



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOLOGIA**

JOSÉ OSVALDO SILVA JÚNIOR

**TAXONOMIA E FILOGENIA DE *PLISTONAX* THOMSON, 1864 (COLEOPTERA,
CERAMBYCIDAE, LAMIINAE)**

BELO HORIZONTE - MG

2020

JOSÉ OSVALDO SILVA JÚNIOR

TAXONOMIA E FILOGENIA DE *PLISTONAX* THOMSON, 1864 (COLEOPTERA,
CERAMBYCIDAE, LAMIINAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Zoologia da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Zoologia.

Orientadora: Profa. Dr. Kirstern Lica Follmann Haseyama (UFMG).

Coorientador: Dr. Diego de Santana Souza (MNRJ).

BELO HORIZONTE - MG

2020

043

Silva Júnior, José Osvaldo.

Taxonomia e filogenia de *Plistonax* Thomson, 1864 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae) [manuscrito] / José Osvaldo Silva Júnior. - 2020.
122 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientadora: Profa. Dr. Kirstern Lica Follmann Haseyama. Coorientador: Dr. Diego de Santana Souza.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Zoologia.

1. Zoologia. 2. Besouros. 3. Classificação. 4. Filogenia. I. Haseyama, Kirstern Lica Follmann. II. Souza, Diego de Santana. III. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. IV. Título.

CDU: 591



ATA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

José Osvaldo Silva Júnior

Ao décimo sétimo dia do mês de fevereiro do ano de dois mil e vinte, às quatorze horas, na Universidade Federal de Minas Gerais, teve lugar a defesa de Mestrado da Pós-Graduação em Zoologia, de autoria do Mestrando José Osvaldo Silva Júnior intitulada: **"Taxonomia e filogenia de *Plistonax Thomson, 1864* (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae)".** Abrindo a sessão, a Presidente da Comissão, Profa. Dra. Kirstern Lica Follmann Haseyama, após dar a conhecer aos presentes o teor das Normas Regulamentares do Trabalho Final, passou a palavra para o candidato para apresentação de seu trabalho.

Esteve presente a Banca Examinadora composta pelos membros: Adalberto José dos Santos, Marcela Laura Monné Freire, e demais convidados. Seguiu-se a arguição pelos examinadores, com a respectiva defesa do candidato.

Após a arguição, apenas os Srs. Examinadores permaneceram na sala para avaliação e deliberação acerca do resultado final, a saber: a dissertação foi:

- Aprovada sem alterações
 Aprovada com alterações (observações em anexo)
 Reprovada

Nada mais havendo a tratar, a Presidente da Comissão encerrou a reunião e lavrou a presente ata, que será assinada por todos os membros participantes da Comissão Examinadora.

Belo Horizonte, 17 de fevereiro de 2020.

| Comissão Examinadora | Assinatura |
|--|------------|
| Prof. Dr. Adalberto José dos Santos | |
| Prof. Dr. Kirstern Lica Follmann Haseyama (orientadora) | |
| Profa. Dra. Marcela Laura Monné Freire | |

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais e irmãos, que mesmo estando distantes sempre me apoiaram e deram suporte nos momentos difíceis desta caminhada.

Ao Governo Federal Brasileiro e a Universidade Federal de Minas Gerais, por proporcionarem toda a estrutura necessária e pela formação de excelência do curso de Mestrado em Zoologia.

As agências de fomento CNPq, FAPEMIG e CAPES pelo financiamento nas diferentes etapas da pesquisa, especialmente a CAPES pela concessão da bolsa.

Ao Programa de Pós-graduação em Zoologia, professores pela oportunidade de aprender e evoluir com os melhores, e demais funcionários pela prestatividade de sempre. Ao Prof. Paulo Garcia por fornecer o espaço e equipamento para fazer as fotografias, e ao Prof. Adalberto Santos por emprestar o material para o processo de MEV.

A minha orientadora Dra. Lica Haseyama, por ter aceitado me orientar, mesmo com um grupo que não é de sua maior perícia, pela disponibilidade e empenho de sempre no desenvolvimento do trabalho, e pela excepcional pessoa e profissional que ela é.

Ao meu coorientador Dr. Diego Souza, pelos valiosos ensinamentos, especialmente sobre os besouros cerambicídeos, e por acompanhar assiduamente todo o processo desta dissertação.

Aos membros da banca Dr. Adalberto Santos e Dra. Marcela Monné, por aceitarem o convite, e pelas contribuições que enriqueceram bastante este trabalho.

Aos curadores e técnicos das diversas coleções, pelo empréstimo dos exemplares para a realização deste trabalho, e as demais pessoas que me receberam nas visitas técnicas, especialmente ao Antônio e ao Francisco do MZSP, também pela ajuda e discussões do trabalho.

Ao Laboratório de Sistemática de Insetos, meus colegas e amigos: Profa. Lica, Prof. Fernando, Prof. Fred, Déborah, Gôndia, Stephanie, Paula, Igor, Vinícius, Ludmila, Alessandro e José Eustáquio, pelo privilégio de fazer parte e aprender com esta equipe nestes dois anos.

Aos amigos que fiz na república, em especial: Allan Douglas, Alan Marques, Brayner, Fernando, Filiph, Gabriel, Gilliard, Guilherme, Heverton, Luís, Marcos, Marden, Pedro, Samuel, Vítor e Walmir, pelos momentos de descontração e conversas aleatórias de cada dia.

Aos meus grandes amigos e colegas de turma: Snaydia, Matheus, Caroliny, Lucas, Pedro, Amanda, Júlia e Bárbara, por todos os momentos que passamos juntos, seja sofrendo e reclamando da vida, ou nos demais momentos felizes.

“O Criador (se ele existe), parece dotado de
uma paixão por estrelas... e por besouros”.

(J.B.S. Haldane)

RESUMO

A família Cerambycidae é um dos grupos mais diversificados da Ordem Coleoptera, abrangendo cerca de 36.000 espécies. O táxon se divide em oito subfamílias, sendo Lamiinae a mais representativa, possuindo mais de 21.000 espécies, distribuídas em 87 tribos. Uma destas tribos é Acanthoderini, englobando 70 gêneros, em maioria da região Neotropical. A tribo é amplamente estudada em termos de taxonomia, mas há poucos esforços voltados para estudos filogenéticos, havendo apenas dois gêneros estudados com metodologia cladística. *Plistonax* é um dos gêneros de Acanthoderini sem um arcabouço filogenético, possuindo oito espécies de ocorrência Sul-americana. O gênero foi proposto sem características diagnósticas, o que torna a alocação de suas espécies um exercício complicado na classificação, havendo grande intercâmbio taxonômico com outros gêneros de morfologia similar. Diante disso, há a necessidade de se expandir o conhecimento taxonômico de *Plistonax*, bem como avaliar sua validade como grupo natural através de um estudo filogenético. Nesse contexto, o objetivo deste trabalho é determinar os limites taxonômicos do gênero *Plistonax*, por meio de uma análise filogenética baseada em dados morfológicos. Para isto, foi realizada uma análise cladística de máxima parcimônia incluindo 24 espécies, utilizando 52 caracteres, entre discretos e contínuos, tratados em três matrizes distintas: com caracteres contínuos discretizados, com caracteres contínuos não-discretizados, e sem caracteres contínuos. As análises mostraram que *Plistonax* é um grupo polifilético, havendo duas linhagens entre as suas espécies: uma representada por *Plistonax insolitus*, e outra pelas demais sete espécies do gênero, com a adição de três espécies de outros gêneros (*Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, *Melzerus difficilis* e *Psapharochrus signatifrons*). Com base nos resultados, *Plistonax* passa a ser composto por 10 espécies, incluindo três novas combinações, e *Pl. insolitus* é considerada *incertae sedis* em Acanthoderini. Sob essa nova conformação, foi provida uma redescrição para o gênero *Plistonax*, bem como para parte de suas espécies. Também foi elaborada uma chave de identificação para o gênero, e atualizados os registros de distribuição geográfica das suas espécies.

Palavras-chave: Acanthoderini, caracteres contínuos, cladística, Região Neotropical.

ABSTRACT

The family Cerambycidae is one of the most diverse groups of the order Coleoptera, comprising about 36,000 species. The taxon is divided into eight subfamilies, and Lamiinae is the most representative, with more than 21,000 species distributed in 87 tribes. One of these tribes is Acanthoderini, which includes 70 genera, mostly from the Neotropical region. The tribe is broadly studied in taxonomic terms, but there are few efforts oriented to phylogenetic approaches, since just two genera have been studied with cladistic methodology. *Plistonax* is one of Acanthoderini genera without a phylogenetic framework, comprising eight species from South America. The genus was proposed without diagnostic characteristics, and therefore the allocation of its species is a difficult exercise in classification, resulting in frequent taxonomic interchange with other genera of similar morphology. Therefore, it is necessary to expand the taxonomic knowledge of *Plistonax*, as well as to assess its validity as a natural group through a phylogenetic study. In this context, this work aims to determine the taxonomic limits of the *Plistonax*, by means of a phylogenetic analysis based on morphological data. A maximum parsimony analysis was implemented for including 24 species, using 52 characters. Discrete and continuous characters were analyzed in three distinct matrices: with continuous characters discretized, with continuous characters not discretized, and without continuous characters. The analyses showed that *Plistonax* is a polyphyletic group, with two lineages: one represented by *Plistonax insolitus*, and another for the other seven species of the genus, with the addition of three species of other genera (*Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, *Melzerus difficilis* and *Psapharochrus signatifrons*). Based on results, we redelimit *Plistonax* to include only 10 species, with three new combinations, and *Pl. insolitus* is considered *incertae sedis* in Acanthoderini. On this new conformation, we provide a redescription for the genus *Plistonax*, as well as for part of its species. An identification key was elaborated for the genus, and records of geographical distribution of its species were listed.

Keywords: Acanthoderini, cladistics, continuous characters, Neotropical Region.

LISTA DE FIGURAS

Figs. 1–9. Ilustrações de caracteres: 1–2, (caráter 1) gena (vista anterior): 1, *Plistonax inopinatus*, curvada. 2, *Psapharochrus jaspideus*, reta; 3–4, (caráter 4) escapo (vista dorsal): 3, *Ateralphus dejeani*, levemente alargado para a porção média; 4, *Pl. inopinatus*, fortemente alargado na porção média. 5–6, (caráter 26) processo mesoventral, tubérculos basais (área sombreada) (vista lateral): 5, *Plistonax albolinitus*, pouco elevados; 6, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, muito elevados. 7–9, (caráter 23) processo proesternal, margem lateral (vista ventral): 7, *Steirastoma breve*, côncava; 8, *Plistonax rafaeli*, reta; 9, *Pl. inopinatus*, convexa. 29

Figs. 10–15. Ilustrações de caracteres: 10–11, (caracteres 17–18) pronoto, tubérculos laterais (vista dorsal): 10, *Plistonax inopinatus*, curtos e obtusos; 11, *Psapharochrus cylindricus*, alongados e espiniformes. 12–13, (caráter 19) pronoto, tubérculos medianos (vista anterior): 12, *Pl. inopinatus*, pouco elevados; 13, *Ps. cylindricus*, bastante elevados. 14–15, (caracteres 32–33) élitro, carenas centro-basais (vista dorsal): 14, *Plistonax albituberculatus*, retas, atingindo cerca de metade do élitro; 15, *Pl. inopinatus*, carenas curvadas na região anterior, atingindo além da metade do élitro. CL=Crista longitudinal, CB=Carena centro-basal, TM=Tubérculo mediano, TL=Tubérculo lateral. 30

Figs. 16–20. Ilustrações de caracteres: 16–17, (caracteres 2–3) cabeça (vista anterior): 16, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, omatídeos pequenos; 17, *Psapharochrus jaspideus*, pontuações rasas, omatídeos grandes. 18–19, (caracteres 6–7, 9–11) antenômeros (vista dorsal): 18, *Plistonax rafaeli*, cerdas eretas na face interna (setas vermelhas), antenômeros III–IV com mancha próxima a base, antenômero III com mancha próxima ao ápice, mancha subapical (setas brancas); 19, *Plistonax insolitus*, mancha apical (seta branca). 20, *Plistonax albolinitus*, (caracteres 5 e 12) antenômeros (♂) (vista lateral), com tubérculos na face interna (linhas pretas) e cerdas negras enroladas (seta branca). Escalas: 1 mm. 31

Figs. 21–27. Ilustrações de caracteres: 21–23, (caracteres 13–16, 20–22) pronoto (vista dorsal): 21, *Psapharochrus travassosi*, faixas longitudinais negras (seta vermelha), mancha branca central, pontuações esparsas e fundas; 22, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, pontuações esparsas, rasas, concentradas nas margens; 23, *Plistonax inopinatus*, cerdas brancas esparsas (setas vermelhas), crista longitudinal (seta azul), pontuações reunidas, fundas, de distribuição uniforme. 24, *P. inopinatus*, (caráter 24) escutelo (vista dorsal), com faixa longitudinal de cor distinta (seta branca). 25–26, (caráter 40) metatíbia (vista lateral): 25, *P. inopinatus*, com mancha subapical; 26, *Plistonax insolitus*, com mancha apical (setas brancas). 27, *P. inopinatus*, (caracteres 39 e 41) perna anterior (vista dorsal): fêmur com cerdas brancas esparsas (seta vermelha), protarso (♂) com franjas de cerdas negras (seta branca). Escalas: 1 mm. 32

Figs. 28–33. Ilustrações de caracteres: 28–30, (caracteres 27–31) élitro (vista dorsal): 28, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, pontuações esparsas, rasas, principalmente na metade anterior; 29, *Plistonax rafaeli*, pontuações reunidas, fundas, de distribuição uniforme, mancha negra umeral (seta branca), mancha negra em forma de “Y” (seta azul); 30, *Psapharochrus travassosi*, pontuações esparsas, rasas, de distribuição uniforme. 31–33, (caracteres 34, 36–38) ápice elitral (vista dorsal): 31, *Plistonax inopinatus*, sem projeções, pontuações com cerda semiereta interna (seta vermelha); 32, *Psapharochrus jaspideus*, projeção na margem externa; 33, *P. travassosi*, projeção nas margens interna e externa, pontuações com cerda decumbente na

porção superior (seta vermelha). ME=Margem externa, MI=Margem interna. Escalas: 1 mm. 33

Figs. 34–42. Ilustrações de caracteres: 34–35, (caráter 44) tégmen, peça anelar, margem externa (vista ventral): 34, *Melzerus difficilis*, membranosa; 35, *Plistonax rafaeli*, esclerotizada (setas vermelhas). 36–37, (caracteres 42–43) tégmen, parâmeros (vista ventral): 36, *Plistonax albituberculatus*, esclerotização uniforme, com projeção basal (linhas vermelhas); 37, *P. rafaeli*, com faixa no ápice menos esclerotizada. 38–39, (caráter 46) arco ventral (vista ventral): 38, *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, membranoso; 39, *Psapharochrus bivittus*, esclerotizado. 40–42, (caráter 45) endofalo, ápice do lobo médio (vista ventral): 40, *Plistonax insolitus*, arredondado; 41, *Psapharochrus nigricans*, com leve reentrância; 42, *Plistonax inopinatus*, com profunda reentrância. PA=Peça anelar, PR=Parâmero. Escalas: 0,5 mm. 34

Fig. 43. Árvore de consenso estrito das seis árvores mais parcimoniosas resultantes da análise utilizando caracteres contínuos discretizados sob pesagem igual (188 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 35

Fig. 44. Árvore de consenso estrito das duas árvores mais parcimoniosas resultantes da análise utilizando caracteres contínuos não-discretizados sob pesagem igual (159,81 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 36

Fig. 45. Árvore de consenso estrito das 16 árvores mais parcimoniosas resultantes da análise sem a utilização dos caracteres contínuos sob pesagem igual (152 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 37

Fig. 46. Árvore mais parcimoniosa resultante da análise utilizando os caracteres contínuos não-discretizados sob pesagem implícita ($K = 2,6563$; 162,7 passos; $Fit = 18,02779$). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 38

Figs. 47–48. Árvore mais parcimoniosa resultante da análise utilizando os caracteres contínuos discretizados (193 passos) e sem o uso dos caracteres contínuos (155 passos) sob pesagem implícita ($K = 2,6563$; $Fit = 21,23335$; 17,66635), respectivamente. Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 39

Fig 49. Uma das 16 árvores mais parcimoniosas resultantes da análise sem o uso dos caracteres contínuos, otimizada sob ACCTRAN. Círculos brancos representam estados de caráter homoplásticos, e os círculos negros representam os não-homoplásticos. Número do caráter é indicado acima dos círculos, com seu respectivo estado de caráter abaixo. Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde). 42

Figs. 50–53. *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861): 50–51 (♂): 50, hábito dorsal; 51, hábito ventral. 52–53 (♀): 52, hábito dorsal; 53, hábito ventral. Escalas: 5 mm. 70

Figs. 54–57. *Plistonax inopinatus* Lane, 1960: 54–55 (♂): 54, hábito dorsal; 55, hábito ventral. 56–57 (♀): 56, hábito dorsal; 57, hábito ventral. Escalas: 5 mm. 71

| | |
|---|----|
| Figs. 58–63. 58–60, <i>Plistonax albolinitus</i> : 58, hábito lateral; 59, cabeça (vista anterior); 60, cerda da pontuação elitral. 61–63, <i>Plistonax inopinatus</i> : 61, hábito lateral; 62, cabeça (vista anterior); 63, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens. | 72 |
| Figs. 64–68. <i>Plistonax rafaelli</i> Martins & Galileo, 2006 (♂): 64, hábito dorsal; 65, hábito ventral; 66, hábito lateral; 67, cabeça (vista anterior); 68, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens. | 73 |
| Figs. 69–72. <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> Chemsak & Hovore, 2002: 69–70 (♀): 69, hábito dorsal; 70, hábito ventral. 71–72 (♂): 71, hábito dorsal; 72, hábito ventral. Escalas: 5 mm. | 74 |
| Figs. 73–76. <i>Melzerus difficilis</i> (Melzer, 1934): 73–74 (♂): 73, hábito dorsal; 74, hábito ventral. 75–76 (♀): 75, hábito dorsal; 76, hábito ventral. Escalas: 2 mm. | 75 |
| Figs. 77–82. 77–79, <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> : 77, hábito lateral; 78, cabeça (vista anterior); 79, cerda da pontuação elitral. 80–82, <i>Melzerus difficilis</i> : 80, hábito lateral; 81, cabeça (vista anterior); 82, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens. | 76 |
| Figs. 83–86. Peças bucais de <i>Plistonax albolinitus</i> (♀). 83, labro (vista dorsal); 84, mandíbula (vista dorsal); 85, maxila (vista ventral); 86, lábio (vista ventral). Escalas: 1 mm. | 77 |
| Figs 87–91. Estruturas torácicas de <i>Plistonax albolinitus</i> (♀). 87, asa membranosa (vista dorsal). 88, protórax (vista posterior); 89, mesoscuto e escutelo (vista dorsal); 90, pterotórax (vista dorsal); 91, metendosternito (vista dorsal). 1A=1ª Anal, 2A=2ª Anal, arc=ârculo, BL=Braços laterais, C=Costal, CC=Cavidade coxal, Cu=Cubital, E=Empulsal, Ea=Empulsal-a, Ju=Jugal, LI=Lâmina inferior, LS=Lâmina superior, M=Média, MA=Média Anterior, MP=Média Posterior, MS=Mesendosternito, P=Plical, PD=Pedúnculo, PE=Placa estridulatória, PRO=Proendosternito, R=Radial, r-s=Rádio-setor, S=Setor, SA=Setor Anterior, s-m=Setor-média, Sc=Subcostal. Escalas: 1 mm. | 78 |
| Figs. 92–97. Elementos da terminália masculina. <i>Plistonax rafaelli</i> : 92, arco ventral; 93, tergito VII; 94, tergito VIII. <i>Plistonax albolinitus</i> : 95, tégmen (vista ventral); 96, endofalo (vista ventral); 97, endofalo (vista lateral). AP=Apófise, PR=Parâmero, LM=Lobo médio, PA=Peça anelar, SI=Saco interno, SM=Suporte mediano. Escalas: 1 mm. | 79 |
| Figs. 98–103. <i>Plistonax albituberculatus</i> : 98, tégmen (vista ventral); 99, endofalo (vista ventral); 100, endofalo (vista lateral). <i>Plistonax inopinatus</i> : 101, tégmen (vista ventral); 102, endofalo (vista ventral); 103, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm. | 80 |
| Figs. 104–109. <i>Plistonax rafaelli</i> : 104, tégmen (vista ventral); 105, endofalo (vista ventral); 106, endofalo (vista lateral). <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> : 107, tégmen (vista ventral); 108, endofalo (vista ventral); 109, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm. | 81 |
| Figs. 110–112. <i>Melzerus difficilis</i> : 110, tégmen (vista ventral); 111, endofalo (vista ventral); 112, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm. | 82 |

| | |
|---|----|
| Figs. 113–114. Mapas de distribuição geográfica: 113, <i>Plistonax albolinitus</i> ; 114, <i>Plistonax inopinatus</i> . Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos. | 86 |
| Figs. 115–116. Mapas de distribuição geográfica: 115, <i>Plistonax rafaeli</i> ; 116, <i>Plistonax senecauxi</i> . Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos. | 87 |
| Figs. 117–118. Mapas de distribuição geográfica: 117, <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> ; 118, <i>Melzerus difficilis</i> . Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos. | 88 |
| Figs. 119–120. Mapas de distribuição geográfica: 119, <i>Plistonax albituberculatus</i> (círculos), <i>Plistonax bialbomaculatus</i> (quadrado), <i>Plistonax hefferni</i> (triângulo); 120, <i>Psapharochrus signatifrons</i> . Formas negras representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos. | 89 |
| Fig. 121. Mapa de distribuição geográfica do gênero <i>Plistonax</i> | 92 |

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1. Número de exemplares examinados por espécie para o estudo filogenético de *Plistonax*, discriminados entre machos (M) e fêmeas (F). (-) = espécie incluída com base na descrição e fotografias. 19
- Tabela 2. Matriz utilizada na análise sem o uso dos caracteres contínuos, incluindo todos os táxons dos grupos interno e externos, com 46 caracteres. (?) = dado ausente, (-) = dado não-aplicável. Valores entre colchetes representam polimorfismos. 27
- Tabela 3. Matriz apresentando os seis caracteres contínuos, incluindo todos os táxons dos grupos interno e externos, com a codificação discriminada entre discretizados e não-discretizados. (?) = dado ausente. Valores entre colchetes representam polimorfismos. Valores não-discretizados transformados em $\log(x)+1$ 28
- Tabela 4. Valores relativos ao número de passos e fit obtidos nas análises, discriminados entre as três matrizes aplicadas, de acordo com o tipo de pesagem. 37
- Tabela 5. Registros de distribuição geográfica das espécies de *Plistonax*. Novos registros dos espécimes são indicados junto ao acrônimo da respectiva coleção. Novos registros com base em catálogos fotográficos são indicados com a abreviação (cat.). 83

SUMÁRIO

| | |
|--|-----|
| 1 INTRODUÇÃO | 14 |
| 2 OBJETIVOS | 17 |
| 2.1 Geral | 17 |
| 2.2 Específicos | 17 |
| 3 MATERIAL E MÉTODOS | 18 |
| 3.1 Obtenção de material | 18 |
| 3.2 Estudo filogenético | 18 |
| 3.2.1 <i>Amostragem</i> | 18 |
| 3.2.2 <i>Construção de caracteres e análises filogenéticas</i> | 19 |
| 3.3 Estudo taxonômico | 21 |
| 3.4 Outros procedimentos | 21 |
| 3.5 Distribuição geográfica | 22 |
| 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO | 23 |
| 4.1 Lista de caracteres | 23 |
| 4.1.1 <i>Caracteres discretos</i> | 23 |
| 4.1.2 <i>Caracteres contínuos discretizados</i> | 26 |
| 4.2 Análises filogenéticas | 35 |
| 4.2.1 <i>Análises com pesagem igual</i> | 35 |
| 4.2.2 <i>Análises com pesagem implícita</i> | 38 |
| 4.2.3 <i>Discussão geral</i> | 40 |
| 4.2.4 <i>Grupo interno e sinapomorfias</i> | 43 |
| 4.2.5 <i>Grupos externos</i> | 45 |
| 4.3 Chave de identificação para as espécies de <i>Plistonax</i> | 46 |
| 4.4 Taxonomia | 48 |
| 4.4.1 <i>Redescrição do gênero</i> | 48 |
| 4.4.2 <i>Espécies classificadas em <i>Plistonax</i></i> | 50 |
| 4.4.3 <i>Espécies propostas como novas combinações para <i>Plistonax</i></i> | 63 |
| 4.5 Distribuição geográfica de <i>Plistonax</i> | 82 |
| 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS | 93 |
| 6 REFERÊNCIAS | 94 |
| APÊNDICES | 102 |

1 INTRODUÇÃO

A família Cerambycidae Latreille, 1802 representa um dos maiores grupos de Coleoptera, possuindo cerca de 36.000 espécies encontradas em todos os continentes, com exceção da Antártica (HAACK *et al.* 2017). Os cerambicídeos são reconhecíveis devido ao grande alongamento das antenas (embora haja exceções), as quais são inseridas em tubérculos proeminentes na frente. Outras características gerais da família são tarsos pseudotetrâmeros, antenas com onze artículos (raramente 12 ou mais), olhos emarginados, tíbias com um par de esporões no ápice e abdômen com cinco esternitos visíveis (MONNÉ *et al.* 2017).

Quanto à alimentação, os cerambicídeos são essencialmente fitófagos (xilófagos, rizófagos e/ou espermófagos) (MARINONI *et al.* 2001), tendo várias espécies com capacidade de degradação de madeira, especialmente as formas larvais, o que o torna um grupo de interesse econômico, principalmente para a agricultura (SVACHA & LAWRENCE 2014).

Segundo HADDAD *et al.* (2017), Cerambycidae possui 8 subfamílias: Cerambycinae Latreille, 1802; Dorcasominae Lacordaire, 1868; Lamiinae Latreille, 1825; Lepturinae Latreille, 1802; Necydalinae Latreille, 1825; Parandrinae Blanchard, 1845; Prioninae Latreille, 1802; e Spondylidinae Audinet-Serville, 1832. Dentre estes táxons, Lamiinae se destaca como a subfamília mais diversificada, possuindo 21.419 espécies, classificadas em 3.005 gêneros e 87 tribos (TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019).

Dentre as tribos de Lamiinae, Acanthoderini Thomson, 1860 está presente em todas as regiões biogeográficas, possuindo 576 espécies, classificadas em 70 gêneros, com maior destaque na região Neotropical (MONNÉ 2020; TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019). A tribo Acanthoderini é caracterizada principalmente por apresentar escapo piriforme, mais curto que o antenômero III, protórax com espinhos ou tubérculos laterais, olhos profundamente emarginados, quase divididos, e tarsos anteriores com franjas de cerdas nos machos de muitos gêneros (LINSLEY & CHEMSAK 1984).

Apesar da alta produção de estudos taxonômicos (descrições de espécies, gêneros e revisões) referente a tribo Acanthoderini (GALILEO & MARTINS 2007a,b; JULIO & MONNÉ 2005; MACHADO & MONNÉ 2009; MARTINS *et al.* 2015; MARTINS & GALILEO 2001, 2007a,b, 2008a,b; MCCARTY 2005; NASCIMENTO *et al.* 2019; NÉOUZE & TAVAKILIAN 2003; PERGER & SANTOS-SILVA 2018; RESTELLO *et al.* 2001; SOUZA & MONNÉ 2013; TAVAKILIAN & NÉOUZE 2007;

VLASAK 2016; WAPPES & SANTOS-SILVA 2019), são escassos estudos filogenéticos sobre a tribo e seus gêneros. Os únicos estudos filogenéticos disponíveis são os trabalhos com os gêneros *Ateralphus* Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001 (SOUZA *et al.* 2017) e *Penaherreraus* Roguet, 2004 (TAVAKILIAN & PEÑAHERRERA-LEIVA 2003), além de um estudo com as tribos de Lamiinae, que define algumas relações na tribo Acanthoderini (SOUZA *et al.* 2020).

Um dos gêneros de Acanthoderini é *Plistonax* Thomson, 1864, o qual possui 8 espécies com ocorrência na América do Sul (MONNÉ 2020). A descrição original do gênero foi feita de forma sucinta, não fornecendo características diagnósticas. Devido a este fato, as espécies do gênero têm passado por frequentes mudanças na classificação, envolvendo intercâmbio com os gêneros *Acanthoderes* Audinet-Serville, 1835 e *Psapharochrus* Thomson, 1864, que são morfologicamente similares a *Plistonax*.

As formas imaturas das espécies do gênero ainda não foram descritas na literatura, mas há um registro de associação da planta *Corythophora amapaensis* Pires ex Mori & Prance (Lecythidaceae) como sendo hospedeira das larvas de *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861) (BERKOV & TAVAKILIAN 1999).

A primeira espécie descrita no gênero foi *Plistonax multipunctatus*, descrita brevemente por THOMSON (1864) a partir de uma série de exemplares sem informação de procedência. Anos depois, LACORDAIRE (1872) examinou estes espécimes e os julgou idênticos ao tipo de *Acanthoderes albolinitus*. Esta espécie foi descrita por BATES (1861) com base em um único exemplar proveniente da região do Ega (Tefé, Amazonas).

No século XX, LANE (1960) notou que havia exemplares em coleções do Sul do Brasil identificados como *P. albolinitus*. Ao comparar com exemplares do Pará, determinou que se tratavam de espécies diferentes, descrevendo a espécie *Plistonax inopinatus* a partir de material de Santa Catarina, dando destaque a presença de múltiplas cerdas brancas nas pernas, além de outras diferenças em relação a *P. albolinitus*.

Nos anos que se seguiram, ZAJCIW (1964) descreveu uma nova espécie, nomeada *Acanthoderes bialbomaculata*, com base apenas no holótipo proveniente do Peru. Ao longo da história da classificação, essa espécie teve sua identidade alterada duas vezes por MONNÉ (1994, 2005) (primeiro para *Acanthoderes (Psapharochrus) bialbomaculatus*, e depois para *Psapharochrus bialbomaculatus*), até ser determinada recentemente por TAVAKILIAN & NÉOUZE (2013) como *Plistonax bialbomaculatus*. Os autores justificaram a nova combinação pela espécie

apresentar o ápice dos élitros arredondados, forte pontuação setígera e pelo formato dos processos intercoxais.

Posteriormente, MONNÉ & MAGNO (1992) descreveram *Plistonax travassosi* a partir de material oriundo do Pará e Mato Grosso, diferenciando a espécie pela pubescência branca no pronoto, escutelo com pilosidade amarelada e pontuação elitral esparsa. Neste trabalho, os autores também apresentaram alguns comentários referentes a taxonomia, e uma chave de identificação para as três espécies de *Plistonax* descritas a época. Uma nova combinação para essa espécie foi proposta (*Psapharochrus travassosi*) por TAVAKILIAN & NÉOUZE (2013), que associaram a espécie com *Psapharochrus bivittus* (White, 1855).

No século XXI, MONNÉ (2001) descreveu a espécie *Plistonax insolitus*, a partir de exemplares provenientes do Amapá, caracterizada por uma pubescência castanho-escura no pronoto, e escutelo com pilosidade preta aveludada. Além disso, também apresentou uma atualização da chave de identificação de espécies proposta em MONNÉ & MAGNO (1992). Posteriormente, Martins & Galileo descreveram *Plistonax rafaeli*, com base em um único exemplar oriundo de Manaus (Amazonas), distinto dos seus congêneres pelas extremidades truncadas dos élitros e pelo padrão de coloração (MARTINS *et al.* 2006).

Já nesta década, *Plistonax senecauxi* foi descrita por TAVAKILIAN & NÉOUZE (2013), a partir de material da Guiana Francesa, diferenciando a espécie por seu padrão elitral. Posteriormente, AUDUREAU (2017) descreveu uma espécie da Colômbia nomeada *Exalphus hefferni*, que foi em seguida transferida para *Plistonax* por SILVA JÚNIOR *et al.* (2019). Por fim, Silva Júnior & Souza descreveram *Plistonax albituberculatus*, com base em espécimes dos estados brasileiros do Rio de Janeiro e Bahia, distinguindo-a pela cobertura de cerdas brancas nos tubérculos laterais do pronoto e nos tarsômeros I e V (SILVA JÚNIOR *et al.* 2019).

O histórico apresentado corrobora o problema da determinação do gênero comentado anteriormente. Além disso, *Plistonax*, assim como a maior parte dos gêneros da tribo, nunca teve o relacionamento de suas espécies avaliado por métodos filogenéticos. Diante do exposto, o presente trabalho busca incrementar o conhecimento taxonômico do gênero, bem como inferir sua validade como grupo natural.

2 OBJETIVOS

2.1 Geral

- Determinar os limites taxonômicos do gênero *Plistonax*.

2.2 Específicos

- Avaliar o monofiletismo do gênero.
- Inferir relações evolutivas entre as espécies do gênero.
- Redescrever o gênero e as suas espécies.
- Apresentar uma chave de identificação para as espécies de *Plistonax*.
- Atualizar os registros de distribuição geográfica das espécies do gênero.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Obtenção de material

Foram examinados espécimes-tipo e não-tipo do gênero *Plistonax*, através de empréstimo dos exemplares ou fotografias, oriundos das seguintes instituições:

- CCT-UFMG – Centro de Coleções Taxonômicas da Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Brasil;
- CEIOC – Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil;
- DZUP – Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Brasil;
- EMEC – Essig Museum of Entomology, University of California, Berkeley, Estados Unidos;
- INPA – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil;
- MNHN – Muséum National D’Histoire Naturelle, Paris, França;
- MNRJ – Museu Nacional, Universidade do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil;
- MPEG – Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, Brasil;
- MZSP – Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil;
- UFAM – Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Brasil.

3.2 Estudo filogenético

3.2.1 Amostragem

Foram incluídas na análise filogenética todas as espécies pertencentes ao gênero *Plistonax*. Para os grupos externos, foram incluídas espécies de gêneros pertencentes à tribo Acanthoderini, incluindo representantes das duas linhagens da tribo indicadas por SOUZA *et al.* (2020), e selecionados gêneros morfológicamente similares a *Plistonax*, utilizando a espécie-tipo dos gêneros sempre que possível. Além destas, uma espécie da tribo Polyrhaphidini foi incluída, utilizada para enraizamento das árvores, escolhida por ser grupo irmão de Acanthoderini (SOUZA *et al.* 2020). No total, a análise contou com 24 espécies entre grupos interno e externos (Tabela 1).

Tabela 1. Número de exemplares examinados por espécie para o estudo filogenético de *Plistonax*, discriminados entre machos (M) e fêmeas (F). (-) = espécie incluída com base na descrição e fotografias; (*) = espécies as quais foi analisado material-tipo; (destacado em negrito) = espécies-tipo dos gêneros.

| Espécie | M | F | Total |
|---|----------|----------|--------------|
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> Chemsak & Hovore, 2002 | 1 | 2 | 3 |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii</i> (Swederus, 1787) | 13 | 15 | 28 |
| <i>Aegoschema adpersum</i> (Thomson, 1860) | 1 | 1 | 2 |
| <i>Ateralphus dejeani</i> (Lane, 1973) | 1 | 2 | 3 |
| <i>Dryoctenes scrupulosus</i> (Germar, 1824) | 3 | 3 | 6 |
| <i>Exalphus leuconotus</i> (Thomson, 1860) | 1 | 1 | 2 |
| <i>Melzerus difficilis</i> (Melzer, 1934)* | 3 | 3 | 6 |
| <i>Plistonax albituberculatus</i> Silva Júnior & Souza, 2019* | 5 | 1 | 6 |
| <i>Plistonax albolinitus</i> (Bates, 1861) | 9 | 8 | 17 |
| <i>Plistonax bialbomaculatus</i> Zajciw, 1964 | - | - | - |
| <i>Plistonax hefferi</i> (Audureau, 2017) | - | - | - |
| <i>Plistonax inopinatus</i> Lane, 1960* | 50 | 54 | 104 |
| <i>Plistonax insolitus</i> Monné, 2001 | 3 | 2 | 5 |
| <i>Plistonax rafaeli</i> Martins & Galileo, 2006* | 2 | - | 2 |
| <i>Plistonax senecauxi</i> Tavakilian & Néouze, 2013 | - | - | - |
| <i>Polyrhaphis spinipennis</i> Laporte, 1840 | 1 | 3 | 4 |
| <i>Psapharochrus bivittus</i> (White, 1855) | 1 | 1 | 2 |
| <i>Psapharochrus cylindricus</i> (Bates, 1861) | 7 | 10 | 17 |
| <i>Psapharochrus jaspideus</i> (Germar, 1824) | 11 | 14 | 25 |
| <i>Psapharochrus nigricans</i> (Lameere, 1885) | 5 | 2 | 7 |
| <i>Psapharochrus signatifrons</i> (Zajciw, 1964) | - | - | - |
| <i>Psapharochrus travassosi</i> (Monné & Magno, 1992) | 3 | 2 | 5 |
| <i>Psapharochrus vetustus</i> (Bates, 1880) | 2 | 2 | 4 |
| <i>Steirastoma breve</i> (Sulzer, 1776) | 19 | 20 | 39 |
| Total | 140 | 143 | 283 |

3.2.2 Construção de caracteres e análises filogenéticas

A descrição dos caracteres e seus estados seguiu a proposta de SERENO (2007). Os caracteres foram construídos a partir de dados de morfologia externa e terminália masculina, totalizando 52 caracteres (considerando-se 46 discretos e 6 contínuos). Espécies para as quais não foi possível obter material por empréstimo foram incluídas na análise com base nas descrições originais e fotografias do material-tipo. Dados dos espécimes examinados na construção dos caracteres se encontram no Apêndice A.

As matrizes de caracteres foram elaboradas utilizando o *software* Mesquite (MADDISON & MADDISON 2019). Diferentes tratamentos para os caracteres contínuos foram explorados, com o

objetivo de testar a influência de diferentes formas de discretização no conjunto de dados. Desta forma, foram construídas três matrizes:

- (1) uma matriz com caracteres contínuos tratados como discretizados (52 caracteres), onde os caracteres foram discretizados em estados determinados a partir de intervalos (não necessariamente uniformes) entre os valores das razões;
- (2) uma matriz com caracteres contínuos tratados como não discretizados (52 caracteres), onde os caracteres contínuos foram codificados tomando como base o produto de razões entre as medidas utilizadas (*e.g.* comprimento do élitro/comprimento do pronoto), sendo os valores transformados em logaritmo ($\log(x)+1$) como indicado por KOCH *et al.* (2015), com posterior cálculo de média destes valores entre o número de exemplares;
- (3) uma matriz sem a utilização dos caracteres contínuos (46 caracteres).

As árvores filogenéticas foram estimadas com base em análise de máxima parcimônia, utilizando o *software* TNT (GOLOBOFF *et al.* 2008b), através do método de busca heurística (memory = 50000 árvores; traditional search; 1 random seed, 50 RAS, 1000 árvores por replicação + mult. TBR; colapsando ramos de comprimento zero). Todos os caracteres foram tratados como não-ordenados e foram analisados sob pesagem igual e implícita (GOLOBOFF 1993), utilizando a pesagem implícita estendida (GOLOBOFF 2013) na matriz com os caracteres contínuos não-discretizados, pesando diferencialmente apenas os caracteres discretos. O valor de K utilizado nas análises com pesagem implícita foi $K=2,6563$ para todas as matrizes, valor este determinado através do *script* setk. Este *script* avalia e demarca um limite para os valores dos pesos no conjunto de dados, determinando o valor de K através de uma função entre os números mínimo e máximo de passos dos caracteres (GOLOBOFF *et al.* 2008a). Os caracteres foram otimizados em ACCTRAN e DELTRAN no *software* Winclada (NIXON 2002).

Para as árvores mais parcimoniosas encontradas, foram calculados valores de suporte para os clados, também por meio do *software* TNT, utilizando o suporte de Bremer (suboptimal=8, suporte absoluto) (BREMER 1994), e através dos métodos de reamostragem, Bootstrap (standard, 100 replicações) (FELSENSTEIN 1985) e Jackknife (P=36, 100 replicações) (LANYON 1985).

3.3 Estudo taxonômico

O estudo taxonômico das espécies que compõem o gênero foi realizado com base no exame morfológico dos exemplares, complementados com trabalhos da literatura, descrições das espécies e suas ilustrações. Espécies para as quais não foi possível obter exemplares através de empréstimo e espécies com descrições recentes não foram incluídas nas redescrições, mas foram providos diagnose e comentários.

Para a espécie-tipo (*Plistonax albolinitus*), além das características convencionais, foram incluídas as descrições das peças bucais, proendosternito, mesoscuto, mesendosternito, metendosternito e asa membranosa. Os elementos da terminália masculina: arco ventral e tergitos VII e VIII foram ilustrados para apenas uma espécie (*Plistonax rafaeli*), devido à pouca variação interespecífica nas espécies examinadas, servindo como uma representação para o gênero.

Os dados catalográficos apresentados nas redescrições das espécies incluíram apenas trabalhos relacionados a taxonomia. A classificação adotada seguiu o catálogo de MONNÉ (2020). A terminologia geral utilizada para caracterização da morfologia externa seguiu LAWRENCE *et al.* (2010), para a venação alar (SOUZA 2013), e para a terminália masculina em partes EHARA (1954). Devido à pouca variação na coloração tegumentar das espécies, o termo mancha foi amplamente empregado para se referir à coloração das cerdas e pubescências.

A chave de identificação para as espécies de *Plistonax* foi elaborada para incluir todas as espécies consideradas pertencentes ao gênero, de acordo com o resultado das análises filogenéticas.

3.4 Outros procedimentos

Para incremento no conjunto de dados de morfologia externa, foi realizada a dissecação da terminália de alguns espécimes (um macho por espécie). O abdômen dos exemplares foi retirado e fervido em solução de hidróxido de potássio (KOH) 10%, por 20 a 30 minutos. Após a fervura, o abdômen foi lavado em ácido acético P.A., para posterior retirada das estruturas genitais (protocolo adaptado de EHARA 1954). As peças dissecadas foram acondicionadas em tubos com glicerina e anexadas no alfinete junto ao respectivo exemplar. O mesmo procedimento foi efetuado em um exemplar fêmea de *Plistonax albolinitus* (espécie-tipo do gênero), utilizando o espécime inteiro no processo, para descrição das peças bucais, proendosternito, mesoscuto, mesendosternito, metendosternito e asa membranosa.

Para o melhor entendimento da morfologia das cerdas inseridas nas pontuações elitrais, foram retiradas algumas amostras das espécies que possuíam esta característica, sendo posteriormente montadas em *stubs* com fita condutiva de carbono. As amostras foram metalizadas em ouro (tempo de exposição = 30 segundos, espessura da camada = 15 nm) no Centro de Aquisição e Processamento de Imagens da UFMG, e submetidas a microscopia eletrônica de varredura, nos microscópios JEOL JSM - 6360 LV e Quanta 200 FEI, efetuada no Centro de Microscopia da UFMG.

As fotografias dos espécimes foram feitas em automontagem utilizando câmera Leica M205A, controlada pelo *software* Leica Application Suite. Os desenhos vetorizados foram feitos a partir de fotografias no *software* Adobe Illustrator. As medidas foram feitas utilizando micrômetro ocular em estereomicroscópio Leica MZ6.

3.5 Distribuição geográfica

Para a atualização dos registros de distribuição das espécies do gênero *Plistonax*, foram levantados pontos geográficos oriundos de informação dos espécimes estudados, dados de catálogos e de artigos com registros de distribuição. Os registros considerados novos se referem a países ou estados brasileiros. Os mapas foram produzidos no *software* QGIS 3.10 (QGIS DEVELOPMENT TEAM 2019), seguindo o tutorial de CALEGARI *et al.* (2016), utilizando dois *shapefiles*: divisão política da América Latina, e limites das unidades federativas do Brasil.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Lista de caracteres

Os caracteres estão divididos em discretos e contínuos discretizados, organizados por conjuntos morfológicos, tomando como referência a divisão de tagmas, com algumas subdivisões entre parênteses. Caracteres contingentes também são indicados. Os caracteres 1, 4, 23, 47 e 50 foram adaptados de SOUZA *et al.* (2017) (Tabelas 2-3).

4.1.1 Caracteres discretos

CABEÇA

1. Gena (machos), formato da margem em vista frontal: 0 – curvada (Fig. 1), 1 – reta (Fig. 2).
2. Fronte, pontuações, diâmetro: 0 – pequeno (Fig. 17), 1 – grande (Fig. 59).
3. Lobos oculares, omatídeos, largura: 0 – pequena (Fig. 16), 1 – grande (Fig. 17).

(ANTENAS)

4. Antena, escapo, formato: 0 – levemente alargado até a porção média (Fig. 3), 1 – fortemente alargado na porção média (Fig. 4).
5. Antenômeros (machos), tubérculos na face interna: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 20).
6. Antenômero III, comprimento em relação ao antenômero IV: (0 – mais longo, 1 – mais curto).
7. Antenômero III, mancha próxima ao ápice: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 18).
8. Antenômero III, mancha próxima à base: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 18).
9. Antenômero IV, mancha próxima à base: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 18).
10. Antenômeros IV–XI, mancha próxima ao ápice, posição: 0 – subapical (Fig. 18), 1 – apical (Fig. 19).
11. Antenômeros III–VII, face interna, cerdas eretas: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 18).
12. Antenômeros IX–XI (machos), face interna, cerdas negras: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 20).

TÓRAX

(PROTÓRAX)

13. Pronoto, par de faixas longitudinais negras: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 21).
14. Pronoto, pontuações, densidade: 0 – esparsas (Figs. 21–22), 1 – agrupadas (Fig. 23).
15. Pronoto, pontuações, distribuição: 0 – principalmente nas margens, raras na região central (Fig. 22), 1 – uniforme em todo o pronoto (Fig. 21, 23).
16. Pronoto, pontuações, diâmetro: 0 – pequeno (Figs. 21–22), 1 – grande (Fig. 23).
17. Pronoto, tubérculos laterais, acuidade: 0 – obtusos (Fig. 10), 1 – espiniformes (Fig. 11).
18. Pronoto, tubérculos laterais, projeção: 0 – curtos (Fig. 10), 1 – alongados (Fig. 11).
19. Pronoto, tubérculos medianos, elevação: 0 – pouco elevados (Fig. 12), 1 – bastante elevados (Fig. 13).
20. Pronoto, crista longitudinal mediana: 0 – ausente, 1 – presente (Figs. 21, 23).
21. Pronoto, cerdas brancas esparsas: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 23).
22. Pronoto, região central, mancha branca: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 21).
23. Processo proesternal, margem lateral, formato: 0 – côncava (Fig. 7), 1 – reta (Fig. 8), 2 – convexa (Fig. 9).

(MESOTÓRAX)

24. Escutelo, faixa médio-longitudinal de cerdas de cor distinta: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 24).
25. Processo mesoventral, tubérculos látero-basais: 0 – ausentes, 1 – presentes (Figs. 5–6).
26. Processo mesoventral, tubérculos látero-basais, elevação: 0 – pouco elevados (Fig. 5), 1 – muito elevados (Fig. 6).
 - Contingente ao caráter 25.
27. Élitro, pontuações, densidade: 0 – esparsas (Fig. 28), 1 – agrupadas (Fig. 29).
28. Élitro, pontuações, distribuição: 0 – principalmente na metade anterior (Fig. 28), 1 – uniforme em todo o élitro (Figs. 29–30)
29. Élitro, pontuações, diâmetro: 0 – pequeno (Figs. 28, 30), 1 – grande (Fig. 29).
30. Élitro, região umeral, mancha negra: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 29).
31. Élitro, região pós-mediana, manchas negras em forma de “Y”: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 29).

32. Élitro, carenas centro-basais, extensão: 0 – até cerca de metade do élitro (Fig. 14), 1 – além da metade do élitro (Fig. 15).
33. Élitro, carenas centro-basais, região anterior, formato: 0 – reta (Fig. 14), 1 – curvada (Fig. 15).
34. Élitro, pontuações, cerda semiereta interna: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 31).
35. Élitro, pontuações, cerda semiereta interna, formato: 0 – grossa (Figs. 60, 63, 82), 1 – fina (Figs. 68, 79).
- Contingente ao caráter 34.
36. Élitro, pontuações, cerda decumbente inserida na porção superior: (0 – ausente, 1 – presente) (Fig. 33).
37. Élitro, ápice elitral, margem interna, projeção: 0 – ausente (Figs. 31–32), 1 – presente (Fig. 33).
38. Élitro, ápice elitral, margem externa, projeção: 0 – ausente (Fig. 31), 1 – presente (Figs. 32–33).

