

DANIELE REGINA PARIZOTTO

Filogenia dos Anthidiini Neotropicais (Apidae, Megachilinae s.l.)

Tese apresentada à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, área de Concentração em Entomologia da Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Gabriel Augusto Rodrigues de Melo.

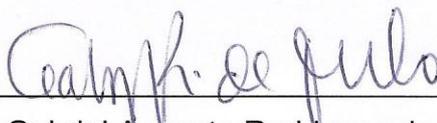
Co-Orientadora: Prof^a Dr. Danúncia Urban.

CURITIBA, 2011

DANIELE REGINA PARIZOTTO

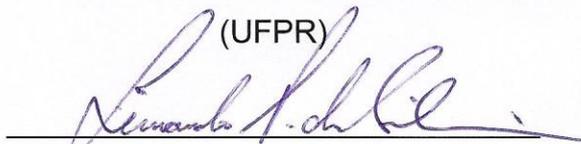
“Filogenia dos Anthidiini Neotropicais (Apidae, Megachilinae s.l.)”

Tese aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Ciências, no Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração em Entomologia, da Universidade Federal do Paraná, pela Comissão formada pelos professores:



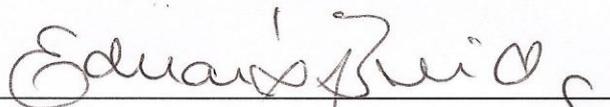
Prof. Dr. Gabriel Augusto Rodrigues de Melo (Orientador)

(UFPR)



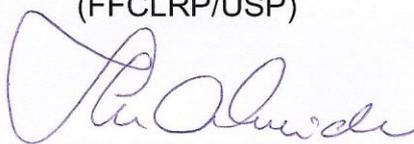
Prof. Dr. Fernando Amaral da Silveira

(UFMG)



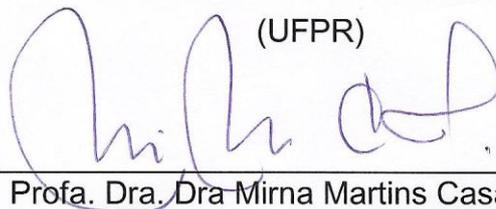
Prof. Dr. Eduardo Andrade Botelho de Almeida

(FFCLRP/USP)



Profa. Dra. Lúcia Massutti de Almeida

(UFPR)



Profa. Dra. Dra. Mirna Martins Casagrande

(UFPR)

Curitiba, 24 de fevereiro de 2011.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ) pela concessão da bolsa. Ao Curso de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração em Entomologia, do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Paraná, pela oportunidade.

Ao Prof. Gabriel pela orientação durante o desenvolvimento deste projeto e pelo aprendizado, agradeço a oportunidade e a amizade construída.

À Prof^a Danúncia, não apenas pela co-orientação, mas pela amizade e oportunidade de dividir comigo um pouquinho a alegria e o prazer de estudar os Anthidiini. Agradeço os inúmeros e agradáveis momentos de produtivas discussões e aprendizado.

Aos professores da banca: Eduardo A. B. de Almeida (FFCLRP/USP), Fernando A. da Silveira (UFMG), Lúcia M. de Almeida (UFPR) e Mirna M. Casagrande (UFPR) pela participação e valiosas contribuições.

Ao Vitor A. Nardino pela disponibilidade, paciência e bons papos durante a realização das fotos obtidas com o AutoMontage. Agradeço também ao programa Taxonline pela oportunidade da realização de todas as ilustrações deste trabalho.

A todos os amigos “entomológicos” que adquiri durante estes quatro anos. Em especial agradeço aos colegas da 359: Peter, Andressa, Gabriel, Fer e Nuno, pelo convívio e boas risadas partilhadas neste período. Agradeço também aos momentos extra-UFPR vividos com bons amigos: Amanda, Elaine, Nuno, Eduardo Almeida, Júlia, Geovan, Fer Leivas, Marcel e Mirian.

Não posso deixar de agradecer aos meus sogros, Lenora e Everardo que incentivaram bravamente o início de todo este trabalho, talvez sem esses bons conselhos este projeto não tivesse acontecido...

Ao meu esposo, Paschoal Coelho Grossi, pelo amor e companheirismo que já completam alguns bons anos. E que, com certeza, são os mais doces e felizes da minha vida!!! Agradeço a enorme capacidade de amenizar todos os meus maus momentos e a disposição de sempre querer ajudar. E, principalmente, agradeço o seu amor aos besouros que fez com que você entrasse na minha vida.

