide.pdf](https://www.lsu.edu/agriculture/plant/extension/hcpl-publications/Pub1802-plant_management_guide.pdf). Acesso em: 10 mar. 2020.

HOLMAN, J. **Host Plant Catalog of Aphids**. Netherlands: Springer, 2009. 1140 p.

KATARIA, R.; KUMAR, D. Occurrence and infestation level of sucking pests: Aphids on various host plants in Agricultural Fields of Vadodara, Gujarat (India). **International Journal of Scientific and Research Publications**, v. 2, n. 7, p. 1-6, 2012.

KING, A. M.; LEFKOWITZ, E.; ADAMS, M.; CARSTENS, E. B. **Virus taxonomy**: ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. San Diego: Elsevier, 2011.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M. **Mosca-branca (*B. tabaci*)**: morfologia, bioecologia e controle. Jaboticabal: Funep. 2001. 76 p.

LIN, C. S. Larval morphology and life history of eight sphingid species in Taiwan. **Journal of the Taiwan Museum**, v. 50, p. 67-76, 1997.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. ***Parasaissetia nigra* (Nietner)**. In: *Hawaii: Crop Knowledge Master*; 2007. Disponível em: [http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/p\\_nigra.htm](http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/p_nigra.htm). Acesso em: 20 mar. 2020.

MCBRIDE, K.; HENN, R. J.; CHEN, J.; MELLICH, T. A. Effect of light intensity and nutrition level on growth and flowering of *Adenium obesum* 'Red' and 'Ice Pink'. **HortScience**, v. 49, n. 4, p. 430-433, 2014.

MCKENZIE, C. L.; HODGES, G.; OSBORNE, L. S.; BYRNE, F. J.; SHATTERS, R. G. Jr. Distribution of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Florida: investigating the Q invasion. **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 2, p. 670-676, 2009.

MCMILLAN, R. T.; GRAVES, W. R.; LEAHY, R. M. First report of *Aristastoma* leaf sopt on desert rose. **Plant Disease**, v. 81, n. 8, p. 960, 1997.

MERTELIK, J.; GÖTZOVA, B.; MOKRÁ, V. Epidemiological aspects of tomato spotted wilt virus infection in the Czech Republic. **Acta Horticulturae**, v. 432, p. 368–372, 1996.

MILLER, R. H.; DUAY, J. A. M.; PIKE, S. K.; MAW, E.; FOOTTIT, R. G. Review and key to Aphids (Hemiptera: Aphididae) in Micronesia. **Pacific Science**, v. 68, n. 4, p. 479-492, 2014.

MIURA, N. S.; BERIAM, L. O. S.; RIVAS, E. B. Detection of Cucumber mosaic virus in commercial anthurium crops and genotypes evaluation. **Horticultura Brasileira**, v. 31, p. 322-327, 2013.

MYARTSEVA, S. N.; RUÍZ-CANCINO, E.; CORONADO-BLANCO, J. M. *Parasaissetia nigra* (Hemiptera: Coccidae) and its parasitoids from the genus *Coccophagus* Hymenoptera: Aphelinidae), with description of a new species from Tamaulipas, México. **The Florida Entomologist**, v. 97, n. 3, p. 1015-1020, 2014.

NATURAL History Museum. **HOSTS: a Database of the World's Lepidopteran Hostplants**. 2020. Disponível em: <https://www.nhm.ac.uk/ourscience/data/hostplants/search/list.dsml?serchPageURL=index.dsml&Genusqtype=starts+with&Genus=daphnis&Speciesqtype=starts+with&Species=nerii&sort=PFamily>. Acesso em: 25 mar. 2020.

NOYES, J. S. **Universal Chalcidoidea Database** [online], 2012. Disponível em: [www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/index.html](http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/index.html). Acesso em: 16 mar. 2020.

RAJ, S. K.; KHAN, M. S.; KUMAR, S.; SNEHI, S. K. Association of *Candidatus* phytoplasma asteris with little leaf disease of desert rose. **New Disease Reports**, v. 4, n. 5, 2006.