(PERNAS)

39. Fêmur, cerdas brancas esparsas: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 27).
40. Metatíbia, mancha próxima ao ápice, posição: 0 – subapical (Fig. 25), 1 – apical (Fig. 26).
41. Protarso (machos), franjas de cerdas negras: 0 – ausentes, 1 – presentes (Fig. 27).

ABDÔMEN

(TERMINÁLIA MASCULINA)

42. Tégmen, parâmeros, projeção basal: 0 – ausente, 1 – presente (Fig. 36).
43. Tégmen, parâmeros, esclerotização: 0 – uniforme (Fig. 36), 1 – com faixa menos esclerotizada no ápice (Fig. 37).
44. Tégmen, peça anelar, margem externa, esclerotização: 0 – membranosa (Fig. 34), 1 – esclerotizada (Fig. 35).
45. Endofalo, lobo médio, formato do ápice: 0 – arredondado (Fig. 40), 1 – com leve reentrância (Fig. 41), 2 – com profunda reentrância (Fig. 42).
46. Arco ventral, esclerotização: 0 – membranoso (Fig. 38), 1 – esclerotizado (Fig. 39).

4.1.2 Caracteres contínuos discretizados

CABEÇA

47. Gena, comprimento em relação ao lobo ocular inferior: (0 – mais curta, 1, subigual, 2 – mais longa).

(ANTENAS)

48. Pedicelo (machos), comprimento em relação ao escapo: (0 – cerca de um quarto ou menos, 1 – cerca de um terço, 2 – maior que um terço).
49. Antenômero III, comprimento em relação ao escapo: (0 – mais curto, 1 – subigual, 2 – mais longo).

TÓRAX

(MESOTÓRAX)

50. Processo mesoventral, largura em relação ao diâmetro da coxa: (0 – mais estreito, 1 – subigual, 2 – mais largo).
51. Élitro, comprimento em relação ao pronoto: (0 – menor que três vezes, 1 – cerca de três ou três vezes e meia, 1 – cerca de quatro vezes).

ABDÔMEN

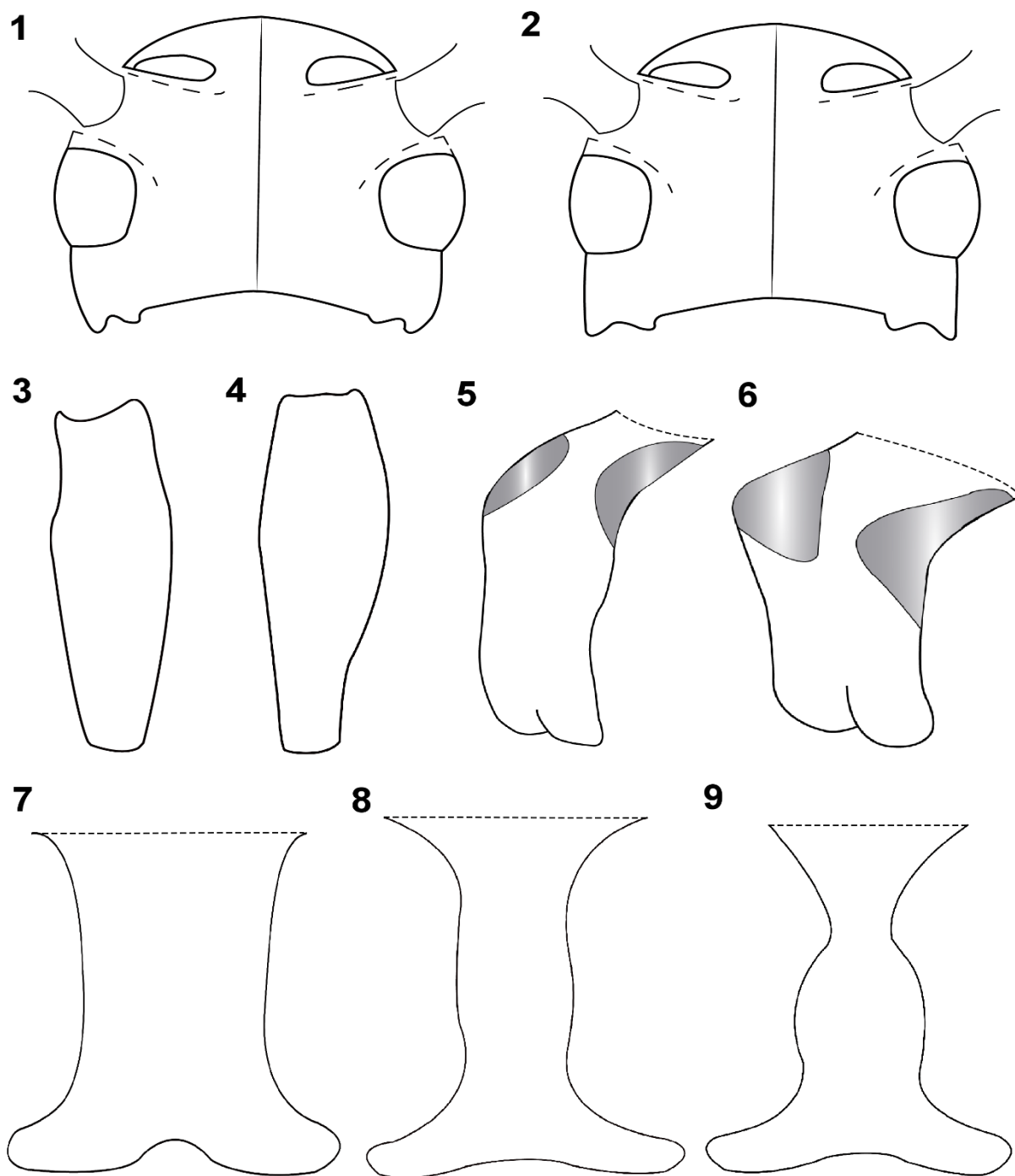
52. Segmento V (fêmeas), comprimento em relação aos segmentos II–IV somados: (0 – mais curto, 1 – mais longo).

Tabela 2. Matriz utilizada na análise sem o uso dos caracteres contínuos, incluindo todos os táxons dos grupos interno e externos, com 46 caracteres. (?) = dado ausente, (-) = dado não-aplicável. Valores entre colchetes representam polimorfismos.

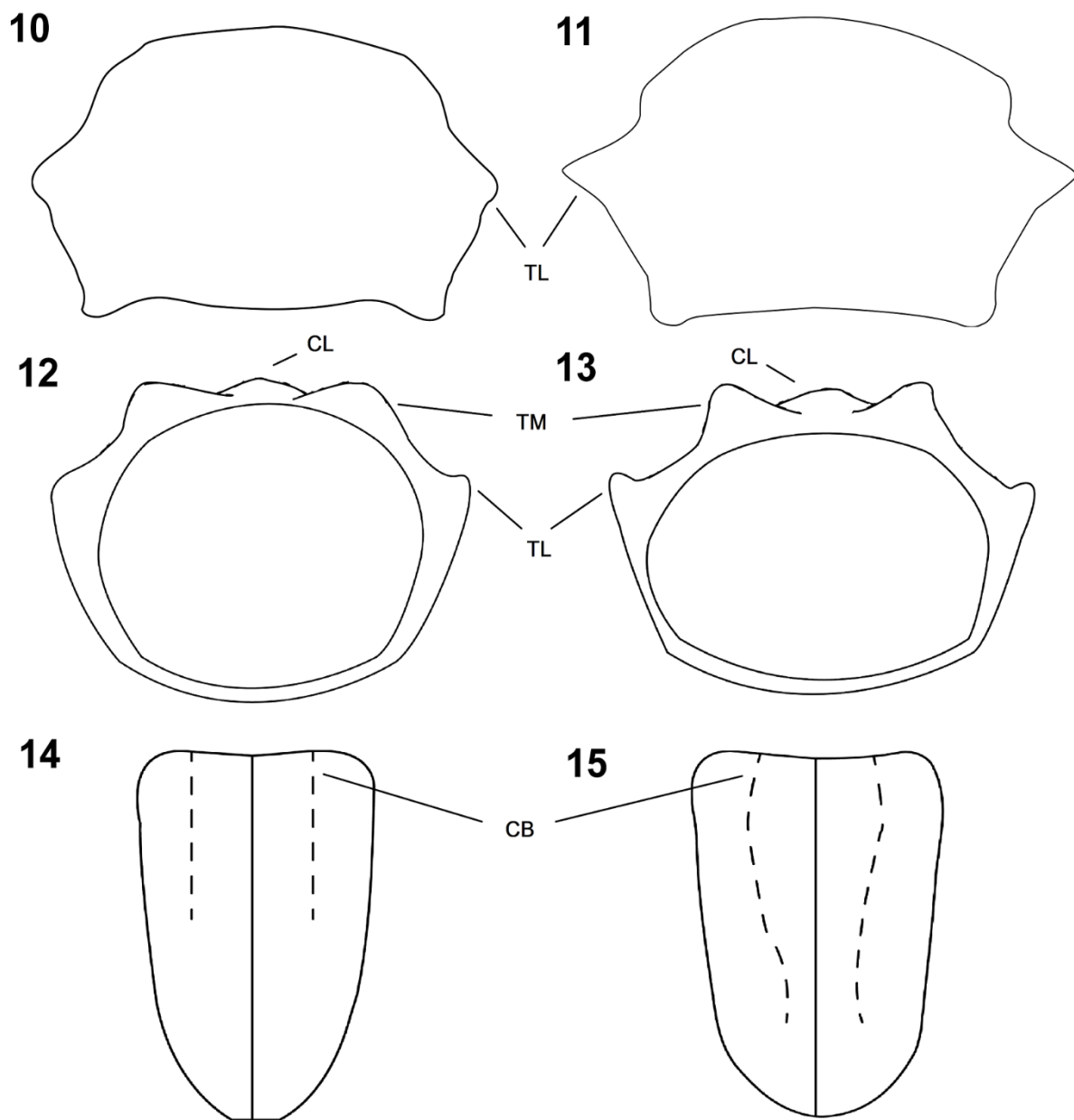
| Caráter / Espécie | <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> | <i>Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii</i> | <i>Aegoschema adpersum</i> | <i>Ateralphus dejeani</i> | <i>Dryoctenes scrupulosus</i> | <i>Exalphus leuconotus</i> | <i>Melzerus difficilis</i> | <i>Plistonax albituberculatus</i> | <i>Plistonax albolinitus</i> | <i>Plistonax bialbomaculatus</i> | <i>Plistonax hefferni</i> | <i>Plistonax inopinatus</i> | <i>Plistonax insolitus</i> | <i>Plistonax rajaeli</i> | <i>Plistonax senecaui</i> | <i>Polyrhaphis spinipennis</i> | <i>Psapharochrus bivittus</i> | <i>Psapharochrus cylindricus</i> | <i>Psapharochrus jaspideus</i> | <i>Psapharochrus nigricans</i> | <i>Psapharochrus signatifrons</i> | <i>Psapharochrus travassosi</i> | <i>Psapharochrus vetustus</i> | <i>Steirastoma breve</i> |
|-------------------|---|---|----------------------------|---------------------------|-------------------------------|----------------------------|----------------------------|-----------------------------------|------------------------------|----------------------------------|---------------------------|-----------------------------|----------------------------|--------------------------|---------------------------|--------------------------------|-------------------------------|----------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|-----------------------------------|---------------------------------|-------------------------------|--------------------------|
| 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | ? | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | |
| 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | |
| 3 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 4 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| 5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | ? | ? | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | ? | 0 | 0 | 0 | |
| 6 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | |
| 7 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| 8 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 9 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | |
| 10 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| 11 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | ? | ? | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | |
| 12 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | ? | ? | 1 | 0 | 0 | ? | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | ? | 0 | 0 | |
| 13 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 14 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | |
| 15 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 16 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| 17 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | |
| 18 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 19 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | |
| 20 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| 21 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | |
| 22 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | |
| 23 | [12] | 1 | 2 | 1 | 1 | 2 | 1 | 2 | 2 | ? | ? | 2 | 2 | 0 | 1 | ? | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | ? | 1 | 2 |
| 24 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | |
| 25 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | [01] | 1 | 0 | ? | [01] | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 26 | 0 | 1 | - | - | - | 1 | 0 | 0 | 0 | - | ? | 0 | - | 0 | ? | - | 0 | - | - | 0 | ? | 1 | 0 | - |
| 27 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 |
| 28 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | |
| 29 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | [01] | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 |
| 30 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 31 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 |
| 32 | 0 | - | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | [01] | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 |
| 33 | 1 | - | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 |
| 34 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 |
| 35 | 1 | - | - | - | - | - | 0 | 1 | 0 | - | ? | 0 | - | 1 | 0 | - | - | - | - | - | ? | - | - | - |
| 36 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 |
| 37 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 |
| 38 | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| 39 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 40 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 41 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| 42 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | ? | 0 | 0 | 0 |
| 43 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | ? | ? | 0 | 0 | 1 | ? | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | ? | 1 | 0 | 0 |
| 44 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | ? | ? | 1 | 1 | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | ? | 1 | 0 | 1 |
| 45 | 2 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 2 | 2 | 2 | ? | ? | 2 | 0 | 2 | ? | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | ? | 1 | 0 | 0 |
| 46 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | ? | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | ? | 1 | 1 | 1 |

Tabela 3. Matriz apresentando os seis caracteres contínuos, incluindo todos os táxons dos grupos interno e externos, com a codificação discriminada entre discretizados e não-discretizados. (?) = dado ausente. Valores entre colchetes representam polimorfismos. Valores não-discretizados transformados em $\log(x)+1$.

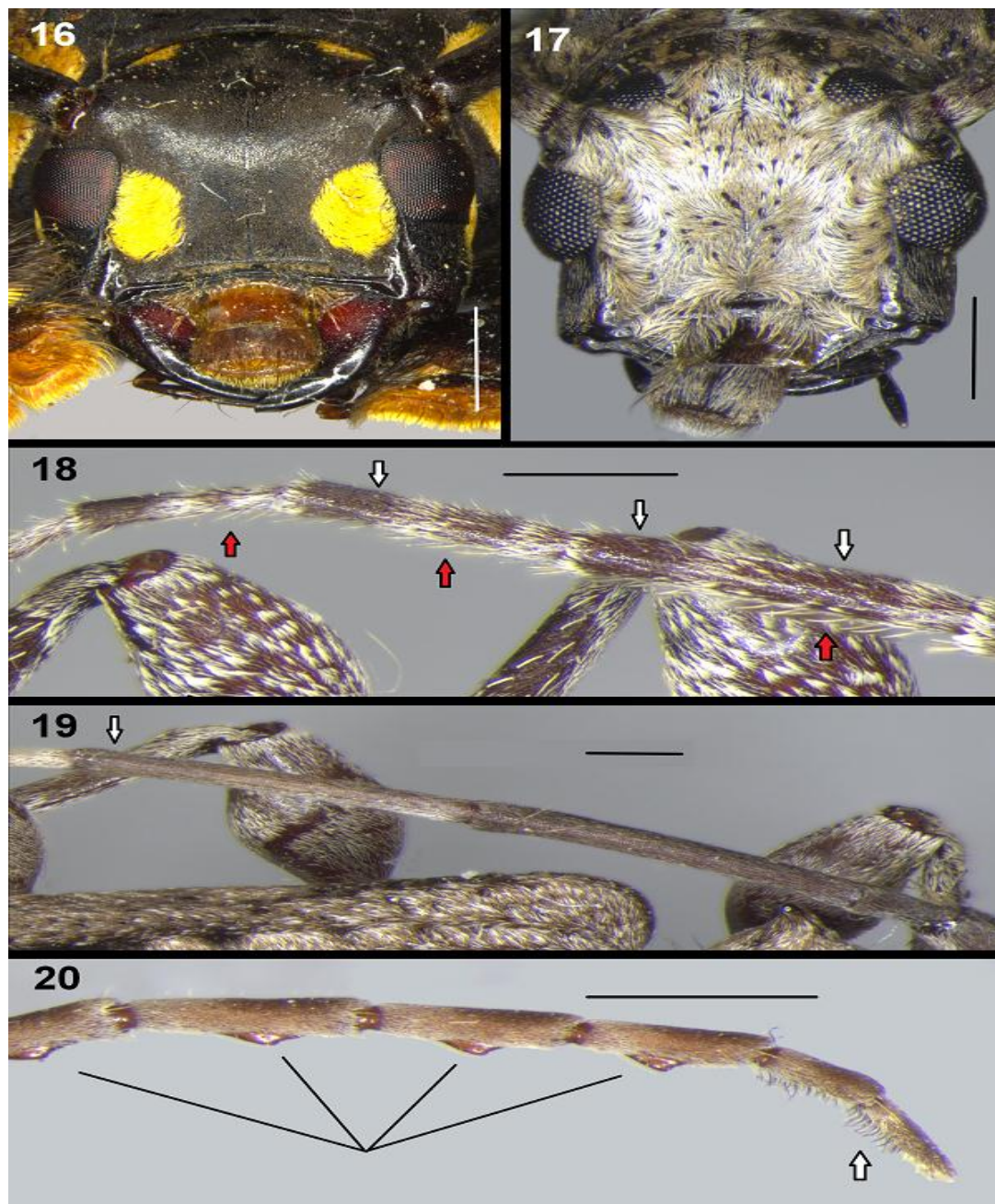
| Espécie/Caráter | Discretizados | | | | | | Não-discretizados | | | | | |
|---|---------------|----|----|------|----|------|-------------------|------|------|------|------|------|
| | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1.04 | 0.49 | 1.05 | 0.83 | 1.56 | 1.04 |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii</i> | [12] | 0 | 1 | [12] | 0 | [01] | 1.07 | 0.42 | 1.04 | 1.08 | 1.45 | 1.04 |
| <i>Aegoschema adspersum</i> | 0 | 0 | 1 | 2 | 2 | 0 | 0.53 | 0.4 | 1.03 | 1.07 | 1.67 | 0.91 |
| <i>Ateralphus dejeani</i> | 0 | 2 | 2 | 0 | 2 | 1 | 0.71 | 0.6 | 1.14 | 0.87 | 1.61 | 1.1 |
| <i>Dryoctenes scrupulosus</i> | 1 | 2 | 2 | [12] | 2 | 0 | 1.1 | 0.56 | 1.18 | 1 | 1.64 | 0.93 |
| <i>Exalphus leuconotus</i> | 0 | 2 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0.76 | ? | ? | 0.89 | 1.49 | 0.81 |
| <i>Melzerus difficilis</i> | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1.02 | 0.55 | 1.08 | 0.86 | 1.54 | 1.08 |
| <i>Plistonax albituberculatus</i> | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0.53 | 0.64 | 0.95 | 0.81 | 1.54 | 0.91 |
| <i>Plistonax albolinitus</i> | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0.95 | 0.47 | 1.06 | 0.8 | 1.55 | 1.08 |
| <i>Plistonax bialbomaculatus</i> | 1 | 1 | ? | ? | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | ? |
| <i>Plistonax hefferi</i> | 2 | 1 | 1 | ? | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | ? |
| <i>Plistonax inopinatus</i> | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0.98 | 0.56 | 1.08 | 0.83 | 1.57 | 1 |
| <i>Plistonax insolitus</i> | 0 | 2 | 2 | 0 | 1 | 0 | 0.88 | 0.58 | 1.22 | 0.78 | 1.52 | 0.94 |
| <i>Plistonax rafaeli</i> | 0 | 0 | 1 | [01] | 1 | ? | 0.36 | 0.5 | 0.99 | 0.85 | 1.52 | ? |
| <i>Plistonax senecauxi</i> | ? | 1 | 1 | ? | 1 | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? |
| <i>Polyrhaphis spinipennis</i> | 0 | 1 | 2 | 0 | 2 | 1 | 0.83 | 0.51 | 1.28 | 0.91 | 1.61 | 1.08 |
| <i>Psapharochrus bivittus</i> | 1 | 2 | 2 | 1 | 2 | 0 | 1.01 | 0.59 | 1.09 | 1 | 1.59 | 0.8 |
| <i>Psapharochrus cylindricus</i> | [01] | 2 | 2 | 0 | 2 | 0 | 0.96 | 0.61 | 1.1 | 0.87 | 1.61 | 0.97 |
| <i>Psapharochrus jaspideus</i> | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0.87 | 0.55 | 1 | 0.9 | 1.56 | 1.02 |
| <i>Psapharochrus nigricans</i> | 0 | 1 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0.64 | 0.56 | 1.03 | 0.85 | 1.57 | 0.93 |
| <i>Psapharochrus signatifrons</i> | 0 | 1 | 1 | ? | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | ? |
| <i>Psapharochrus travassosi</i> | 1 | 2 | 2 | 0 | 1 | 1 | 1.03 | 0.55 | 1.14 | 0.93 | 1.54 | 1.06 |
| <i>Psapharochrus vetustus</i> | [12] | 2 | 2 | 0 | 2 | 0 | 1.05 | 0.63 | 1.22 | 0.88 | 1.62 | 0.89 |
| <i>Steirastoma breve</i> | 2 | 0 | 0 | 2 | 1 | 0 | 1.27 | 0.16 | 0.93 | 1.16 | 1.49 | 0.95 |



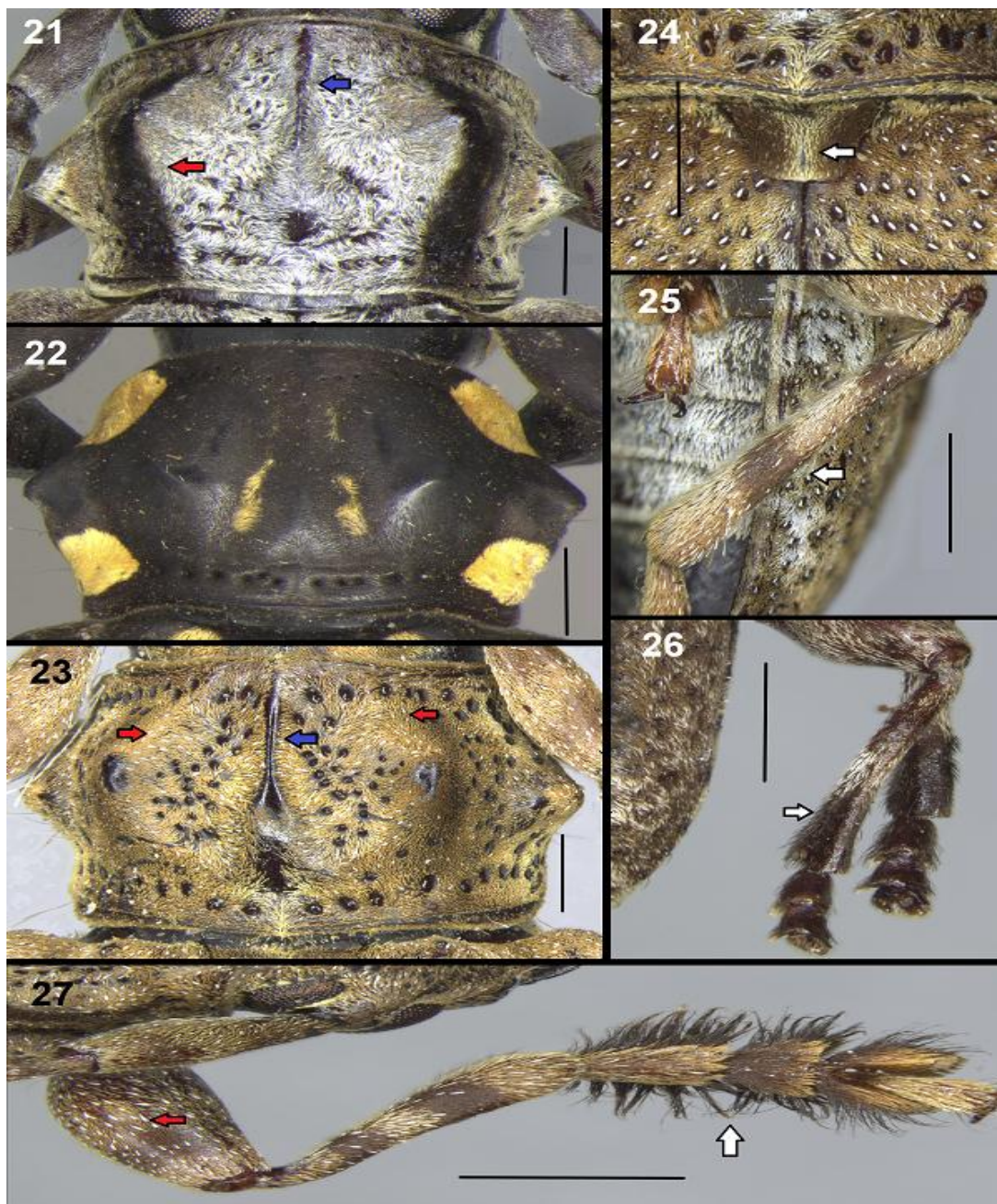
Figs. 1–9. Ilustrações de caracteres: 1–2, (caráter 1) gena (vista anterior): 1, *Plistonax inopinatus*, curvada. 2, *Psapharochrus jaspideus*, reta; 3–4, (caráter 4) escapo (vista dorsal): 3, *Ateralphus dejeani*, levemente alargado para a porção média; 4, *Pl. inopinatus*, fortemente alargado na porção média. 5–6, (caráter 26) processo mesoventral, tubérculos basais (área sombreada) (vista lateral): 5, *Plistonax albolinitus*, pouco elevados; 6, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, muito elevados. 7–9, (caráter 23) processo proesternal, margem lateral (vista ventral): 7, *Steirastoma breve*, côncava; 8, *Plistonax rafaeli*, reta; 9, *Pl. inopinatus*, convexa.



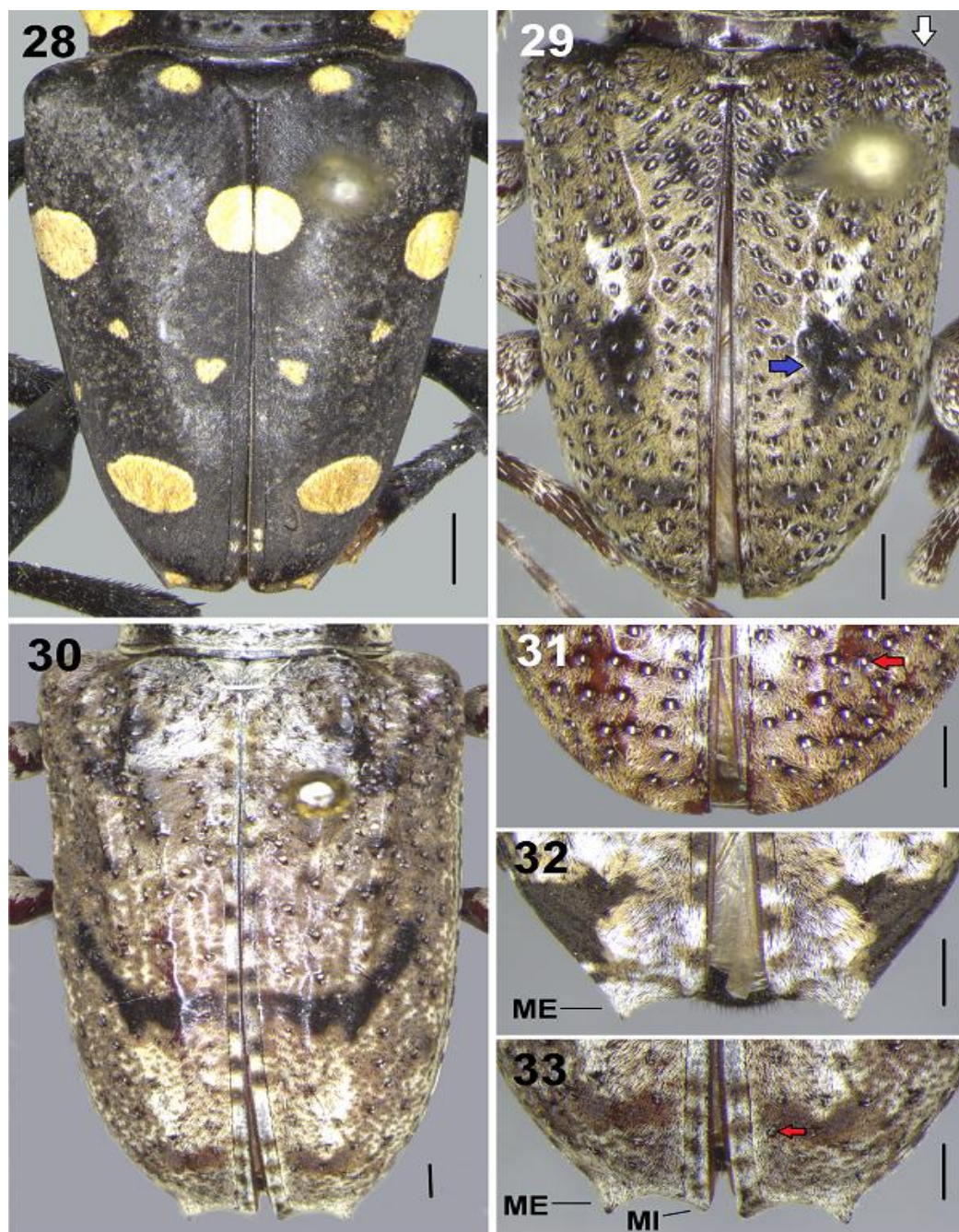
Figs. 10–15. Ilustrações de caracteres: 10–11, (caracteres 17–18) pronoto, tubérculos laterais (vista dorsal): 10, *Plistonax inopinatus*, curtos e obtusos; 11, *Psapharochrus cylindricus*, alongados e espiniformes. 12–13, (caráter 19) pronoto, tubérculos medianos (vista anterior): 12, *Pl. inopinatus*, pouco elevados; 13, *Ps. cylindricus*, bastante elevados. 14–15, (caracteres 32–33) élitro, carenas centro-basais (vista dorsal): 14, *Plistonax albituberculatus*, retas, atingindo cerca de metade do élitro; 15, *Pl. inopinatus*, carenas curvadas na região anterior, atingindo além da metade do élitro. CL=Crista longitudinal, CB=Carena centro-basal, TM=Tubérculo mediano, TL=Tubérculo lateral.



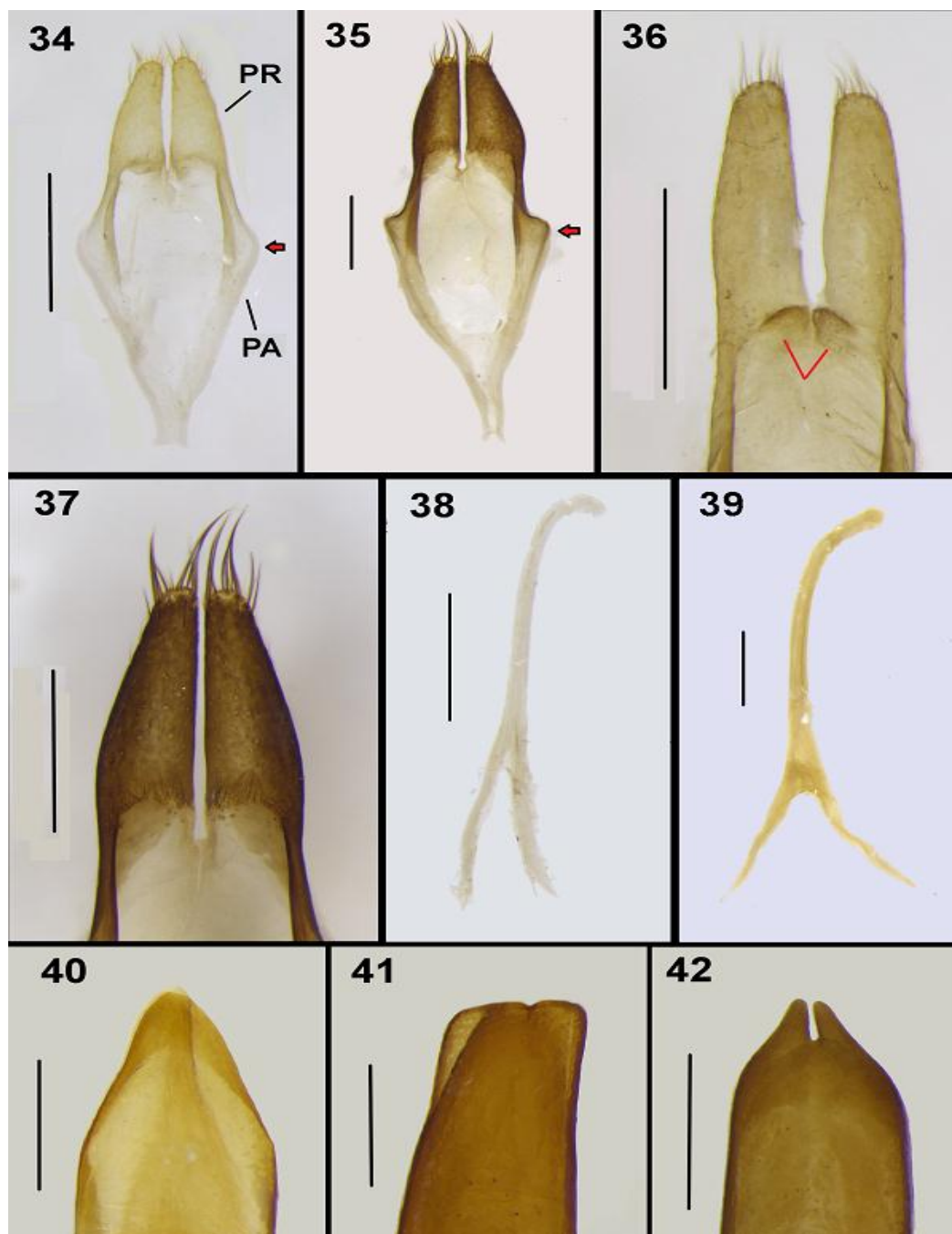
Figs. 16–20. Ilustrações de caracteres: 16–17, (caracteres 2–3) cabeça (vista anterior): 16, *Acanthoderes* (*Acanthoderes*) *daviesii*, omatídeos pequenos; 17, *Psapharochrus jaspideus*, pontuações rasas, omatídeos grandes. 18–19, (caracteres 6–7, 9–11) antenômeros (vista dorsal): 18, *Plistonax rafaeli*, cerdas eretas na face interna (setas vermelhas), antenômeros III–IV com mancha próxima a base, antenômero III com mancha próxima ao ápice, mancha subapical (setas brancas); 19, *Plistonax insolitus*, mancha apical (seta branca). 20, *Plistonax albolinitus*, (caracteres 5 e 12) antenômeros (♂) (vista lateral), com tubérculos na face interna (linhas pretas) e cerdas negras enroladas (seta branca). Escalas: 1 mm.



Figs. 21–27. Ilustrações de caracteres: 21–23, (caracteres 13–16, 20–22) pronoto (vista dorsal): 21, *Psapharochrus travassosi*, faixas longitudinais negras (seta vermelha), mancha branca central, pontuações esparsas e fundas; 22, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, pontuações esparsas, rasas, concentradas nas margens; 23, *Plistonax inopinatus*, cerdas brancas esparsas (setas vermelhas), crista longitudinal (seta azul), pontuações reunidas, fundas, de distribuição uniforme. 24, *P. inopinatus*, (caráter 24) escutelo (vista dorsal), com faixa longitudinal de cor distinta (seta branca). 25–26, (caráter 40) metatíbia (vista lateral): 25, *P. inopinatus*, com mancha subapical; 26, *Plistonax insolitus*, com mancha apical (setas brancas). 27, *P. inopinatus*, (caracteres 39 e 41) perna anterior (vista dorsal): fêmur com cerdas brancas esparsas (seta vermelha), protarso (♂) com franjas de cerdas negras (seta branca). Escalas: 1 mm.



Figs. 28–33. Ilustrações de caracteres: 28–30, (caracteres 27–31) élitro (vista dorsal): 28, *Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii*, pontuações esparsas, rasas, principalmente na metade anterior; 29, *Plistonax rafaeli*, pontuações reunidas, fundas, de distribuição uniforme, mancha negra umeral (seta branca), mancha negra em forma de “Y” (seta azul); 30, *Psapharochrus travassosi*, pontuações esparsas, rasas, de distribuição uniforme. 31–33, (caracteres 34, 36–38) ápice elitral (vista dorsal): 31, *Plistonax inopinatus*, sem projeções, pontuações com cerda semiereta interna (seta vermelha); 32, *Psapharochrus jaspideus*, projeção na margem externa; 33, *P. travassosi*, projeção nas margens interna e externa, pontuações com cerda decumbente na porção superior (seta vermelha). ME=Margem externa, MI=Margem interna. Escalas: 1 mm.



Figs. 34–42. Ilustrações de caracteres: 34–35, (caráter 44) tégmen, peça anelar, margem externa (vista ventral): 34, *Melzerus difficilis*, membranosa; 35, *Plistonax rafaeli*, esclerotizada (setas vermelhas). 36–37, (caracteres 42–43) tégmen, parâmeros (vista ventral): 36, *Plistonax albituberculatus*, esclerotização uniforme, com projeção basal (linhas vermelhas); 37, *P. rafaeli*, com faixa no ápice menos esclerotizada. 38–39, (caráter 46) arco ventral (vista ventral): 38, *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, membranoso; 39, *Psapharochrus bivittus*, esclerotizado. 40–42, (caráter 45) endofalo, ápice do lobo médio (vista ventral): 40, *Plistonax insolitus*, arredondado; 41, *Psapharochrus nigricans*, com leve reentrância; 42, *Plistonax inopinatus*, com profunda reentrância. PA=Peça anelar, PR=Parâmero. Escalas: 0,5 mm.

4.2 Análises filogenéticas

4.2.1 Análises com pesagem igual

Em todas as hipóteses resultantes das análises com pesagem igual de caracteres, o gênero *Plistonax* foi recuperado como polifilético, consistindo em duas linhagens. A primeira linhagem representada apenas por *Plistonax insolitus* (referida como *Plistonax* A), e uma segunda linhagem incluindo as outras sete espécies do gênero, parafilética pela inclusão de *Acanthoderes* (*Acanthoderes*) *ariasi* e *Melzerus difficilis*, tendo como grupo irmão *Psapharochrus signatifrons* (referida como *Plistonax* B). Entretanto, o posicionamento de *P. insolitus* e o relacionamento entre as espécies no clado *Plistonax* B variou dependendo do tratamento dado aos caracteres.

A análise realizada com caracteres contínuos discretizados sob pesagem igual obteve seis árvores mais parcimoniosas (Apêndice B). No consenso estrito dessas árvores, dois nós em *Plistonax* B foram colapsados, recuperando apenas dois clados de relacionamento interespecífico: (*Plistonax rafaeli*, *A. (A.) ariasi*) e (*Plistonax bialbomaculatus* (*Plistonax inopinatus*, *Plistonax albolinitus*)) (Fig. 43).

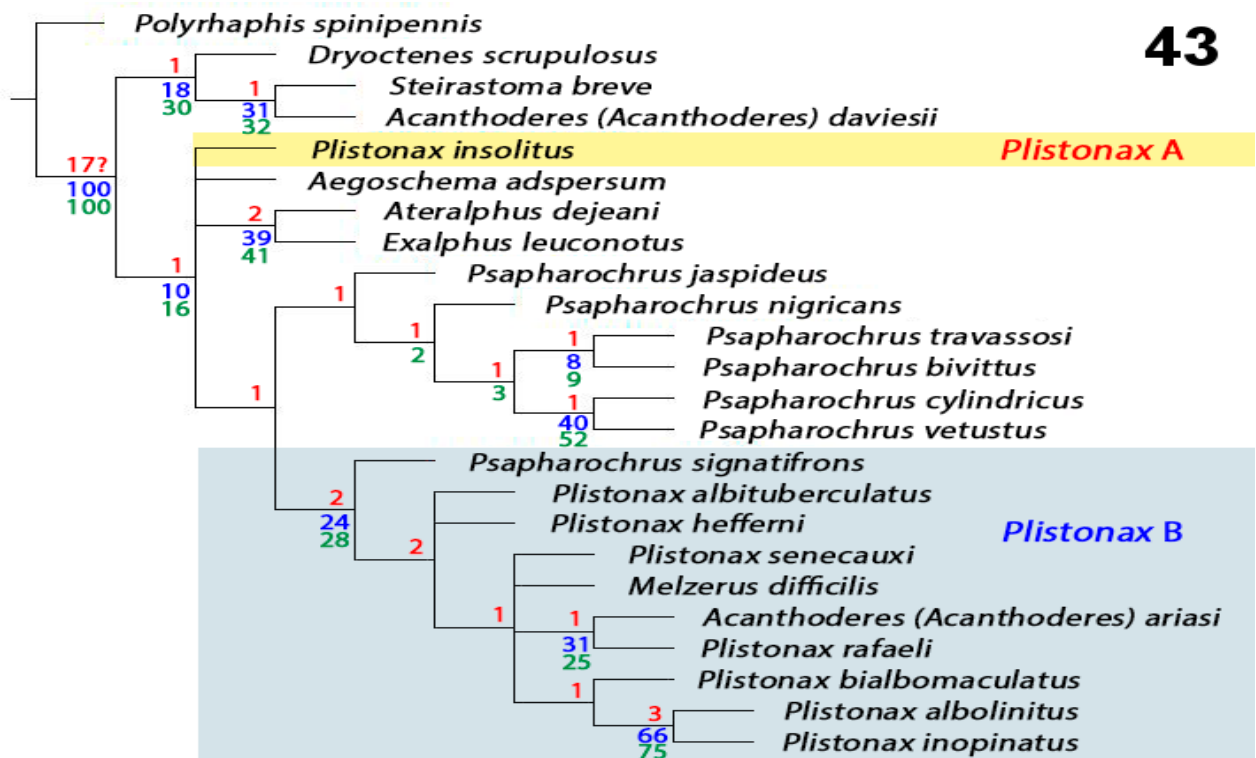


Fig. 43. Árvore de consenso estrito das seis árvores mais parcimoniosas resultantes da análise utilizando caracteres contínuos discretizados sob pesagem igual (188 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).

Na análise com caracteres contínuos não-discretizados sob pesagem igual foram obtidas duas árvores mais parcimoniosas (Apêndice C). Nas duas árvores, *Plistonax* A é proximamente relacionado ao clado composto por *Psapharochrus* + *Plistonax* B. *Psapharochrus* foi recuperado como parafilético em relação a *Plistonax* B. Este último, por sua vez, foi recuperado como grupo irmão de (*Psapharochrus cylindricus*, *Psapharochrus vetustus*). O relacionamento interno de *Plistonax* B tem *Ps. signatifrons* como a primeira espécie a divergir na linhagem, e a formação de outros três clados: o clado (*Pl. inopinatus*, *Pl. albolinitus*) a parte, o clado (*M. difficilis* (A. (A.) *ariasi*, *Pl. rafaeli*)), e o clado (*Pl. senecauxi* (*Pl. hefferni*, *Pl. albituberculatus*)) (Fig. 44).

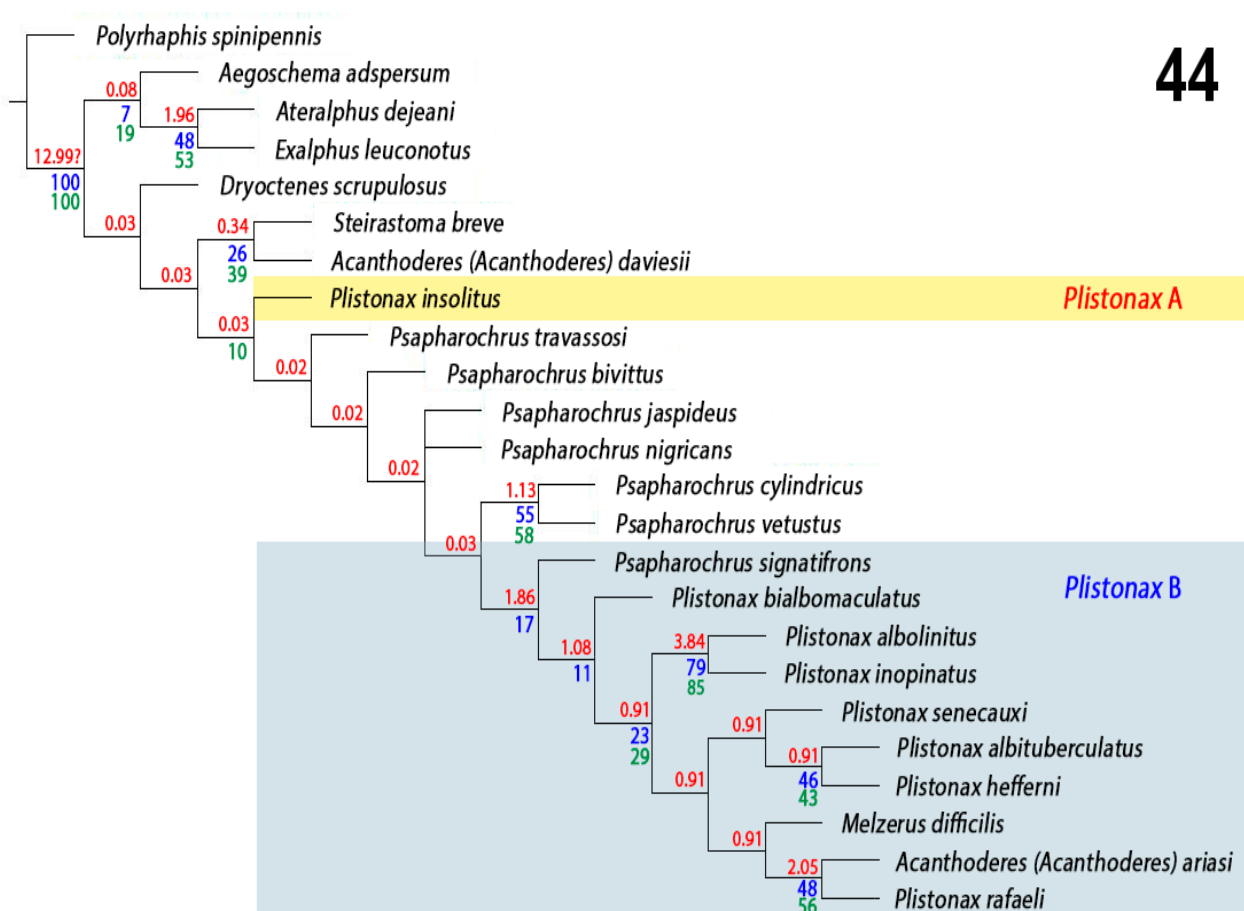


Fig. 44. Árvore de consenso estrito das duas árvores mais parcimoniosas resultantes da análise utilizando caracteres contínuos não-discretizados sob pesagem igual (159,81 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).

A análise sem caracteres contínuos resultou em 16 árvores mais parcimoniosas (Apêndice D). Apenas dois clados não foram colapsados no consenso estrito, (*E. leuconotus*, *A. dejeani*) e *Plistonax* B. (Fig. 45). Os resultados das análises são sumarizados na Tabela 4.