À minha família, a quem dedico este trabalho, Alcione T. Parizotto, Miguel A. Parizotto e Angelo L. Parizotto, os quais sempre incentivaram todos os meus sonhos. Em especial aos meus pais, Alcione e Miguel que estimulam o meu trabalho, inclusive coletando toda e qualquer abelha que ouse adentrar o quintal. Amo muito vocês!

SUMÁRIO

RESUMO.....	viii
ABSTRACT.....	ix
INTRODUÇÃO.....	1
Grupo de estudo	2
Hábitos de nidificação	5
Grupos de origem Neotropical	6
OBJETIVOS	7
MATERIAL E MÉTODOS	8
Escolha dos terminais.....	8
Terminologia	15
Dissecações	15
Construção dos caracteres	15
Análise cladística.....	16
CARACTERES.....	17
Caracteres das fêmeas	17
Caracteres dos machos	41
RESULTADOS.....	66
DISCUSSÃO	78
Grupos externos e relação entre os grandes clados	78
Anthidiini	78
Clado A	79
Clado B.....	80
Clado C.....	80
Clado D	81
Anthidiini neotropicais	81
Clado E.....	82
Clado F.....	84
Clado G	84
Clado H	84
Clado I.....	85
Considerações taxonômicas	86
Chave para os Anthidiini presentes na Região Neotropical.....	99
REFERÊNCIAS.....	123

LISTA DAS TABELAS

Tabela I. Tabela de correspondência entre as duas classificações usadas para os táxons neotropicais de Anthidiini. O número em parênteses corresponde ao número de espécies de cada gênero que ocorrem na região neotropical.....	9
Tabela II. Lista dos táxons utilizados como terminais na análise. O asterisco corresponde às espécies-tipo dos gêneros.....	10
Tabela III. Lista das espécies adicionais de Anthidiini examinadas.....	13
Tabela IV. Matriz dos estados dos caracteres.....	54

LISTA DAS FIGURAS

Figura 1. Árvore de consenso das relações filogenéticas entre as tribos de Megachilinae, de acordo com as análises de Roig-Alsina & Michener (1993). Retirado de Michener (2007).....	2
Figura 2. Consenso estrito das duas árvores obtidas com pesagem igual dos caracteres e otimização não ambígua. Valores abaixo dos ramos indicam o suporte de Bremer. (382 passos; Ci: 52; Ri: 85).....	67
Figura 3. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua.....	68
Figura 4. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado A.....	69
Figura 5. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado B.....	70
Figura 6. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado C e clado D.....	71
Figura 7. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando a monofilia dos Anthidiini neotropicais.....	72
Figura 8. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado E.....	73
Figura 9. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado F.....	74

Figura 10. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado G.....75

Figura 11. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado H.....76

Figura 12. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado I.....77

Figuras 13–19. Pontuação do integumento: (13) *T. (Heteranthidium) larreae*; (14) *Bothranthidium lauroi*. (15) carena pré-occipital de *Anthodioctes lunatus*. (16) pelos plumosos e ocelos diminutos de *D. (Adanthidium) texanum*. (17) pelos longos entre os ocelos de *Hoplostelis bilineolata*. (18) sulco da face de *Notanthidium steloides*. (19) carena justantenal de *Michanthidium sakagamii*109

Figuras 20 – 31. (20) área interantenal protuberante de *Dolichostelis*. (21) sutura subantenal longa de *Loyolanthidium apicale*. (22) carena mediana no clípeo de *Epanthidium bicoloratum*. (23) tubérculos no ápice do clípeo de *Ketianthidium zanolae*. (24) labro com ápice trilobado de *Notanthidium steloides*. (25) carena na face interna do escapo de *Aztecanthidium xochipillium*. (26) processo dentiforme basal na mandíbula de *Hoplostelis*. Mandíbula multidentada: (27) *Anthidium chilense* e (28) *Anthidium sertanicola*. (29) mandíbula com quatro dentes de *Anthodioctes camargoii*. (30) carenas externas curtas da mandíbula de *Loyolanthidium apicale*. (31) carena acetabular de *Allanthidium rodolphi*.....110