ROTHSCHILD, M.; EUW, J. V.; REICHSTE, T. Cardiac glycosides in oleander aphid, *Aphis nerii*. **Journal of Insect Physiology**, v. 16, p. 1141–1145, 1970.

SABELIS, M. W.; VAN RIJN, P. C. J. Predation by insects and mites. In: LEWIS, T. (ed) **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, 1997. p. 259-354.

SILVEIRA, M. P. C. **Avaliação dos parâmetros ecofisiológicos e de crescimento em Rosa-do-Deserto sob restrição hídrica associada ao filme de partícula de CaCO<sub>3</sub>**. 46f. Dissertação (mestrado em Agricultura e Biodiversidade) – Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, Sergipe, Brasil, 2016.

SIMBAQUEBA, C. R.; SERNA, F.; POSADA-FLORÉZ, F. J. Curaduría, morfología e identificación de áfidos (Hemiptera: Aphididae) del Museo Entomológico UNAB. Primera aproximación. **Boletín Científico Museo de Historia Natural**, v. 18, n. 1, p. 222-246, 2014.

SOUZA-SILVA, C. R.; ILHARCO, F. A. **Afídeos do Brasil e suas plantas hospedeiras (lista preliminar)**. São Carlos: UFSCar, 1995.

STANSLY, P. A.; NATWICK, E. Integrated systems for managing *Bemisia tabaci* in protected on open field agriculture. In: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. (org.), **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**. Amsterdam: Springer, 2010. p. 467-489.

TAMAI, M. A.; LOPES, R. B.; ALVES, S. B. Manejo de pragas na floricultura. *In*: REUNIÃO ITINERANTE DE FITOSSANIDADE DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 3., 2000, Mogi das Cruzes. **Anais** [...]. Mogi das Cruzes, Instituto Biológico, 2000. p. 66-70.

TIAGO NETO, L. J.; RODRIGUES, O. D.; TSAI, H. M.; ESTEVAM, J. T.; PEREIRA, J. M.; SELEGUINI, A. Ocorrência de insetos fitófagos em *Adenium obesum* (Forssk.) Roem. & Schult no estado de Goiás. **Revista Agroambiente**, v. 11, n. 4, p. 379-384, 2017.

TOGNI, P. H. B.; FRIZZAS, M. R.; MEDEIROS, M. A.; NAKASU, E. Y. T.; PIRES, C. S. S.; SUJII, E. R. Dinâmica populacional de *Bemisia tabaci* biótipo B em tomate monocultivo e consorciado com coentro sob cultivo orgânico e convencional. **Horticultura Brasileira**, v. 27, n. 2, p. 183-188, 2009.

TSAGKARAKIS, A. E.; BEN-DOV, Y.; PAPADOULIS, G. T. H. First record of the invasive species *Parasaissetia nigra* in Greece. **Entomologia Hellenica**, v. 25, n. 1, p. 12-15, 2016.

VERHOEVEN, J. T. J.; ROENHORST, J. W. Tomato spotted wilt virus: ecological aspects in ornamental crops in the Netherlands from 1989 up to 1991. **Acta Horticulture**, v. 377, p. 175-182, 1994.

WATSON, G. W. **Arthropods of economic importance: Diaspididae of the World**. 2002. Disponível em: <http://wbd.etibioinformatics.nl/bis/diaspididae.php?selected=beschrijving&menentry=soort n&record=Hemiberlesia%20rapax>. Acesso em: 19 mar. 2020.

ZEITY, M.; SRINIVAS, N.; GOWDA, C. C. Are *Tetranychus macfarlanei* Baker & Pritchard and *Tetranychus malaysiensis* Ehara (Acari: Tetranychidae) one species? Morphological and molecular evidences for synonymy between these two spider mite species and a note on invasiveness of *T. mcfarlanei* on okra and eggplant in India. **Systematic & Applied Acarology**, v. 22, n. 4, p. 467-476, 2017.

ZEITY, M.; SRINIVAS, N.; GOWDA, C. C. New species, new records and re-description of spider mites (Acari: Tetranychidae) from India. **Zootaxa**, v. 4085, n. 3, p. 416-430, 2016.