Tabela 4. Valores relativos ao número de passos e fit obtidos nas análises, discriminados entre as três matrizes aplicadas, de acordo com o tipo de pesagem.

| Matriz | Pesagem igual | | Pesagem implícita |
|--|---------------|-----------|-------------------|
| | Nº passos | Nº passos | Fit |
| Caracteres contínuos discretizados | 188 | 193 | 21,23335 |
| Caracteres contínuos não-discretizados | 159,81 | 162,76 | 18,02779 |
| Sem caracteres contínuos | 152 | 155 | 17,66635 |

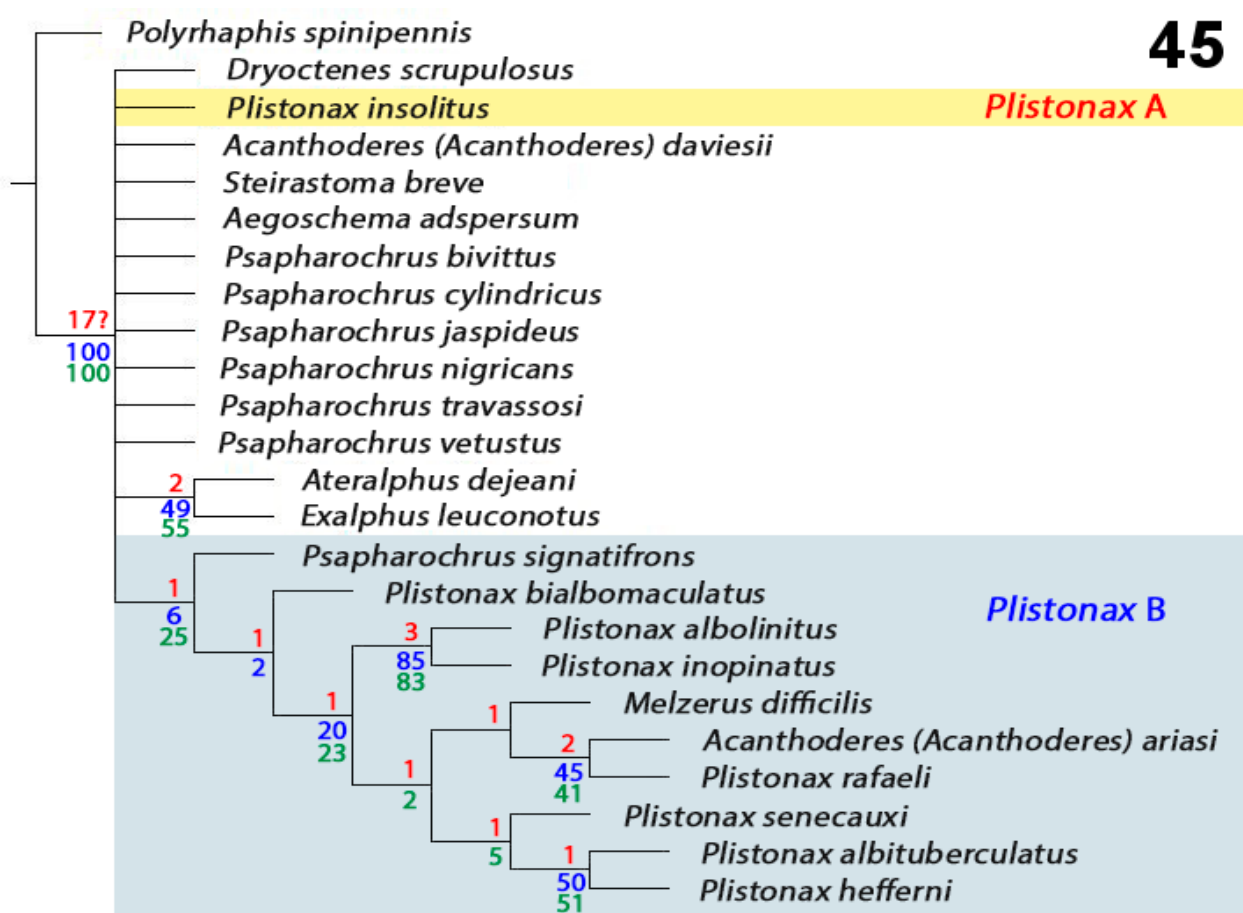


Fig. 45. Árvore de consenso estrito das 16 árvores mais parcimoniosas resultantes da análise sem a utilização dos caracteres contínuos sob pesagem igual (152 passos). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).

4.2.2 Análises com pesagem implícita

Independentemente do tratamento dos caracteres, todas as análises realizadas sob pesagem implícita recuperaram uma única árvore. A análise com caracteres contínuos não-discretizados recuperou *Plistonax* A como grupo irmão de (*Aegoschema adpersum* (*Exalphus leuconotus*, *Ateralphus dejeani*)), e *Plistonax* B tendo como grupo irmão (*Plistonax* A, (*A. adpersum*, (*E. leuconotus*, *A. dejeani*))) (Fig. 46). Por outro lado, ambas as análises com caracteres contínuos discretizados e sem caracteres contínuos, recuperaram rigorosamente a mesma topologia, com *Plistonax* A próximo do clado (*Psapharochrus* (*Exalphus leuconotus*, *Ateralphus dejeani*), (*Plistonax* B)) e *Plistonax* B tendo como grupo irmão (*Exalphus leuconotus*, *Ateralphus dejeani*) (Figs. 47–48). Os resultados das análises são sumarizados na Tabela 4.

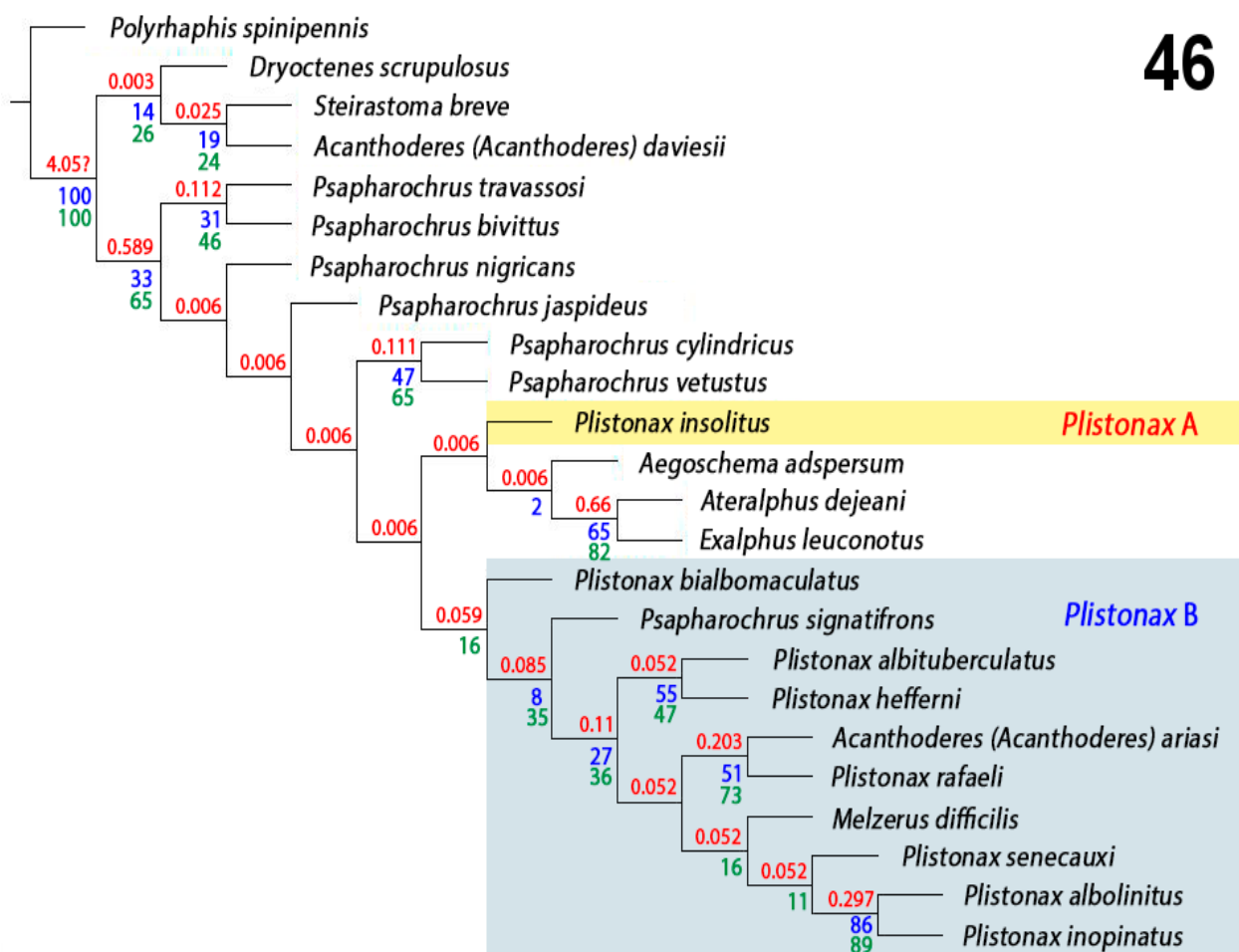
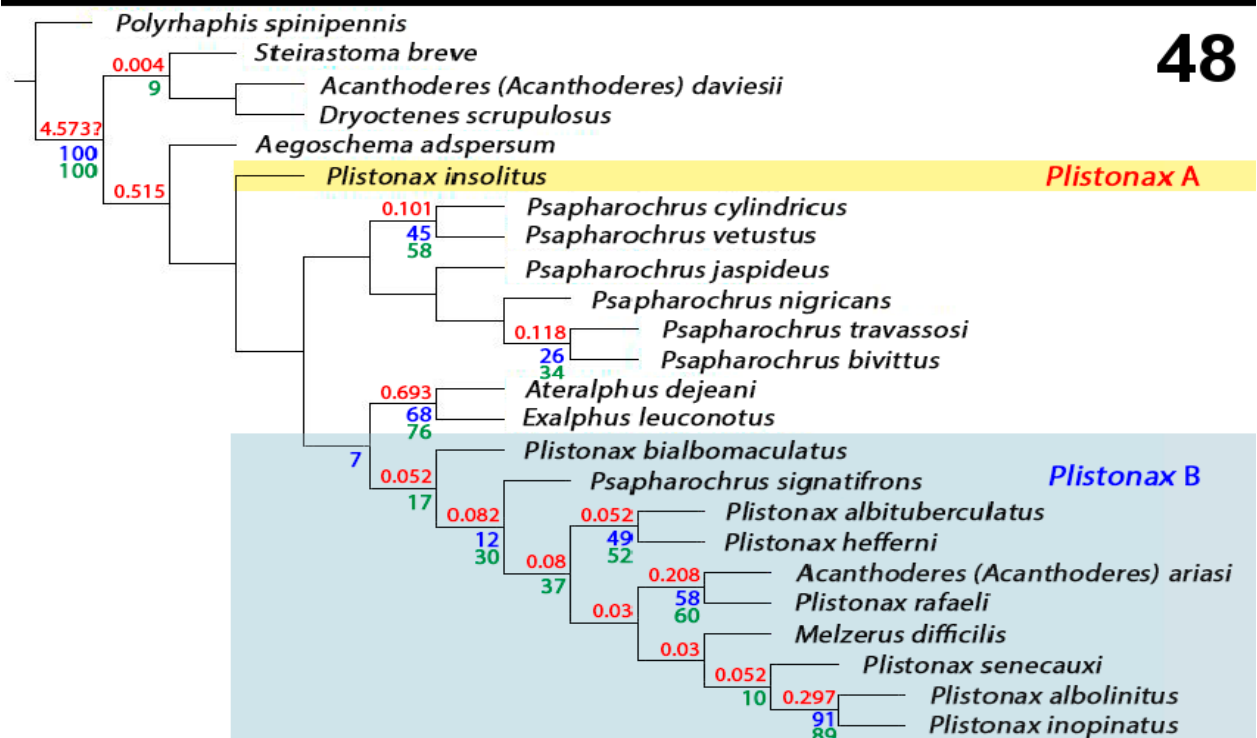
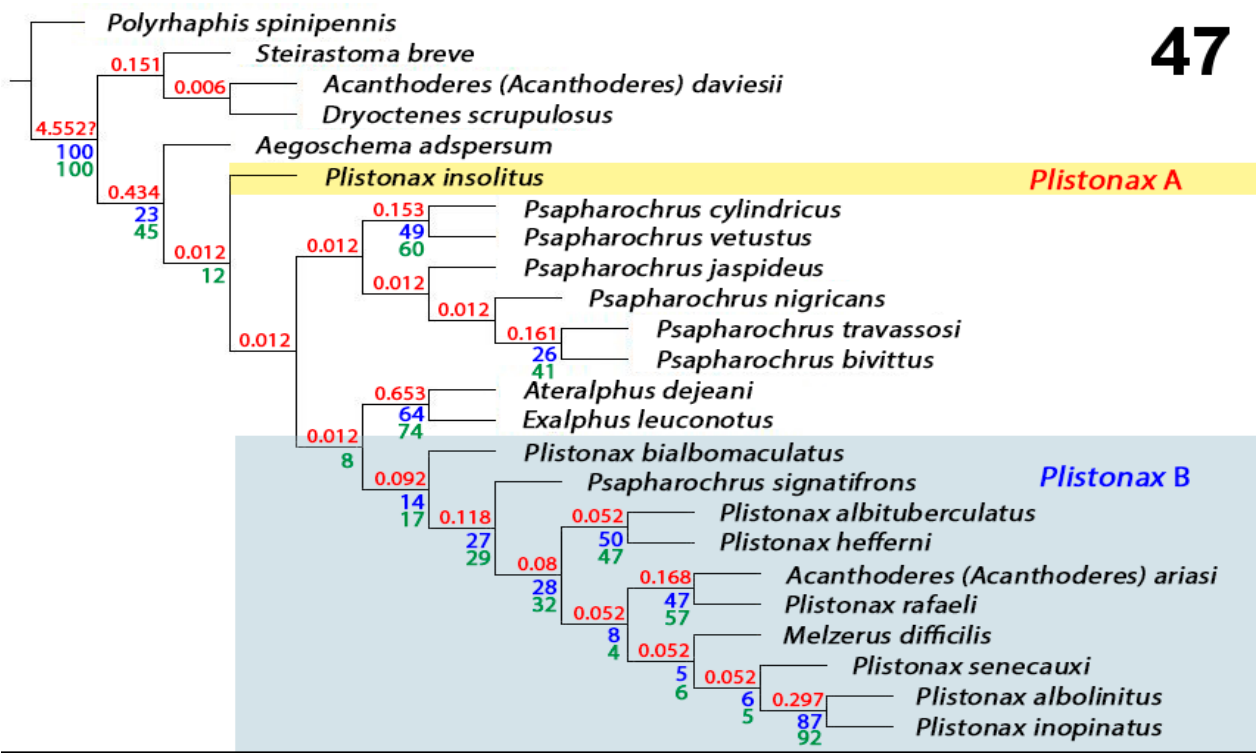


Fig. 46. Árvore mais parcimoniosa resultante da análise utilizando os caracteres contínuos não-discretizados sob pesagem implícita (K = 2,6563; 162,7 passos; Fit = 18,02779). Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).



Figs. 47–48. Árvore mais parcimoniosa resultante da análise utilizando os caracteres contínuos discretizados (193 passos) e sem o uso dos caracteres contínuos (155 passos) sob pesagem implícita ($K = 2,6563$; Fit = 21,23335; 17,66635), respectivamente. Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).

4.2.3 Discussão geral

Através das hipóteses obtidas, se pôde notar que há uma influência dos seis caracteres contínuos determinados na recuperação das árvores mais parcimoniosas. Considerando as análises sob pesagem igual, a principal diferença entre os resultados, independentemente do tratamento dos dados, está nas relações entre *Plistonax* B e os grupos externos. Nas duas análises utilizando caracteres contínuos, *Plistonax* B foi recuperado como grupo irmão de *Psapharochrus* enquanto na análise sem estes caracteres, não há definição de um grupo irmão de *Plistonax* B, devido à politomia formada nos grupos externos.

As análises sob pesagem implícita, sem os caracteres contínuos e com estes discretizados, recuperaram topologias idênticas, com *Plistonax* B sendo grupo irmão do clado (*E. leuconotus*, *A. dejeani*). Na análise com os caracteres contínuos não-discretizados, *Plistonax* B teve como grupo irmão o clado (*Pl. insolitus*, (*A. adspersum*, (*E. leuconotus*, *A. dejeani*))). Em um estudo filogenético com dados moleculares, SOUZA *et al.* (2020) identificou duas linhagens na tribo Acanthoderini, uma composta por gêneros com escapo levemente alargado no ápice e com tarsos anteriores sem dimorfismo sexual, e uma segunda linhagem com escapo piriforme e com machos possuindo franjas de cerdas nos tarsos anteriores (a qual chamou de Acanthoderini “verdadeiros”). Os gêneros *Alphus* White, 1855; *Ateralphus* Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001; *Exalphus* Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001 e *Grandateralphus* Souza, Monné & Marinoni, 2017, da tribo Acanthoderini, já foram estudados por SOUZA *et al.* (2017), com foco no gênero *Ateralphus*. Estes gêneros pertencem à primeira linhagem citada, assim como o gênero *Aegoschema* Aurivillius, 1923. Com exceção da raiz, *Plistonax* e os demais gêneros utilizados nesta análise pertencem à segunda linhagem de Acanthoderini. Desta forma, há uma divergência das hipóteses geradas neste trabalho com as hipóteses de SOUZA *et al.* (2020) em relação à posição de *Aegoschema*, *Ateralphus* e *Exalphus* como próximos de *Plistonax*, servindo como um indicativo que o uso da pesagem implícita talvez não seja a melhor escolha para o conjunto de dados empregado nesta análise.

Avaliando agora apenas as hipóteses resultantes das análises utilizando os caracteres contínuos (discretizados ou não), a principal diferença está na posição de *Plistonax* B em relação a *Psapharochrus*, sendo grupo irmão na análise com caracteres contínuos discretizados, ou um grupo parafilético com os caracteres contínuos não-discretizados. A topologia das árvores é quase sempre bem definida quando se trata caracteres contínuos como eles são, muito pela maior

eficácia na resolução de politomias (GOLOBOFF *et al.* 2006). No entanto, para uma maior confiabilidade no tratamento de caracteres de forma quantitativa, é necessária uma amostragem de tamanho considerável (WIENS 2001). Considerando os dados das espécies faltantes e a baixa amostragem de algumas espécies nesta análise, a hipótese recuperada com os caracteres contínuos não-discretizados não tem um bom fundamento. Da mesma forma, o problema amostral também influencia na análise com os caracteres contínuos discretizados, havendo além dos dados ausentes, uma proporção alta de polimorfismos nestes caracteres, o que pode levar a resoluções errôneas na recuperação das relações.

Na análise sem o uso dos caracteres contínuos, as relações em *Plistonax* B foram totalmente resolvidas, mesmo em um consenso de 16 árvores mais parcimoniosas, enquanto *Plistonax* A apresentou posição indefinida entre os grupos externos. Neste contexto, devido às questões apresentadas anteriormente sobre as hipóteses obtidas nas análises utilizando os caracteres contínuos, a hipótese aqui selecionada para nortear a discussão dos relacionamentos e sinapomorfias é uma das 16 árvores obtidas na análise sem a utilização dos caracteres contínuos, sob pesagem igual. Em linhas gerais, a principal diferença entre as 16 árvores recuperadas nesta análise está em se *Plistonax* B é grupo-irmão ou se constitui um grupo divergindo dentro de *Psapharochrus* (Apêndice D). A árvore selecionada para a apresentação dos caracteres foi escolhida por possuir maior correspondência entre os clados recuperados nas análises de suporte. A otimização dos caracteres na árvore apresentada está em ACCTRAN (Fig. 49), e as diferenças com relação à otimização em DELTRAN são discutidas quando pertinentes (Apêndice E).

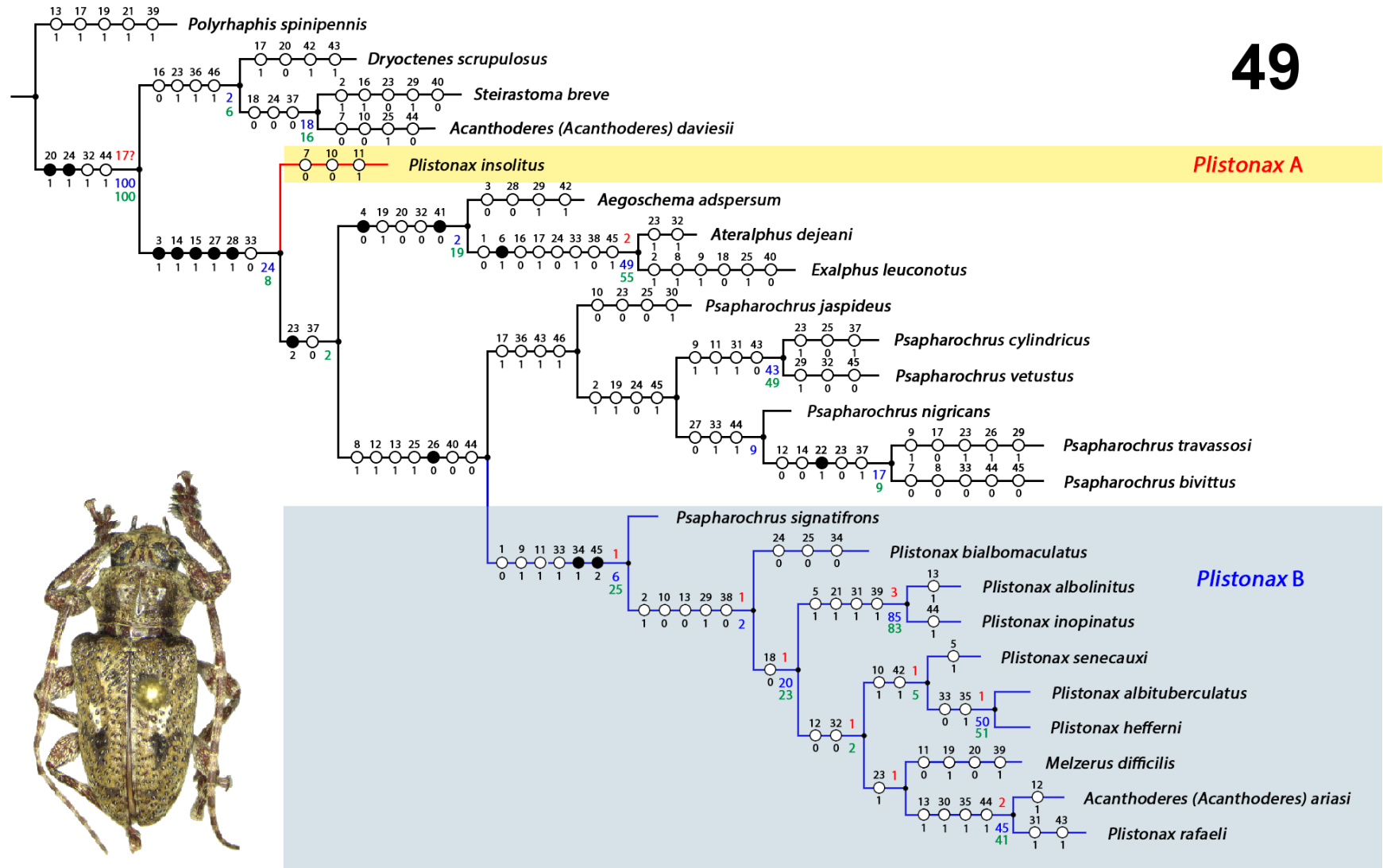


Fig 49. Uma das 16 árvores mais parcimoniosas resultantes da análise sem o uso dos caracteres contínuos, otimizada sob ACCTRAN. Círculos brancos representam estados de caráter homoplásticos, e os círculos negros representam os não-homoplásticos. Número do caráter é indicado acima dos círculos, com seu respectivo estado de caráter abaixo. Valores de suporte: Bremer (vermelho), Bootstrap (azul) e Jackknife (verde).

4.2.4 Grupo interno e sinapomorfias

Como discutido anteriormente, o gênero *Plistonax* como se encontra hoje é polifilético, devido ao posicionamento disjunto de *Pl. insolitus* (*Plistonax* A) e pelo polifiletismo de *Plistonax* B. *Pl. insolitus* possui três caracteres homoplásticos: antenômero III sem mancha de cerdas próxima ao ápice, antenômeros IV-XI com mancha de cerdas subapical, e antenômeros III-VII com cerdas eretas na face interna. O agrupamento *Plistonax* B foi recuperado em todas as análises, sendo aqui determinado que este clado represente o gênero *Plistonax* na classificação, por abranger a espécie-tipo do gênero (*Plistonax albolinitus*). Sobre a posição de *Ps. signatifrons*, a espécie é aqui transferida para o gênero *Plistonax* (ao invés de grupo irmão) por compartilhar a sinapomorfia 34(1) (Fig. 31), a qual não ocorre em nenhuma outra espécie de *Psapharochrus*, e também por ter sido recuperada junto a *Plistonax* em todas as análises efetuadas, com algum suporte (mesmo que baixo). Devido à falta de definição do relacionamento de *Pl. insolitus* entre os táxons da análise, é proposto que esta espécie seja *incertae sedis* na tribo Acanthoderini. Desta forma, *Plistonax* abrange 10 espécies, incluindo três novas combinações para o gênero (*M. difficilis*, *A. (A.) ariasi* e *Ps. signatifrons*).

O clado dos *Plistonax* (Br.=1, Boot.=6, Jack.=25) é sustentado por seis sinapomorfias, sendo quatro homoplásticas (gena dos machos curvada em vista frontal, antenômero IV com mancha próxima da base, antenômeros III-VII com cerdas eretas na face interna, e élitros com carenas centro-basais curvadas na porção anterior) e duas não-homoplásticas (presença de cerda semiereta nas pontuações elitrais, e ápice do lobo médio endofálico com profunda reentrância). Em DELTRAN, apenas as três primeiras sinapomorfias homoplásticas mencionadas acima sustentam o clado.

Sobre a sinapomorfia da presença de cerda nas pontuações do élitro, é interessante destacar que esta característica vem sendo historicamente utilizada por taxonomistas do grupo na identificação do gênero, tendo sua associação com *Plistonax* mencionada na literatura de forma inconclusiva (CHEMSAK & HOVORE 2002, LACORDAIRE 1872, MELZER 1934), aqui sendo definida de fato como uma característica diagnóstica para *Plistonax* (com exceção de *Pl. bialbomaculatus*, onde essa cerda é ausente). Também vale ressaltar que cerdas similares em formato ou inserção são encontradas nas pontuações elitrais de outras espécies na tribo Acanthoderini (e.g. *Ozotroctes punctatissimus* Bates, 1861; *Punctozotroctes tuberculatus* Galileo & Martins, 2011) e mesmo outras tribos (e.g. espécies do gênero *Laraesima* Thomson, 1868,

Composomatini), tornando importante aliar a presença desta característica à diagnose do gênero para uso na identificação.

A primeira espécie a divergir dentro de *Plistonax*, como circunscrito aqui, é *Ps. signatifrons*, sem nenhum caráter sustentando o ramo deste terminal. O clado com as outras nove espécies (Br.=1, Boot.=2) apresenta cinco sinapomorfias homoplásticas (frente com pontuações fundas, ápice dos antenômeros IV–XI com mancha de cerdas subapical, pronoto sem par de faixas longitudinais negras, élitros com pontuações fundas, e ápice elitral com margem externa sem projeção). Em DELTRAN, a ausência do par de faixas negras no pronoto não foi recuperada como sinapomorfia para esse clado.

O clado seguinte abrange oito espécies (exceção de *Ps. signatifrons* e *Pl. bialbomaculatus*), sustentado por uma única sinapomorfia homoplástica (tubérculos laterais do pronoto com projeção curta). Em DELTRAN, há outras três sinapomorfias para este clado (presença de tubérculos basais no processo mesoventral, presença de cerda semiereta nas pontuações elitrais, e ápice do lobo médio endofálico com profunda reentrância).

Há um clado recuperado em todas as análises, formado por *Pl. inopinatus* + *Pl. albolinitus* (Br.=3, Boot.=85, Jack.=83), sustentado por quatro sinapomorfias homoplásticas (antenômeros dos machos com tubérculos na face interna, pronoto e fêmures com cerdas brancas esparsas, e região pós-mediana do élitro com manchas negras em forma de Y), havendo mais uma além destas na otimização DELTRAN (antenômeros IX–XI nos machos com cerdas negras enroladas).

Por fim, temos dois cladogramas com três espécies cada: (*Pl. senecauxi* (*Pl. albituberculatus*, *Pl. hefferni*)) e (*M. difficilis* (*Pl. rafaeli*, *A. (A.) ariasi*)). O primeiro clado é sustentado por duas sinapomorfias (ápice dos antenômeros IV–XI com mancha de cerdas apical, e tégmen com projeção basal nos parâmeros), sendo que esta última só foi observada em *Pl. albituberculatus* devido aos dados faltantes das outras duas espécies, não sendo pontuada para o clado em DELTRAN. O ramo interno contendo *Pl. albituberculatus* e *Pl. hefferni* possui duas sinapomorfias (élitros com carenas centro-basais retas na porção anterior, e cerda semiereta nas pontuações elitrais fina), com apenas a primeira aparecendo em DELTRAN. Na árvore otimizada em ACCTAN, estas duas espécies não possuem caracteres sustentando seus respectivos terminais, no entanto, características diagnósticas para estas duas espécies são indicadas na seção “4.3 taxonomia”, as quais não foram incluídas na matriz por serem autapomorfias.

O segundo clado (*M. difficilis* (*Pl. rafaeli*, *A. (A.) ariasi*)) possui uma única sinapomorfia (processo proesternal com margens retas). O clado *Pl. rafaeli* + *A. (A.) ariasi* (Br.=2, Boot.=45, Jack.=41), o qual foi recuperado em todas as análises, é sustentado por quatro sinapomorfias homoplásticas (presença de faixas longitudinais negras no pronoto, élitros com mancha negra na região umeral, cerda semiereta nas pontuações elitrais fina, e peça anelar do tégmen com margem externa esclerotizada).

4.2.5 Grupos externos

Devido ao baixo número de estudos filogenéticos na tribo Acanthoderini, alguns comentários podem ser feitos acerca de alguns táxons dos grupos externos com base nas hipóteses obtidas, mesmo não sendo o objetivo deste trabalho.

O gênero *Acanthoderes* Audinet-Serville, 1835 é atualmente dividido em quatro subgêneros (*Acanthoderes*, *Pardalisia*, *Scythropopsis* e *Symperasmus*), abrangendo 44 espécies (MONNÉ 2020). Foram incluídas nesta análise duas espécies do subgênero *Acanthoderes* recuperado nas análises como sendo polifilético, e como discutido anteriormente, *A. (A.) ariasi* deve ser transferida para *Plistonax*. A espécie-tipo do gênero, *A. (A.) daviesii*, por sua vez, foi recuperada como sendo mais próxima de *S. breve* e *Dryoctenes scrupulosus*. Morfologicamente, as duas espécies de *Acanthoderes* utilizadas neste trabalho são muito distintas e, aparentemente, a maior parte das outras espécies deste subgênero divergem morfologicamente de *A. (A.) daviesii*.

O gênero *Psapharochrus* Thomson, 1864 abrange 92 espécies (MONNÉ 2020), sendo representado nesta análise por sete espécies. O gênero foi recuperado como próximo de *Plistonax*, mas com grande indefinição na relação entre suas espécies, com exceção de *Ps. signatifrons*, aqui transferida para *Plistonax*.

Historicamente, *Acanthoderes* e *Psapharochrus* têm passado por um grande intercâmbio na classificação de suas espécies. Além disso, os dois gêneros foram propostos sem características diagnósticas, ocasionando problemas na alocação de suas espécies. Diante destes problemas, há a necessidade de um estudo filogenético mais amplo, com a revisão destes dois gêneros.

4.3 Chave de identificação para as espécies de *Plistonax*

A chave a seguir inclui todas as espécies consideradas pertencentes ao gênero *Plistonax*, incluindo as novas combinações propostas.

- 1** Pontuações elitrais com cerdas brancas semieretas internas (Fig. 31); pronoto com tubérculos laterais curtos (Fig. 10) (exceto *Psapharochrus signatifrons*) (Fig. 31) **2**
- 1'** Pontuações elitrais sem cerdas brancas semieretas internas; pronoto com tubérculos laterais alongados (Fig. 11) [Peru]. ***Plistonax bialbomaculatus* (Zajciw, 1964) (p. 55)**
- 2(1)** Ápice elitral sem projeção em ambas as margens (Fig. 31); fronte e élitros com pontuações fundas (Figs. 29, 62) **3**
- 2'** Ápice elitral com projeção espiniforme na margem externa (Fig. 32); fronte e élitros com pontuações rasas (Figs. 17, 30) [Equador]. . . ***Psapharochrus signatifrons* (Zajciw, 1964) (p. 68)**
- 3(2)** Ápice elitral arredondado (Fig. 31); machos com tubérculos na face interna dos antenômeros (Fig. 20) **4**
- 3'** Ápice elitral truncado (Fig. 29); machos sem tubérculos na face interna dos antenômeros. **6**
- 4(3)** Escapo, pronoto e fêmures com cerdas brancas esparsas (Figs. 23, 27); élitro com par de manchas negras em forma de “Y” na região pós-mediana (Fig. 29); élitros com pubescência branca médio-posterior ao longo da sutura elitral, expandida lateralmente (Figs. 50, 54) **5**
- 4'** Escapo, pronoto e fêmures sem cerdas brancas esparsas; élitro sem par de manchas negras em forma de “Y” na região pós-mediana; região anterior dos élitros com manchas brancas formando alças côncavas (TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013: fig. 12) [Guiana Francesa]. ***Plistonax senecauxi* Tavakilian & Néouze, 2013 (p. 63)**
- 5(4)** Pronoto com par de faixas longitudinais negras (Fig. 21); élitros com par de manchas transversais negras na metade anterior, próximas à sutura elitral (Fig. 50) [Brasil (Amapá, Amazonas, Pará), Guiana Francesa]. ***Plistonax albolinitus* (Bates, 1861) (p. 51) (Figs. 50–53, 58–60)**

- 5' Pronoto sem par de faixas longitudinais negras (Fig. 23); élitros sem par de manchas transversais negras na metade anterior [Brasil (Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina)].
. *Plistonax inopinatus* Lane, 1960 (p. 56) (Figs. 54–57, 61–63)
- 6(3') Pronoto com dois tubérculos medianos e uma crista longitudinal central (Fig. 23); machos com face interna dos fêmures sem mancha de cerdas amarelas. 7
- 6' Pronoto com três tubérculos medianos, sem crista longitudinal central (Fig. 73); machos com face interna dos fêmures com manchas de cerdas amarelas (Fig. 74) [Brasil (Paraíba, Amazonas, Rondônia, Mato Grosso, Goiás, Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul), Argentina, Paraguai, Bolívia].
. *Melzerus difficilis* (Melzer, 1934) (p. 66) (Figs. 73–76, 80–82)
- 7(6) Carenas centro-basais sem curvatura na metade anterior (Fig. 14); escutelo concolor ao élitro (Fig. 28) 8
- 7' Carenas centro-basais com curvatura na metade anterior (Fig. 15); escutelo com cor diferente do élitro (Fig. 24) 9
- 8(7) Carenas centro-basais descontinuadas, formadas por tubérculos proeminentes e achatados (AUDUREAU 2017: fig. 4); pronoto com tubérculos laterais cobertos por cerdas castanho-claras [Colômbia]. *Plistonax hefferni* (Audureau, 2017) (p. 55)
- 8' Carenas centro-basais contínuas, não formada por tubérculos (Fig. 29); pronoto com tubérculos laterais cobertos por cerdas brancas (SILVA JÚNIOR *et al.* 2019: fig. 5) [Brasil (Bahia, Rio de Janeiro)]. *Plistonax albituberculatus* Silva Júnior & Souza, 2019 (p. 50)
- 9(7') Élitros com mancha branca central na porção médio-basal; manchas negras pós-medianas curvadas em direção à sutura elitral (Fig. 69) [Guatemala, Costa Rica, Panamá, Colômbia].
. *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi* Chemsak & Hovore, 2002 (p. 63) (Figs. 69–72, 77–79)
- 9' Élitros sem mancha branca central, manchas negras pós-medianas em forma de “Y” (Fig. 64) [Brasil (Amazonas, Rondônia), Guiana Francesa].
. *Plistonax rafaeli* Martins & Galileo, 2006 (p. 61) (Figs. 64–68)

4.4 Taxonomia

A lista de espécies pertencentes ao gênero *Plistonax* segue abaixo:

- *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi* Chemsak & Hovore, 2002;
- *Melzerus difficilis* (Melzer, 1934);
- *Plistonax albituberculatus* Silva Júnior & Souza, 2019
- *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861);
- *Plistonax bialbomaculatus* (Zajciw, 1964);
- *Plistonax hefferni* (Audureau, 2017);
- *Plistonax inopinatus* Lane, 1960;
- *Plistonax rafaelli* Martins & Galileo, 2006;
- *Plistonax senecauxi* Tavakilian & Néouze, 2013;
- *Psapharochrus signatifrons* (Zajciw, 1964).

4.4.1 Redescritção do gênero

***Plistonax* Thomson, 1864**

Plistonax THOMSON 1864: 351; LACORDAIRE 1872: 747; LANE 1960: 47 (sp. nov.); MONNÉ & MAGNO 1992: 721 (chave spp., sp. nov., tax.); MONNÉ 2001: 3 (chave spp., sp. nov.); MONNÉ 2005: 199 (cat.); MARTINS *et al.* 2006: 270 (sp. nov.); MONNÉ 2012: 79 (cat.); TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013: 48 (sp. nov., comb. nov.); SILVA JÚNIOR *et al.*, 2019 (sp. nov., comb. nov.); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Espécie-tipo: *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861) = *Plistonax multipunctatus* Thomson, 1864 (designação original).

Diagnose. Olhos com omatídeos grandes (Figs. 59, 62, 67, 78, 81). Antenômeros III e IV com um par de manchas de cerdas castanho-escuras, uma próxima da base, e outra do ápice (Fig. 18). Pronoto com tubérculos laterais obtusos, densamente pontuado, com pontuações fundas (Fig. 23). Élitros com pontuações fundas (Fig. 29), cada uma contendo uma única cerda semiereta (geralmente branca) inserida internamente (Fig. 31); ápice elitral com margem interna sem projeções (Fig. 31). Tíbias com duas manchas castanhas, uma sub-basal e a outra subapical (Fig. 25).

Macho (♂). Tegumento castanho-avermelhado, extensão no geral coberta por cerdas castanhas, variando em tons mais claros ou mais escuros. **Cabeça.** Fronte com pontuações próximas; sutura fronto-clipeal atingindo o ápice do vértice. Lobos oculares com omatídeos largos; contorno interno dos lobos oculares com cerdas eretas distintas, esparsas, com área de inserção escura. Lobos inferiores com margens internas levemente curvadas, e margens externas arredondadas, mais largos do que longos; lobos superiores semi-ovalados. Região anterior da gena com reentrância mediana. Labro com ápice levemente arredondado, com densa cobertura de cerdas; mandíbula semi-triangular, com ápice levemente curvado; palpos maxilares e labiais com ápice do último segmento truncado, de coloração variante entre amarelo e avermelhado. Tubérculos antenais obtusos. **Antenas.** Escapo piriforme; pedicelo com uma mancha de cerdas castanho-escuras; antenômeros III–IV com um par destas manchas, uma próxima da base e outra do ápice; antenômeros V–XI com pelo ao menos uma mancha próxima do ápice; antenômero III mais longo que o escapo, com demais antenômeros diminuindo em comprimento (ao menos até o antenômero X); face interna com cerdas eretas. **Protórax.** Pronoto com um par de tubérculos laterais, e um par de tubérculos medianos, ambos obtusos. Tubérculos medianos com porção mais elevada glabra; pontuações fundas, amplamente distribuídas, formando uma fileira de pontos nas regiões basal e apical, mais escassas nos tubérculos medianos. Crista longitudinal mediana atingindo quase o ápice do pronoto, com região pós-mediana mais alargada (ausente em *Melzerus difficilis*). Prosterno curvado na porção central, com depressão mediana; ápice estendido em ambos os lados. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo, com faixa longitudinal distinta de cerdas mais claras. Ápice do processo mesoventral com leve reentrância mediana. **Élitros.** Convexos, com três ou três vezes e meia o comprimento do pronoto; Úmeros protuberantes e arredondados; região umeral com pequenas cristas na região logo acima das pontuações. Um par de carenas centro-basais, mais elevadas na porção basal. Pontuações amplamente distribuídas, próximas, cada uma contendo uma única cerda semiereta de cor branca, inserida internamente (exceção *Plistonax bialbomaculatus*). Região próxima do ápice com declive pouco acentuado. Ápice elitral sem projeções (exceção *Psapharochrus signatifrons*). **Pernas.** Fêmures com ápice claviforme. Tíbias com duas manchas de cerdas castanho-escuras, uma sub-basal e outra subapical. Tarsos anteriores achatados, com franjas de cerdas negras. **Abdômen.** Segmento V estreitado no ápice, truncado na porção distal.

Fêmea (♀). Difere do macho por apresentar antenas levemente mais curtas. Tarsos anteriores sem franjas de cerdas negras. Segmento abdominal V mais longo, de formato mais robusto e convexo, com ápice arredondado, contendo um sulco longitudinal na região centro-basal.

4.4.2 Espécies classificadas em *Plistonax*

***Plistonax albituberculatus* Silva Júnior & Souza, 2019**

Plistonax albituberculatus SILVA JÚNIOR *et al.* 2019: 393; TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Brasil, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Serra dos Três Rios (MZSP).

Diagnose. Padrão geral de coloração bem mesclado entre cerdas castanhas e brancas. Tubérculos laterais do pronoto cobertos por cerdas brancas. Carenas elitrais retas; élitros com três pares de manchas transversais castanho-escuras. Tarsômeros I e V cobertos por cerdas brancas, II–IV com cerdas castanhas.

Terminália masculina. Tégmen (Fig. 98). Região médio-lateral levemente convexa, com margem interna levemente esclerotizada, e externa membranosa; porção médio-basal membranosa, limite basal com margens arredondadas, e leve reentrância mediana. Parâmeros com esclerotização uniforme, estreitados em direção ao ápice; região basal com expansões ventrais cerdodas; ápice repleto de cerdas longas, extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 99–100).** Lobo médio curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com profunda invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, lisos, com ápice arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. **Arco ventral.** Membranoso, com ápice curvado. Alargado no ápice e expansões. **Tergitos.** Tergitos VII e VIII com região apical contendo cerdas semi-eretas, mais longas e esparsas no tergito VII. Tergito VIII com apófise membranosa, levemente curvada. **Material examinado. Material-tipo.** BRASIL, *Rio de Janeiro*: [Holótipo] 1♂, Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 28.X.1954, N. Santos col. J.O.S. Júnior. & D.S. Souza det. 2019 (MZSP). [Parátipo] 1♂, Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 28.X.1954, N. Santos col. J.O.S. Júnior. & D.S. Souza det. 2019. UFMG-ICO.1902647 (CCT-UFMG).

Comentários. Espécie descrita recentemente, apenas com a descrição da terminália masculina sendo provida, ausente na descrição original. O padrão de coloração distinto, com a forte presença de cerdas brancas a torna facilmente identificável no gênero.

***Plistonax albolinitus* (Bates, 1861) (Figs. 50–53, 58–60)**

Acanthoderes albolinitus BATES 1861: 471.

Plistonax multipunctatus THOMSON 1864: 19; THOMSON 1878: 155 (tipo).

Plistonax albolinitus LACORDAIRE 1872: 747 (syn.); LANE 1960: 47; MONNÉ & MAGNO 1992: 721 (tax.); MONNÉ 2001: 46 (cat.); MONNÉ 2005: 199 (cat.); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (fêmea) – Brasil, Amazonas, Tefé (Ega) (MNHN).

Diagnose. Antenômeros dos machos com tubérculos na face interna. Pronoto com par de faixas longitudinais negras, e cerdas brancas esparsas. Élitros com par de manchas negras transversais na porção médio-basal.

Macho (♂). Extensão geral coberta por cerdas decumbentes de cor castanho-claro, com distintas cerdas brancas esparsas ocorrendo na frente, pronoto, antenas, pernas e élitros. **Cabeça.**

Pontuações fundas. Comprimento da gena subigual ao comprimento do lobo ocular inferior.

Antenas. Escapo com duas manchas dorsais de cerdas castanho-escuras. Pedicelo com cerca de um terço o comprimento do escapo; antenômero III cerca de uma vez mais um terço o comprimento do escapo; antenômero IV subigual ao escapo; antenômeros seguintes diminuindo gradualmente em extensão, exceção ao antenômero XI, maior em comprimento que o X. Antenômeros V–XI com uma mancha de cerdas castanho-escuras próxima do ápice, cobrindo quase que inteiramente os antenômeros IX–XI. Face interna com tubérculos distintos nos antenômeros IV–XI; cerdas eretas, mais distintas nos antenômeros I–VII; cerdas negras enroladas nos antenômeros IX–XI. Antenas atingem o ápice elitral na altura do antenômero VIII ou IX.

Protórax. Pronoto com tubérculos laterais curtos; tubérculos medianos pouco elevados. Par de faixas longitudinais negras, na altura dos tubérculos medianos. Prosterno com margens laterais distintamente convexas. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo, no geral com cerdas castanho-escuras, e uma faixa longitudinal amarelada. Processo mesoventral com largura menor que o diâmetro da mesocoxa; um par de tubérculos basais distintos, pouco elevados. **Élitros.** Carenas centro-basais

partindo da base até a região pós-mediana, curvadas antes da metade do élitro, com cristas distintas na porção basal. Mancha branca cobrindo porção médio-basal, se estreitando ao longo da extensão elitral, quase atingindo o ápice; manchas negras transversais na região anterior, entre as carenas e sutura; manchas negras médio-posteriores em forma de “Y”; manchas negras menores na altura do declive elitral, formando um ziguezague entre margem e sutura; margens com manchas castanho-escuras. Cerda interna das pontuações curta e grossa, fortemente alargada para o ápice, com sulcos próximos (aumento 1300x) (Fig. 60). Ápice elitral arredondado. **Pernas.** Fêmures com manchas de cerdas castanho-escuras. Tíbias levemente expandidas em direção ao ápice. Tarsômero I coberto de cerdas brancas, tarsômeros II–V com cerdas predominantes castanho-escuras. **Abdômen.** Coberto por cerdas castanho-claras, exceto por áreas castanho-escuras nas laterais dos segmentos I–IV. **Terminália masculina. Tégmen (Fig. 95).** Região médio-lateral convexa, com margem interna levemente esclerotizada, e externa membranosa; porção médio-basal membranosa, limite basal com margens arredondadas, sem reentrância. Parâmeros com esclerotização uniforme, estreitados em direção ao ápice, com margem interna basal expandida lateralmente; ápice repleto de cerdas longas, extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 96–97).** Lobo médio levemente curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com profunda invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, enrugados próximos ao ápice; ápice arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. **Arco ventral.** Membranoso, com ápice curvado. Mais largo na base do tubo e expansões laterais; expansões laterais enrugadas. **Tergitos.** Tergito VII coberto por cerdas esparsas. Tergito VIII na região apical com cerdas curtas semieretas, com apófise membranosa, levemente curvada.

Fêmea (♀). Cabeça. Labro coberto por cerdas curtas, com faixa de cerdas negras enroladas na porção médio-apical (Fig. 83). Mandíbula com face externa transversal e face interna inerme (Fig. 84). Maxila com cardo mais largo na base e com faixa de cerdas curtas na face externa, estipe robusto com longas cerdas no ápice, gálea com porção distal ovalada, cerdosa, com base mais estreita, lacínia alongada com cerdas curtas no centro e mais longas na face externa, palpos maxilares II ao IV diminuindo gradativamente em largura (Fig. 85). Lábio com premento de margens arredondadas, lígula com ápice com profunda reentrância mediana, faixa de cerdas curtas na porção central, com cerdas mais longas nas laterais e ápice, palpo labial com segmento I pouco desenvolvido, segmento II robusto e III alongado, mais fino que o II (Fig. 86). **Protórax.**

Proendosternito direcionado para região posterior, com ápice globoso (Fig. 88). **Mesotórax.** Mesoscuto fusionado ao escutelo, com cerdas concentradas na porção lateral; placa estridulatória afilada nos extremos, com porção central ampla, ocupando cerca de três quartos o comprimento do mesoscuto (Fig. 89). Mesendosternito transversal, orientado para o centro-posterior do mesotórax, perpassando as cavidades coxais (Fig. 90). **Metatórax.** Asas membranosas alongadas; veia costal (C) curta, ocupando cerca de um quarto da asa; veia subcostal (Sc) levemente mais longa que a C, fusionada a veia radial (R). Veia R bem demarcada, ocupando cerca de três quintos da extensão da asa. Veia transversa rádio-setor (r-s) curta, ligada a veia setor (S); veia transversa setor-média (s-m) mais longa, conectada a veia setor anterior (SA); a conexão destas quatro veias com a veia R formando a célula radial. Veia média (M) dividida em Média Anterior (MA) e Média Posterior (MP); veia MA próxima a área de dobramento alar, oblíqua em direção a região posterior; veia MP próxima ao centro da asa, conectada a veia cubital (Cu) em prolongamento. Veia Cu bem demarcada, com comprimento subigual a R, conectada a esta na base por meio do árculo (arc). Veia Empulsal (E) originada na base de Cu, conectada a veia 1ª Anal (1A); veia 2ª Anal (2A) com origem conjunta a 1ª, conectadas após metade da extensão em 1A+2A. Veia Plical (P) iniciando por volta da metade da altura de Cu, fundida a E posteriormente. Veia E bifurcada em Ea, quase atingindo a membrana externa. Veia Jugal (J) bem demarcada, com leve curvatura, ocupando cerca de um terço da largura da asa (Fig. 87). Metendosternito com dois pares de braços laterais, com braços superiores enrugados, e inferiores lisos; lâminas centrais paralelas aos braços, com lâminas superiores mais longas que as inferiores; porção posterior alargada, com ápice rugoso; pedúnculo ocupando cerca de três quartos do comprimento do metendosternito (Fig. 91). **Geral.** Difere do macho por apresentar face interna da antena sem tubérculos, e sem cerdas enroladas nos antenômeros IX–XI; antenas mais curtas, atingindo o ápice elitral na altura do antenômero XI.

Variações. Manchas de cerdas castanho-escuras do antenômero III podem aparecer fusionadas em vista dorsal. O formato das manchas elitrais pode variar consideravelmente, a mancha em “Y” pode ter uma extensão até a margem do élitro, e a mancha em ziguezague do declive elitral pode ser incompleta.