Figuras 32 – 42. (32) dente apical largo de *T. (Heteranthidium) bequaerti*. (33) margem inferior oblíqua da mandíbula de *Paranthidium jugatorium*. (34) carena adutora projetada da mandíbula de *Anthidium subpetiolatum*. (35) carena fimbrial da superfície interna da mandíbula de *Anthidium latum*. (36) margem interna da estipe com cerdas grossas dispostas em área côncava de *Anthidium manicatum*. (37) margem interna da estipe de *Aztecanthidium xochipillium*. (38) tubérculo no pronoto de *Ketianthidium zanolae*. (39) sutura escuto-escutelar aberta de *Bothranthidium lauroi*. (40) pelos plumosos na margem posterior do mesoscuto de *Epanthidium bertonii*. (41) margem apical do malo e velo sem pelos de *Megachile*. (42) pelos na margem apical do malo e do velo de *Aztecanthidium xochipillium*111

Figuras 43 – 48. (43) carena omaular de *Allanthidium rodolphi*. (44) faixa lateral do mesepisterno sem pontuação de *Saranthidium furcatum*. (45) fôveas no propódeo de *Nananthidium gualanense*. (46) tégula larga de *D. (Deranchanthidium) chamela*. (47) veia recorrente de *Megachile* sp.(48) veia recorrente e veia basal de *Anthidium sertanicola*.....112

Figuras 49 – 56. (49) ápice largo na tíbia média de *T. (Heteranthidium) larreae*. (50) espinho tibial truncado de *T. (Heteranthidium) larreae*. (51) dois espinhos na tíbia de *Dolichostelis louisae*. (52) espinho tibial truncado recoberto de pelos de *Rapanthidium vespoides*. (53) esporão tibial em gancho de *Bothranthidium lauroi*. (54) grádulos de *Aztecanthidium tenochtitlanicum*. (55) faixa marginal dos tergos sem pontuação de *D. (Adanthidium) texanum*. (56) expansões laterais dos tergos de *Loyolanthidium perplexum*.....113

Figuras 57 – 66. (57) lobo pronotal de *Bothranthidium lauroi*. (58) carena longitudinal nos últimos tergos de *Epanthidium bicoloratum*. (59) pelos curtos na margem distal do primeiro tergo de *Mielkeanthidium rubripes*. (60) projeções espiniformes no esterno seis de *Epanthidium tigrinum*. (61) antecosta reta do esterno seis de *Allanthidium rodolphi*. (62) antecosta côncava do esterno seis de *Hypanthidioides flavofasciata*. Hemitergito 7: (63) *Carloticola paraguayensis*; (64) *Dichanthidium exile*; (65) *Tylanthidium tuberigaster*. (66) ferrão e tergos associados de *T. (Ulanthidium) mitchelli*114

Figuras 67 – 74. (67) dente basal separado dos demais por ampla concavidade de *Larocanthidium ornatum*. (68) pelos longos no fêmur médio de *Moureanthidium bahianum*. (69) cerdas curtas grossas nas coxas posteriores de *Grafanthidium amazonense*. (70) projeção espiniforme nas coxas posteriores de *D. (Dianthidium) ulkei*. (71) tarsômeros posteriores alongados de *Moureanthidium subarenarium*. (72) expansão mediana no tergo seis de *Larocanthidium maculosum*. (73) projeções dorso-laterais no tergo seis de *Aztecanthidium tenochtitlanicum*. (74) pilosidade dos esternos de *Nananthidium gualanense*115

Figuras 75 – 82. Esternos dos machos. (75) esterno três reduzido de *Anthodioctes megachiloides*. (76) região mediana não pontuada do esterno três de *Aztecanthidium xochipillium*. Esterno membranoso de *Dicranthidium soniae*: (77) esterno três; (78) esterno quatro. (79) cerdas grossas do esterno quatro de *Mielkeanthidium rubripes*. (80) dobra tegumentar mediana no esterno cinco de *Moureanthidium subarenarium*. (81) faixa marginal expandida no esterno cinco de *Mielkeanthidium rubripes*. (82) cerdas grossas no ápice do esterno cinco de *Saranthidium marginatum*116