Medidas (mm). Comprimento total (15–19,7); comprimento do élitro (10,2–14,2); comprimento do pronoto (3,2–3,9); largura umeral (5,8–7,6); largura do pronoto (5–6,6).

Material examinado. Material-tipo. (Não acessado). **Descrição geral.** BRASIL, *Amazonas*: 1♂, Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35 m., 02°35'21"S - 60°06'55"W, 12-15.X.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael *et al.* col. U. Martins det. 2005 (MZSP). **Terminália masculina.** BRASIL, *Amazonas*: 1♂, Manaus, Reserva Ducke, 02°55'S - 59°59'W, 24-25.IX.2003, lençol com luz mista de mercúrio, S.F. Trovisco & E.N. Silva col. (INPA). **Descrição da fêmea:** 1♀, sem informações (INPA). **Demais exemplares.** BRASIL, *Amazonas*: 1♀, Presidente Figueiredo, Estrada de Balbina Km-24, 02°01'05"S - 59°49'60"W, 1-12.IX.2002, luz mista, Felipe Filho & U.C. Barbosa col. M.A. Monné det. 2009. 1♀, Manaus, CEPLAC Km-80, 15.XII.1976. B.C. Ratcliffe col. U. Martins det. 2010. 1♂, Manaus, PDBFF, Fazenda DIMONA, 02°19'28"S - 60°05'11"W, 28-31.VII.2000, lençol com luz mista de mercúrio, R. Andreazze col. 1♀, Manaus, Reserva Ducke, 02°55'S - 59°59'W, 26-27.II.2003, lençol com luz mista de mercúrio, J.T. Câmara *et al.* col. 1♀, Presidente Figueiredo, Estrada de Balbina Km-24, 02°01'05"S - 59°49'60"W, 24-25.X.2003, lençol com luz mista, J.A. Rafael *et al.* col. 1♂, Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35 m., 02°35'21"S - 60°06'55"W, 13-16.VIII.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael *et al.* col. U. Martins det. 2005 (INPA). 1♂, Coari, Rio Urucu, 04°57'58"S - 65°19'38"W, 14-24.V.1993, luz mista de mercúrio, P.F. Bührnheim *et al.* col. 1♀, Coari, Duto Urucu, porto terminal, 04°50'16"S - 65°20'36"W, 12-21.VI.1996, luz mista de mercúrio, P.F. Bührnheim *et al.* col. (UFAM). *Pará*: 1♂, F. Lane det. 1958 (MZSP). 1♂, Parauapebas, Serra Norte, 26.X.1984, coleta noturna, M. Zanuto col. U. Martins det. 1992. MPEG-15001050 (MPEG). FRANÇA, *Guiana Francesa*: 1♀, Montagne Tortue, Approuague, 500 m., 24.VII.1981, P.L. & G.T. col. 1♂ e 1♀, Montagne Tortue, Approuague, 500 m., 26.VIII.1981, P.L. & G.T. col. (MNRJ). 1♂, Saul, 30.VII.1981, P.L. & G.T. col. 1♂, Saul, 6.VIII.1981, armadilha luminosa, G. Tavakilian col. 1♂, Montagne Tortue, Approuague, 500 m., 24.VIII.1981, P.L. & G.T. col. 1♀, Nancibo, Pk-7, 9.X.1983, piège lumineux, M. Thouvenot col. G. Tavakilian det. 1988 (MZSP).

Comentários. Espécie similar a *Plistonax inopinatus*, com diferenças pontuais em manchas do pronoto e élitro. Sobre os tubérculos na face interna dos antenômeros nos machos (um dos caracteres que agrupa as duas espécies), *P. albolinitus* possui por vezes antenômeros com mais de um tubérculo, aspecto mais raro em *P. inopinatus*. Além disso, as duas espécies ocorrem em âmbitos geográficos diferentes, *P. albolinitus* na Amazônia e *P. inopinatus* na faixa Atlântica.

***Plistonax bialbomaculatus* (Zajciw, 1964)**

Acanthoderes bialbomaculata ZAJCIW 1964: 159; JULIO *et al.* 2000: 30 (tipo).

Acanthoderes (Psapharochrus) bialbomaculatus MONNÉ 1994: 58 (cat.).

Psapharochrus bialbomaculatus MONNÉ 2005: 200 (cat.).

Plistonax bialbomaculatus TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013: 49 (comb. nov.); MONNÉ & MONNÉ 2016: 56 (tipo); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Peru, Junín, Satipo (MNRJ).

Diagnose. Antenômeros III–VI com um par de manchas de cerdas castanho-escuras. Pronoto com tubérculos laterais alongados, subagudos. Élitros com pontuações sem cerdas brancas inseridas internamente.

Material examinado. Material-tipo. PERU, *Junín*: [Holótipo] 1♂, Satipo, XI.1941, ex col. Bosq (MNRJ) (analisado por fotografia em BEZARK 2020).

Comentários. A espécie tem um padrão de coloração muito similar a *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, principalmente nas antenas e manchas elitrais. Historicamente, o padrão elitral é um aspecto importante para a identificação em Cerambycidae, o que tem levado a uma confusão na identificação desta espécie nas coleções. Revisando o histórico de registros e fotografias, em comparação com a foto e descrição do holótipo, se pôde chegar à conclusão que *P. bialbomaculatus* só é conhecida através do tipo, e a maior parte dos outros registros são na verdade de *A. (A.) ariasi* (ou mesmo de *Plistonax rafaeli*) (ver seção 4.5 “Distribuição geográfica de *Plistonax*”). A cerda branca nas pontuações elitrais está ausente nesta espécie.

***Plistonax hefferni* (Audureau, 2017)**

Exalplus hefferni AUDUREAU 2017: 2.

Plistonax hefferni SILVA JÚNIOR *et al.* 2019: 395 (comb. nov.); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Colômbia, Região de Muzo (AACP).

Diagnose. Carenas elitrais retas, compostas por tubérculos proeminentes e achatados, separados entre si.

Material examinado. Material-tipo. COLÔMBIA, *Boyacá*: [Holótipo] 1♂, Région de Muzo, 1500–1800 m (AACP) (analisado por fotografia em AUDUREAU 2017).

Comentários. Espécie com carenas elitrais descontinuas, sendo uma característica única no gênero. A mancha branca do élitro é similar à de *Plistonax albituberculatus*. Espécie conhecida apenas pelo espécime-tipo.

***Plistonax inopinatus* Lane, 1960 (Figs. 54–57, 61–63)**

Plistonax albolinitus ZIKÁN & ZIKÁN 1944: 34 (erro id.).

Plistonax inopinatus LANE 1960: 47; MONNÉ & MAGNO 1992: 719, 721 (tax.); MONNÉ 2001: 2 (erro inadvertido); MONNÉ 2005: 199 (cat.); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Brasil, Santa Catarina, Corupá (AMNH).

Diagnose. Antenômeros dos machos com tubérculos na face interna. Pronoto com cerdas brancas esparsas, mas sem faixas longitudinais escuras. Élitros sem manchas negras transversais na porção médio-basal.

Macho (♂). Extensão geral coberta por cerdas decumbentes de cor castanho-claro, e distintas cerdas brancas esparsas na frente, antenas, pronoto, pernas e élitros. **Cabeça.** Pontuações fundas. Comprimento da gena um pouco maior do que o comprimento do lobo ocular inferior. **Antenas.** Escapo com duas manchas dorsais de cerdas castanho-escuras. Pedicelo com cerca de um terço o comprimento do escapo; antenômero III cerca de uma vez mais um terço o comprimento do escapo; antenômero IV subigual ao escapo; antenômeros seguintes diminuindo gradualmente em extensão, exceção ao antenômero XI, maior em comprimento que o X. Antenômeros V–XI com uma mancha de cerdas castanho-escuras próxima do ápice. Face interna com tubérculos distintos nos antenômeros VI–XI; cerdas eretas, mais distintas nos antenômeros I–VII; cerdas negras enroladas nos antenômeros IX–XI. Antenas atingem o ápice elitral na altura do antenômero IX ou X. **Protórax.** Pronoto com tubérculos laterais curtos; tubérculos medianos pouco elevados. Prosterno com margens laterais distintamente convexas. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo, concolor ao élitro, com faixa longitudinal amarelada. Processo mesoventral com largura menor que o diâmetro da mesocoxa; um par de tubérculos basais pouco distintos. **Élitros.** Carenas centro-basais partindo da base até a região pós-mediana, curvadas antes da metade do élitro, com cristas

distintas na porção basal. Mancha branca cobrindo porção médio-basal, se estreitando ao longo da extensão elitral, quase atingindo o ápice; manchas negras médio-posteriores em forma de “Y”; manchas negras menores na altura do declive elitral, formando um ziguezague entre margem e sutura; margens com manchas esbranquiçadas. Cerda interna das pontuações curta e grossa, fortemente alargada para o ápice, com sulcos próximos (aumento 1500x) (Fig. 63). Ápice elitral arredondado. **Pernas.** Fêmures com manchas de cerdas castanho-escuras. Tíbias levemente expandidas em direção ao ápice. Tarsômero I coberto de cerdas castanho-claras, tarsômeros II–V com cerdas predominantes castanho-escuras. **Abdômen.** Coberto por cerdas brancas, exceto por áreas glabras nas laterais dos segmentos I–IV. **Terminália masculina. Tégnen (Fig. 101).** Região médio-lateral fortemente convexa, com margens interna e externa levemente esclerotizadas; porção médio-basal membranosa, limite basal com margens arredondadas, e leve reentrância mediana. Parâmeros com esclerotização uniforme, estreitados em direção ao ápice, com margem interna basal expandida lateralmente; ápice repleto de cerdas longas, extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 102–103).** Lobo médio curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com profunda invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, lisos, com ápice arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. Ápice do tubo com estrutura esclerotizada, ramificada em duas peças arredondadas. **Arco ventral.** Membranoso, com ápice curvado. Mais largo na base do tubo e expansões laterais. **Tergitos.** Tergito VII coberto por cerdas esparsas. Tergito VIII na região apical com cerdas curtas semieretas, com arco membranoso, levemente curvado.

Fêmea (♀). Difere do macho por apresentar face interna da antena sem tubérculos, e sem cerdas enroladas nos antenômeros IX–XI; antenas mais curtas, atingindo o ápice elitral na altura do antenômero XI.

Variações. Os tubérculos basais do processo mesoventral podem ser ausentes. A coloração geral do escutelo pode variar de um castanho-claro, para um castanho escuro. O formato das manchas elitrais pode variar, com exceção das manchas em “Y”, mais uniformes; a mancha em ziguezague do declive elitral pode ser inconspícua ou mesmo ausente.

Medidas (mm). Comprimento total (11,8–18,1); comprimento do élitro (8,3–12,9); comprimento do pronoto (2,4–3,7); largura umeral (4,7–7,6); largura do pronoto (3,6–5,8).

Material examinado. Material-tipo. BRASIL, *Santa Catarina*: [Holótipo] 1♂, Corupá (Hansa Humboldt) (AMNH) (analisado por fotografia em BEZARK 2020). [Parátipo] 1♀, Timbó, XI.1953, Dirings col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♀, Corupá, II.1938, A. Maller col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♂, Timbó, XII.1953, Dirings col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♀, Timbó, XII.1951, Dirings col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♂, Corupá, Hansa Humboldt, XI.1946, A. Maller col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♀, Corupá, Hansa Humboldt, X.1939, A. Maller col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♀, Corupá, XI.1938, A. Maller col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♂, Rio Natal, III.1957, Dirings col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♀, Blumenau, XI.1956, Dirings col. F. Lane det. 1959. [Parátipo] 1♂, Timbó, XII.1954, Dirings col. F. Lane det. 1959 (MZSP). [Parátipo] 1♀, Corupá, XII.1937, A. Maller col. F. Lane det. 1959. DZUP-378462. [Parátipo] 1♀, Corupá, XII.1956, A. Maller col. F. Lane det. 1959. DZUP-378461 (DZUP). **Descrição geral.** BRASIL, *Rio de Janeiro*: 1♂, Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, XI.1964, Seabra & Werner col. (MNRJ). **Terminália masculina.** BRASIL, *Rio de Janeiro*: 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 4.X.1954, D. Zajciw col. D. Zajciw det. 1964. DZUP-115078 (DZUP). **Descrição da fêmea.** BRASIL, *Santa Catarina*: [Parátipo] 1♀, Timbó, XI.1953, Dirings col. F. Lane det. 1959 (MZSP). **Demais exemplares.** BRASIL, *Bahia*: 1♀, Água Preta, G. Bondar col. F. Lane det. 1959. 1♂, Fazenda Escalada, 14.IX.1979, F.P. Benton col. (MZSP). *Espírito Santo*: 1♂, Santa Teresa, 14.XI.1966, C.T. & C. Elias col. DZUP-378460. 2♂ e 1♀, Santa Teresa, X.1964, C. Elias col. DZUP-115072; 115077; 115076. 1♂, Rio Bonito, XI.1965, A. Maller col. DZUP-115074 (DZUP). 1♀, Linhares, X.1972, C. Elias col. 1♀, Santa Maria de Jetibá, 800 m. (MNRJ). 1♀, Linhares, Ilha do Travessão, 1.III.1967, A. Gomes col. U. Martins det. 1992. 1♂, Santa Teresa, 14.XII.1928, F. Lane det. 1964. 1♀, Matilde, I-1941, A. Maller col. F. Lane det. 1958 (MZSP). *Minas Gerais*: 1♂, Santa Bárbara, EDPA-Peti/CEMIG, 26.X.1990, J.T. Magalhães col. J.O. Silva Jr. det. 2018. UFMG-ICO.1800388 (CCT-UFMG). *Rio de Janeiro*: 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XII.1966, Alvarenga & Seabra col. DZUP-378540. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 1.XII.1966, Moure & Seabra col. DZUP-115067. 1♂ e 2♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 3.XII.1965, Moure & Seabra col. DZUP-115075; 115068; 115071. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 7.XI.1957, D. Zajciw col. DZUP-115070. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, IX.1961, Seabra & Alvarenga col. DZUP-115073. (DZUP). 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XII.1979, C.A.C. Seabra col. 1♂ e 6♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XI. 1962, Alvarenga & Seabra col. 4♀, Rio de Janeiro,

Guanabara, Corcovado, XII. 1962, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1973, C.A.C. Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Corcovado, 10.XII.1955, D. Zajciw col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 9.IV.1970, Alvarenga & Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, IX.1976, C.A.C. Seabra col. 2♂ e 2♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, S.A.F. col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 10.XI.1967, Alvarenga & Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 25.II.1964, Alvarenga & Seabra col. 3♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Represa Rio Grande, 16-31.X.1960, F.M. Oliveira col. 1♂, Rio de Janeiro, Corcovado, IX.1959, Alvarenga & Seabra col. 2♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 30.XI.1966, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Corcovado, XII.1959, Alvarenga & Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1972, C.A.C. Seabra col. 1♂ e 2♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1971, C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 23.XI.1967, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 31.X.1961, Alvarenga & Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 6.X. 1969, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 5.XI.1976, M.A. Monné & C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, IV.1974, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, 26.II.1952, C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, II.1961, Alvarenga & Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1974, C.A.C. Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, II.1976, C.A.C. Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 30.X.1975, M.A. Monné & C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Corcovado, 13.IX.1975, M.A. Monné col. 1♀, Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 780 m., 18.XII.1958, F. Gouveia col. 2♂, Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 25.X.1954, N. Santos col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 31.X. 1967, Alvarenga & Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, II.1966, C.A.C. Seabra col. 2♀, Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 700 m., 5-25.XI.1974, H.S. & M.A. Monné col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, IX.1967, C.A.C. Seabra col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, III.1971, C.A.C. Seabra col. 1♂ e 1♀, Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, XI.1964, Seabra & Werner col. 1♂, Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 13.XII.1965, N. Santos col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1961, C.A.C. Seabra col. 1♂ e 1♀, Itatiaia, 816 m., XI.1964, W. Zikán col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, 10.I.1959, armadilha luminosa, C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro,

Guanabara, Floresta da Tijuca, XII.1980, C.A.C. Seabra col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Gávea, VIII.1961, T. Carvalho col. 1♂, Rio de Janeiro, Guanabara, Represa Rio Grande, 16-30.IX.1960, F.M. Oliveira col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, XII.1992, C.A.C. Seabra col. (MNRJ). 1♀, Itatiaia, 815 m., 9.XI.1939, J.F. Zikán col. CEIOC-14873. 1♀, Itatiaia, 700 m., 22.III.1944, J.F. Zikán col. CEIOC-14874. 1♂, Guapimirim, 13.XI.1993, R.S.N. Costa col. CEIOC-14875. 1♀, Petrópolis, Val Paraíso, III.2007, J. Costa col. CEIOC-14876. (CEIOC). 1♂, Cachoeiras de Macacu, Boca do Mato, X.1996. 1♂, Petrópolis, Independência, 900 m., VI.1936. Gagarin col. F. Lane det. 1964. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, X.1965, Alvarenga col. 1♀, Rio de Janeiro, Corcovado, 30.XII.1958, Alvarenga & Seabra col. F. Lane det. 1959. 1♂, Itatiaia, I.1972, Dirings col. 1♂, Itatiaia, 700 m., 8.X.1942, W. Zikán col. 1♀, Rio de Janeiro, Corcovado, 30.XI.1958, Seabra & Alvarenga col. F. Lane det. 1959. 1♀, Itatiaia, X.1964, W. Zikán col. 1♀, Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XI.1961, Alvarenga col. 1♀, Petrópolis, Independência, 900 m., V.1936, F. Lane det. 1959 (MZSP). *Santa Catarina*: 1♂, Corupá, X.1967, A. Maller col. DZUP-378539. 1♂, Corupá, XII.1970, A. Maller col. DZUP-378542. 1♀, Corupá, A. Maller col. DZUP-378541. 1♀, Corupá, I.1968, A. Maller col. DZUP-115069 (DZUP). 1♂, Corupá, X.1965, A. Maller col. 1♀, Corupá, XI.1965, A. Maller col. 1♂, Corupá (MNRJ). 1♂, Timbó, XI.1953, Dirings col. F. Lane det. 1959. 1♀, Corupá, I.1950, Dirings col. 1♂, São Bento do Sul, Rio Natal, XI.2007, R. Koike col. 4♂ e 1♀, São Bento do Sul, Rio Natal, XII.2008 (MZSP). *São Paulo*: 1♀, São Vicente, IX.1948, Speer col. 1♂, São Paulo, 3.XII.1916, F. Lane det. 1964. 1♂, São Paulo, 13.I.1917, F. Lane det. 1964. 1♂, São Paulo, 1.XI.1918, F. Lane det. 1964. 1♂, São Paulo, 18.XI.1918, F. Lane det. 1964. 1♂ e 1♀, São Paulo, F. Lane det. 1964. Salesópolis, Estação Biológica Boraceia, 17.X.1960, K. Lenko col. (MZSP).

Comentários. Espécie bem similar a *P. albolinitus*. As cerdas brancas esparsas que ocorrem na cabeça, antenas, pronoto, élitros e pernas foram notadas por Lane (1960) na descrição original, sendo pontuadas como a principal diferença entre as duas espécies (as quais seriam ausentes em *P. albolinitus*) (Figs. 23, 27). Com os espécimes examinados neste trabalho, se pôde averiguar que essas cerdas estão presentes nas duas espécies (e também em *Melzerus difficilis*), mas se encontram em maior número em *P. inopinatus*, além de serem mais contrastantes com a coloração geral nesta espécie.

***Plistonax rafaeli* Martins & Galileo, 2006 (Figs. 64–68)**

Plistonax rafaeli MARTINS *et al.* 2006: 270; MONNÉ *et al.* 2017: 351 (tipo); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Brasil, Amazonas, Manaus (INPA).

Diagnose. Antenômeros III-V com um par de manchas de cerdas castanho-escuras. Região anterior dos élitros e úmeros com mancha negra; élitros com manchas pós-medianas em forma de “Y”.

Macho (♂). Extensão geral coberta por cerdas decumbentes de cor castanho-claro, mescladas com cerdas griseas e amareladas. **Cabeça.** Pontuações fundas. Comprimento da gena menor do que o lobo ocular inferior. Fronte e arredor dos olhos com cerdas amareladas. **Antenas.** Antenas no geral cobertas por cerdas griseas e amareladas. Pedicelo com cerca de um quarto o comprimento do escapo; antenômero III um pouco maior que o escapo; antenômero IV levemente menor que o escapo; antenômeros seguintes diminuindo gradualmente em extensão. Antenômero V com duas manchas de cerdas castanho-escuras, uma mais próxima da base, e outra subapical; antenômeros VI–XI com apenas uma mancha próxima do ápice. Face interna sem tubérculos, com cerdas eretas, mais distintas nos antenômeros I–VII; cerdas negras enroladas ausentes. Antenas atingem o ápice elitral na altura do antenômero IX ou X. **Protórax.** Pronoto com tubérculos laterais curtos, cobertos por cerdas amareladas; tubérculos medianos pouco elevados. Par de faixas longitudinais negras, na altura dos tubérculos medianos. Prosterno com margens laterais retas. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo, no geral com cerdas negras, e uma faixa longitudinal amarelada. Processo mesoventral com largura menor que o diâmetro da mesocoxa; um par de tubérculos basais distintos, pouco elevados. **Élitros.** Úmeros e limite basal com mancha negra distinta. Carenas centro-basais partindo da base até pouco além do centro elitral, curvadas antes da metade do élitro, com cristas distintas na porção basal. Um par de manchas brancas longitudinais curtas na região mediana; manchas negras médio-posteriores em forma de “Y”; manchas negras transversais na região anterior, entre as carenas e sutura; manchas negras curtas na região do declive elitral; margens com mancha amarelada. Cerdas internas das pontuações longa e fina, afilada no ápice, com sulcos próximos (aumento 900x) (Fig. 68). Ápice elitral truncado. **Pernas.** Fêmures com cerdas amareladas formando pequenos aglomerados. Tíbias levemente expandidas em direção ao ápice. Tarsômero I coberto de cerdas brancas, tarsômeros II–V com

cerdas predominantes castanho-escuras. **Abdômen.** Coberto totalmente por cerdas amareladas. **Terminália masculina. Tégmen (Fig. 104).** Região médio-lateral fortemente convexa, com margens interna e externa levemente esclerotizadas; porção médio-basal membranosa, limite basal com margens arredondadas, e leve reentrância mediana. Parâmeros com esclerotização uniforme, estreitados em direção ao ápice, com margem interna basal expandida lateralmente; ápice repleto de cerdas longas; base interna com cerdas curtas agrupadas; extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 105–106).** Lobo médio curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com profunda invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, lisos, com ápice estreitado, arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. Ápice do tubo com estrutura esclerotizada, afilada na base, ramificada em duas peças arredondadas no ápice. **Arco ventral (Fig. 92).** Membranoso, com ápice curvado. Mais largo na base do tubo e expansões laterais. **Tergitos (Figs. 93–94).** Tergitos VII e VIII com região apical contendo cerdas semi-eretas, mais longas e esparsas no tergito VII. Tergito VIII com apófise membranosa, levemente curvada.

Variações. As manchas transversais do élitro na porção anterior podem ser ausentes; as cerdas brancas internas nas pontuações elitrais podem ser castanho-escuras na área central do élitro. O processo mesoventral pode ter largura subigual ao diâmetro das mesocoxas.

Medidas (mm). Comprimento total (12,3–13,1); comprimento do élitro (8,4–9,1); comprimento do pronoto (2,6–2,9); largura umeral (5–5,5); largura do pronoto (4,5–5).

Material examinado. Material-tipo. Descrição geral. BRASIL, Amazonas: [Holótipo] 1♂, Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35 m., 02°35'21"S - 60°06'55"W, 13-16.IX.2004, lençol com luz mista e BLB, F.F. Xavier *et al.* col. U.R. Martins & M.H. Galileo det. 2005. INPA-COLEO.319 HOL. (INPA). **Terminália masculina.** BRASIL, Rondônia: 1♂, Itapuã do Oeste, FLONA Jamari, Trilha Pedra Grande, 09°11'39.4"S - 63°04'55.3"W, 6.X.2014, facheamento, J.A. Rafael *et al.* col. (INPA).

Comentários. Espécie no aspecto geral similar a *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi* e *Plistonax bialbomaculatus*, mas com padrão elitral distinto. Aparentemente, a proporção do comprimento do escapo em relação ao antenômeros II-IV é maior do que nestas duas outras espécies, sendo necessários mais exemplares para uma maior confiabilidade nesta diferença. Os elementos da terminália também possuem algumas diferenças em relação a *A. (A.) ariasi*.

***Plistonax senecauxi* Tavakilian & Néouze, 2013**

Plistonax senecauxi TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013: 48; MORVAN & ROGUET 2014: 20 (cat.); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Guiana Francesa, Route de Kaw, Pk-36 (MNHN).

Diagnose. Élitro com par de manchas brancas distintas em formato de arco, partindo da base, com concavidade na região média. Manchas transversais negras na altura do declive elitral, levemente oblíquas.

Material examinado. Material-tipo. FRANÇA, *Guiana Francesa*: [Holótipo] 1♂, Pk-36 de la route de Kaw, 31.VIII.1989, au piégeage lumineux, S. Ferey col. (MNHN) (analisado por fotografia enviada pelo MNHN).

Comentários. Com base em fotos de exemplares da série-tipo e na descrição original, aparentemente as características diagnósticas desta espécie estão no padrão elitral, principalmente no par de manchas brancas distinto a qual TAVAKILIAN & NÉOUZE (2013) chamaram de “forma de lira”.

4.4.3 Espécies propostas como novas combinações para Plistonax

As espécies a seguir são apresentadas ainda com o nome original, visando evitar problemas nomenclaturais com o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica durante a publicação do artigo fruto desta dissertação.

***Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi* Chemsak & Hovore, 2002 (Figs. 69–72, 77–79)**

Acanthoderes ariasi CHEMSAK & HOVORE 2002: 11.

Plistonax ariasi TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.).

Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi MONNÉ 2005: 160 (cat.); MONNÉ 2020 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Panamá, Panamá, Bayano (EMEC).

Diagnose. Vértice com um par de manchas de cerdas ovaladas, de cor castanho-escura. Antenômeros III–VI com um par de manchas de cerdas castanho-escuras. Pronoto com tubérculos laterais curtos. Região anterior dos élitros e úmeros com mancha negra.

Fêmea (♀). Extensão geral coberta por cerdas decumbentes de cor castanho-claro, mescladas com cerdas gríseas e amareladas. **Cabeça.** Pontuações fundas. Comprimento da gena subigual ao do lobo ocular inferior. Fronte e redor dos olhos com cerdas amareladas. Vértice com par de manchas arredondadas de cor castanha. **Antenas.** Antenas no geral cobertas por cerdas gríseas e amareladas. Pedicelo com cerca de um terço o comprimento do escapo; antenômero III cerca de uma vez mais um terço o comprimento do escapo; antenômero IV subigual ao escapo; antenômeros seguintes diminuindo gradualmente em extensão. Antenômeros V–VI com duas manchas de cerdas castanho-escuras, uma mais próxima da base, e outra subapical; antenômeros VII–XI com apenas uma mancha próxima do ápice. Face interna sem tubérculos, com cerdas eretas, mais distintas nos antenômeros I–VII; cerdas negras enroladas ausentes. Antenas atingem o ápice elitral na altura do antenômero IX ou X. **Protórax.** Pronoto com tubérculos laterais curtos, cobertos por cerdas amareladas; tubérculos medianos pouco elevados. Par de faixas longitudinais negras, na altura dos tubérculos medianos. Prosterno com margens laterais retas. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo, no geral com cerdas negras, e uma faixa longitudinal amarelada. Processo mesoventral com largura menor que o diâmetro da mesocoxa; um par de tubérculos basais pouco distintos. **Élitros.** Úmeros e limite basal com mancha negra distinta. Carenas centro-basais partindo da base até o terço apical, curvadas antes da metade do élitro, com cristas distintas na porção basal. Um par de manchas brancas longitudinais curtas na região mediana; mancha branca centro-basal, entre as carenas e sutura; dois pares de manchas negras médio-posteriores, de formato curvo; manchas negras transversais na região anterior, entre as carenas e sutura; manchas brancas verticais curtas na altura do declive elitral; outras manchas pontuais brancas ou negras dispersas; margens com mancha amarelada. Cerdas internas das pontuações longa e fina, afilada no ápice, com sulcos próximos (aumento 800x) (Fig. 79). Ápice elitral truncado. **Pernas.** Fêmures cobertos por cerdas castanhas, e cerdas amareladas formando pequenos aglomerados. Tíbias levemente expandidas em direção ao ápice. Tarsômero I coberto de cerdas brancas, tarsômeros II–V com cerdas predominantes castanho-escuras. **Abdômen.** Coberto totalmente por cerdas amareladas.

Macho (♂). Difere da fêmea por apresentar face interna da antena com cerdas negras enroladas nos antenômeros IX–XI; antenas um pouco mais longas, atingindo o ápice elitral na altura do antenômero XIII. **Terminália masculina. Tégmen (Fig. 107).** Região médio-lateral levemente convexa, com margem externa levemente esclerotizada, e margem interna membranosa; porção

médio-basal membranosa, limite basal com margens arredondadas, e leve reentrância mediana. Parâmeros com esclerotização uniforme, estreitados em direção ao ápice, com margem interna basal expandida lateralmente; base interna com expansões laterais curvadas em vista ventral, delimitadas por uma faixa de cerdas distinta; ápice repleto de cerdas longas, extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 108–109).** Lobo médio curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com profunda invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, lisos, com ápice arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. **Arco ventral.** Membranoso, com ápice curvado. Mais largo na base do tubo e expansões laterais. **Tergitos.** Tergito VII coberto por cerdas esparsas. Tergito VIII na região apical com cerdas curtas semieretas, com apófise membranosa, levemente curvada.

Variações. A gena poder ter comprimento distintamente maior do que o lobo ocular inferior. Antenômeros V e VI podem apresentar apenas uma mancha de cerdas castanhas. Margens laterais do processo prosternal podem ser convexas. O par de manchas negras no terço apical do élitro pode ser contínuo, ou distintamente separado; ápice elitral pode apresentar uma leve projeção na margem externa.

Medidas (mm). Comprimento total (9,5–12,9); comprimento do élitro (6,8–9,1); comprimento do pronoto (1,9–2,4); largura umeral (3,9–5); largura do pronoto (3,2–4,2).

Material examinado. Material-tipo. PANAMÁ, *Panamá*: [Holótipo] 1♂, Bayano, Km-18 W. Ipeti, 14.V.1993, E.F. Giesbert col. (EMEC) (analisado por fotografia enviada pelo EMEC).

Descrição geral. COSTA RICA, *Cartago*: 1♀, Turrialba, CATIE, 14.III.1991, M.E. Rice col. (MZSP). **Descrição do macho.** COLÔMBIA, *Cundinamarca*: 1♂, Guaduas, Alto del Trigo, Via Villeta, 05°00'30"N - 74°32'00"W, 8-9.V.2016, V. Sinyaev & C. Pinilla col. (MZSP). **Demais exemplares.** COLÔMBIA, *Atlántico*: 1♂, Usiacurí, Reserva Campesina La Montaña, 260 m., 10°46'26"N - 75°02'34"W, 12-14.V.2018, captura manual, K. García col. *Bolívar*: 1♂, Zambrano, Hda. Monterrey, 70 m., 09°37'48"N - 74°54'44"W, F. Fernandez & G. Ulloa col. *Magdalena*: 1♂, Cerro Kennedy, Road Minka, 1000 m., 11°07'31"N - 74°06'07"W, 7-8.VI.2018, V. Sinyaev col. PANAMÁ, *Panamá*: 1♀, Ilha Barro Colorado, 28.II.1964, L.J. Bottimer col. (MZSP).

Comentários. A descrição principal foi baseada em uma fêmea pelo exemplar ter melhor correspondência com a descrição original da espécie. Apesar de TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE

(2019) apresentarem a espécie como *Plistonax ariasi* em seu catálogo, ainda não há uma publicação formal determinando a nova combinação. A descrição original de CHEMSAK & HOVORE (2002) discute a dificuldade de se alocar novas espécies nos gêneros *Acanthoderes* e *Plistonax* devido a ausência de características diagnósticas. Esta espécie é muito similar a *Plistonax rafaeli* e *Plistonax bialbomaculatus*, podendo ser diferenciada da primeira pelo padrão da pubescência elitral, e da segunda por possuir os tubérculos laterais do pronoto mais curtos, e pela cerda branca nas pontuações elitrais.

***Melzerus difficilis* (Melzer, 1934) (Figs. 73–76, 80–82)**

Idiomerus difficilis MELZER 1934: 98; ZIKÁN & WYGODZINSKY 1948: 54 (tipo); BACHMANN & DI IORIO 2002: 66 (tipo).

Acanthoderes (Psapharochrus) minuta FUCHS 1958: 57.

Psapharochrus minutus MONNÉ 2005: 209 (cat.).

Melzerus difficilis MONNÉ 2005: 179 (cat.); MONNÉ & MONNÉ 2006: 40 (syn.); MONNÉ *et al.*, 2017 (tipo); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.); ROGUET 2020 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (macho) – Brasil, São Paulo, Amparo (MZSP).

Diagnose. Pronoto com tubérculos medianos elevados, com um tubérculo extra na região central; crista longitudinal ausente. Face interna dos fêmures (machos) com distinta mancha de cerdas amarelas na região globosa. Élitro com mancha amarelada na altura do declive elitral.

Macho (♂). Extensão geral coberta por cerdas decumbentes de cor castanho-claro, mescladas com cerdas griseas e amareladas. **Cabeça.** Pontuações fundas. Comprimento da gena subigual ao do lobo ocular inferior. Fronte e arredor dos olhos com cerdas amareladas e brancas. Vértice com um par de tubérculos pouco elevados. **Antenas.** Antenas no geral cobertas por cerdas griseas e amareladas. Pedicelo com cerca de um terço o comprimento do escapo; antenômero III cerca de uma vez mais um terço o comprimento do escapo; antenômero IV subigual ao escapo; antenômeros seguintes diminuindo gradualmente em extensão. Antenômeros V–XI com uma mancha de cerdas castanho-escuras próxima do ápice. Face interna sem tubérculos, com cerdas eretas, mais distintas nos antenômeros I–V; cerdas negras enroladas ausentes. Antenas atingem o ápice elitral na altura do antenômero VIII ou IX. **Protórax.** Pronoto com tubérculos laterais curtos, cobertos por cerdas amareladas; tubérculos medianos muito elevados; tubérculo central

similar aos medianos; crista longitudinal mediana ausente. Prosterno com margens laterais retas. **Mesotórax.** Escutelo oblíquo; no geral com cerdas castanho-escuras, e uma faixa longitudinal amarelada. Processo mesoventral com largura menor que o diâmetro da mesocoxa; um par de tubérculos basais distintos, pouco elevados. **Élitros.** Carenas centro-basais partindo da base cerca de metade do élitro, curvadas antes da metade do élitro, com cristas distintas na porção basal. Mancha branca médio-basal, entre carenas e sutura; manchas negras transversais na região anterior, entre as carenas e sutura; par de manchas negras pós-medianas; par de manchas negras curvadas, próximo ao declive elitral, declive com distinta mancha amarelada; outras manchas pontuais negras ou brancas dispersas; margens com mancha amarelada. Cerdas internas das pontuações curta e grossa, fortemente alargada em direção ao ápice, com sulcos profundos e esparsos (aumento 2200x) (Fig. 82). Ápice elitral arredondado. **Pernas.** Fêmures com cerdas amareladas, brancas e castanhas; face interna do fêmur com mancha arredondada de cerdas amarelas. Tíbias levemente expandidas em direção ao ápice. Tarsômero I coberto de cerdas brancas, tarsômeros II–V com cerdas brancas e castanhas. **Abdômen.** Coberto totalmente por cerdas amareladas. **Terminália masculina. Tégmen (Fig. 110).** Região médio-lateral convexa, com margens interna e externa membranosas; porção médio-basal membranosa, limite basal com margem reta. Parâmeros com esclerotização fraca, uniforme, estreitados em direção ao ápice, com margem interna basal expandida lateralmente; ápice repleto de cerdas longas, extensão restante com cerdas muito curtas, esparsas. **Endofalo (Figs. 111–112).** Lobo médio curvado em vista lateral, com margens elevadas; ápice levemente estreitado, com invaginação mediana. Suportes medianos membranosos, lisos, com ápice arredondado. Saco interno na porção basal com um par de estruturas esclerotizadas, curvadas. Ápice do tubo com um par de estruturas esclerotizadas planiformes, curvadas. **Arco ventral.** Membranoso, com ápice curvado. **Tergitos.** Tergito VII e VIII com região apical com cerdas curtas semi-eretas. Tergito VIII com apófise membranosa, levemente curvada.

Fêmea (♀). Difere do macho por apresentar antenas mais curtas, atingindo o ápice elitral na altura do antenômero IX ou X. Mancha de cerdas amarelas na face interna dos fêmures ausente.

Variações. As manchas transversais do élitro na porção anterior podem ser ausentes; o formato das demais manchas varia consideravelmente; a mancha do declive elitral pode ser branca.

Medidas (mm). Comprimento total (6,6–8,7); comprimento do élitro (4,7–6); comprimento do pronoto (1,3–1,9); largura umeral (2,9–3,6); largura do pronoto (2,3–3,1).

Material examinado. Material-tipo. BRASIL, *São Paulo*: [Holótipo] 1♂, Amparo, X.1925, P. Reck col. Melzer det. 1934. [Parátipo] 1♂, Amparo, X.1925, P. Reck col. [*Idiomerus difficilis*, Melzer]. [Parátipos] 2♂ e 1♀, Amparo, X.1925, Melzer det. 1934. [Parátipo] 1♂, X.1925, Melzer det. 1934. [Parátipo] 1♀, X.1931, Melzer det. 1934. (MZSP). **Descrição geral.** BRASIL, *São Paulo*: [Parátipo] 1♂, Amparo, X.1925, P. Reck col. [*Idiomerus difficilis*, Melzer]. (MZSP). **Terminália masculina.** 1♂, sem informações (INPA). **Descrição da fêmea.** BOLÍVIA, *Santa Cruz*: 1♀, Km 4-6 SSE Buena Vista, F&F Hotel, 23-26.X.2000, Wappes & Morris col. (MZSP). **Demais exemplares.** BRASIL, *Amazonas*: 1♀, Rio Solimões, Boca do Lago Preto, 25.III.1967, Exp. Perm. Amaz. col. *Goiás*: 1♀, Leopoldo Bulhões, XI.1937, A. Spitz col. M.A. Monné det. 1972. (MZSP). *Paraíba*: 1♂, João Pessoa, Buraquinho, floresta secundária, 30 m., 21.I.1981, G. Ekis col. (MPEG).

Comentários. Espécie com tamanho bem menor que as demais de *Plistonax*. Atualmente é a única espécie do gênero *Melzerus*, tornando assim este gênero uma sinonímia de *Plistonax* com a nova combinação. Na descrição de MELZER (1934) (designação original = *Idiomerus difficilis*) comenta a existência das cerdas nas pontuações elitrais, notando a semelhança com *Plistonax albolinitus*. No entanto, ele afirma que os tarsos anteriores de *Plistonax* são providos de cerdas, subentendendo-se que sua nova espécie não as possuía. As cerdas nos tarsos anteriores ocorrem nos machos da maioria dos gêneros de Acanthoderini, sendo mais evidentes em alguns do que em outros, mas definitivamente ocorrendo em *Melzerus* (Fig. 74).

***Psapharochrus signatifrons* (Zajciw, 1964)**

Acanthoderes signatifrons ZAJCIW 1964: 162; JULIO *et al.* 2000 (tipo).

Acanthoderes (Psapharochrus) signatifrons ZAJCIW 1969: 608.

Psapharochrus (Psapharochrus) signatifrons ROGUET 2020 (cat.).

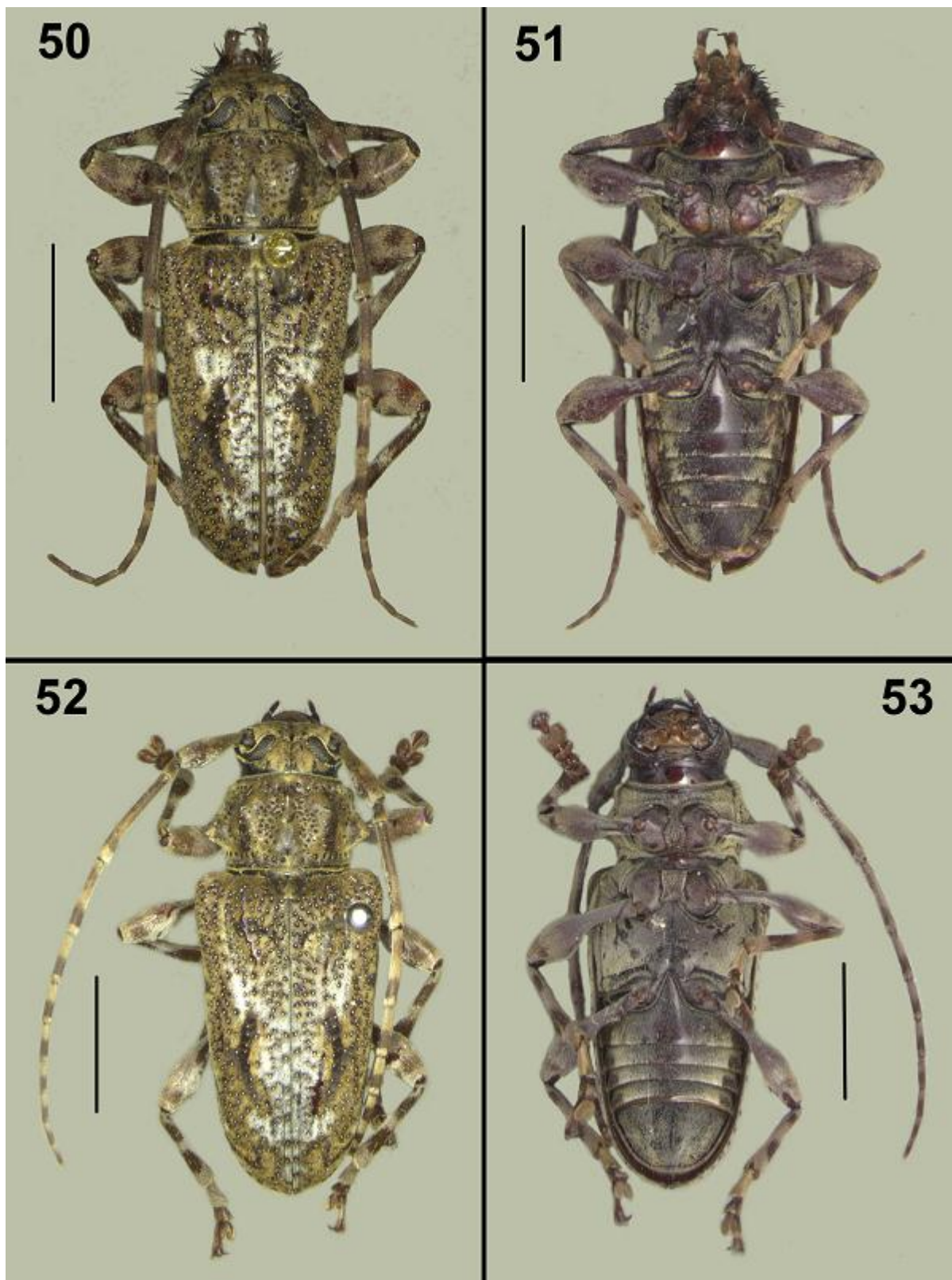
Psapharochrus signatifrons MONNÉ 2005 (cat.); MONNÉ & MONNÉ 2016 (tipo); MONNÉ 2020 (cat.); TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE 2019 (cat.).

Localidade tipo: holótipo (fêmea) – Equador, Naranjito (MNRJ).

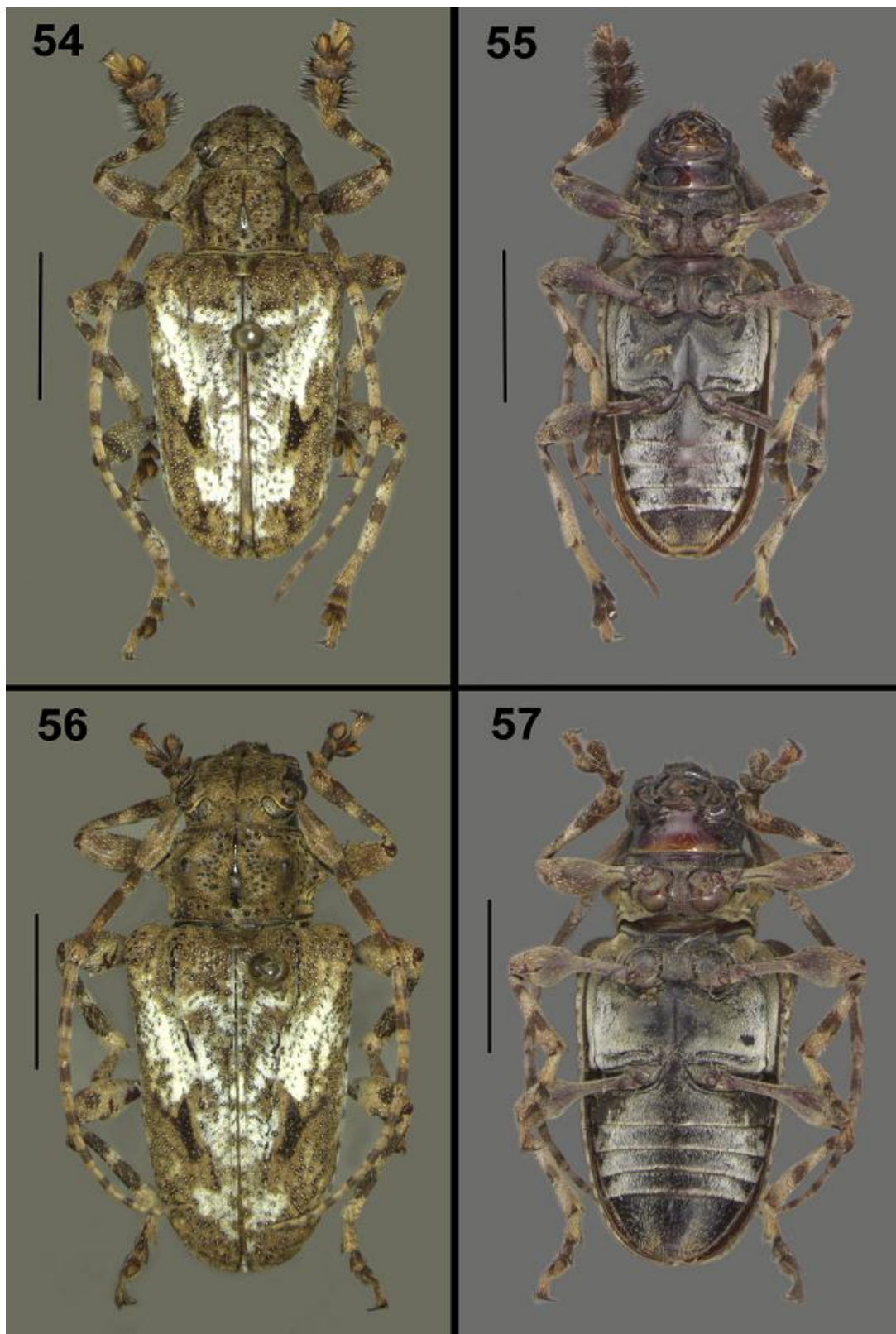
Diagnose. Fronte e élitro com pontuações rasas. Pronoto com tubérculos laterais alongados. Ápice elitral com margem externa projetada em um espinho.

Material examinado. Material-tipo. EQUADOR, *Guayas*: [Holótipo] 1♀, Naranjito, F. Campos R. col. (MNRJ) (analisado por fotografia em BEZARK 2020).

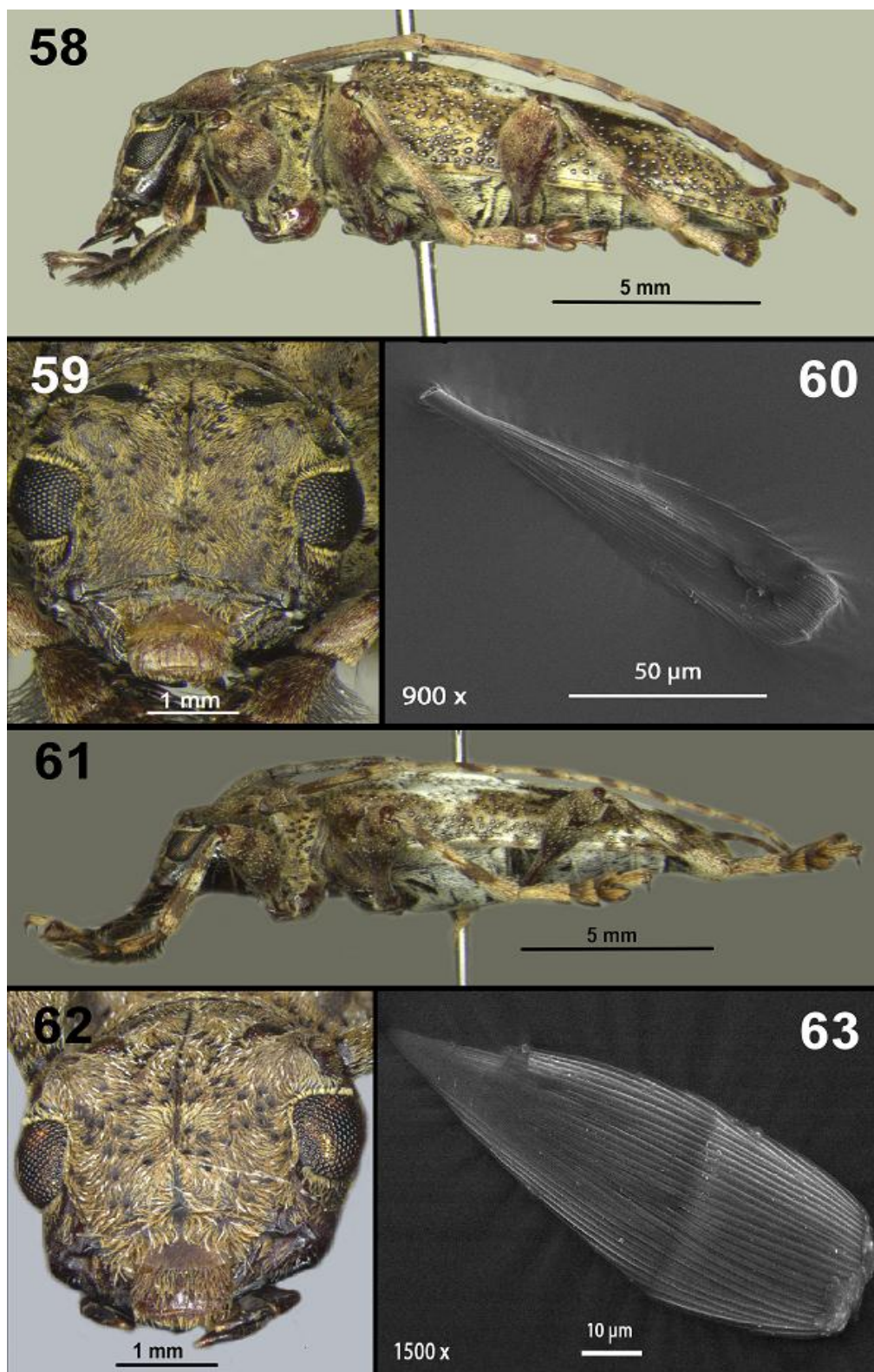
Comentários. Espécie conhecida apenas do Equador. Apesar de *Psapharochrus* ser um gênero muito diverso, com base na descrição e fotografias se pôde recuperar semelhanças desta espécie com *Plistonax*, corroboradas na análise filogenética. O histórico taxonômico da espécie evidencia o problema recorrente da indefinição dos gêneros *Acanthoderes* e *Psapharochrus*. ZAJCIW (1964) na descrição original destacou a presença da cerda nas pontuações elitrais como algo distinto das espécies de *Acanthoderes* a época, mas não relacionou a característica ao gênero *Plistonax*.



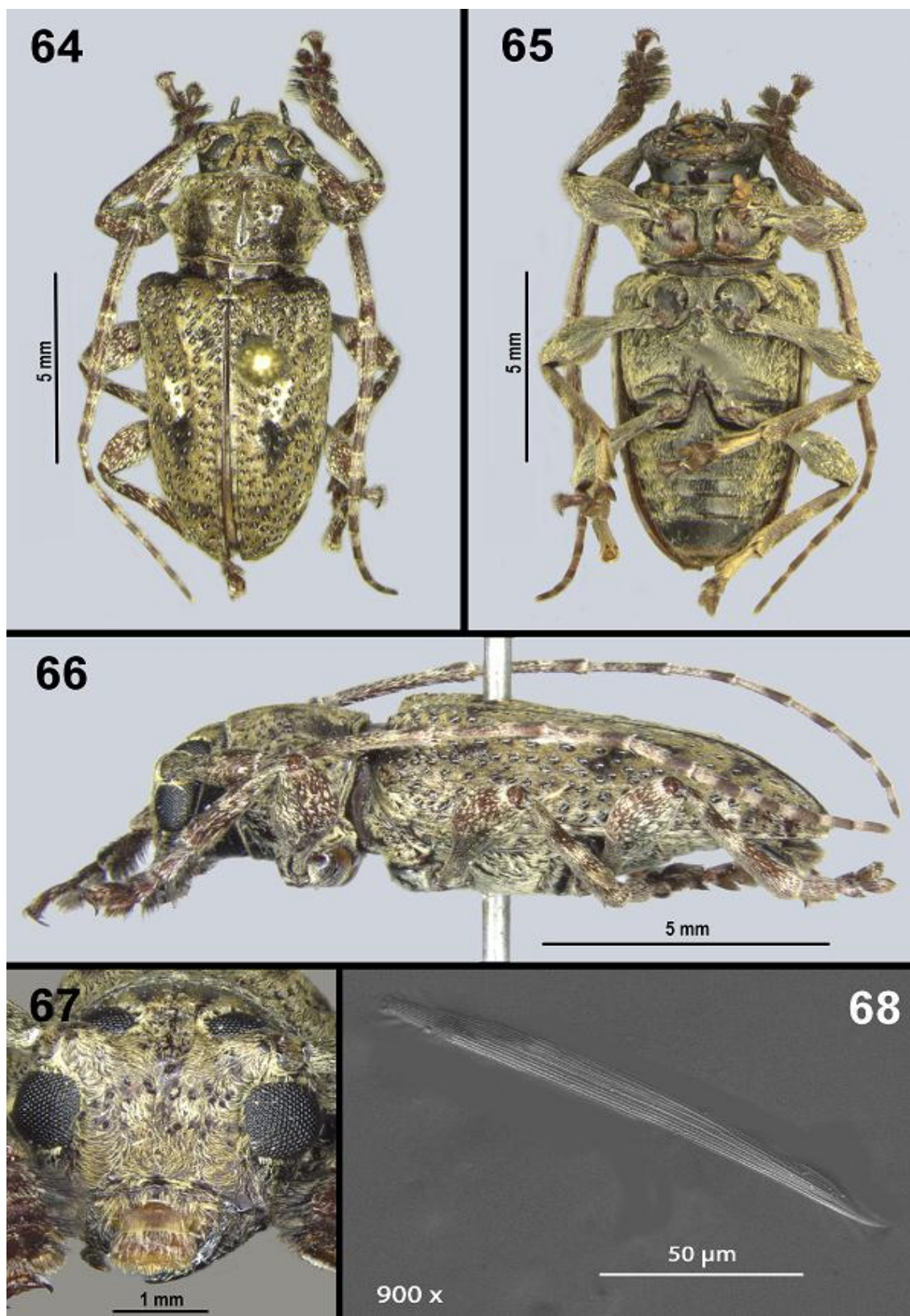
Figs. 50–53. *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861): 50–51 (♂): 50, hábito dorsal; 51, hábito ventral. 52–53 (♀): 52, hábito dorsal; 53, hábito ventral. Escalas: 5 mm.



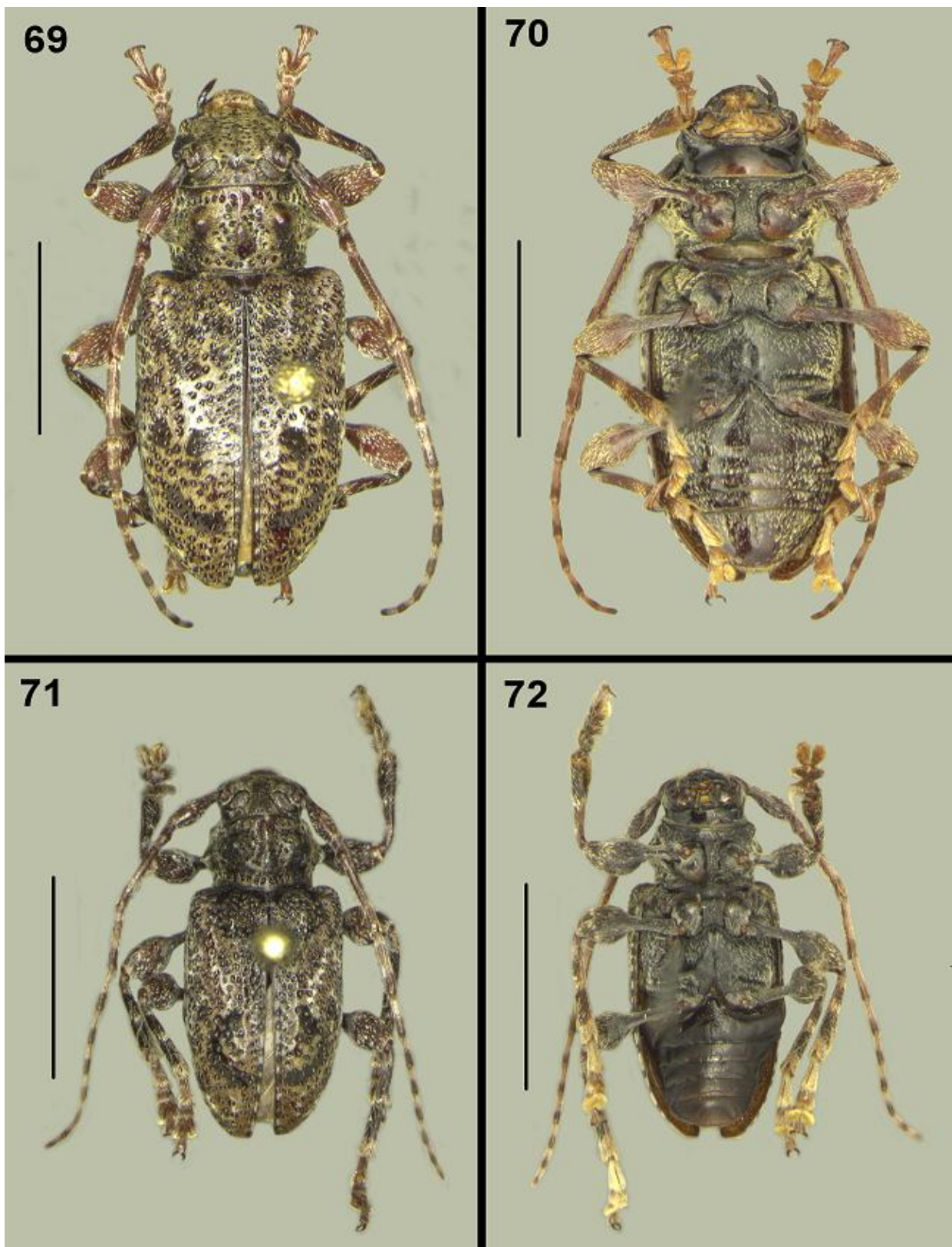
Figs. 54–57. *Plistonax inopinatus* Lane, 1960: 54–55 (♂): 54, hábito dorsal; 55, hábito ventral. 56–57 (♀): 56, hábito dorsal; 57, hábito ventral. Escalas: 5 mm.



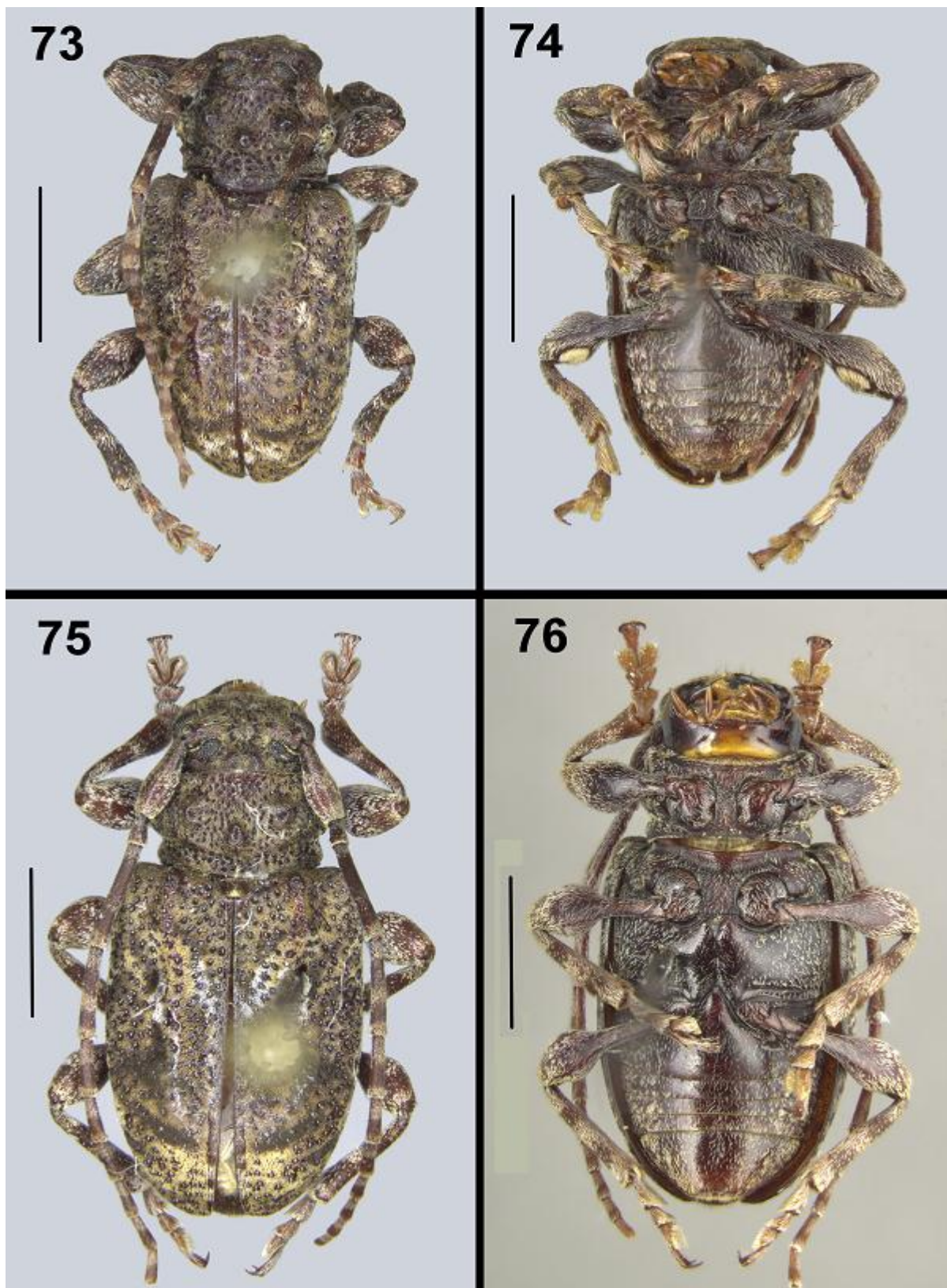
Figs. 58–63. 58–60, *Plistonax albolinitus*: 58, hábito lateral; 59, cabeça (vista anterior); 60, cerda da pontuação elitral. 61–63, *Plistonax inopinatus*: 61, hábito lateral; 62, cabeça (vista anterior); 63, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens.



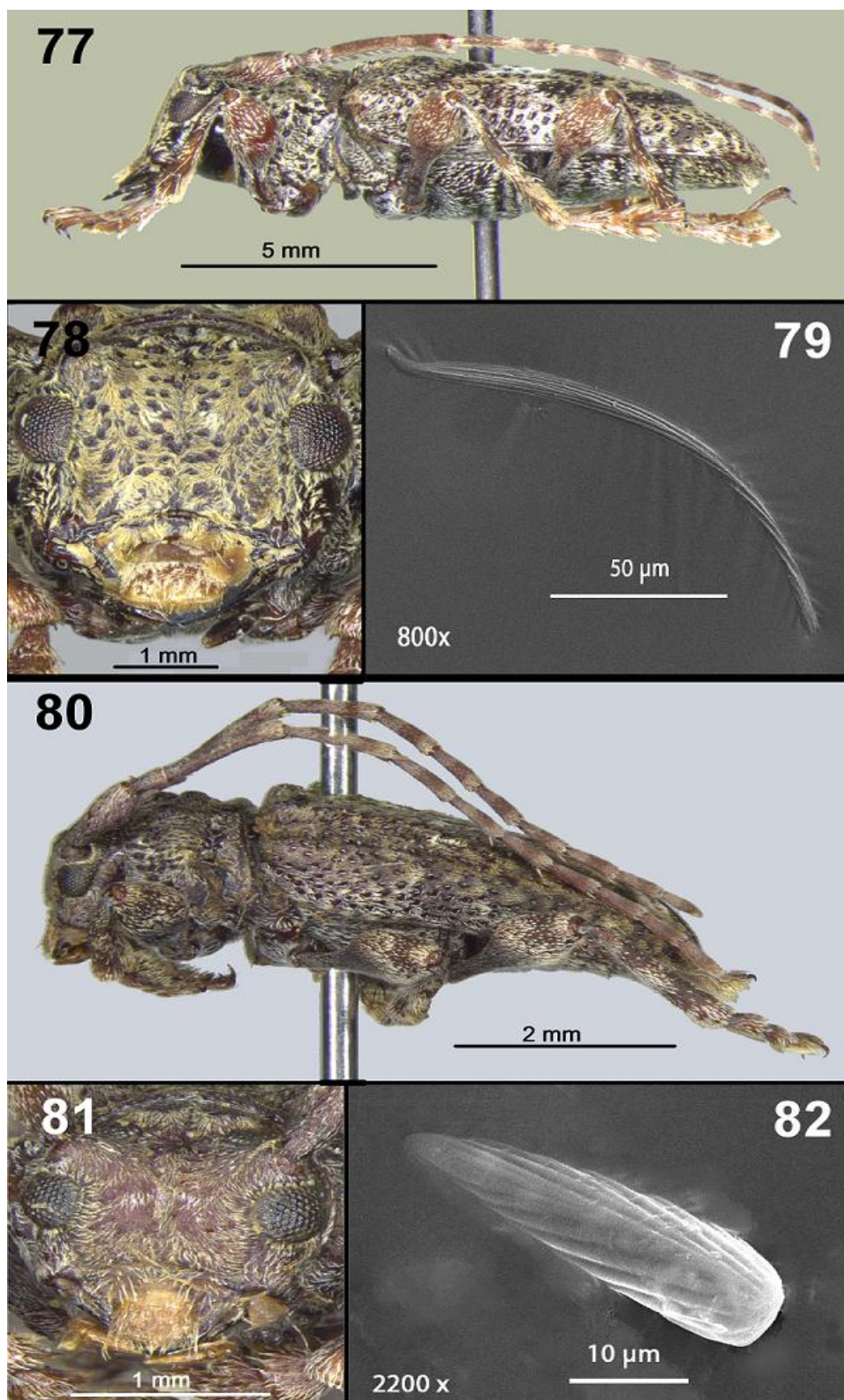
Figs. 64–68. *Plistonax rafaeli* Martins & Galileo, 2006 (♂): 64, hábito dorsal; 65, hábito ventral; 66, hábito lateral; 67, cabeça (vista anterior); 68, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens.



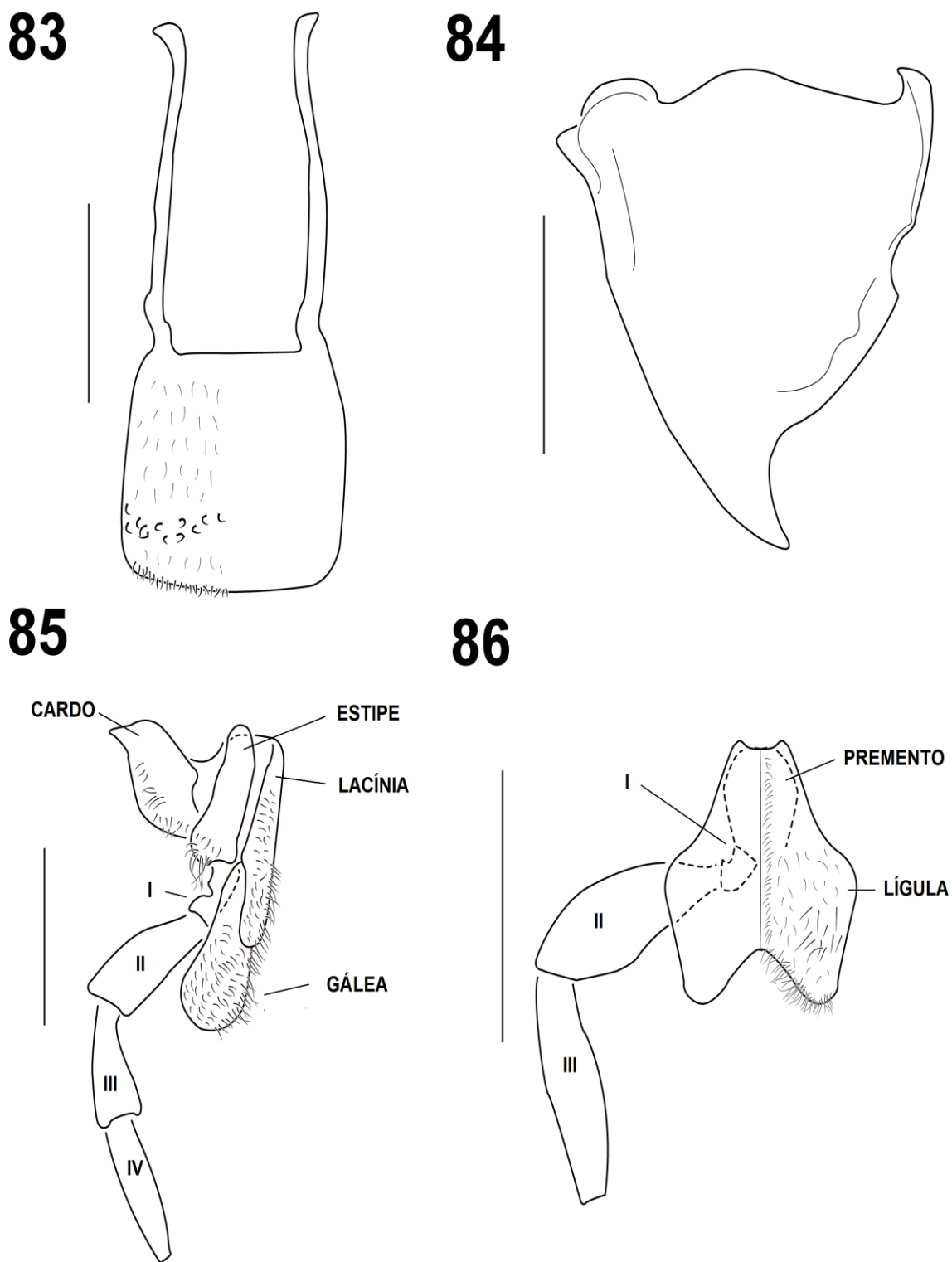
Figs. 69–72. *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi* Chemsak & Hovore, 2002: 69–70 (♀): 69, hábito dorsal; 70, hábito ventral. 71–72 (♂): 71, hábito dorsal; 72, hábito ventral. Escalas: 5 mm.



Figs. 73–76. *Melzerus difficilis* (Melzer, 1934): 73–74 (♂): 73, hábito dorsal; 74, hábito ventral. 75–76 (♀): 75, hábito dorsal; 76, hábito ventral. Escalas: 2 mm.

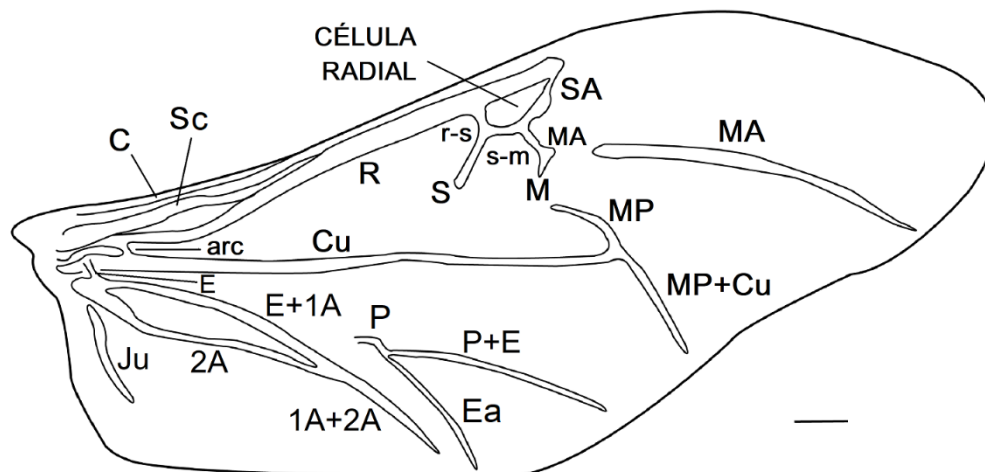


Figs. 77–82. 77–79, *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*: 77, hábito lateral; 78, cabeça (vista anterior); 79, cerda da pontuação elitral. 80–82, *Melzerus difficilis*: 80, hábito lateral; 81, cabeça (vista anterior); 82, cerda da pontuação elitral. Escalas nas imagens.

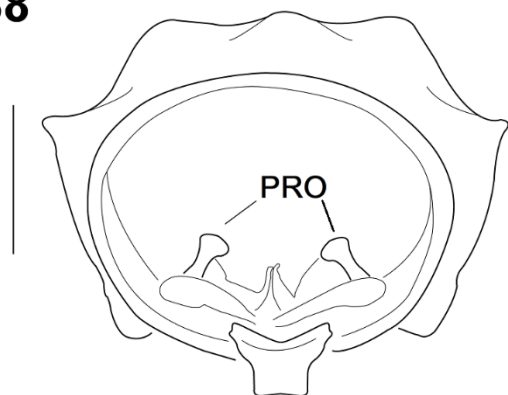


Figs. 83–86. Peças bucais de *Plistonax albolinitus* (♀). 83, labro (vista dorsal); 84, mandíbula (vista dorsal); 85, maxila (vista ventral); 86, lábio (vista ventral). Escalas: 1 mm.

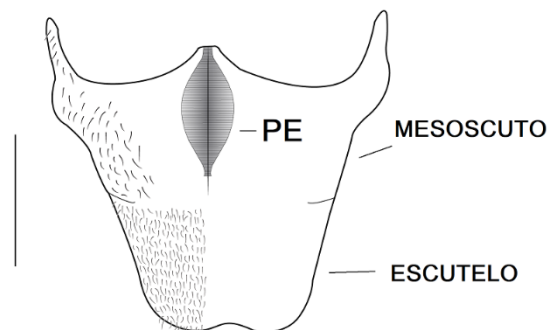
87



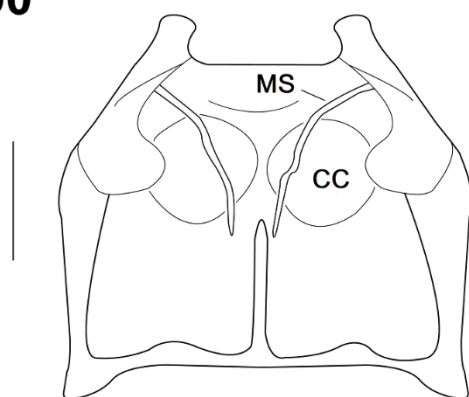
88



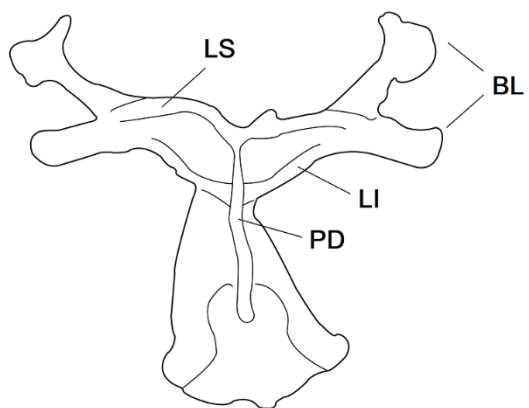
89



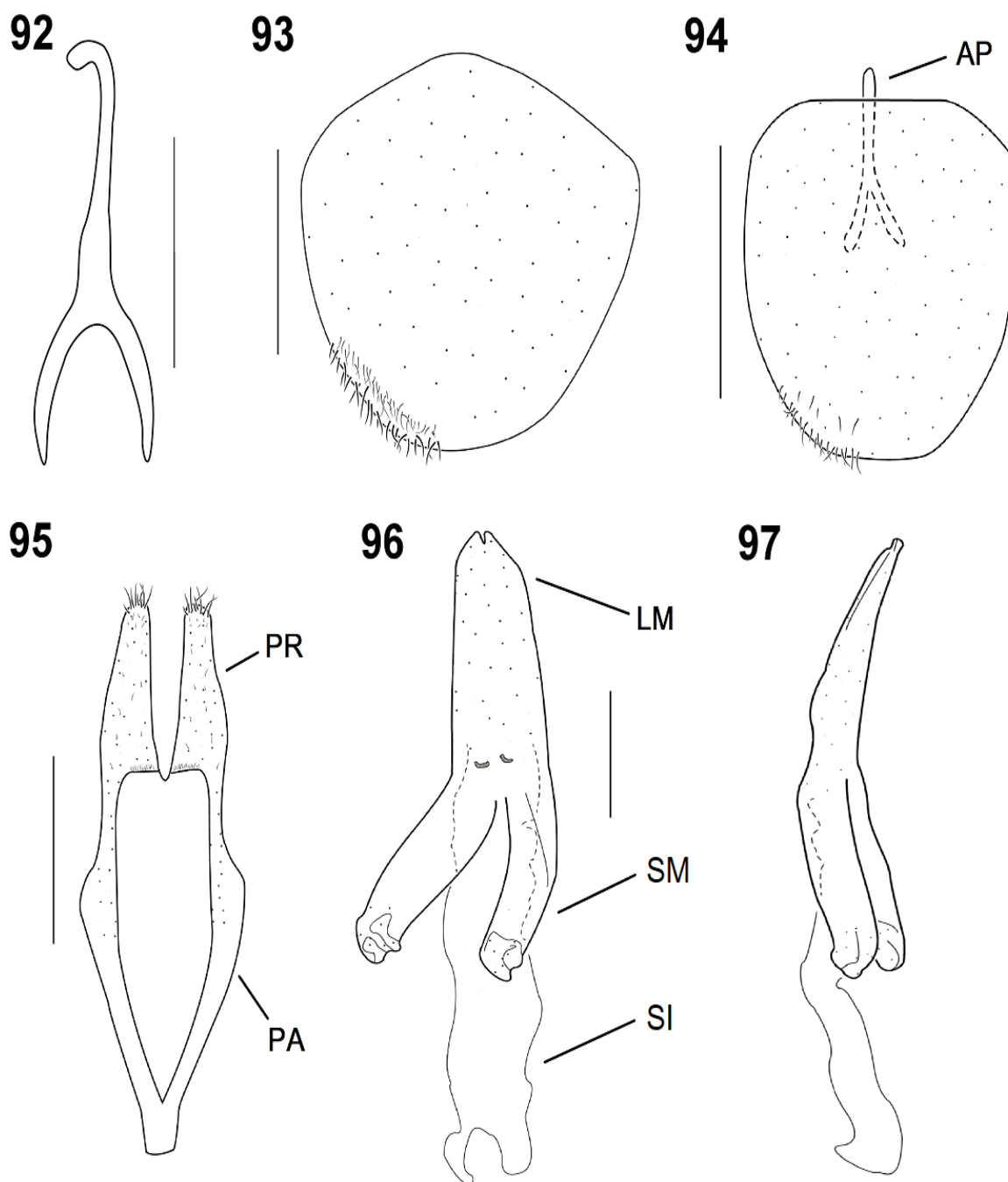
90



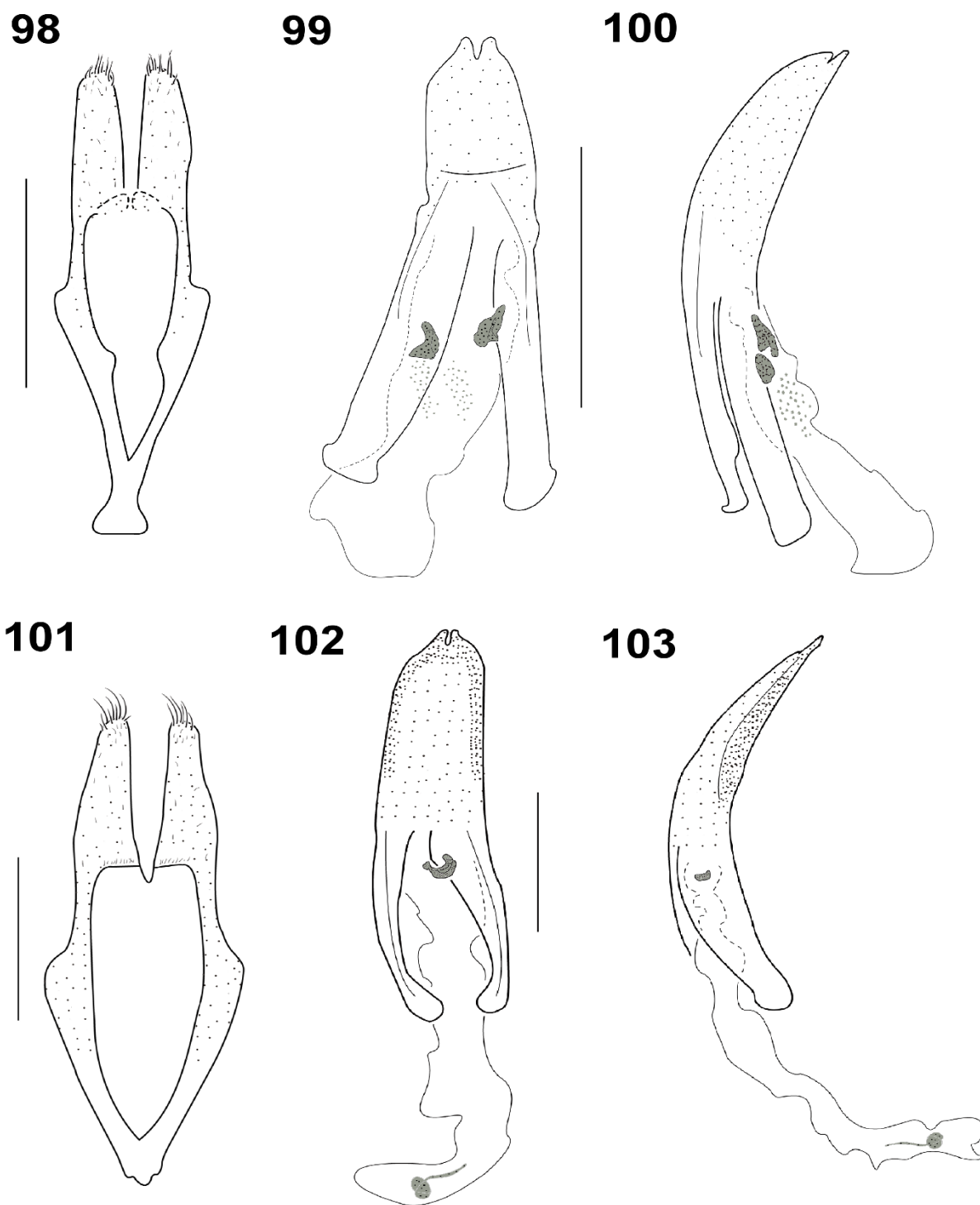
91



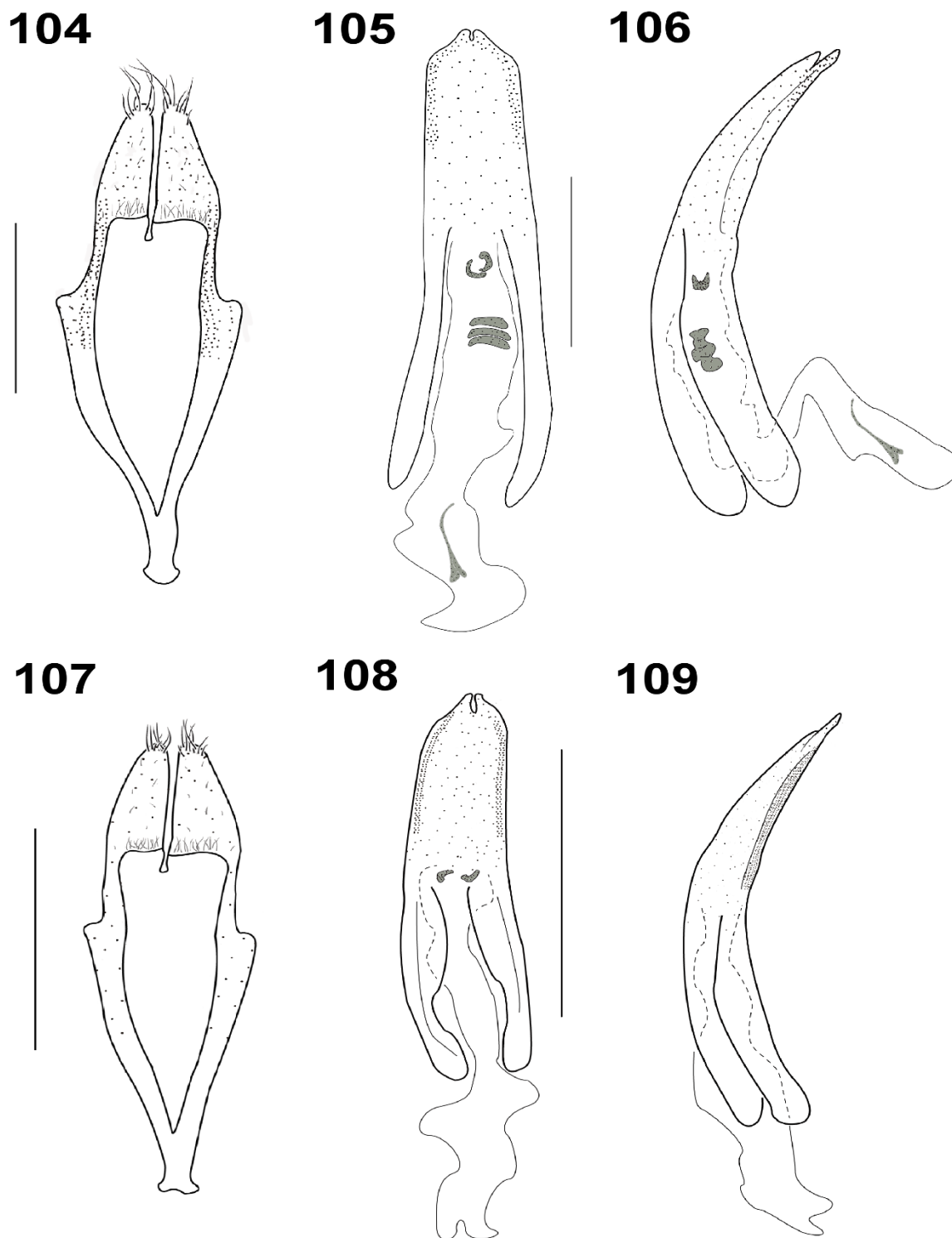
Figs 87–91. Estruturas torácicas de *Plistonax albolinitus* (♀). 87, asa membranosa (vista dorsal). 88, protórax (vista posterior); 89, mesoscuto e escutelo (vista dorsal); 90, pterotórax (vista dorsal); 91, metendosternito (vista dorsal). 1A=1ª Anal, 2A=2ª Anal, arc=árculo, BL=Braços laterais, C=Costal, CC=Cavidade coxal, Cu=Cubital, E=Empulsal, Ea=Empulsal-a, Ju=Jugal, LI=Lâmina inferior, LS=Lâmina superior, M=Média, MA=Média Anterior, MP=Média Posterior, MS=Mesendosternito, P=Plical, PD=Pedúnculo, PE=Placa estridulatória, PRO=Proendosternito, R=Radial, r-s=Rádio-setor, S=Setor, SA=Setor Anterior, s-m=Setor-média, Sc=Subcostal. Escalas: 1 mm.



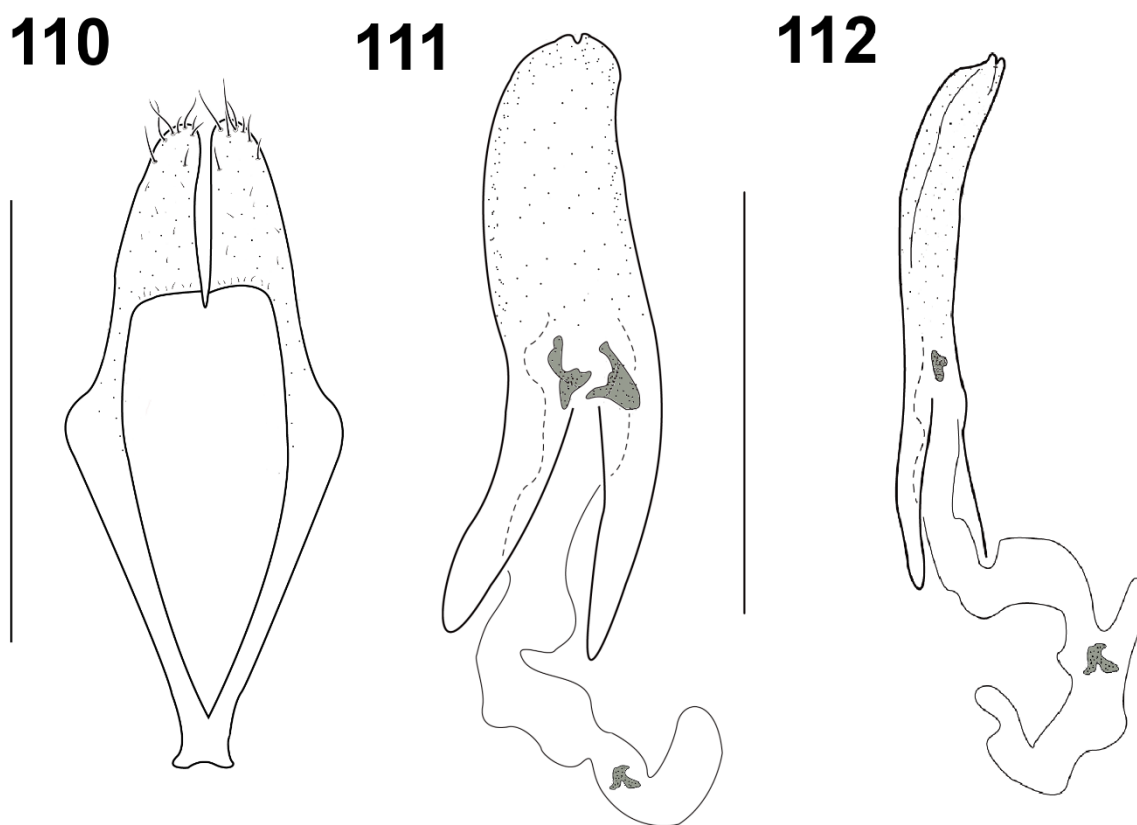
Figs. 92–97. Elementos da terminália masculina. *Plistonax rafaeli*: 92, arco ventral; 93, tergito VII; 94, tergito VIII. *Plistonax albolinitus*: 95, tégmen (vista ventral); 96, endofalo (vista ventral); 97, endofalo (vista lateral). AP=Apófise, PR=Parâmero, LM=Lobo médio, PA=Peça anelar, SI=Saco interno, SM=Suporte mediano. Escalas: 1 mm.



Figs. 98–103. *Plistonax albituberculatus*: 98, tégmen (vista ventral); 99, endofalo (vista ventral); 100, endofalo (vista lateral). *Plistonax inopinatus*: 101, tégmen (vista ventral); 102, endofalo (vista ventral); 103, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm.



Figs. 104–109. *Plistonax rafaeli*: 104, tégmen (vista ventral); 105, endofalo (vista ventral); 106, endofalo (vista lateral). *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*: 107, tégmen (vista ventral); 108, endofalo (vista ventral); 109, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm.



Figs. 110–112. *Melzerus difficilis*: 110, tégmen (vista ventral); 111, endofalo (vista ventral); 112, endofalo (vista lateral). Escalas: 1 mm.

4.5 Distribuição geográfica de *Plistonax*

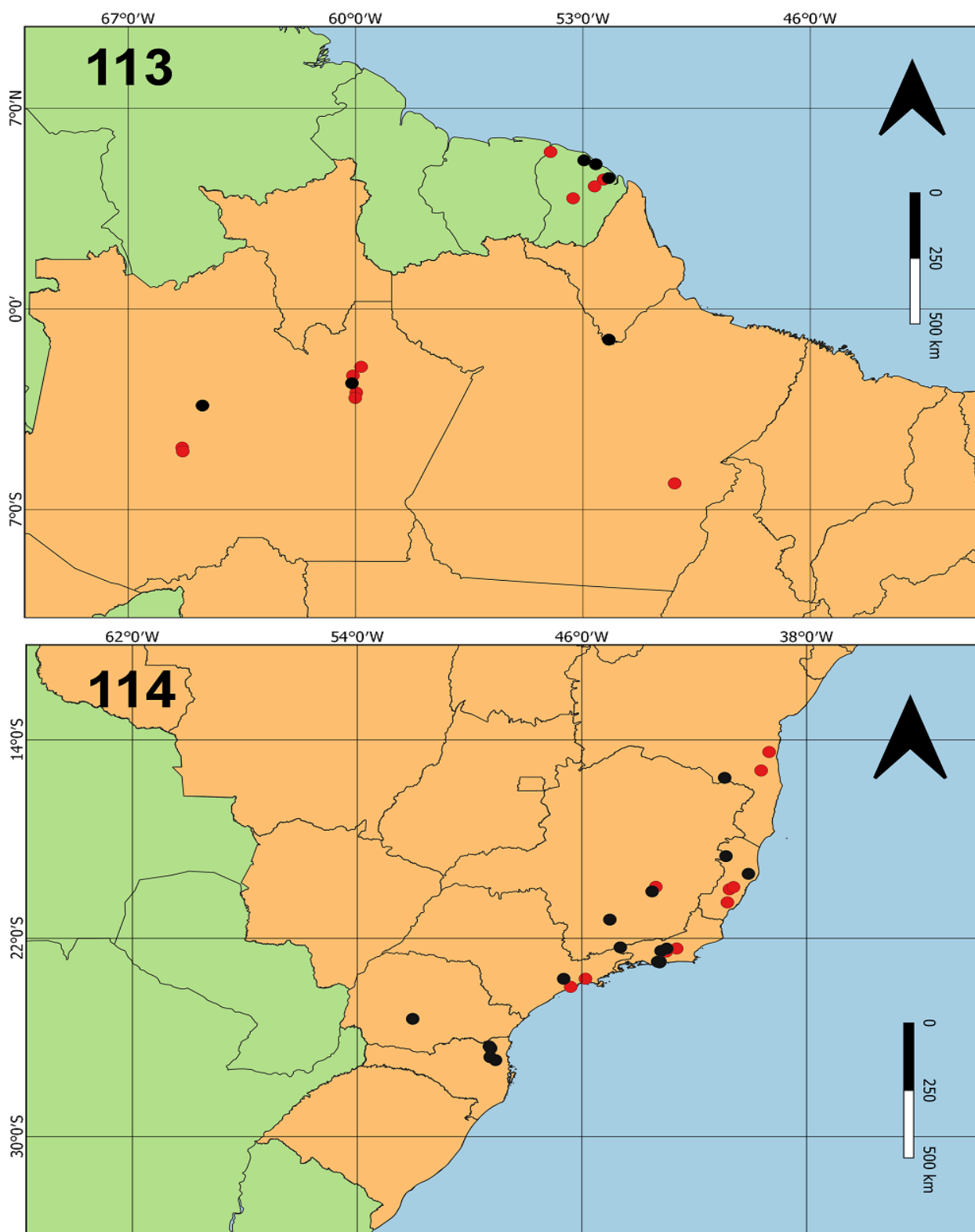
Foram considerados como registros prévios para as espécies de *Plistonax* todos os pontos citados na literatura, enquanto os registros novos foram obtidos através de dados dos espécimes examinados e catálogos fotográficos (BEZARK 2020; GIUGLARIS 2019). Também foram adicionados os dados de distribuição referentes as espécies *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, *Melzerus difficilis* e *Psapharochrus signatifrons*. Novos registros oriundos dos exemplares examinados são indicados junto com o acrônimo da respectiva coleção depositária. Informações de dados redundantes não foram incluídas (Tabela 5).