Figuras 83 – 91. Esternos dos machos. (83) dobra tegumentar do esterno seis de *Ctenanthidium gracile*. Morfologia do esterno seis: (84) *Hypanthidium divaricatum*; (85) *Hypanthidioides flavofasciata*; (86) *Anthidium falsificum*; (87) *Moureanthidium bahianum*. (88) esterno sete de *Aztecanthidium xochipillium*. Esterno seis: (89) *D. (Dianthidium) ulkei*; (90) *Tylanthidium tuberigaster*. (91) esterno sete de *Anthidium manicatum*117

Figuras 92 – 96. Esternos dos machos. (92) esterno sete de *D. (Mecanthidium) macrurum*. Esterno oito: (93) *Anthidium manicatum*; (94) *Saranthidium marginatum*; (95) *Epanthidium tigrinum*; (96) *Hypanthidium foveolatum*118

Figuras 97 – 108. Genitália dos machos, vista dorsal: (97) *A. (Capanthidium) capicola*; (98) *Ananthidium inerme*; (99) *Anthidium subpetiolatum*; (100) *Anthidium sertanicola*; (101) *Anthidium mourei*; (102) *Anthodioctes megachiloides*; (103) *Aztecanthidium xochipillium*; (104) *Bothranthidium lauroi*; (105) *Carloticola paraguayensis*; (106) *Chrisanthidium bidentatum*; (107) *Ctenanthidium gracile*; (108) *D. (Adanthidium) texanum*119

Figuras 109 – 120. Genitália dos machos, vista dorsal: (109) *D. (Deranchanthidium) chamela*; (110) *D. (Dianthidium) ulkei*; (111) *D. (Mecanthidium) macrurum*; (112) *Dichanthidium exile*; (113) *Dicranthidium arenarium*; (114) *Dolichostelis costalis*; (115) *Duckeanthidium atropos*; (116) *Epanthidium nectarinioides*; (117) *Epanthidium tigrinum*; (118) *Grafanthidium amazonense*; (119) *Hoplitis albifrons*; (120) *Hoplostelis bilineolata*120

Figuras 121 – 132. Genitália dos machos, vista dorsal: (121) *Hypanthidioides flavofasciata*; (122) *Hypanthidium nigratum*; (123) *Ketianthidium zanolae*; (124)

Larocanthidium ornatum; (125) *Loyolanthidium apicale*; (126) *Loyolanthidium ehrhorni*; (127) *Michanthidium sakagamii*; (128) *Michanthidium* sp. nov.; (129) *Mielkeanthidium rubripes*; (130) *Moureanthidium subarenarium*; (131) *Nananthidium bettyae*; (132) *Notanthidium steloides*121

Figuras 133 – 141. Genitália dos machos, vista dorsal. (133) *Paranthidium flavolineatum*; (134) *A. (Immanthidium) repetitum*; (135) *Rapanthidium vespoides*; (136) *Saranthidium muscifforme*; (137) *Stelis lateralis*; (138) *T. (Heteranthidium) bequaerti*; (139) *T. (Ulanthidium) mitchelli*; (140) *Trichothurgus aterrimus*; (141) *Tylanthidium tuberigaster*.....122

RESUMO

Anthidiini apresenta distribuição mundial com cerca de 680 espécies descritas, sendo que aproximadamente metade de seus representantes ocorre na região neotropical. A maioria das espécies é solitária, com hábitos de nidificação pouco conhecidos. Alguns gêneros apresentam o comportamento de cleptoparasitismo, em que as fêmeas invadem ninhos de outras espécies de abelhas para depositar seus ovos. A classificação genérica e subgenérica dos representantes neotropicais da tribo é bastante controversa e, como forma de avaliar a classificação atual, foi realizada uma análise filogenética baseada em caracteres morfológicos externos. Para tanto, foi confeccionada uma matriz com 80 terminais e 196 caracteres referentes à morfologia de machos e fêmeas, incluindo genitália dos machos e ferrão das fêmeas. Os caracteres foram analisados utilizando pesos iguais e pesos implícitos com o programa TNT. Os resultados sugerem a monofilia da tribo, com o clado formado por *Afranthidium* e *Anthidium* aparecendo como grupo-irmão dos demais Anthidiini. Seis apomorfias indicam a monofilia de um grande grupo contendo a maior parte da fauna neotropical, constituído por 28 gêneros. *Grafnanthidium* é considerado como sinônimo de *Duckeanthidium* por não apresentar caracteres que o sustentem como gênero distinto. *Ketianthidium* aparece como grupo irmão de *Aztecanthidium*, embora a falta de dados referentes à *Ketianthidium* possa ter influenciado neste arranjo. *Austrostelis*, *Hoplostelis* e *Rhynostelis*, formam um grupo monofilético, o que pode indicar que o hábito de cleptoparasitismo tenha surgido uma única vez nos Anthidiini neotropicais.