Tabela 5. Registros de distribuição geográfica das espécies de *Plistonax*. Novos registros dos espécimes são indicados junto ao acrônimo da respectiva coleção. Novos registros com base em catálogos fotográficos são indicados com a abreviação (cat.).

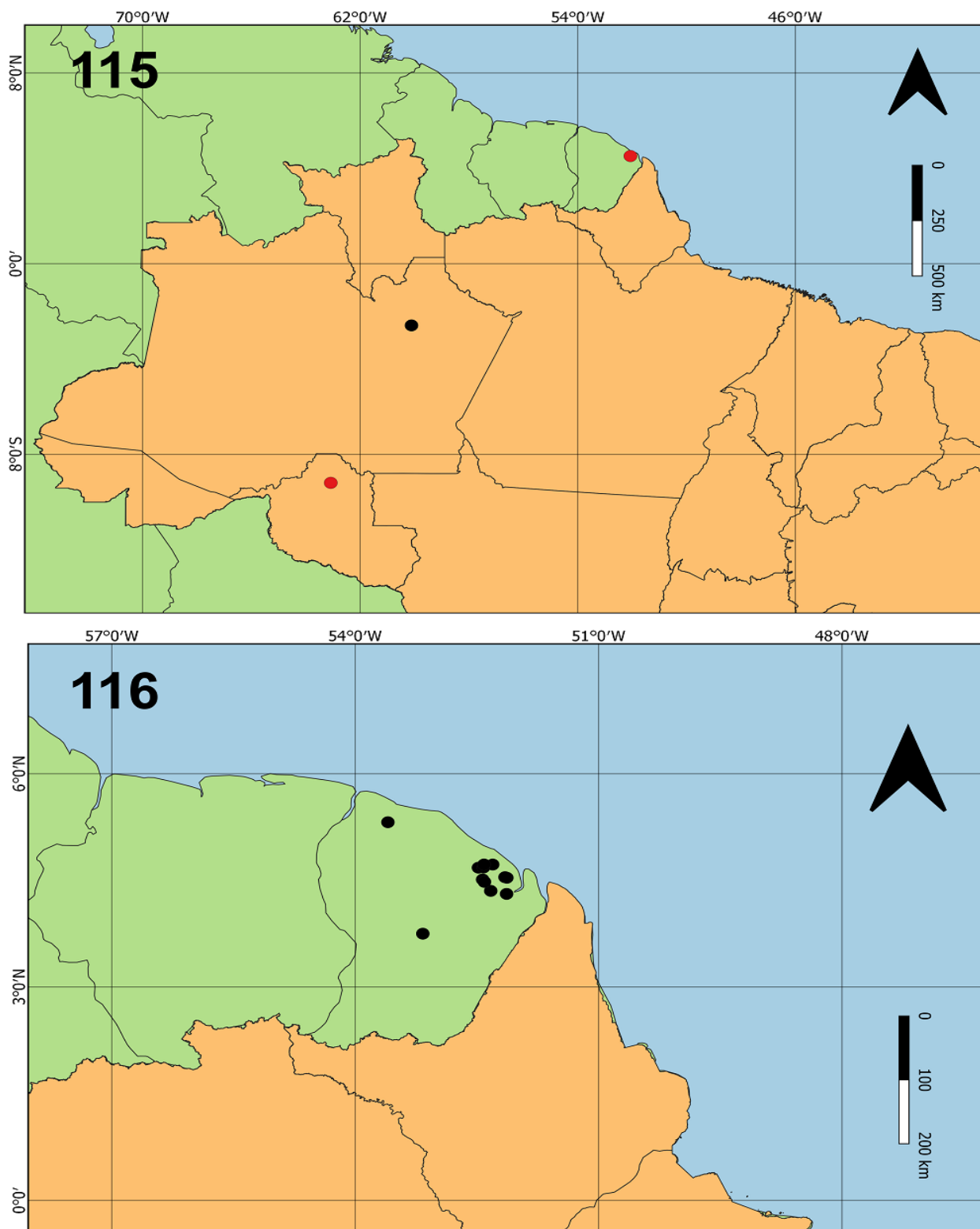
| País | Localidade | Referência |
|--|--|----------------------------|
| <i>Plistonax albolinitus</i> (Bates, 1861) (Fig. 113) | | |
| Brasil | Amazonas - Tefé (Vila de Ega) | BATES 1861 |
| Brasil | Amazonas - Manaus, ZF2 KM-14 | MARTINS <i>et al.</i> 2006 |
| Brasil | Amazonas - Presidente Figueiredo | Novo registro (INPA) |
| Brasil | Amazonas - Manaus, CEPLAC | Novo registro (INPA) |
| Brasil | Amazonas - Manaus, Reserva Ducke | Novo registro (INPA) |
| Brasil | Amazonas - Manaus, Faz. DIMONA | Novo registro (INPA) |
| Brasil | Amazonas - Coari, Rio Urucu | Novo registro (UFAM) |
| Brasil | Amazonas - Coari, Duto Urucu – Porto | Novo registro (UFAM) |
| Brasil | Amapá - Rio Amapari | MONNÉ & MAGNO, 1992 |
| Brasil | Pará | LANE 1960 |
| Brasil | Pará - Parauapebas, Serra Norte | Novo registro (MPEG) |
| França | Guiana Francesa - Montagne Tortue | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| França | Guiana Francesa - Montagne de Kaw | MORVAN & MORATI 2006 |
| França | Guiana Francesa - Kourou | GIUGLARIS 2012 |
| França | Guiana Francesa - Saul | Novo registro (MZSP) |
| França | Guiana Francesa - Bélizon | Giuglaris (cat.) |
| França | Guiana Francesa - Saint-Laurent-du-Maroni | Giuglaris (cat.) |
| França | Guiana Francesa - Coralie | Giuglaris (cat.) |
| <i>Plistonax inopinatus</i> Lane, 1960 (Fig. 114) | | |
| Brasil | Santa Catarina - Corupá | LANE 1960 |
| Brasil | Santa Catarina - Timbó | LANE 1960 |
| Brasil | Santa Catarina - Blumenau | LANE 1960 |
| Brasil | Santa Catarina - São Bento do Sul, Rio Natal | LANE 1960 |
| Brasil | Bahia - Encruzilhada | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Bahia - Itaju do Colônia, Água Preta | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | Bahia - Uruçuca, Fazenda Escalada | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | Espírito Santo | LANE 1960 |
| Brasil | Espírito Santo - Barra de São Francisco | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Espírito Santo - Linhares | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Espírito Santo - Santa Maria de Jetibá | Novo registro (MNRJ) |
| Brasil | Espírito Santo - Santa Teresa | Novo registro (DZUP) |
| Brasil | Espírito Santo - Alfredo Chaves, Matilde | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | Paraná | LANE 1960 |
| Brasil | Minas Gerais - Lavras | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Minas Gerais - Catas Altas, Serra do Caraça | MONNÉ & MONNÉ 2017 |
| Brasil | Minas Gerais - Santa Bárbara, EDPA-Peti | Novo registro (UFMG) |
| Brasil | Rio de Janeiro | LANE 1960 |
| Brasil | Rio de Janeiro - RJ, Corcovado | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - RJ, Tijuca | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - RJ, Gávea | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - RJ, Serra dos Três Rios | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - PARNA Itatiaia | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - Petrópolis | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | Rio de Janeiro - Teresópolis | MONNÉ & MAGNO 1992 |

| | | |
|--|--|---------------------------------|
| Brasil | Rio de Janeiro - Guapimirim | Novo registro (CEIOC) |
| Brasil | Rio de Janeiro - Cachoeiras de Macacu | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | São Paulo | LANE 1960 |
| Brasil | São Paulo - SP, Jabaquara | MONNÉ & MAGNO 1992 |
| Brasil | São Paulo - São Vicente | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | São Paulo - Salesópolis, Boraceia | Novo registro (MZSP) |
| <i>Plistonax bialbomaculatus</i> (Zajciw, 1964) (Fig. 119) | | |
| Peru | Junín - Satipo | ZAJCIW 1964 |
| <i>Plistonax rafaeli</i> Martins & Galileo, 2006 (Fig. 115) | | |
| Brasil | Amazonas - Manaus, ZF2 KM-14 | MARTINS <i>et al.</i> 2006 |
| Brasil | Rondônia - Itapuã do Oeste, Jamari | Novo registro (INPA) |
| França | Guiana Francesa - Régina, Kaw | Giuglaris (cat.) |
| <i>Plistonax senecauxi</i> Tavakilian & Néouze, 2013 (Fig. 116) | | |
| França | Guiana Francesa - Route de Kaw PK-36 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Nancibo | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Route de Kaw PK-33 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Route de Kaw PK-45 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Régina | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Piste de Nancibo PK-7 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Route de Bélizon PK-5 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Route de Coralie PK-10 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Route de Changement PK-6 | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Montagne de Fer | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Montagne des Chevaux | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| França | Guiana Francesa - Monts la Fumée | TAVAKILIAN & NÉOUZE 2013 |
| <i>Plistonax hefferni</i> (Audureau, 2017) (Fig. 119) | | |
| Colômbia | Boyacá - Muzo | AUDUREAU 2017 |
| <i>Plistonax albituberculatus</i> Silva Júnior & Souza, 2019 (Fig. 119) | | |
| Brasil | Rio de Janeiro - RJ, Serra dos Três Rios | SILVA JÚNIOR <i>et al.</i> 2019 |
| Brasil | Bahia - Ilhéus, CEPEC | SILVA JÚNIOR <i>et al.</i> 2019 |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> Chemsak & Hovore, 2002 (Fig. 117) | | |
| Panamá | Los Santos - Bayano | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Bocas del Toro - Chiriqui Grande | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Chiriquí - Chiriquicito | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Coclé - El Valle | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Colón - Colón | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Colón - Gulick | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - Canal Zone | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - Barro Colorado Island | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - Isla Maje | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - Cañita | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - Cerro Azul | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá - El Llano | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Panamá | Panamá Oeste - Fort Kobbe | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Colômbia | Atlântico - Usiacurí | GARCÍA LÓPEZ <i>et al.</i> 2019 |
| Colômbia | Antioquia - San Jerónimo | VERONA & BOTERO 2019 |
| Colômbia | Cundinamarca - Guaduas, Alto del Trigo | Novo registro (MZSP) |
| Colômbia | Bolívar - Zambrano, Hda. Monterrey | Novo registro (MZSP) |
| Colômbia | Magdalena - Cerro Kennedy | Novo registro (MZSP) |
| Costa Rica | Cartago - Turrialba | CHEMSAK & HOVORE 2002 |
| Costa Rica | Limón - Zent | CHEMSAK & HOVORE 2002 |

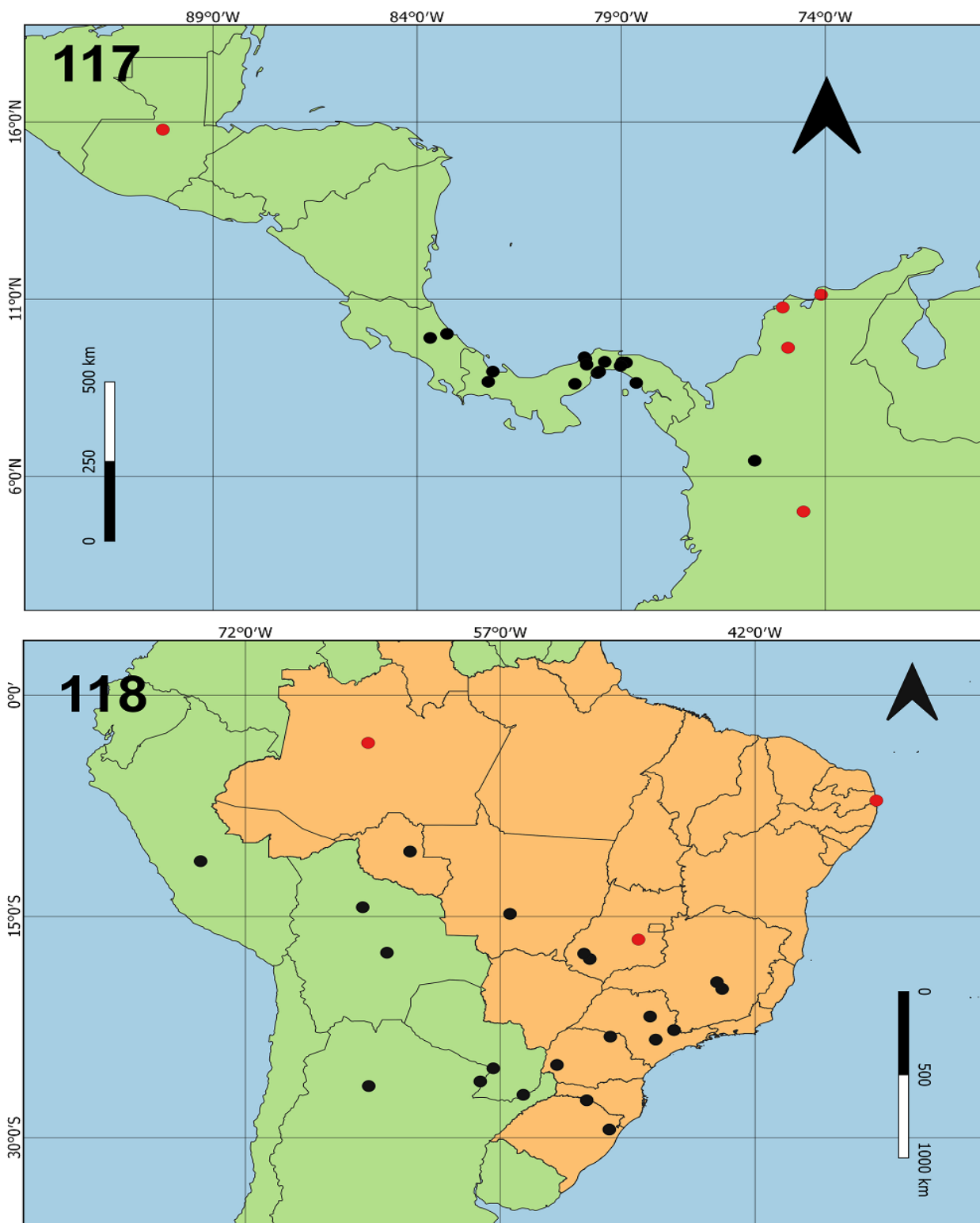
| Guatelmala | - | BEZARK 2020 (cat.) |
|--|--|---------------------------|
| <i>Melzerus difficilis</i> (Melzer, 1934) (Fig. 118) | | |
| Brasil | São Paulo - Amparo | MELZER 1934 |
| Brasil | São Paulo - Araraquara | MELZER 1934 |
| Brasil | São Paulo - Tatuí | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Brasil | Amazonas - Rio Solimões | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | Goiás - Jataí | MELZER 1934 |
| Brasil | Goiás - Perolândia | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Brasil | Goiás - Leopoldo de Bulhões | Novo registro (MZSP) |
| Brasil | Mato Grosso - Rosário Oeste | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Brasil | Minas Gerais - Belo Horizonte | MELZER 1934 |
| Brasil | Minas Gerais - Sete Lagoas | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Brasil | Paraíba - João Pessoa, Buraquinho | Novo registro (MPEG) |
| Brasil | Paraná - Santa Mariana | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Brasil | Paraná - Céu Azul | BARROS <i>et al.</i> 2019 |
| Brasil | Rio Grande do Sul - São Francisco de Paula | BUCK 1959 |
| Brasil | Rio Grande do Sul - Marcelino Ramos | BUCK 1959 |
| Brasil | Rondônia - Ouro Preto do Oeste | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Argentina | Formosa - Formosa | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Argentina | Tucumán - Burruyacú | MONNÉ & MONNÉ 2006 |
| Argentina | Tucumán | MELZER 1934 |
| Bolívia | Santa Cruz - Ichilo, Buena Vista | FUCHS 1958 |
| Bolívia | Beni | WAPPES <i>et al.</i> 2006 |
| Paraguai | Central - Areguá | BEZARK 2020 (cat.) |
| Paraguai | Itapúa - Hohenau | FUCHS 1958 |
| <i>Psapharochrus signatifrons</i> (Zajciw, 1964) (Fig. 120) | | |
| Equador | Guayas - Naranjito | ZAJCIW 1964 |
| Equador | Guayas - Posorja | ZAJCIW 1964 |
| Equador | El Oro - Santa Rosa | ZAJCIW 1964 |
| Equador | Manabí | BEZARK 2020 (cat.) |



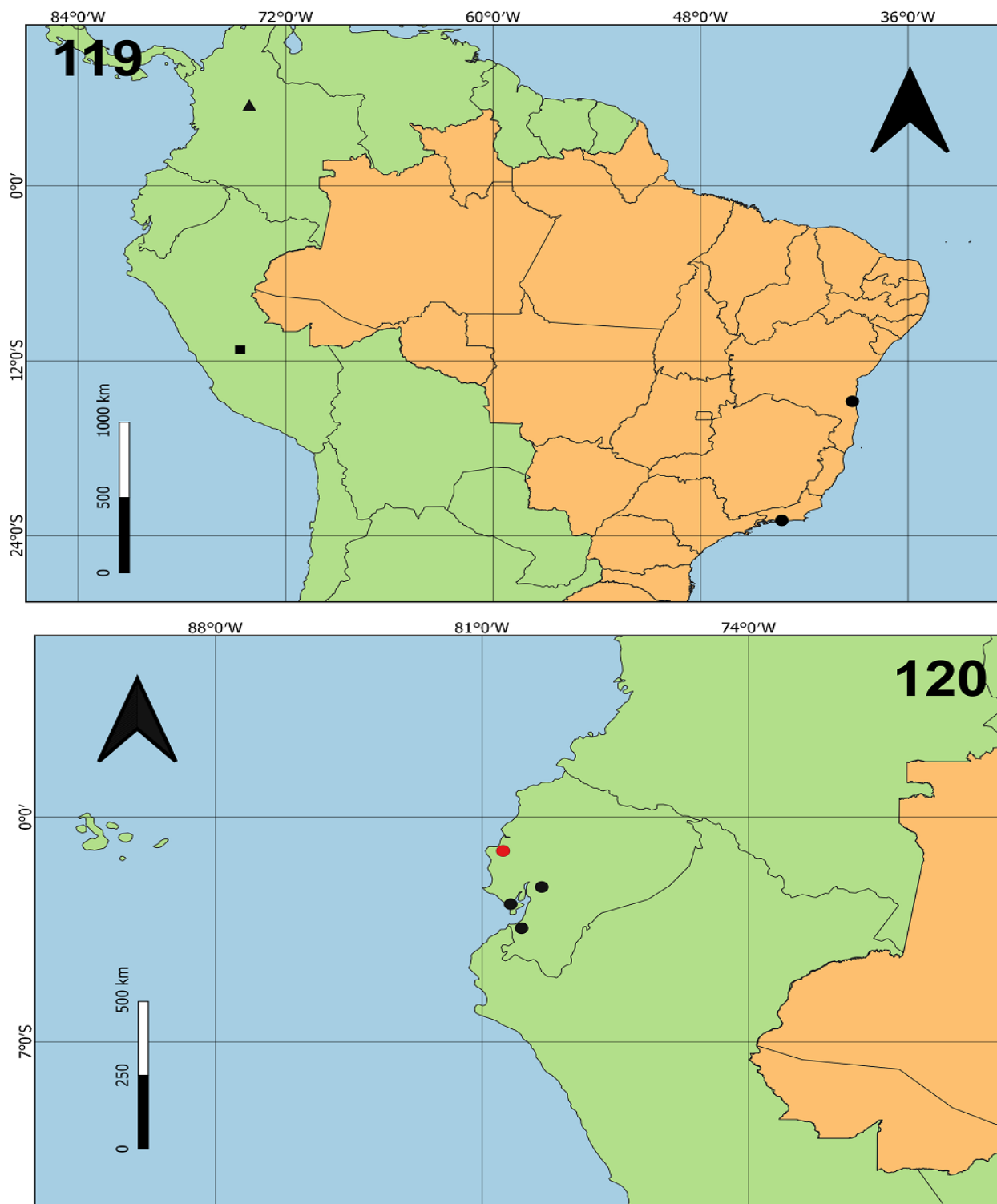
Figs. 113–114. Mapas de distribuição geográfica: 113, *Plistonax albolinitus*; 114, *Plistonax inopinatus*. Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos.



Figs. 115–116. Mapas de distribuição geográfica: 115, *Plistonax rafaeli*; 116, *Plistonax senecaui*. Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos.



Figs. 117–118. Mapas de distribuição geográfica: 117, *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*; 118, *Melzerus difficilis*. Círculos negros representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos.



Figs. 119–120. Mapas de distribuição geográfica: 119, *Plistonax albituberculatus* (círculos), *Plistonax bialbomaculatus* (quadrado), *Plistonax hefferni* (triângulo); 120, *Psapharochrus signatifrons*. Formas negras representam registros prévios, e os círculos vermelhos registros novos.

Novos registros para países ou estados brasileiros ocorreram para *Plistonax rafaeli*, assinalado para o estado de Rondônia e para a Guiana Francesa, *A. (A.) ariasi* para a Guatemala, e *M. difficilis* para os estados do Amazonas e Paraíba. Os dois registros supracitados para a Guiana Francesa e Guatemala foram determinados com base em fotografias de catálogos, a partir de espécies erroneamente identificadas como *Plistonax bialbomaculatus*.

Devido ao problema histórico na identificação de *Pl. bialbomaculatus* (discutido na seção “4.3 taxonomia”), os registros feitos anteriormente para a espécie foram revisados para conferir suas identidades. O registro feito por GALILEO & MARTINS (1999) para a Colômbia se tratava de um *A. (A.) ariasi*, espécie recentemente registrada para o país (VERONA & BOTERO 2019). O mesmo vale para o registro feito por GARCÍA LOPEZ *et al.* (2019), também sendo este um exemplar de *A. (A.) ariasi*. O exemplar registrado por WAPPES *et al.* (2006) para a Bolívia tem diferenças morfológicas claras em relação a *Pl. bialbomaculatus*, mas não foi possível aferir sua identidade a alguma outra espécie, sendo este registro não incluído neste trabalho. Por fim, não foi possível ter acesso a fotografia do exemplar registrado por MORVAN & MORATI (2006) para a Guiana Francesa, sendo julgado prudente não considerar este registro válido para *Pl. bialbomaculatus*. Desta forma, é determinado que a espécie é conhecida apenas da localidade-tipo no Peru.

Sobre *Plistonax albolinitus*, há uma menção no catálogo de TAVAKILIAN & CHEVILLOTTE (2019) indicando um registro da espécie para a Bolívia feito por ZISCHKA (1948). Não foi possível ter acesso a esta publicação, e não há menção deste registro em alguma outra fonte, sendo o mesmo não considerado neste trabalho.

Os novos registros de *M. difficilis* mostram que a espécie pode ter uma distribuição ainda mais ampla. Previamente conhecida em uma faixa extensa da América do Sul (do Peru até o Sul do Brasil), os dois novos registros são de latitudes mais próximas da linha do Equador, e de áreas historicamente menos exploradas, como a região Nordeste do Brasil.

Alguns pontos de referencial muito amplo (*e.g.* registros para estados ou países) foram pontuados nos mapas no ponto mais central da localidade, ou omitidos quando havia um outro ponto com local definido. É o caso do registro feito por LANE (1960) de *Plistonax albolinitus* para o estado do Pará, sendo indicado no mapa apenas um ponto de novo registro para Parauapebas. Sobre *Plistonax inopinatus*, LANE (1960) na descrição original da espécie, detalhou apenas os locais da série-tipo de Santa Catarina, e citou que a espécie tinha uma ocorrência ampla

chegando até o Espírito Santo, podendo-se deduzir assim que ele possuía exemplares de Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná. Foram registrados posteriormente exemplares para o Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo, mas nenhum para o Paraná, sendo aqui pontuado no mapa na área central do estado.

A distribuição geral de *Plistonax* era anteriormente conhecida apenas da América do Sul (Brasil, Peru, Bolívia, Colômbia e Guiana Francesa). Com as novas atualizações de registros e adição de espécies ao gênero, *Plistonax* agora tem registros na América Central (Guatemala, Costa Rica e Panamá) e em outros países Sul-americanos (Paraguai, Argentina e Equador) (Fig. 121).

No Brasil o gênero possui registros para todas as regiões, havendo um acúmulo de pontos nas regiões Sul e Sudeste, algo desproporcional a quantidade de espécies conhecidas, que são na maioria da região Amazônica. Esta distribuição corrobora com o aspecto do viés de coleta presente no país, onde os registros conhecidos se concentram próximos a grandes centros, rotas de acesso ou rios navegáveis (OLIVEIRA *et al.* 2016). Os pontos registrados no estado do Amazonas também seguem este padrão, sendo próximos a afluentes do Rio Amazonas ou da capital Manaus. Já o acúmulo de registros na Guiana Francesa apresenta um viés taxonômico, devido a presença de pesquisadores em Cerambycidae na região.



Fig. 121. Mapa de distribuição geográfica do gênero *Plistonax*.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O gênero *Plistonax* como se encontra hoje na classificação é um grupo polifilético, formado por duas linhagens: uma apenas com *Plistonax insolitus*, e outra com as demais espécies do gênero, mais a inclusão de outras três espécies de outros gêneros da tribo.

Devido à indefinição acerca da posição filogenética de *Plistonax insolitus*, esta espécie é proposta como *incertae sedis* na tribo Acanthoderini. Dessa forma, *Plistonax* deve abranger 10 espécies, incluindo três novas combinações: *Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi*, *Melzerus difficilis* e *Psapharochrus signatifrons*. O gênero *Melzerus*, por ser monotípico, é determinado como sinônimo de *Plistonax*, com a nova combinação para a sua espécie (*M. difficilis*).

A distribuição geográfica de *Plistonax*, conhecida anteriormente apenas para a América do Sul, é ampliada também para a América Central, abrangendo uma maior extensão na região Neotropical. O panorama dos registros mostra uma necessidade de diminuição do déficit Wallaceano relativo as espécies do gênero, principalmente para a região Amazônica.

6 REFERÊNCIAS

- AUDUREAU A. 2017. Notes sur quelques Lamiaires nouveaux ou peu connus (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Les Cahiers Magellanes** (27):1–9.
- BACHMANN A.O., DI IORIO O. 2002. Types and related specimens of Cerambycidae and Disteniidae (Coleoptera) from the Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, Buenos Aires, Argentina. – **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia** 4(1):55–93. doi:10.22179/REVMACN.4.22
- BARROS R.C., FONSECA M.G., VENDRAMINI V.E., JULIO, C. E.A. 2019. Species of Lamiinae (Insecta, Coleoptera, Cerambycidae) from east Paraná State (Brazil), with new geographic records. – **Zootaxa** 4545(2):179–204. doi:10.11646/zootaxa.4545.2.2
- BATES H.W. 1861. Contributions to an insect fauna of the Amazon Valley: Coleoptera-Longicornes. Part I-Lamiaires. – **Annals and Magazine of Natural History**, 8:471–478. doi:10.1080/00222936108697448
- BEZARK L. 2020. **A photographic catalog of the Cerambycidae of the World** – URL <<http://bezbycids.com>> [acessado 15 Março 2020].
- BREMER K. 1994. Branch support and tree stability. – **Cladistics** 10(3):295–304. doi:10.1006/clad.1994.1019
- BUCK P. 1959. Cerambycidae in der Sammlung des Instituto Anchietano de Pesquisas. – **Pesquisas** 3:577–609.
- CALEGARI B.B., DELAPIEVE M.L.S., SOUZA L.M. 2016. Tutorial para preparação de mapas de distribuição geográfica. – **Boletim Sociedade Brasileira de Ictiologia** (118):15–30.
- CHEMSAK J.A., HOVORE F.T. 2002. New Mexican and Central American species of Acanthoderini with notes on others, part I. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Les Cahiers Magellanes** (15):1–32.
- EHARA S. 1954. Comparative anatomy of male genitalia in some cerambycid beetles. – **Journal of the Faculty of Science, Hokkaido University** 12:61–115.
- FELSENSTEIN J. 1985. Confidence limits on phylogenetics: an approach using the bootstrap – **Evolution** 39(4):783–791. doi:10.1111/j.1558-5646.1985.tb00420.x
- FUCHS E. 1958. 3. Beitrag zur Kenntnis des neotropischen Cerambyciden. – **Koleopterologische Rundschau** 36:52–61.
- GALILEO M.H.M., MARTINS U.R. 1999. Sobre espécies de Lamiinae (Coleoptera, Cerambycidae) da Colômbia e do Brasil com garras tarsais divaricadas. – **Papéis Avulsos de Zoologia** 41(6):83–104.

- GALILEO M.H.M., MARTINS U.R. 2007a. Notas e descrições em Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). II. Espécies novas do gênero *Nesozineus*. – **Revista Brasileira de Zoologia** 24(3):631–634. doi:10.1590/S0101-81752007000300014
- GALILEO M.H.M., MARTINS U.R. 2007b. Notas e novos táxons em Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). IV. Sobre o gênero *Oreodera* A.-Serville. – **Revista Brasileira de Zoologia** 24(3):582–586. doi:10.1590/S0101-81752007000300009
- GARCÍA K.P.L., NASCIMENTO F.E.L., HERNANDEZ N.J.M. 2019. A new species, new distribution records, and taxonomic notes in Lamiinae (Coleoptera: Cerambycidae) from Colombia. – **Zootaxa** 4559(2):363–372. doi:10.11646/zootaxa.4559.2.9
- GIUGLARIS J.L. 2012. Les longicornes en zone littorale de Guyane: échantillonnage de la zone agricole Wayabo de Matiti (Coleoptera, Cerambycidae). – **Contribution à l'étude des Coléoptères de Guyane** 6:53–65.
- GIUGLARIS J.L. 2019. **Entomofauna Guyane**. – URL <<http://entomofauna-guyane.fr/>> [acessado 10 Janeiro 2020].
- GOLOBOFF P.A. 1993. Estimating character weights during tree search. – **Cladistics** 9(1):83–91. doi:10.1111/j.1096-0031.1993.tb00209.x
- GOLOBOFF P.A. 2013. Extended implied weighting. – **Cladistics** 30(3):260–72. doi:10.1111/cla.12047
- GOLOBOFF P.A., CARPENTER J.M., ARIAS J.S., ESQUIVEL D.R.M. 2008a. Weighting against homoplasy improves phylogenetic analysis of morphological data sets. – **Cladistics** 24(5):758–773. doi:10.1111/j.1096-0031.2008.00209.x
- GOLOBOFF P.A., FARRIS J.S., NIXON K.C. 2008b. TNT, a free program for phylogenetic analysis. – **Cladistics** 24(5):774–786. doi:10.1111/j.1096-0031.2008.00217.x
- GOLOBOFF P.A., MATTONI C.I., QUINTEROS A.S. 2006. Continuous characters analyzed as such. – **Cladistics** 22(6):589–601. doi:10.1111/j.1096-0031.2006.00122.x
- HAACK R.A., KEENA M.A., EYRE D. 2017. Cap. 2 – Life history and population dynamics of Cerambycidae. Pp 71–103 *In*: WANG Q. (ed), **Cerambycidae of the world: biology and pest management**. – CRC Press, Boca Raton. 642 pp. doi:10.1201/b21851
- HADDAD S., SHIN S., LEMMON A.R., LEMMON E.M, SVACHA P., FARRELL B., SLIPINSKI A., WINDSOR D., MCKENNA D.D. 2017. Anchored hybrid enrichment provides new insights into the phylogeny and evolution of longhorned beetles (Cerambycidae). – **Systematic Entomology** 43(1):68–89. doi:10.1111/syen.12257

- JULIO C.E.A., GIORGI J.A., MONNÉ M.A. 2000. Os tipos primários de Cerambycidae (Coleoptera) da coleção do Museu Nacional – Rio de Janeiro. – **Publicações Avulsas do Museu Nacional** 84:1–54.
- JULIO C.E.A., MONNÉ M.A. 2005. Novo gênero de Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae). – **Revista Brasileira de Entomologia** 49(4):446–447. doi:10.1590/s0085-56262005000400003
- KOCH N.M., SOTO I.M., RAMÍREZ M.J. 2015. Overcoming problems with the use of ratios as continuous characters for phylogenetic analyses. – **Zoologica Scripta** 44(5):463–474. doi:10.1111/zsc.12120
- LACORDAIRE J.T. 1872. Histoire naturelle des insectes: genera des coléoptères, ou exposé méthodique et critique de tous les genres proposés jusqu'ici dans cet ordre d'insectes. – **Librairie Encyclopédique de Roret** 9(2):411–930. doi:10.5962/bhl.title.67686
- LANE F. 1960. On the identity of *Plistonax albolinitus* (Bates, 1861) (Coleoptera: Lamiidae). – **Papéis Avulsos do Departamento de Zoologia** 14(5):47–51.
- LANYON S.M. 1985. Detecting internal inconsistencies in distance data. – **Systematic Biology** 34(4):397–403. doi:10.1093/sysbio/34.4.397
- LAWRENCE J.F., BEUTEL R.G., LESCHEN R.A.B., SLIPINSKI A. 2010. Glossary of morphological terms. Pp. 9–20 *In*: LESCHEN R.A.B., BEUTEL R.G., LAWRENCE J.F. (eds), **Handbook of Zoology. Arthropoda: Insecta. – Coleoptera, beetles: morphology and systematics**, vol. 2. – Walter de Gruyter, Berlin & New York. 786 pp. doi:10.1515/9783110911213.9
- LINSLEY E.G., CHEMSAK J.A. 1984. **The Cerambycidae of North America, Part VII, No. 1: taxonomy and classification of the Subfamily Lamiinae, tribes Parmenini through Acanthoderini.** – University of California Press, Berkeley. 258 pp.
- MACHADO V.S., MONNÉ M.L. 2009. Revision of the genus *Cosmotomidius* Melzer (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Revista Brasileira de Entomologia** 53(3):331–333. doi:10.1590/S0085-56262009000300003
- MADDISON W.P., MADDISON D.R. 2019. **Mesquite**: a modular system for evolutionary analysis. Version 3.61. – URL <www.mesquiteproject.org> [acessado 10 Janeiro 2020].
- MARINONI R.C., GANHO N.G., MONNÉ M.L., MERMUDES J.R.M. 2001. **Hábitos alimentares em Coleoptera (Insecta):** compilação de dados e novas informações sobre alimentação nas famílias de coleópteros. – Holos, Ribeirão Preto. 64 pp.
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M. 2001. Duas espécies novas do gênero *Acakyra* Martins & Galileo, 1996 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini). – **Revista Brasileira de Entomologia** 45(2):103–105.

- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M. 2007a. Notas e descrições em Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). I. Novos táxons, nova sinonímia e novos registros. – **Papéis Avulsos de Zoologia** 47(12):159–164. doi:10.1590/S0031-10492007001200001
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M. 2007b. Novos táxons e notas sobre Acanthoderini (Cerambycidae, Lamiinae) com artículo III dos palpos labiais truncado. – **Papéis Avulsos de Zoologia** 47(16):187–190. doi:10.1590/S0031-10492007001600001
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M. 2008a. Notas e novos táxons em Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). III. Gêneros semelhantes a *Anoreina*. – **Papéis Avulsos de Zoologia** 48(10):69–73. doi:10.1590/S0031-10492008001000001
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M. 2008b. Notas e novos táxons em Acanthoderini (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae). V. Três gêneros novos e notas em *Irundisaua*. – **Revista Brasileira de Zoologia** 25(3):507–511. doi:10.1590/S0101-81752008000300017
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M., SANTOS-SILVA A. 2015. New species and new records in Cerambycidae (Coleoptera) of the state of Bahia, Brazil and notes on *Meridiotroctes* (Acanthoderini). – **Zootaxa** 3973(2):271–299. doi: 10.11646/zootaxa.3973.2.4
- MARTINS U.R., GALILEO M.H.M., SANTOS-SILVA A., RAFAEL J.A. 2006. Cerambycidae (Coleoptera) coletados à luz a 45 metros de altura, no dossel da Floresta Amazônica, e a descrição de quatro espécies novas. – **Acta Amazonica** 36(2):265–272. doi:10.1590/s0044-59672006000200017
- MCCARTY J.D. 2005. New species of *Oreodera* Audinet-Serville from Panama and Costa Rica (Coleoptera: Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini). – **Folia Entomológica Mexicana** 44(1):83–86.
- MELZER J. 1934. Novos subsidios para o conhecimento dos cerambycideos neotrópicos. – **Revista de Entomologia** 4(1):70–110.
- MONNÉ M.A. 1994. **Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Part XVII. Subfamily Lamiinae:** tribes Anisocerini, Polyrhaphidini, Xenofreini, Acrocinini and Acanthoderini. – Sociedade Brasileira de Entomologia, São Paulo. 110 pp.
- MONNÉ M.A. 2001. Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part III: Subfamily Lamiinae, Tribes Acanthocinini to Apomecynini. – **Publicações Avulsas do Museu Nacional** 92:1–94.
- MONNÉ M.A. 2001. Gênero *Plistonax* Thomson, 1864 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini): espécie nova e chave de identificação. – **Boletim do Museu Nacional** (466):1–3.
- MONNÉ M.A. 2005. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part II. Subfamily Lamiinae. – **Zootaxa** 1023(1):1–760. doi:10.11646/zootaxa.1023.1

MONNÉ M.A. 2012. Catalogue of the type-species of the genera of the Cerambycidae, Disteniidae, Oxypeltidae and Vesperidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. – **Zootaxa** 3213(1):1-183. doi:10.11646/zootaxa.3213.1

MONNÉ M.A. 2020. **Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part II. Subfamily Lamiinae.** – URL <https://cerambycids.com/catalog/Monne_2020_NeotropicalCat_part_II.pdf> [acessado 15 Março 2020].

MONNÉ M.A., ALMEIDA L.M., OLIVEIRA M.L., VIANA J.H., MONNÉ M.L. 2017. Checklist of Cerambycidae (Coleoptera) primary types of the Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brazil, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Amazonas, Manaus, Brazil, and of the Museu Paraense Emílio Goeldi, Pará, Belém, Brazil. – **Zootaxa** 4221(3):341-365. doi:10.11646/zootaxa.4221.3

MONNÉ M.A., MAGNO P.R. 1992. Novas espécies de Acanthoderini Neotropicais II. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Revista Brasileira de Entomologia** 36(4):717–721.

MONNÉ M.A., MONNÉ M.L. 2016. Checklist of Cerambycidae (Coleoptera) primary types of the Museu Nacional, Rio de Janeiro, Brazil, with a brief history of the collection. – **Zootaxa** 4110(1):1–90. doi:10.11646/zootaxa.4110.1.1

MONNÉ M.A., SANTOS-SILVA A., CASARI S.A., MONNÉ M.L. 2017. Checklist of Cerambycidae, Disteniidae and Vesperidae (Coleoptera) primary types of the Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil. – **Zootaxa** 4249(1):1–104. doi:10.11646/zootaxa.4249.1.1

MONNÉ M.L., MONNÉ M.A. 2006. Notes on Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae) described by Ernst Fuchs, now in the Herbert Schmid Collection, Vienna, Austria. – **Zootaxa** 47(1365):37–47. doi:10.11646/zootaxa.1365.1.3

MONNÉ M.L., MONNÉ M.A. 2017. New species and new records of Cerambycidae (Insecta, Coleoptera) from RPPN Sanctuary of Caraça, Minas Gerais, Brazil. – **Zootaxa** 4319(2):201–262. doi:10.11646/zootaxa.4319.2.1

MONNÉ M.L., MONNÉ M.A., WANG Q. 2017. Cap. 1 – General morphology, classification, and biology of Cerambycidae. Pp. 1–70 *In*: WANG Q. (ed), **Cerambycidae of the world: biology and pest management.** – CRC Press, Boca Raton. 642 pp. doi:10.1201/b21851

MORVAN O., MORATI J. 2006. Contribution à la connaissance des Cerambycidae de la Montagne de Kaw, Guyane Française (Coleoptera). – **Lambillionea** 106(3):3–63.

MORVAN O., ROGUET J.P. 2014. Inventaire des Cerambycidae (Coleoptera) de Guyane. Corrections et compléments à la partie II. Lamiinae et Disteniinae. – **Le Coleopteriste** 8:19-21.

NASCIMENTO F.E.L., SANTOS-SILVA A., BARCLAY M.V.L. 2019. On the tribal allocation of *Cosmotomidius* Melzer, 1931, descriptions of new taxa of Acanthoderini and notes on some

tribes of Lamiinae (Coleoptera: Cerambycidae). – **Journal of Natural History** 53(11-12):705–723. doi:10.1080/00222933.2019.1606356

NÉOUZE G.L., TAVAKILIAN G.L. 2003. Révision de *Macropophora* Thomson, 1864 et transfert du genre dans la tribu des Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Coléoptères** 9(10):109–126.

NIXON K.C. 2002. **WinClada v. 1.00.08**. – URL < <http://www.diversityoflife.org/winclada/> > [acessado 09 Janeiro 2020].

OLIVEIRA U., PAGLIA A.P., BRESCOVIT A.D., CARVALHO C.J.B., SILVA D.P., REZENDE D.T., LEITE F.S.F., BATISTA J.A.N., BARBOSA J.P.P.P., STEHMANN J.R., ASCHER J.S., VASCONCELOS M.F., DE MARCO P., LÖWENBERG-NETO P., DIAS P.G., FERRO V.G., SANTOS, A.J. 2016. The strong influence of collection bias on biodiversity knowledge shortfalls of Brazilian terrestrial biodiversity. – **Diversity and Distributions** 22(12):1232–1244. doi:10.1111/ddi.12489

PERGER R., SANTOS-SILVA A. 2018. A true long horn – a new species of *Macronemus* Dejean, 1835 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini) from the Bolivian Andes. – **Zootaxa** 4471(2):375–380. doi:10.11646/zootaxa.4471.2.10

QGIS DEVELOPMENT TEAM. 2019. **Quantum GIS 3.10.1 “A Coruña”**. – URL <qgis.org> [acessado 17 Dezembro 2019].

RESTELLO R.M., IANNUZZI L., MARINONI R.C. 2001. Descrição de dois novos gêneros afins a *Alphus* White e duas novas espécies (Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini). – **Revista Brasileira de Entomologia** 45(4):295–303.

ROGUET J.P. 2020. **Lamiinae du monde**. URL <lamiinae.org> [acessado 11 Janeiro 2020].

SERENO P.C. 2007. Logical basis for morphological characters in phylogenetics. – **Cladistics** 23:565–587. doi:10.1111/j.1096-0031.2007.00161.x

SILVA JÚNIOR J.O., HASEYAMA K.L.F., SOUZA D.S. 2019. New species and new combination in the genus *Plistonax* Thomson, 1864 (Cerambycidae, Lamiinae, Acanthoderini). – **Zootaxa** 4679(2):392–396. doi:10.11646/zootaxa.4679.2.10

SOUZA D.S. 2013. **Revisão taxonômica de *Ateralphus* Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae)**. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas – Entomologia) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 99 pp.

SOUZA D.S., MARINONI L., MONNÉ M.L., GÓMEZ-ZURITA J. 2020. Molecular phylogenetic assessment of the tribal classification of Lamiinae (Coleoptera: Cerambycidae). – **Molecular Phylogenetics and Evolution** 145(106736):1-16. doi:10.1016/j.ympev.2020.106736

SOUZA D.S., MONNÉ M.L. 2013. Revision of the genus *Ateralphus* Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001 (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae). – **Zootaxa** 3736(4):301–337. doi:10.11646/zootaxa.3736.4.1

- SOUZA D.S., MONNÉ M.L., MARINONI L. 2017. Phylogeny of the Neotropical longhorn beetle genus *Ateralphus* (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae). – **Zoologia** 34:1–11. doi:10.3897/zoologia.34.e11996
- SVACHA P., LAWRENCE J.F. 2014. 2.4 Cerambycidae Latreille, 1802. Pp. 77–177 *In*: LESCHEN R.A.B., BEUTEL R.G. (eds), **Handbook of Zoology. Arthropoda: Insecta – Coleoptera, beetles: morphology and systematics (Phytophaga)**, vol. 3. – Walter de Gruyter, Berlin & Boston. 687 pp. doi:10.1515/9783110274462
- TAVAKILIAN G.L., CHEVILLOTTE H. 2019. **Base de données Titan sur les Cerambycidés ou Longicornes**. – URL <http://titan.gbif.fr/> [acessado 10 Janeiro 2020].
- TAVAKILIAN G.L., NÉOUZE G.L. 2007. Le genre *Ozotroctes* Bates 1861: nouvelles espèces et nouveaux genres apparentés d'Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Coléoptères** 13(1):1–24.
- TAVAKILIAN G.L., NÉOUZE G.L. 2013. Nouvelles espèces d'Acanthoderini de Guyane (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Les Cahiers Magellanes** 13:38–73.
- TAVAKILIAN G.L., PEÑAHERRERA-LEIVA A.Y. 2003. Révision du genre *Pycnomorphus* Thomson, 1864. Systématique et phylogénie (Coleoptera, Lamiinae, Acanthoderini). – **Annales de la Societe Entomologique de France** 39(1):3–24. doi:10.1080/00379271.2003.10697358
- THOMSON J. 1864. **Systema cerambycidarum**: ou exposé de tous les genres compris dans la famille des cérambycides et familles limitrophes. – Dessain, Liège. 538 p. doi:10.5962/bhl.title.82379
- THOMSON J. 1878. **Typi cerambycidarum Musei Thomsoniani**. – E. Deyrolle, Paris. 21 pp.
- VLASAK J. A new species of *Paradiscopus* Schwarzer (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae: Acanthoderini) from Costa Rica. – **Insecta Mundi** 479:1–5.
- VERONA C.T., BOTERO, J.P. 2019. Description of the female of *Anasillus crinitus* Marinoni & Martins 1978 (Coleoptera: Lamiinae: Acanthoderini) and new distribution records of longhorned beetles for Colombia. – **Zootaxa** 4603(3):597–600. doi:10.11646/zootaxa.4603.3.14
- WAPPES J.E., MORRIS R.F., NEARNS E.H., THOMAS M.C. 2006. Preliminary list of Bolivian Cerambycidae (Coleoptera). – **Insecta Mundi** 20(1–2):1–45.
- WAPPES J.E., SANTOS-SILVA A. 2019. A new species, new geographical records, and taxonomic notes in *Oreodera* Audinet-Serville, 1835 (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae). – **Insecta Mundi** 698:1–11.
- WIENS J.J. 2001. Character analysis in morphological phylogenetics: problems and solutions. – **Systematic Biology** 50(5):689–699. doi:10.1080/106351501753328811

ZAJCIW D. 1964. Novas espécies neotrópicas do gênero *Acanthoderes* Serville, 1835 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). III. – **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 36(2):159–164.

ZAJCIW, D. 1969. Distribuição geográfica do gênero “*Acanthoderes*” Serville, 1835 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). – **Revista Brasileira de Biologia** 29(4):607–614.

ZIKÁN J.F., ZIKÁN W. 1944. A inseto-fauna do Itatiaia e da Mantiqueira. – **Boletim do Ministério de Agricultura** 33(8):1–50.

ZIKÁN W., WYGODZINSKY P. 1948. Catálogo dos tipos de insetos do Instituto de Ecologia e Experimentação Agrícolas. – **Boletim do Serviço de Pesquisas Agrônomicas** 4:1–93.

ZISCHKA R. 1948. Catálogo de los insectos de Bolivia. – **Folia Universitaria** 2(2):6–8.

APÊNDICES

APÊNDICE A – TABELA COM MATERIAL EXAMINADO UTILIZADO NA ELABORAÇÃO DOS CARACTERES

| Dados dos espécimes | Instituição |
|--|-------------|
| <i>Plistonax albituberculatus</i> Silva Júnior & Souza, 2019 | |
| [Holótipo] 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 28.X.1954, N. Santos col. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. | MZSP |
| [Parátipo] 1♂, Brasil (BA), Ilhéus, CEPEC, 24.II.1967, A. Gomes col. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. | MZSP |
| [Parátipo] 1♂, Brasil (BA), Ilhéus, CEPEC, 9.X.1966, A. Gomes col. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. | MZSP |
| [Parátipo] 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 25.X.1954, N. Santos col. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. | MZSP |
| [Parátipo] 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 28.X.1954, N. Santos col. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. UFMG-ICO.1902647 | CCT-UFMG |
| [Parátipo] 1♂, Brasil (RJ), sem informações. J.O.S. Júnior & D.S. Souza det. 2019. | MZSP |
| <i>Plistonax albolinitus</i> (Bates, 1861) | |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35 m., 02°35'21"S-60°06'55"W, 12-15.X.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. U. Martins det. 2005 | MZSP |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35 m., 02°35'21"S-60°06'55"W, 13-16.VIII.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. U. Martins det. 2005 | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, Reserva Ducke, 02°55'S - 59°59'W, 24-25.IX.2003, lençol com luz mista de mercúrio, S.F. Trovisco & E.N. Silva col. | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, Reserva Ducke, 02°55'S-59°59'W, 26-27.II.2003, lençol com luz mista de mercúrio, J.T. Câmara <i>et al.</i> col. | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, CEPLAC Km-80, 15.XII.1976. B.C. Ratcliffe col. U. Martins det. 2010. | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, PDBFF, Fazenda DIMONA, 02°19'28"S-60°05'11"W, 28-31.VII.2000, lençol com luz mista de mercúrio, R. Andrezza col. | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Presidente Figueiredo, Estrada de Balbina Km-24, 02°01'05"S-59°49'60"W, 1-12.IX.2002, luz mista, Felipe Filho & U.C. Barbosa col. M.A. Monné det. 2009 | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Presidente Figueiredo, Estrada de Balbina Km-24, 02°01'05"S-59°49'60"W, 24-25.X.2003, lençol com luz mista, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Coari, Rio Urucu, 04°57'58"S-65°19'38"W, 14-24.V.1993, luz mista de mercúrio, P.F. Bührnheim <i>et al.</i> col. | UFAM |
| 1♀, Brasil (AM), Coari, Duto Urucu, porto terminal, 04°50'16"S-65°20'36"W, 12-21.VI.1996, luz mista de mercúrio, P.F. Bührnheim <i>et al.</i> col. | UFAM |
| 1♂, Brasil (PA), F. Lane det. 1958 | MZSP |
| 1♂, Brasil (PA), Parauapebas, Serra Norte, 26.X.1984, coleta noturna, M. Zanuto col. U. Martins det. 1992. MPEG-15001050 | MPEG |
| 1♀, França (Guiana Francesa), Montagne Tortue, Approuague, 500m., 24.VII.1981, P.L. & G.T. col. | MNRJ |
| 1♂-1♀, França (Guiana Francesa), Montagne Tortue, Approuague, 500m., 26.VIII.1981, P.L. & G.T. col. | MNRJ |
| 1♂, França (Guiana Francesa), Montagne Tortue, Approuague, 500m., 24.VIII.1981, P.L. & G.T. col. | MZSP |
| 1♀, sem informações | INPA |

***Plistonax inopinatus* Lane, 1960**

| | |
|--|----------|
| [Parátipo] 1♀, Brasil (SC), Timbó, XI.1953, Dirings col. F. Lane det. 1959 | MZSP |
| [Parátipo] 1♀, Brasil (SC), Corupá, XII.1937, A. Maller col. F. Lane det. 1959. DZUP-378462 | DZUP |
| [Parátipo] 1♀, Brasil (SC), Corupá, XII.1956, A. Maller col. F. Lane det. 1959. DZUP-378461 | DZUP |
| 1♂, Brasil (SC), Corupá, X.1967, A. Maller col. DZUP-378539 | DZUP |
| 1♂, Brasil (SC), Corupá, XII.1970, A. Maller col. DZUP-378542 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), Corupá, A. Maller col. DZUP-378541 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), Corupá, I.1968, A. Maller col. DZUP-115069 | DZUP |
| 1♂, Brasil (SC), Corupá, X.1965, A. Maller col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (SC), Corupá, XI.1965, A. Maller col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (SC), Corupá | MNRJ |
| 1♂, Brasil (SC), São Bento do Sul, Rio Natal, XI.2007, R. Koike col. | MZSP |
| 1♂, Brasil (SC), São Bento do Sul, Rio Natal, XII.2008 | MZSP |
| 1♀, Brasil (BA), Água Preta, G. Bondar col. F. Lane det. 1959 | MZSP |
| 1♂, Brasil (ES), Santa Teresa, 14.XI.1966, C.T. & C. Elias col. DZUP-378460 | DZUP |
| 2♂-1♀, Brasil (ES), Santa Teresa, X.1964, C. Elias col. DZUP-115072; 115077; 115076 | DZUP |
| 1♂, Brasil (ES), Rio Bonito, XI.1965, A. Maller col. DZUP-115074 | DZUP |
| 1♀, Brasil (ES), Linhares, X.1972, C. Elias col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (ES), Santa Maria de Jetibá, 800m. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (ES), Linhares, Ilha do Travessão, 1.III.1967, A. Gomes col. U. Martins det. 1992. | MZSP |
| 1♂, Brasil (ES), Santa Teresa, 14.XII.1928, F. Lane det. 1964. | MZSP |
| 1♂, Brasil (MG), Santa Bárbara, EDPA-Peti/CEMIG, 26.X.1990, J.T. Magalhães col. J.O. Silva Jr. det. 2018. UFMG-ICO.1800388 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (RJ), Cachoeiras de Macacu, Boca do Mato, X.1996. | MZSP |
| 1♂, Brasil (RJ), Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, XI.1964, Seabra & Werner col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 780m., 18.XII.1958, F. Gouveia col. | MNRJ |
| 2♀, Brasil (RJ), Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 700m., 5-25.XI.1974, H.S. & M.A. Monné col. | MNRJ |
| 1♂-1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, XI.1964, Seabra & Werner col. | MNRJ |
| 1♂-1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 816m., XI.1964, W. Zikán col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 815m., 9.XI.1939, J.F. Zikán col. CEIOC-14873 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 700m., 22.III.1944, J.F. Zikán col. CEIOC-14874 | CEIOC |
| 1♂, Brasil (RJ), Guapimirim, 13.XI.1993, R.S.N. Costa col. CEIOC-14875 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (RJ), Petrópolis, Val Paraíso, III.2007, J. Costa col. CEIOC-14876 | CEIOC |
| 1♂, Brasil (RJ), Petrópolis, Independência, 900m., VI.1936. Gagarin col. F. Lane det. 1964. | MZSP |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 4.X.1954, D. Zajciw col. D. Zajciw det. 1964. DZUP-115078 | DZUP |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XII.1966, Alvarenga & Seabra col. DZUP-378540 | DZUP |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 1.XII.1966, Moure & Seabra col. DZUP-115067 | DZUP |
| 1♂-2♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 3.XII.1965, Moure & Seabra col. DZUP-115075; 115068; 115071 | DZUP |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 7.XI.1957, D. Zajciw col. DZUP-115070 | DZUP |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, IX.1961, Seabra & Alvarenga col. DZUP-115073 | DZUP |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XII.1979, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |

| | |
|---|------|
| 1♂-6♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XI. 1962, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 4♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, XII. 1962, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 9.IV.1970, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 2♂-2♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, S.A.F. col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 10.XI.1967, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 25.II.1964, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 2♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 30.XI.1966, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 23.XI.1967, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 31.X.1961, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 6.X. 1969, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 5.XI.1976, M.A. Monné & C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, IV.1974, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, II.1961, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 31.X. 1967, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Corcovado, 30.X.1975, M.A. Monné & C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Corcovado, 10.XII.1955, D. Zajciw col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Corcovado, 13.IX.1975, M.A. Monné col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Corcovado, IX.1959, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Corcovado, XII.1959, Alvarenga & Seabra col. | MNRJ |
| 3♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Represa Rio Grande, 16-31.X.1960, F.M. Oliveira col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Represa Rio Grande, 16-30.IX.1960, F.M. Oliveira col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1973, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, IX.1976, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1972, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂-2♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1971, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, 26.II.1952, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1974, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, II.1976, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, II.1966, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, IX.1967, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, III.1971, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, 10.I.1959, armadilha luminosa, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, XII.1980, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, I.1961, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Floresta da Tijuca, XII.1992, C.A.C. Seabra col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Guanabara, Gávea, VIII.1961, T. Carvalho col. | MNRJ |
| 2♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 25.X.1954, N. Santos col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (RJ), Rio de Janeiro, Grajaú, Serra dos Três Rios, 13.XII.1965, N. Santos col. | MNRJ |
| 1♀, Brasil (SP), São Vicente, IX.1948, Speer col. | MZSP |
| 1♂, Brasil (SP), São Paulo, 13.I.1917, F. Lane det. 1964 | MZSP |

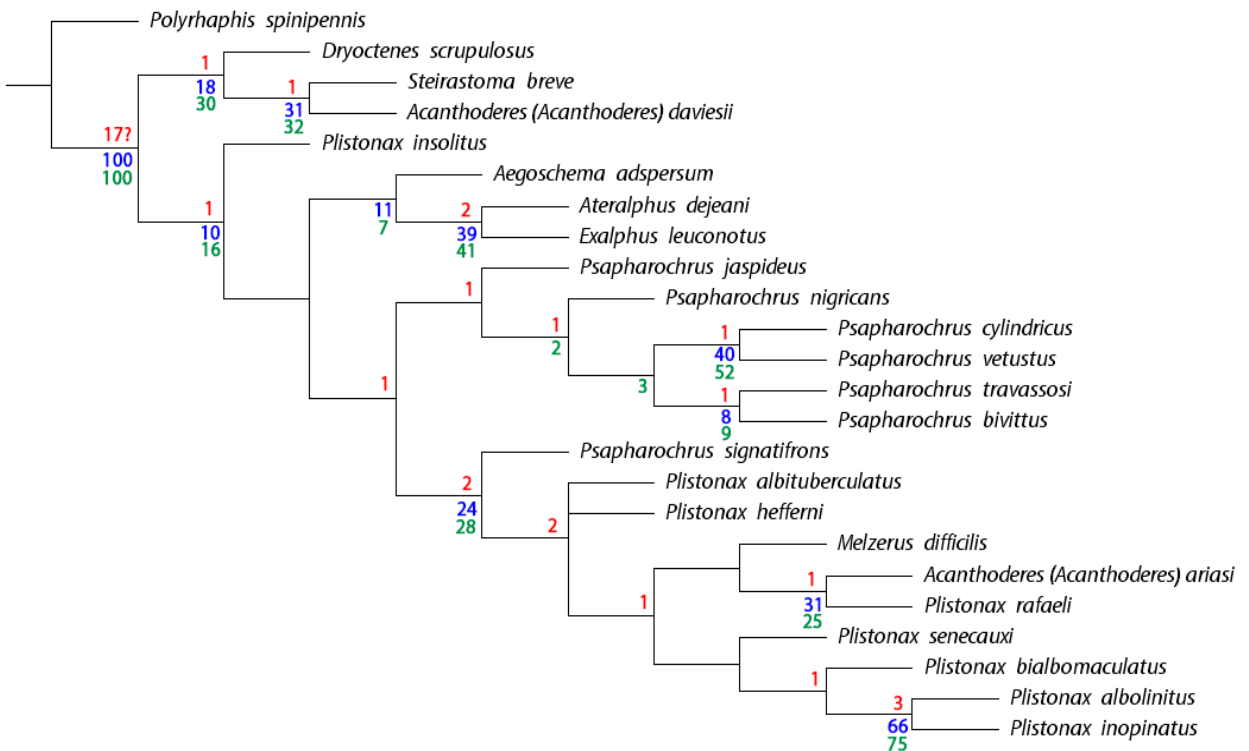
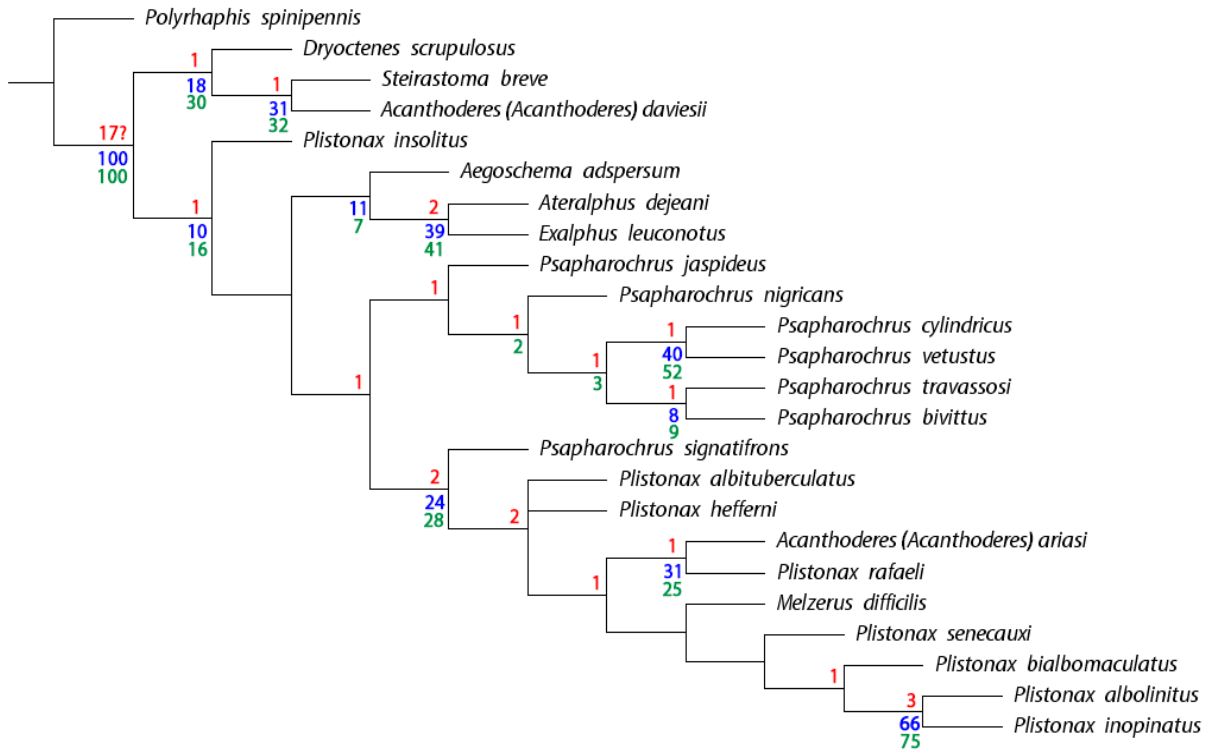
| | |
|--|----------|
| <i>Plistonax insolitus</i> Monné, 2001 | |
| 1♂-2♀, Brasil (AP), Macapá, Fazendinha, IEPA, VII.1996, Magno & C.A. Julio col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (AP), Macapá, IEPA, Parque Zoobotânico, IX.2004, P.R. Magno col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (AM), Presidente Figueiredo, Km-24 Com. São Francisco, 02°01'05"S-59°49'59"W, 26-03.VII-VIII.2005, luz mista, F.F. Xavier <i>et al.</i> col. U. Martins det. 2010 | INPA |
| <i>Plistonax rafaelli</i> Martins & Galileo, 2006 | |
| [Holótipo] 1♂, Brasil (AM), Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35m., 02°35'21"S-60°06'55"W, 13-16.IX.2004, lençol com luz mista e BLB, F.F. Xavier <i>et al.</i> col. U.R. Martins & M.H. Galileo det. 2005. INPA-COLEO.319 HOL. | INPA |
| 1♂, Brasil (RO), Itapuã do Oeste, FLONA Jamari, Trilha Pedra Grande, 09°11'39.4"S-63°04'55.3"W, 6.X.2014, facheamento, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. | INPA |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) ariasi</i> Chemsak & Hovore, 2002 | |
| 1♀, Costa Rica (Cartago), Turrialba, CATIE, 14.III.1991, M.E. Rice col. | MZSP |
| 1♂, Colômbia (Cundinamarca), Guaduas, Alto del Trigo, Via Villeta, 05°00'30"N-74°32'00"W, 8-9.V.2016, V. Sinyayev & C. Pinilla col. | MZSP |
| 1♀, Panamá (Panamá), Ilha Barro Colorado, 28.II.1964, L.J. Bottimer col. | MZSP |
| <i>Acanthoderes (Acanthoderes) daviesii</i> (Swederus, 1787) | |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, Faz. Esteio, Km-60N ZF-3 Km-23, 28.VIII.1984, Malaise, B.C. Klein col. | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, Km-60N, 23.X.1979, Malaise, N.D. Penny col. | INPA |
| 3♂, Brasil (AM), Manaus, Reserva Ducke, V.1968, E.V. Silva & Faustino col. | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, Reserva Ducke, 29.X.1976, U. Martins det. 1982 | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, Reserva Ducke, AM-010 Km-26, 19.IX.1977, N.D. Penny col. U. Martins det. 1990 | INPA |
| 1♂-2♀, Brasil (AM), Manaus, Est. Aml. Km-16, 16.VII.1969, E.V. Silva col. | INPA |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, Km-83N, 17.VIII.1980, Malaise | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, Campus Universitário, 4.XI.1978, J.A. Rafael col. | INPA |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, X.1967, C. Elias col. DZUP-112908 | DZUP |
| 1♀, Brasil (AM), Manaus, X.1959, C. Elias col. DZUP-112909 | DZUP |
| 1♀, Brasil (AM), Tefê, 1921, J.F. Zikán col. CEIOC-14294 | CEIOC |
| 1♂, Brasil (PA), Itaituba, Rio Tapajós, VIII.1960, Dirings col. | MZSP |
| 1♂, Brasil (PA), Óbidos, Faz. Pajurá, 01°37'21"S-55°23'14"W, 05-11.IX.2001, Malaise, J.A. Rafael & J.F. Vidal col. | INPA |
| 1♂, Brasil (PA), Melgaço, ECFPn, torre, 13.V.2017, Malaise, M. Martins col. | MPEG |
| 1♀, Brasil (PA), Melgaço, torre, 22.X.2016, Malaise, M. Martins col. | MPEG |
| 2♂, Brasil (RO), Ouro Preto D'Oeste, 13.XI.1987, Proj. Polo Noroeste, C. Elias col. DZUP-112913; 112916 | DZUP |
| 1♀, Bolívia (Cochabamba), Chaparé, 400m., 3.X.1959, Zischka col. DZUP-112910 | DZUP |
| 1♀, Bolívia (Cochabamba), Chaparé, 400m., 8.X.1958, Zischka col. DZUP-112911 | DZUP |
| 1♀, Colômbia (Boyacá), Região de Muzo, H. Apolinar-Maria col. | MZSP |
| 1♀, Peru (Junín), Satipo, Huancayo, 18.XII.1937, Paprzycki col. CEIOC-14297 | CEIOC |
| 2♀, Peru (Junín), Satipo, Huancayo, 29.XI.1937, Paprzycki col. CEIOC-14295 | CEIOC |
| 1♀, Peru (Junín), Satipo, Huancayo, 13.VI.1938, Paprzycki col. CEIOC-14296 | CEIOC |
| <i>Ateralphus dejeani</i> (Lane, 1973) | |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Serra do Cipó, Estação do IBAMA, 12.IX.1998, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300850 | CCT-UFMG |

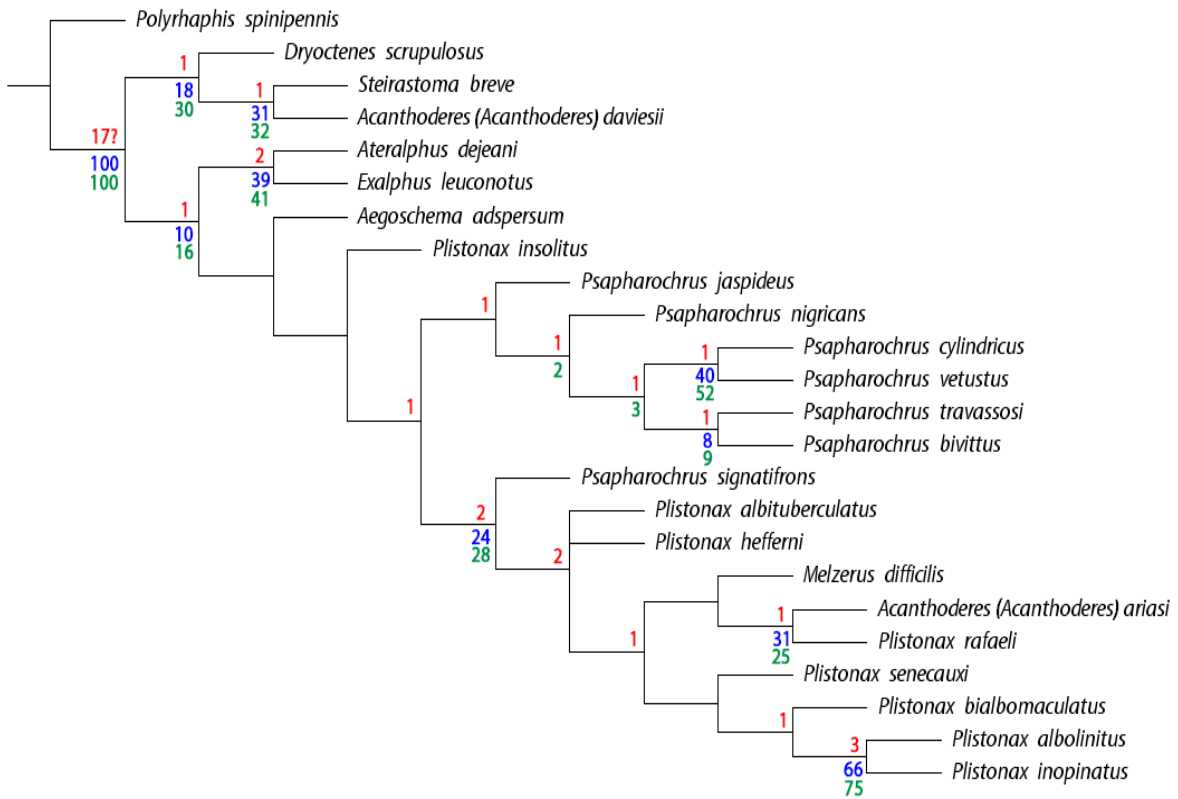
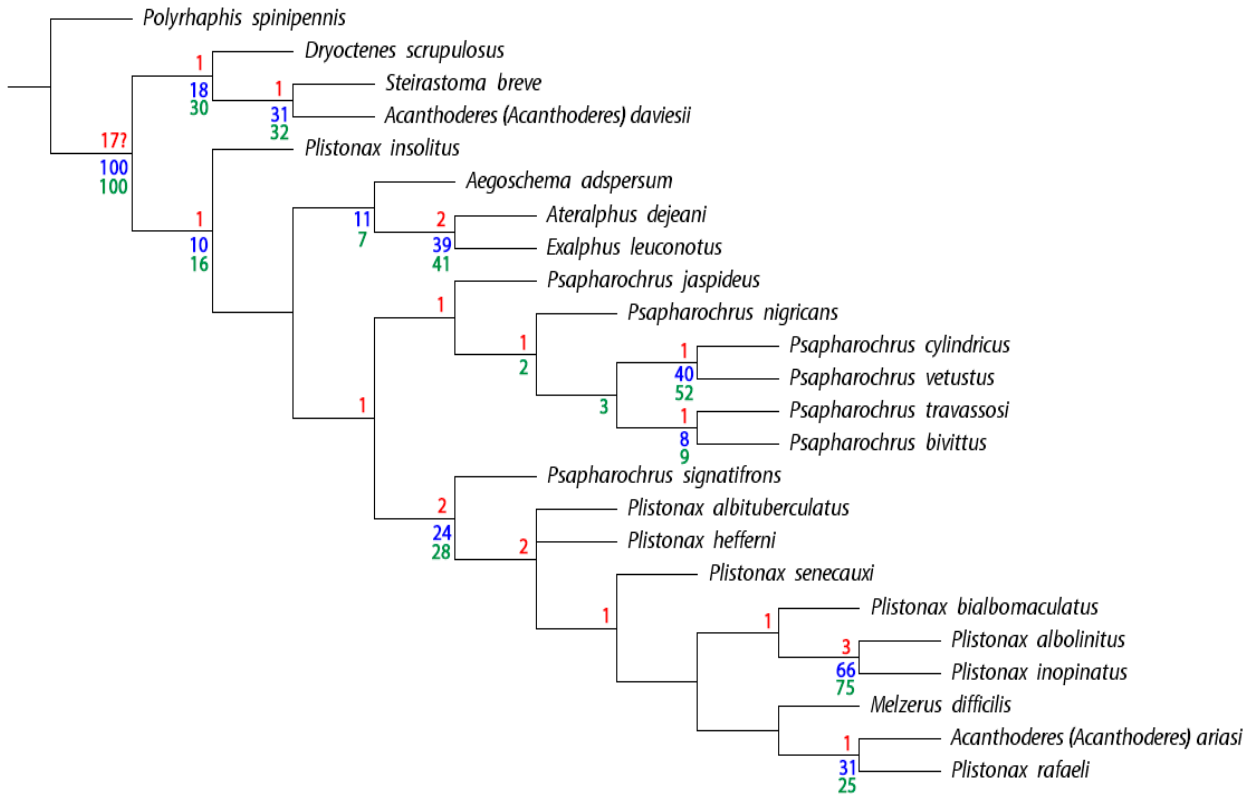
| | |
|--|----------|
| 1♂, Brasil (MG), Brumadinho, Casa Branca, 25.XII.2008, M.F. Vasconcelos col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302344 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Santa Bárbara, Peti/CEMIG, 15.X.1993, M.C. Figueiredo col. J.O. Silva Jr. det. 2019. UFMG-ICO.1902655 | CCT-UFMG |
| <i>Aegoschema adpersum</i> (Thomson, 1860) | |
| 1♀, Brasil (MG), Conquista, Mata de Dourados, 30.X.1988, luz branca, U. Martins det. 1989. UFMG-ICO.1400000 | CCT-UFMG |
| 1♂, sem informação | CCT-UFMG |
| <i>Dryoctenes scrupulosus</i> (Germar, 1824) | |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, 2.IV.1947, A. Costa Jr. col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302733 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Instituto Agronômico, 25.X.1966, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302734 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 15-20.IX.1979, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700295 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Lavras, 1984, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700332 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Sabará, 12.XI.2017, G.A.C. Meireles col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1800239 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Vazante, 17°59'47.40"S-46°54'19.05"W, 22.IX.2018, P.H. Martins col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1902057 | CCT-UFMG |
| <i>Exalphus leuconotus</i> (Thomson, 1860) | |
| 1♀, Brasil (RN), Portalegre, Cachoeira do Pinga, 06°00'58"S-37°59'30"W, 500m., 21.V.2007, luz, J.A. Rafael & F.F. Xavier col.. U.R. Martins & M.H. Galileo det. 2010 | INPA |
| 1♂, Brasil. D. Souza det. 2013. DZUP-113826 | DZUP |
| <i>Melzerus difficilis</i> (Melzer, 1934) | |
| [Parátipo] 1♂, Brasil (SP), Amparo, X.1925, Dr. P. Reck col. [<i>Idiomerus difficilis</i> Melzer] | MZSP |
| 1♀, Brasil (AM), Rio Solimões, Boca do Lago Preto, 25.III.1967, Exp. Perm. Amaz. col. | MZSP |
| 1♀, Brasil (GO), Leopoldo Bulhões, XI.1937, A. Spitz col. [<i>Idiomerus difficilis</i> M.A. Monné det. 1972] | MZSP |
| 1♂, Brasil (PB), João Pessoa, Buraquinho, floresta secundária, 30m., 21.I.1981, G. Ekis col. | MPEG |
| 1♀, Bolívia (Santa Cruz), Km 4-6 SSE Buena Vista, F&F Hotel, 23-26.X.2000, Wappes & Morris col. | MZSP |
| 1♂, sem informações [<i>Idiomerus</i> sp.] | INPA |
| <i>Polyrhaphis spinipennis</i> Laporte, 1840 | |
| 1♂, Brasil (MG), Cordisburgo, Gruta Morena, 18.II.1999, M.F. Vasconcelos & W. Pereira col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700333 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Carmo da Mata, 2.XI.2017, A.R. Pacheco col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1800241 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Florestal, UFV-Campus Florestal, 30-01.XI-XII.2017, P.C. Zama col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1800294 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Santa Bárbara, EDPA-Peti/CEMIG, 18.XI.2003, Grymberg col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1800387 | CCT-UFMG |
| <i>Psapharochrus bivittus</i> (White, 1855) | |
| 1♂-1♀, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 19-25.X.1979, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700324; 1700323 | CCT-UFMG |
| <i>Psapharochrus cylindricus</i> (Bates, 1861) | |
| 1♂-1♀, Brasil (MG), Virgínia, Fazenda dos Campos, 21.IX.1919, J.F. Zikán col. CEIOC-14886 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (MG), Passa Quatro, serra, 19.II.1923, J.F. Zikán col. CEIOC-14887 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (MG), Camanducaia, Vila Monte Verde, 15.XI.1965, J. Halik col. | MZSP |
| 1♂, Brasil (PR), Paranaguá, 20.III.1970, Borba col. DZUP-113487 | DZUP |
| 1♂, Brasil (RJ), Itatiaia, 700m., 4.X.1926, J.F. Zikán col. [<i>Acanthoderes cylindrica</i> D. Zajciw det. 1966]. CEIOC-14898 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 700m., 12.III.1928, J.F. Zikán col. [<i>Acanthoderes cylindrica</i> D. Zajciw det. 1966]. CEIOC-14897 | CEIOC |
| 1♂, Brasil (RJ), Itatiaia, 700m., 25.V.1936, J.F. Zikán col. CEIOC-14890 | CEIOC |

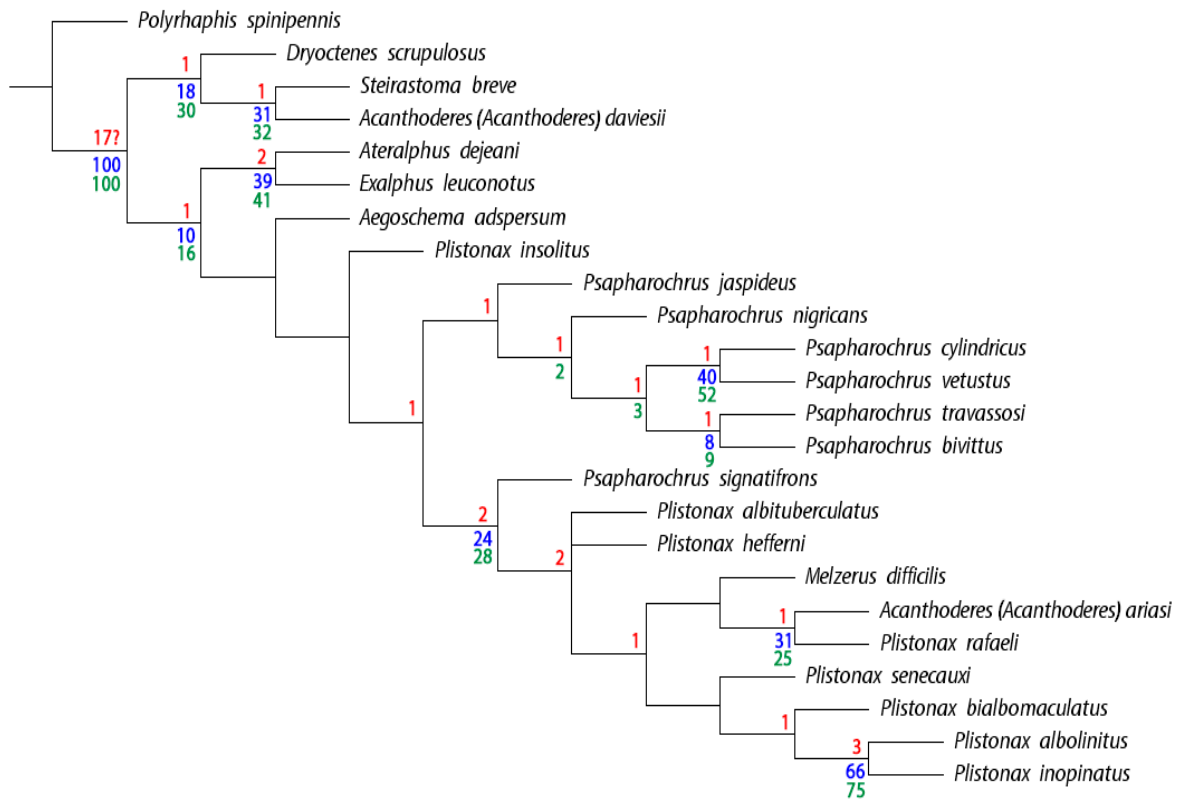
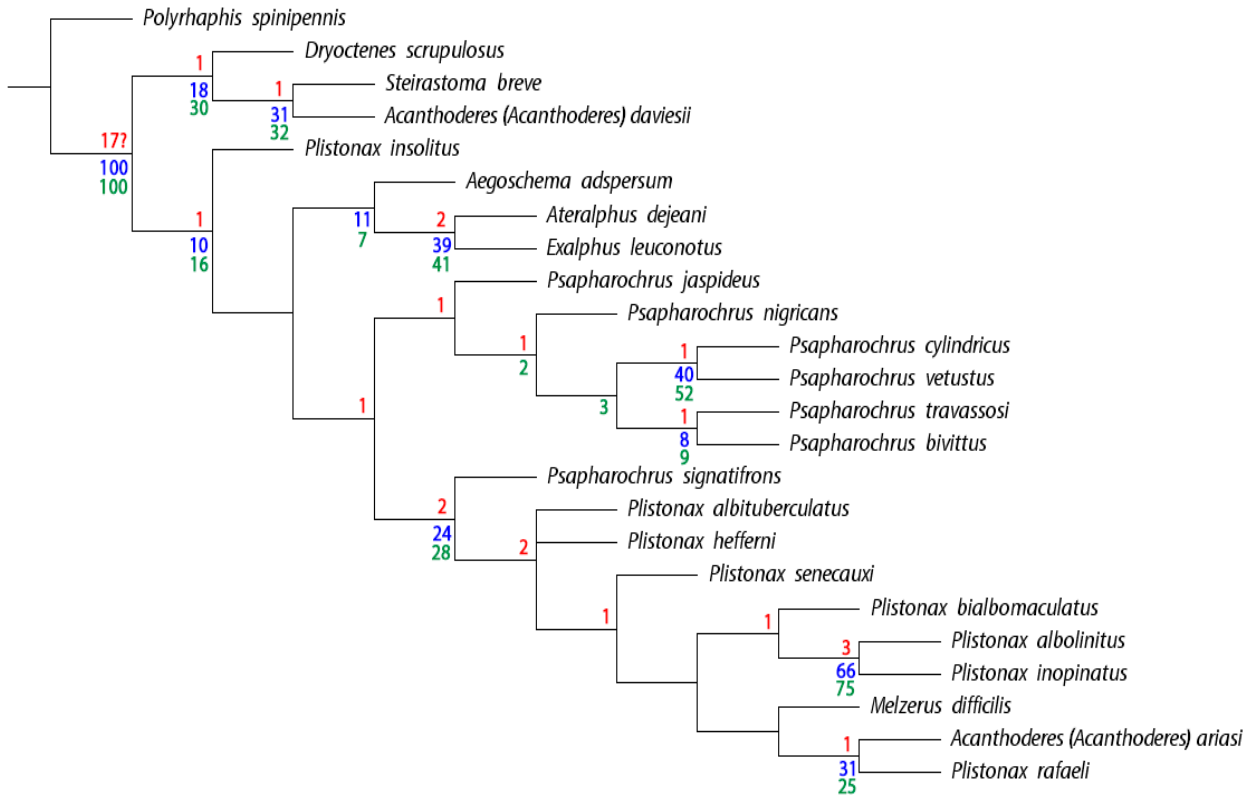
| | |
|---|----------|
| 2♀, Brasil (SC), Mafra, I.1969, A. Maller col. DZUP-377591; 377592 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), Mafra, II.1969, A. Maller col. DZUP-377590 | DZUP |
| 1♂-1♀, Brasil (SC), Corupá, III.1969, A. Maller col. DZUP-377594; 377593 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), Corupá, X.1967, A. Maller col. DZUP-113486 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), Rio Negrinho, XII.1967, A. Maller col. DZUP-113485 | DZUP |
| 1♀, Brasil (SC), R. Vermelho, XII.1966, A. Maller col. [<i>Acanthoderes cylindricus</i> E.A.J. Duffy det. 1969]. DZUP-113483 | DZUP |
| 1♂, Paraguai, P. Cantera, XII.1916, C. Schrottky col. | MZSP |
| <i>Psapharochrus jaspideus</i> (Germar, 1824) | |
| 1♂, Brasil (BA), Aracatu, Faz. Lagoa do Tamburi, pastagem, 14°30.959'S-041°27.508'W, 11-12.VI.2013, arm. luminosa, A.S. Ferreira & L.G.F. Sodré col. U. Martins det. 2014. RG#195 | MZSP |
| 1♀, Brasil (BA), Ilhéus, Pontal, X.1957, Dirings col. | MZSP |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Itapo , 27.X.1997, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300843 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, Campus da UFMG, 30.X.1998, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300844 | CCT-UFMG |
| 2♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, Serra do Cipó, Estac o do IBAMA, 12.IX.1998, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300845; 1300849 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Lavras, 1938, M.A. Oliveira col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302742 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Lavras, 4.XI.1938, L. Ramos col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302762 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Sacramento, Estac o Cipó, 29.X.1988, ativa, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1400007 | CCT-UFMG |
| 1♂-3♀, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 12-18.VIII.1978, luz, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700087; 1700088; 1700094; 1700095 | CCT-UFMG |
| 3♂-2♀, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 10-15.XI.1978, luz, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700106; 1700116; 1700117; 1700127; 1700248 | CCT-UFMG |
| 1♂-1♀, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 15-20.IX.1979, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700298; 1700309 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Santa Bárbara, Fazenda Boca na, 12.XII.1998, M.F. Vasconcelos & E.A.B. col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700331 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Santa Luzia, 28.X.1977, R. Coelho, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700334 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Mariana, Pousada Chafariz, 9.VII.2018, F.D. Kirst col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1800384 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (SP), Barueri, 8.X.1967, K. Lenko col. | MZSP |
| <i>Psapharochrus nigricans</i> (Lameere, 1885) | |
| 1♂, Brasil (MG), Juiz de Fora, 30.X.1997, ativa, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300834 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Lavras, 1938, R.P. Ribeiro col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302743 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Marliéria/Timóteo, PERD, 10-15.XI.1978, luz, M.A. Vulcano <i>et al.</i> col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700108 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, X.1964, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700344 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, UFMG/Campus Pampulha, 30.IX.1982, J.O. Silva Jr. det. 2019. UFMG-ICO.1902918 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (DF), Brasília, 8.X.1975, Vários col. | INPA |
| 1♀, Brasil (DF), Brasília, 8.IX.1976, Diniz col. | INPA |
| <i>Psapharochrus travassosi</i> (Monné & Magno, 1992) | |
| 1♀, Brasil (AP), Serra do Navio, IX.1996, P.R. Magno col. | MNRJ |
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 02°35'21"S-60°06'55"W, 13-16.VIII.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. | INPA |

| | |
|---|----------|
| 1♂, Brasil (AM), Manaus, ZF-2 Km-14, torre, 35m., 02°35'21"S-60°06'55"W, 12-15.X.2004, lençol com luz mista e BLB, J.A. Rafael <i>et al.</i> col. [<i>Plistonax travassosi</i> U. Martins det. 2005] | INPA |
| 1♀, Brasil (RO), Ariquemes, Faz. Rancho Grande, Km-62.SW, 8.X.1993, luz UV, C.W. & L.B. O'Brien col. [<i>Plistonax travassosi</i> U. Martins det. 2007] | MZSP |
| 1♂, Brasil (MA), Caxias, Res. Ecol. Inhamum, Pov. Coité, 8-11.VIII.2008, arm. luminosa, Limeira-de-Oliveira col. | MZSP |
| <i>Psapharochrus vetustus</i> (Bates, 1880) | |
| 1♂, Brasil (RJ), Itatiaia, 816m., 21.III.1935, J.F. Zikán col. [<i>Acanthoderes vetusta</i> D. Zajciw det. 1966]. CEIOC-14889 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 700m., 22.XII.1935, J.F. Zikán col. CEIOC-14894 | CEIOC |
| 1♀, Brasil (RJ), Itatiaia, 816m., 27.IV.1936, J.F. Zikán col. CEIOC-14899 | CEIOC |
| 1♂, Brasil (RJ), Itatiaia, 816m., 16.X.1936, J.F. Zikán col. [<i>Acanthoderes vetusta</i> D. Zajciw det. 1966]. CEIOC-14900 | CEIOC |
| <i>Steirastoma breve</i> (Sulzer, 1776) | |
| 1♂, Brasil (PA), Medicilândia, Rod. Transamazônica, 03°26'45"S-52°56'12"W, 9.IV.2008, col. Manual diurna, J.A. Rafael & F.F. Xavier col. | INPA |
| 1♂, Brasil (MT), Aripuanã, Res. Humboldt, 10°11'S-59°48'W, 17.III.1977, N.D. Penny col. U. Martins det. 1982 | INPA |
| 1♀, Brasil (MT), Aripuanã, Res. Humboldt, 10°11'S-59°48'W, 16-22.III.1977, B.C. Ratcliffe col. U. Martins det. 1982 | INPA |
| 1♂, Brasil (MT), Aripuanã, Res. Humboldt, margem de igarapé, 21.XI.1975, J.B. Moraes col. | INPA |
| 1♀, Brasil (MT), Cáceres, 19.X.1961, F.M. Oliveira col. DZUP-115123 | DZUP |
| 1♂, Brasil (AM), Iranduba, Ilha Marchantaria, Rio Solimões, 9.V.1976, Dellome col. | INPA |
| 1♂, Brasil (RO), Porto Velho, Rio Madeira, VI.1939, DZUP-115198 | DZUP |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, 13.X.1973, H. Pimenta col. DZUP-379123 | DZUP |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, A. Costa Jr. col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302254 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, 13.III.1950, A. Costa Jr. col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302715 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, 5.X.1969, G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1302740 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, Bairro Floresta, 22.III.1980, Astolfo col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700328 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, Jardim Botânico, 19.XI.1990, G. Aicson col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1700329 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Belo Horizonte, Parque Municipal, 15.XII.1982, A.C. Faria col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1800363 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, UFMG, 5.V.1994, A.B. Lelis col. J.O. Silva Jr. det. 2019. UFMG-ICO.1902656 | CCT-UFMG |
| 1♂-1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Campus UFMG, 16.II.1997, D.A. Yanega col. G.S. Monteiro det. 2018. UFMG-ICO.1300841; 1300842 | CCT-UFMG |
| 1♂-1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Campus UFMG/ICB, 20.X.1984, H.R. Pimenta col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1800360; 1800361 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (MG), Belo Horizonte, Campus UFMG/ICB, 20.X.1984, H.R. Pimenta col. R.C. Marinoni det. 1985. UFMG-ICO.1800362 | CCT-UFMG |
| 1♂, Brasil (MG), Santa Luzia, IX.1979, Severino col. G.S. Monteiro det. 2019. UFMG-ICO.1800364 | CCT-UFMG |
| 1♀, Brasil (PR), Foz do Iguaçu, 7.XII.1966, Exc. Dept. Zoo col. DZUP-379108 | DZUP |
| 4♀, Brasil (PR), Foz do Iguaçu, 10.XII.1966, Dept. Zoo col. DZUP-379109; 379110; 379112; 379113 | DZUP |
| 1♂-1♀, Brasil (PR), Foz do Iguaçu, 12.XII.1966, Dept. Zoo col. DZUP-115125; 379116 | DZUP |
| 2♂-4♀, Brasil (PR), Toledo, I.1968, A. Maller col. DZUP-379117; 379118; 379119; 379120; 379121; 379122 | DZUP |
| 1♂, Argentina (Misiones), Loreto, XII.1956, A. Martinez col. DZUP-115124 | DZUP |
| 1♂, Colômbia (Valle del Cauca), Rio Bravo, X.1999 | MZSP |
| 1♀, Equador (Napo), Limoncocha, 9-16.III.1976, J.M. Campbell col. | MZSP |
| 1♀, Venezuela (Delta Amacuro), 18.VI.1934, J. Sing col. DZUP-115122 | DZUP |
| 1♂, Costa Rica (Limón), Guapiles, VI.2015, A. Kozlov col. | MZSP |

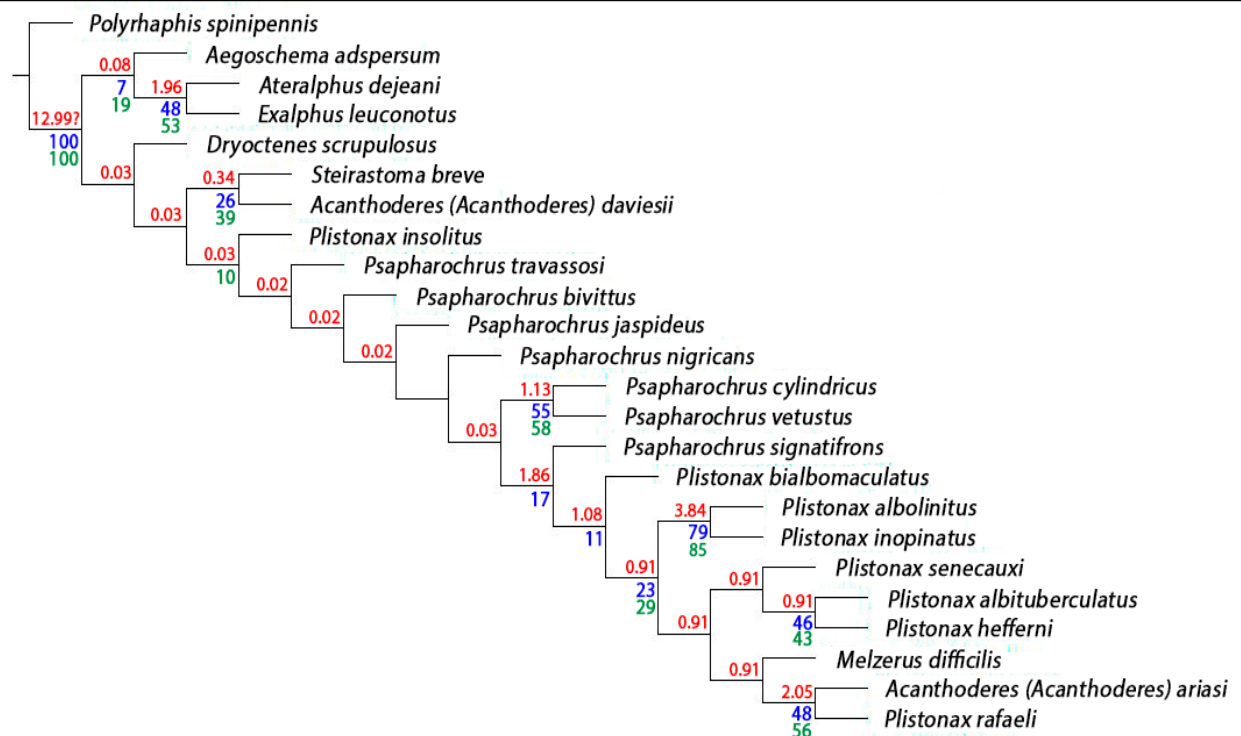
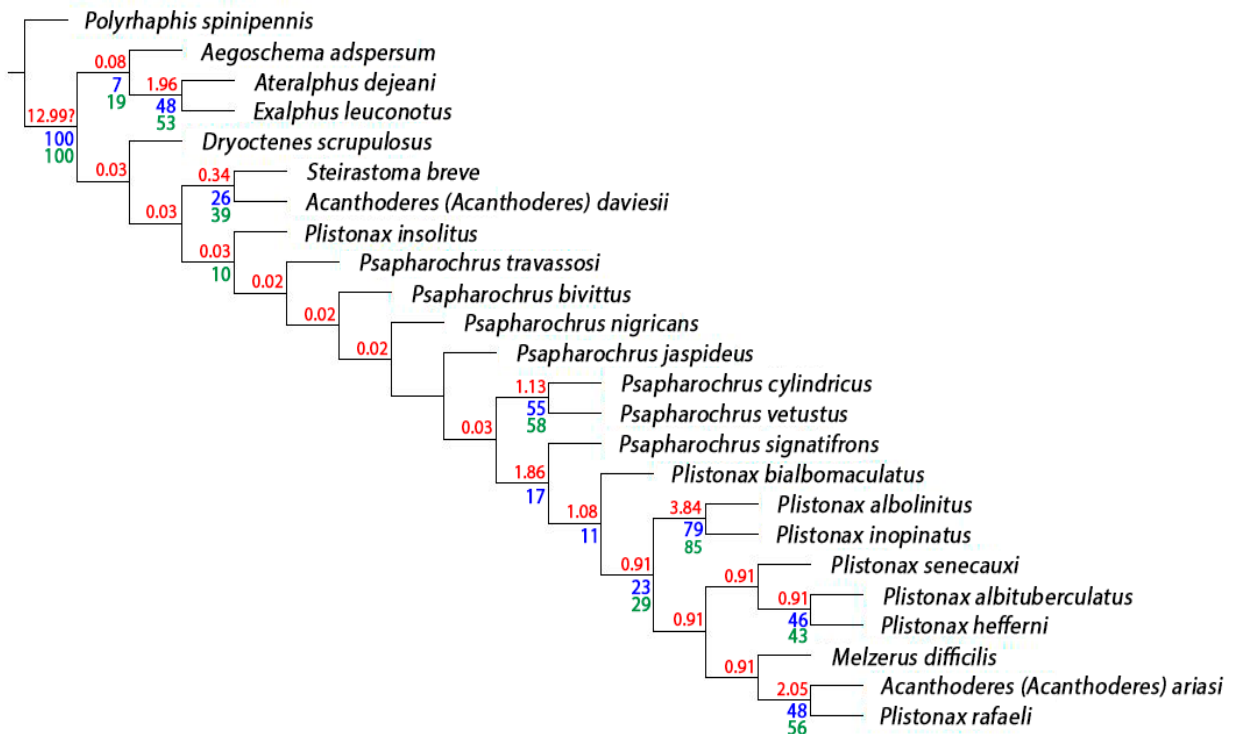
APÊNDICE B – SEIS ÁRVORES MAIS PARCIMONIOSAS RESULTANTES DA ANÁLISE UTILIZANDO OS CARACTERES CONTÍNUOS DISCRETIZADOS SOB PESAGEM IGUAL



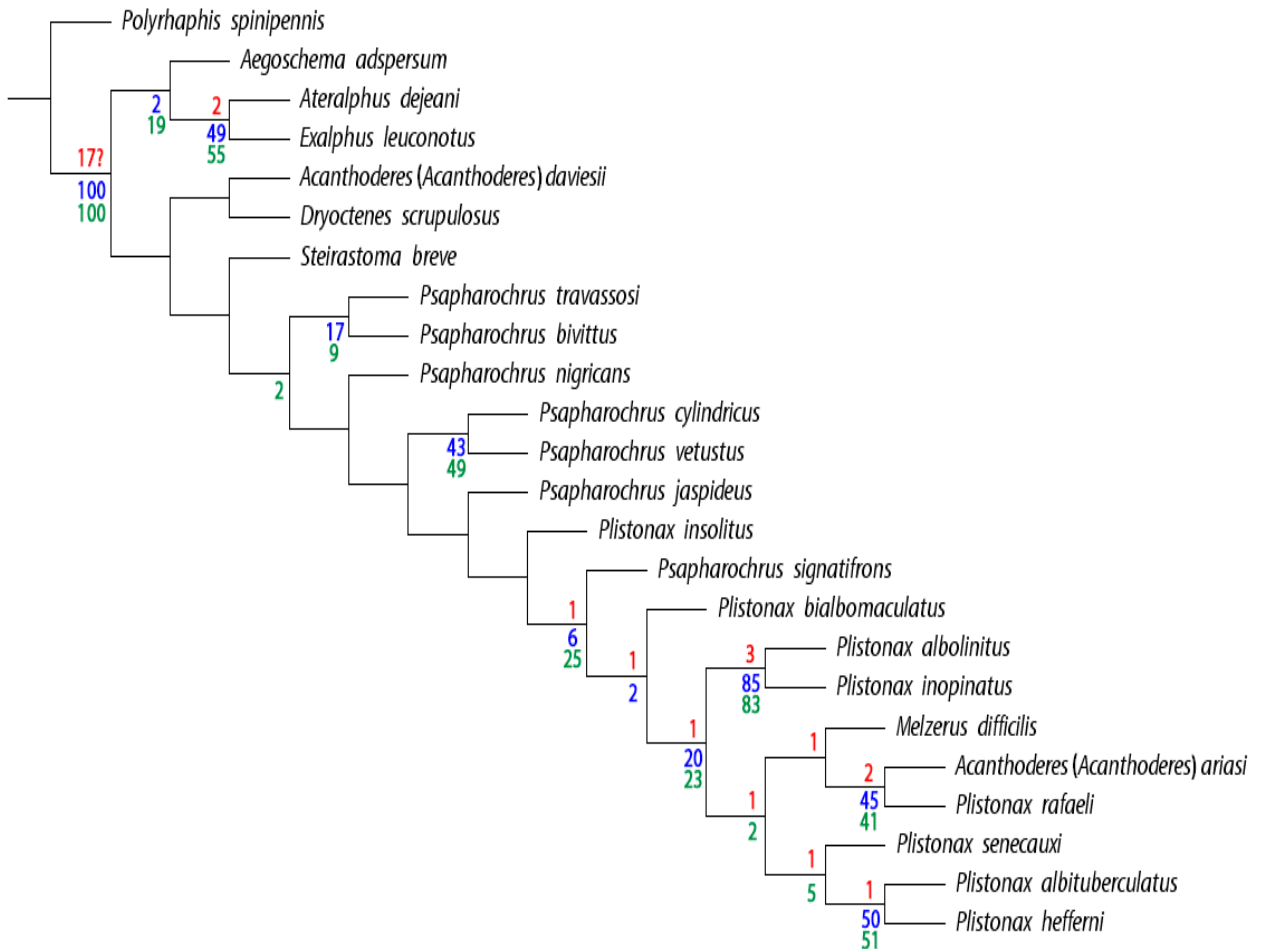


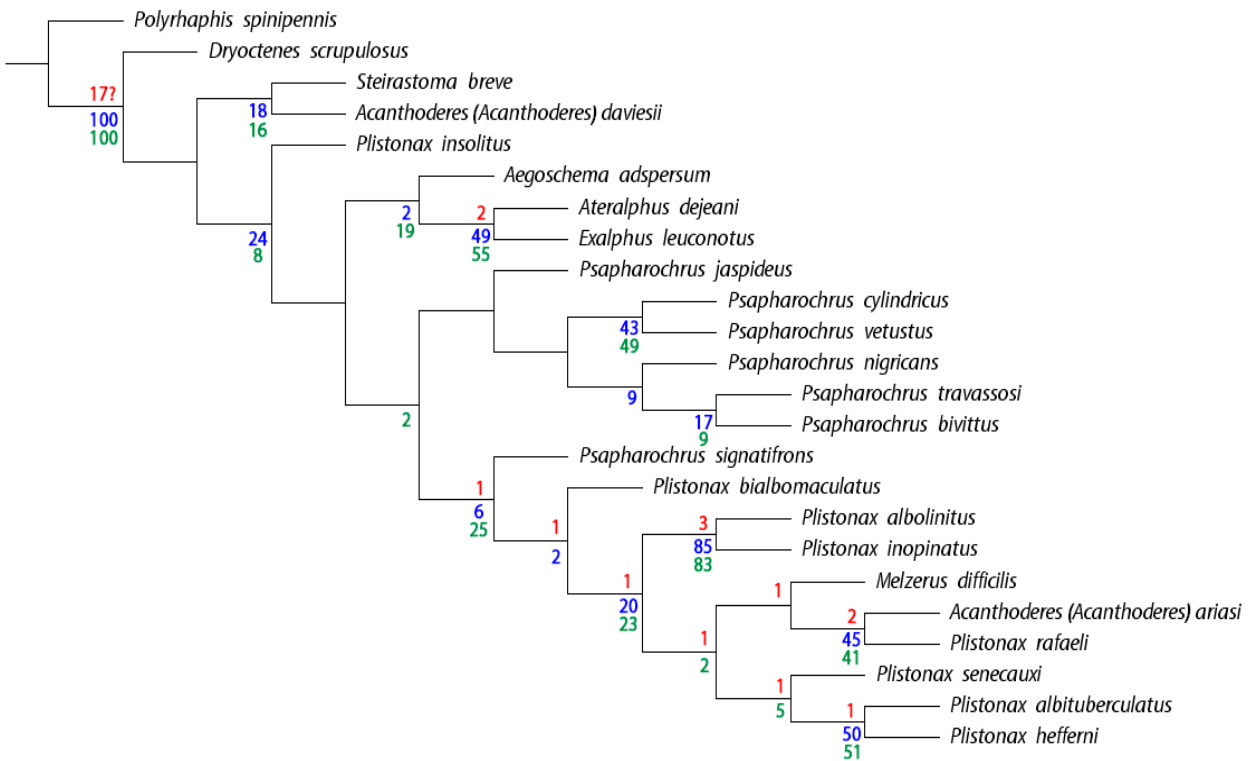
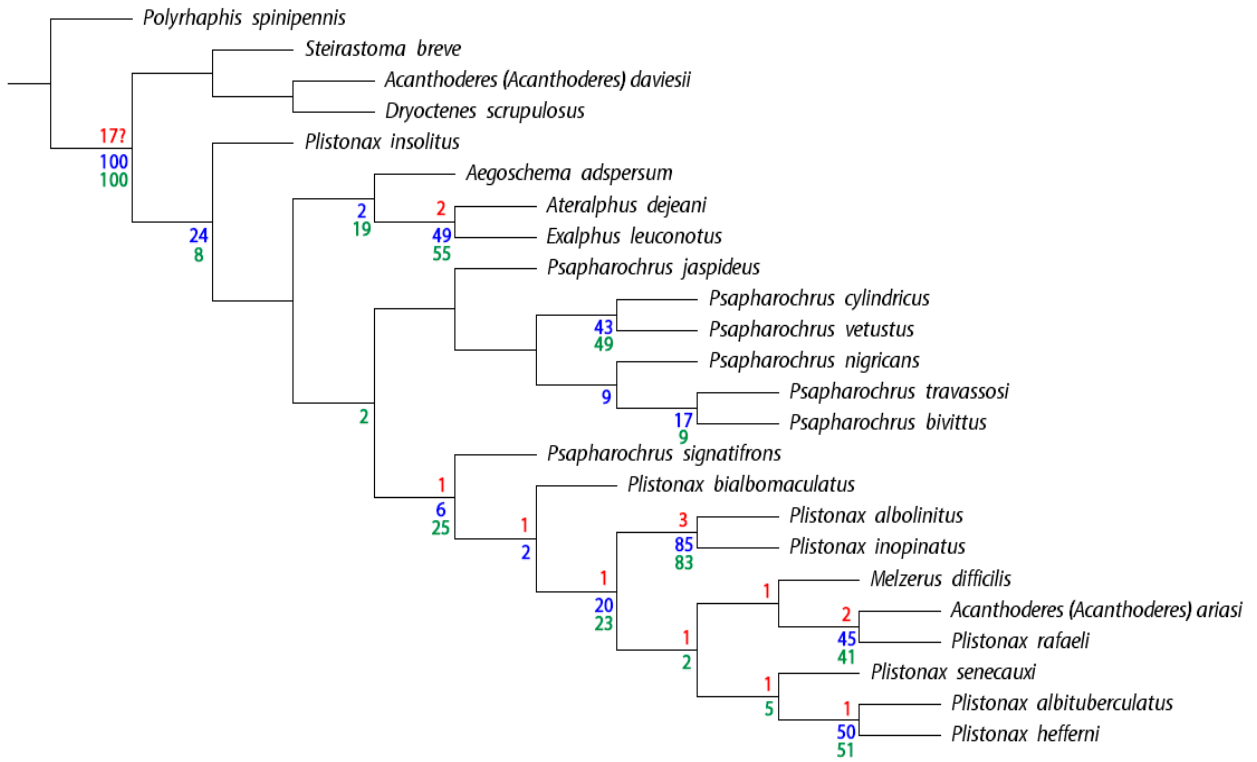


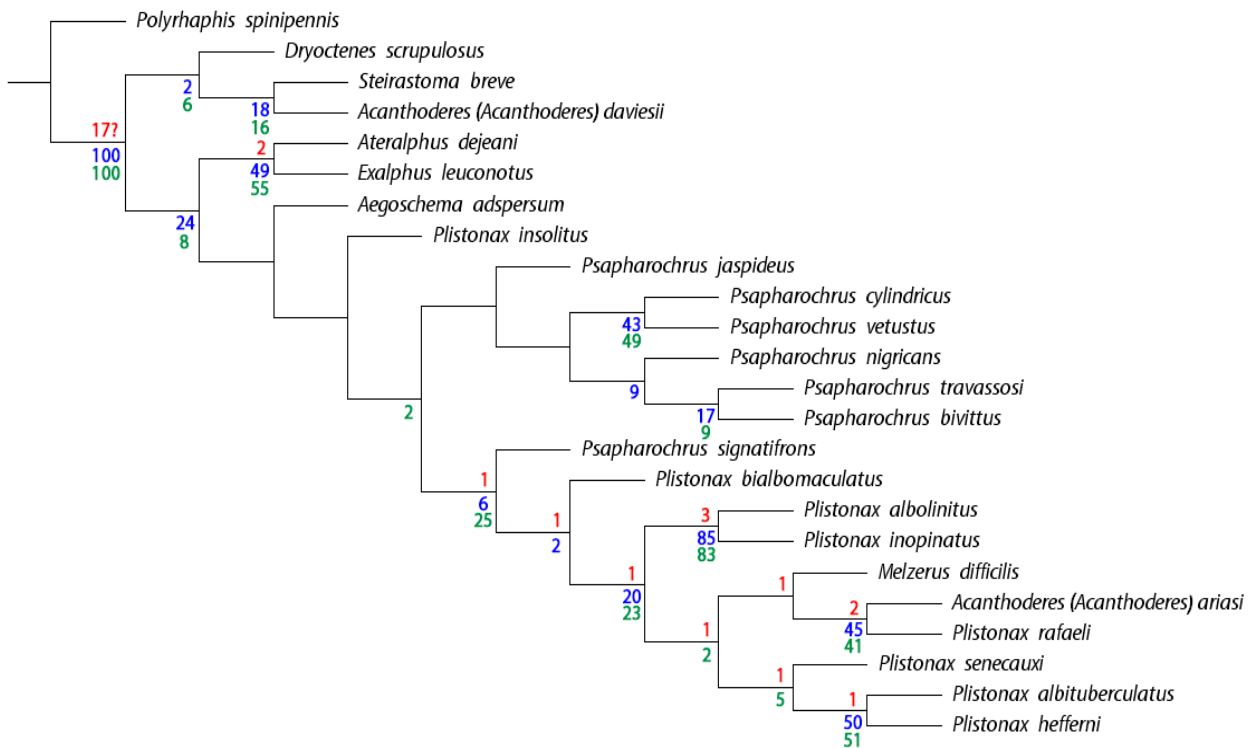
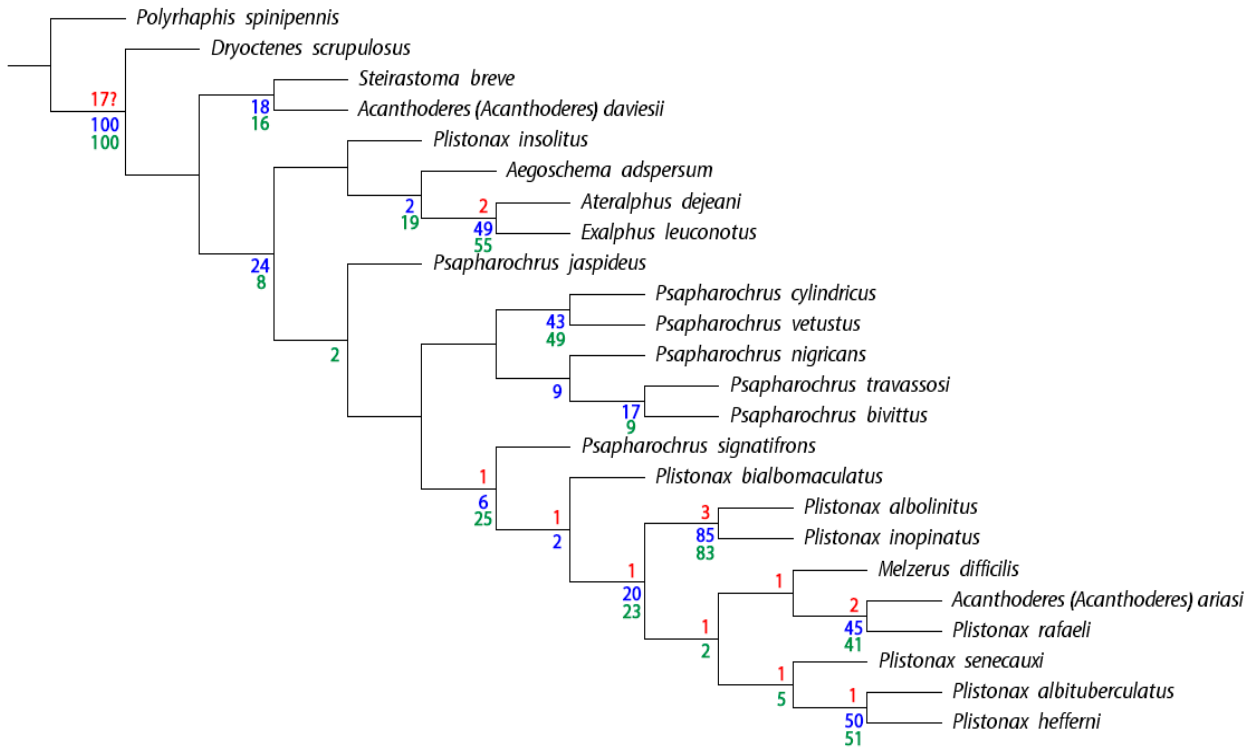
APÊNDICE C – DUAS ÁRVORES MAIS PARCIMONIOSAS RESULTANTES DA ANÁLISE UTILIZANDO OS CARACTERES CONTÍNUOS NÃO-DISCRETIZADOS SOB PESAGEM IGUAL

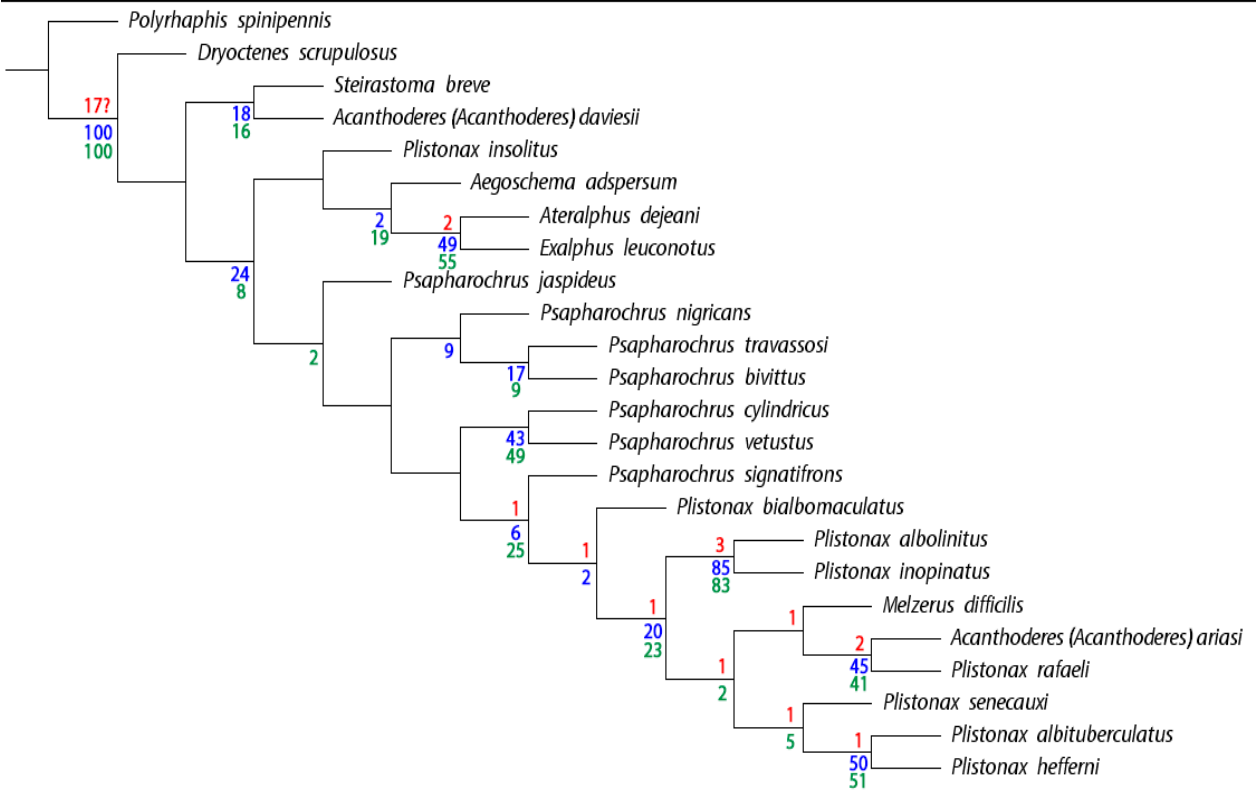
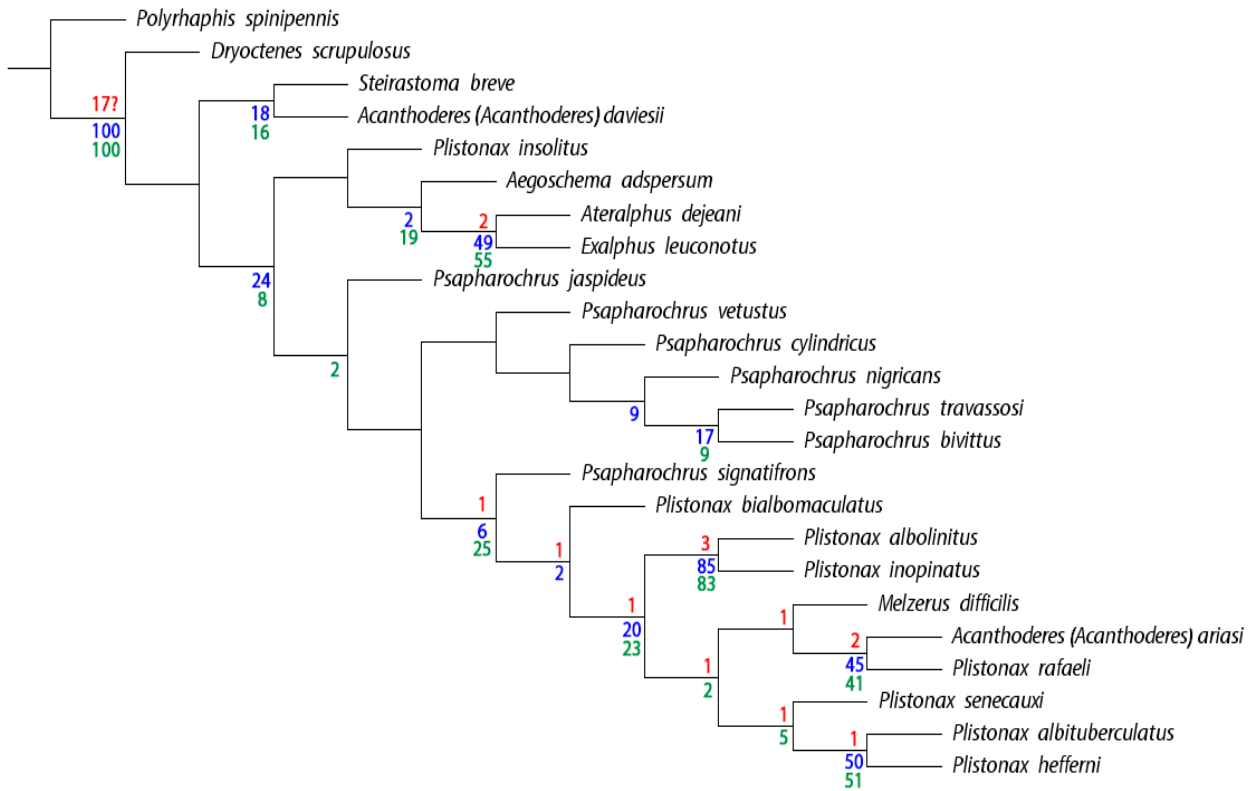


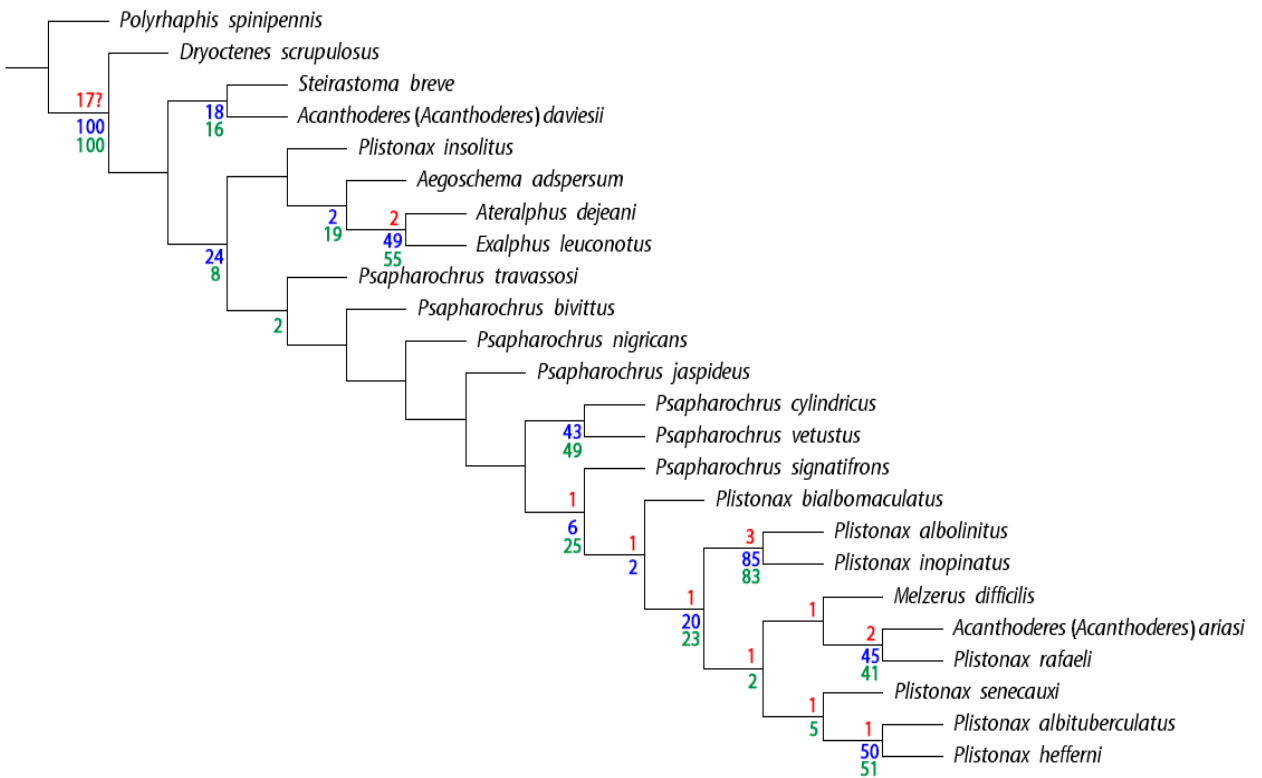
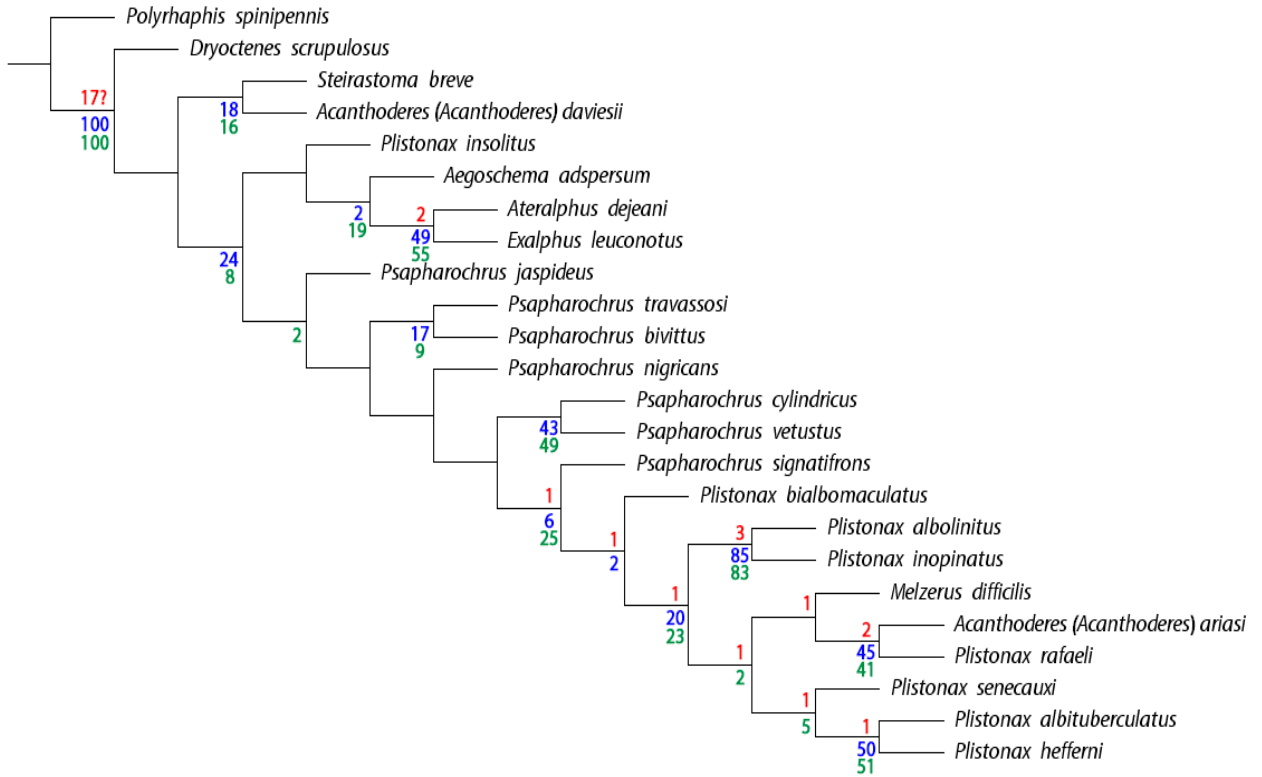
**APÊNDICE D – 15 ÁRVORES ALTERNATIVAS MAIS PARCIMONIOSAS
RESULTANTES DA ANÁLISE SEM O USO DOS CARACTERES CONTÍNUOS SOB
PESAGEM IGUAL**

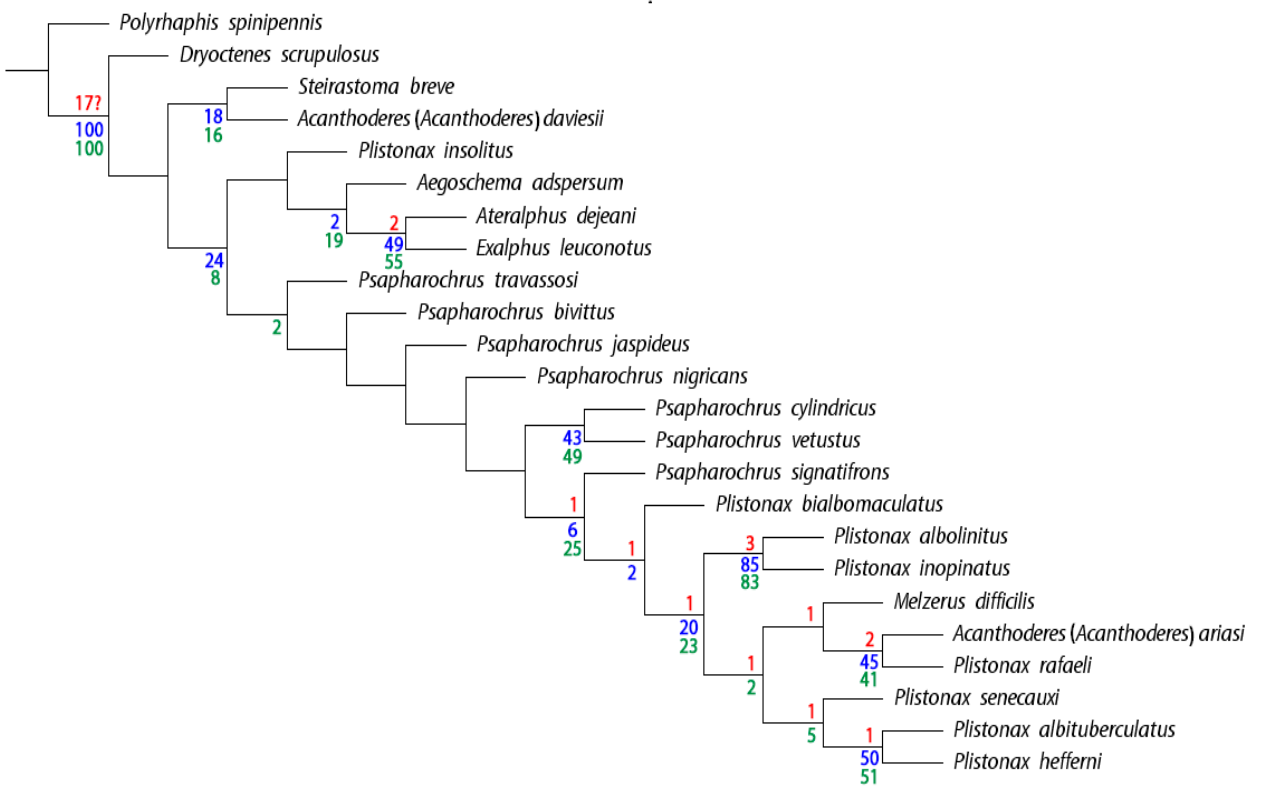
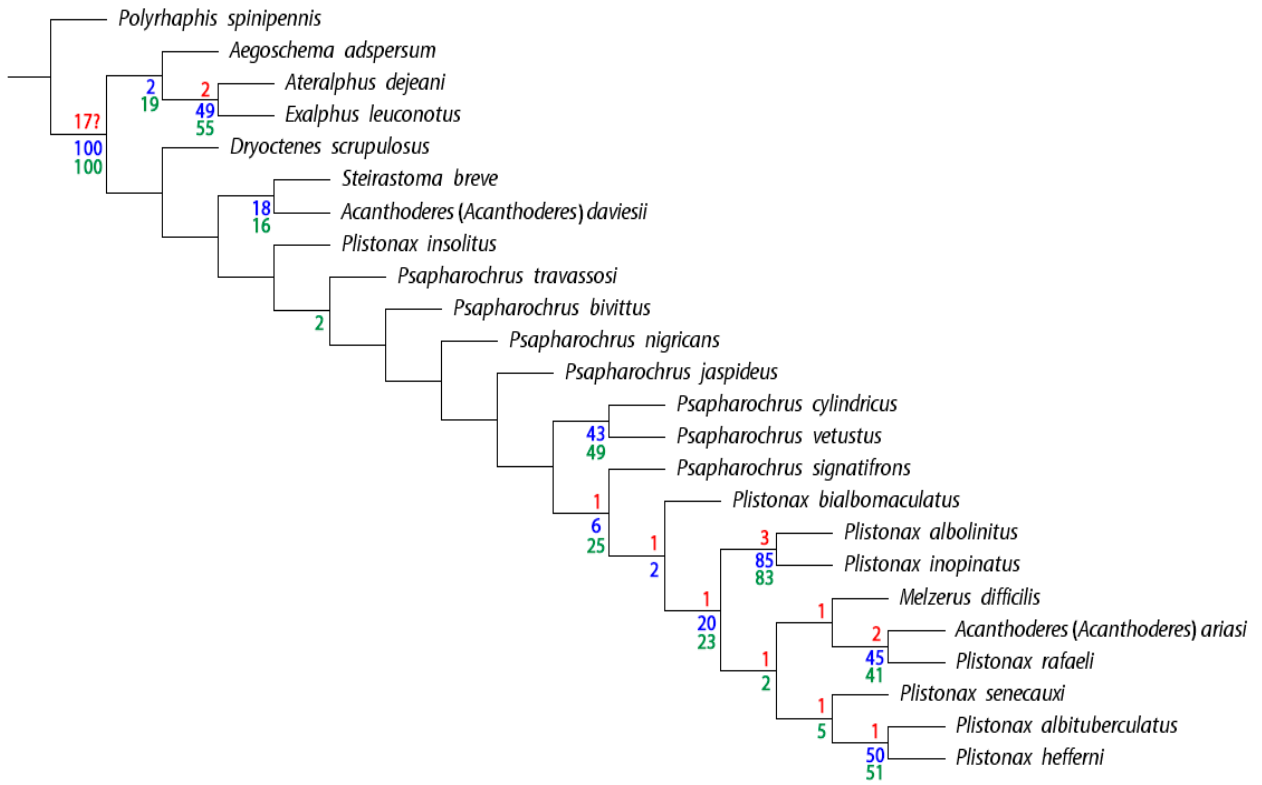


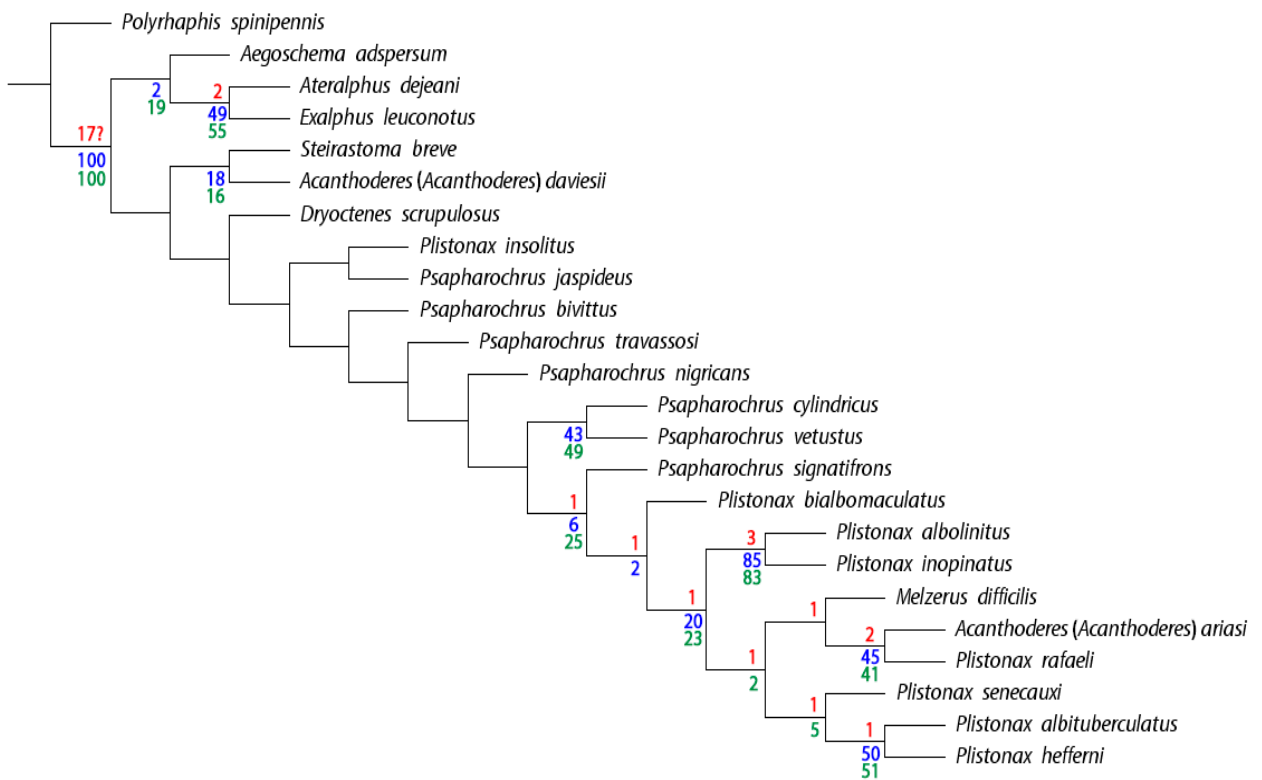
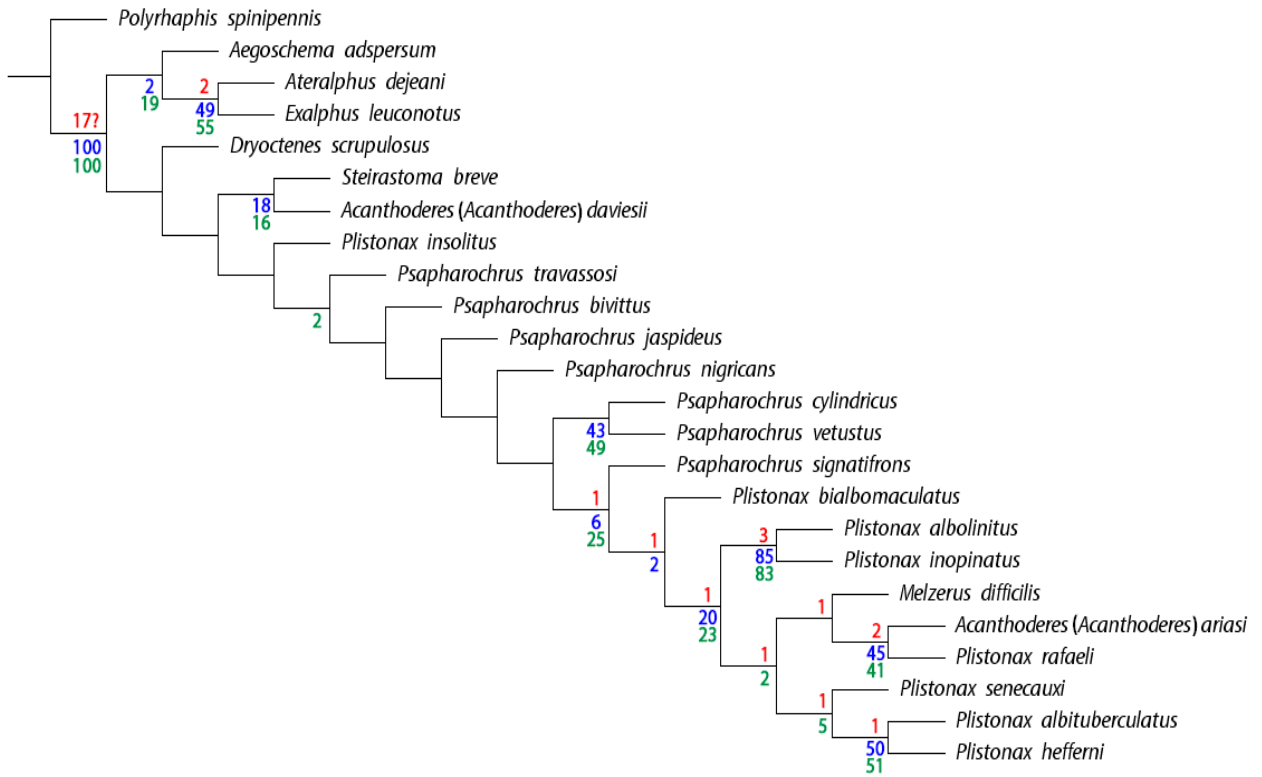


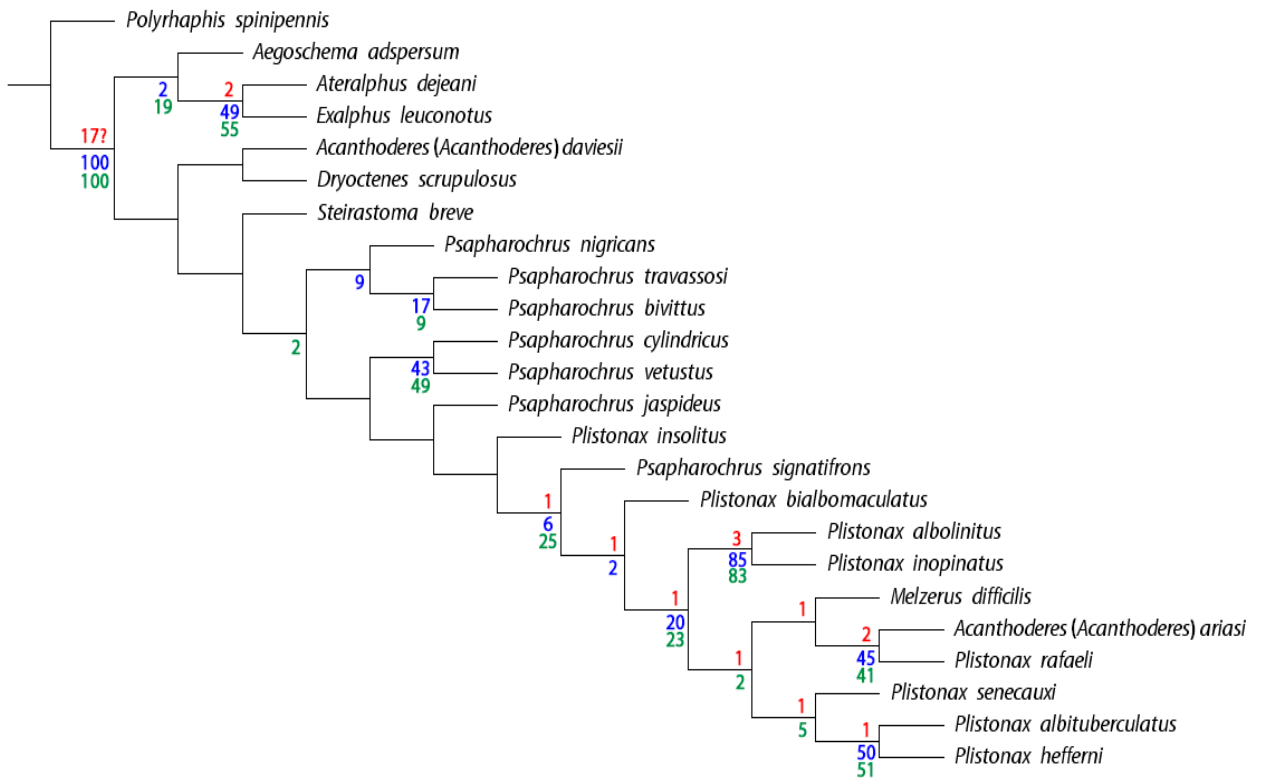
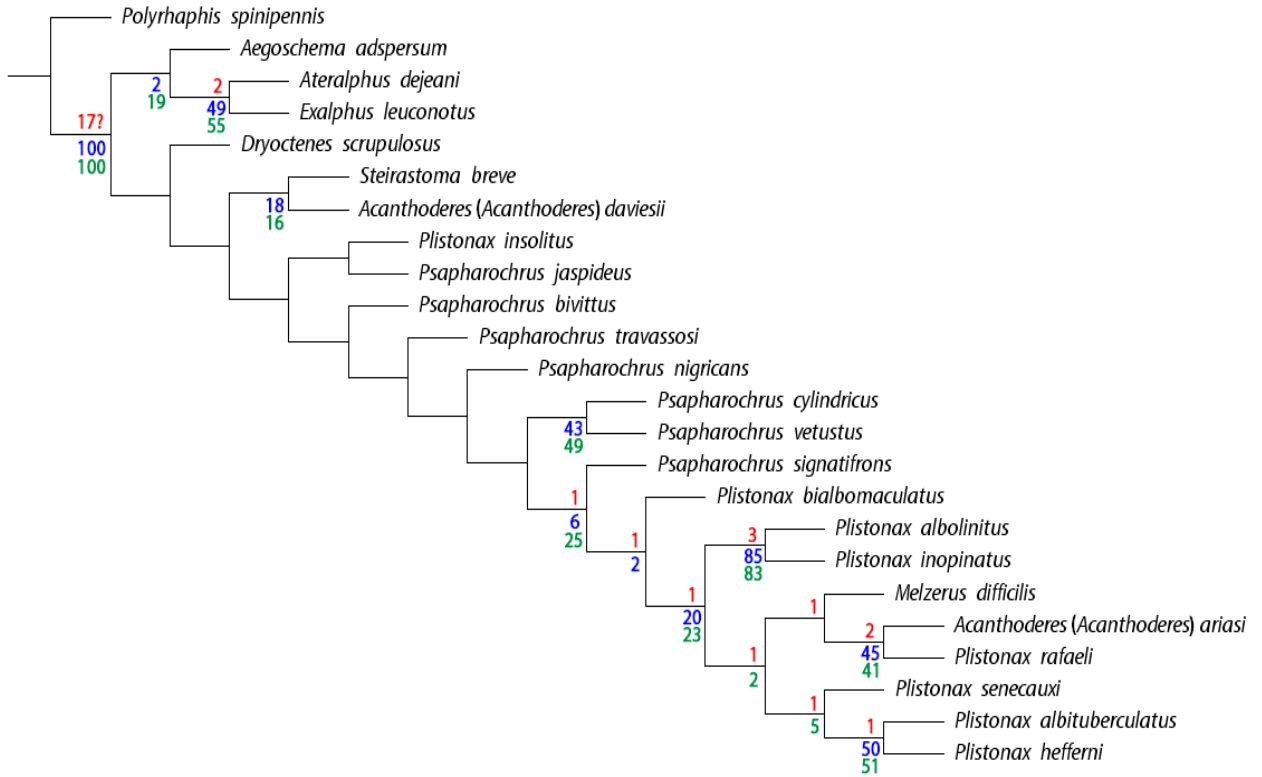












APÊNDICE E – ÁRVORE SELECIONADA PARA APRESENTAÇÃO DOS CARACTERES, OTIMIZADA SOB DELTRAN