ABSTRACT

Anthidiini has worldwide distribution with about 680 described species, of which almost half are in the Neotropical region. Most species are solitary, with poorly known nesting habits. Some genera are cleptoparasitic, where females enter the nests of other bees where they lay their eggs. The classification of the Neotropical genera and subgenera is still controversial and, to test the current classification, a phylogenetic analysis was performed using external morphological characters. For this purpose, a matrix was built with 80 terminals and 196 characters of external morphology of males and females, including the male genitalia and the sting apparatus of females. The characters were analysed using equal weights and implied weighting with the software TNT. The results suggest the monophyly of the tribe, with the clade consisting of *Afranthidium* and *Anthidium* appearing as sister group of the remaining genera. Six apomorphies suggest the monophyly of a large group containing most of the Neotropical fauna of the tribe, with 28 genera. *Grafanthidium* is considered a synonym of *Duckeanthidium*, since no morphological character exists to distinguish them. *Ketianthidium* appears as the sister group of *Aztecantidium*, although the absence of data on *Ketianthidium* may have affected this arrangement. *Austrostelis*, *Hoplostelis* and *Rhynostelis* constituted a monophyletic group, which is an indicative that cleptoparasitism has a unique origin among Neotropical Anthidiini.

INTRODUÇÃO

As abelhas formam um grupo monofilético, com cerca de 16.000 espécies descritas (Michener, 2007), cujas relações filogenéticas dos grandes grupos continuam sendo objeto de investigação entre diversos autores (Roig-Alsina & Michener 1993; Alexander & Michener 1995; Engel 2001; Danforth *et al.* 2006). Segundo a classificação proposta por Melo & Gonçalves (2005), as abelhas constituem uma única família – Apidae, composta por sete subfamílias, das quais cinco possuem representantes na região Neotropical: Andreninae, Apinae, Colletinae, Halictinae e Megachilinae.

Megachilinae é composta por abelhas de língua longa que podem ser facilmente reconhecidas por apresentarem um labro mais longo que largo (exceto alguns representantes de Fideliini e Pararhophitini). A subfamília constitui um grupo monofilético, caracterizado pelas seguintes sinapomorfias: articulação do labro larga; presença do processo dististipital; escopa metassomal nas espécies não parasitas e consequentemente perda da escopa nas pernas posteriores; perda da placa basitibial e usualmente da placa pigidial e ausência da fímbria pigidial e pré-pigidial (Roig-Alsina & Michener 1993; Michener 2007).

A subfamília Megachilinae compreende sete tribos: Anthidiini, Dioxyini, Fideliini, Lithurgini, Megachilini, Osmiini e Pararhophitini. A relação de Fideliini e Pararhophitini com os demais representantes de Megachilinae foi evidenciada com os estudos de imaturos de Rozen (1970, 1973a,b, 1977) e McGingley & Rozen (1987) e, posteriormente, corroborada por Roig-Alsina & Michener (1993). Anteriormente, Fideliini era considerada uma família por Cockerell (1932) e Popov (1939); posteriormente Michener (1944) justificou a posição de Fideliini como subfamília de Apidae, baseando-se principalmente em caracteres relacionados ao aparelho bucal e mesossoma, além de indicar Pararhophitini, com status genérico (*Pararhopites*), dentro da tribo Exomalopsini.

Atualmente, Fideliini é considerada grupo-irmão de Pararhophitini, sendo que as duas tribos foram consideradas como uma subfamília (“Fidellinae”) por Michener (2007), grupo irmão dos demais Megachilinae. Fideliini compartilha caracteres plesiomórficos com Megachilinae e Apinae, entre estes, a presença da volsela na genitália masculina e de três células submarginais na asa anterior (Rozen 1970; Roig-

Alsina & Michener, 1993). As relações entre as demais tribos de Megachilinae não são bem entendidas, exceto pelo fato de Lithurgini posicionar-se como grupo irmão de Anthidiini + Megachilini + Osmiini (Fig. 1). Nas análises de Roig-Alsina & Michener (1993), Osmiini é posicionado como um grupo parafilético, o que foi contestado por Michener (2007).

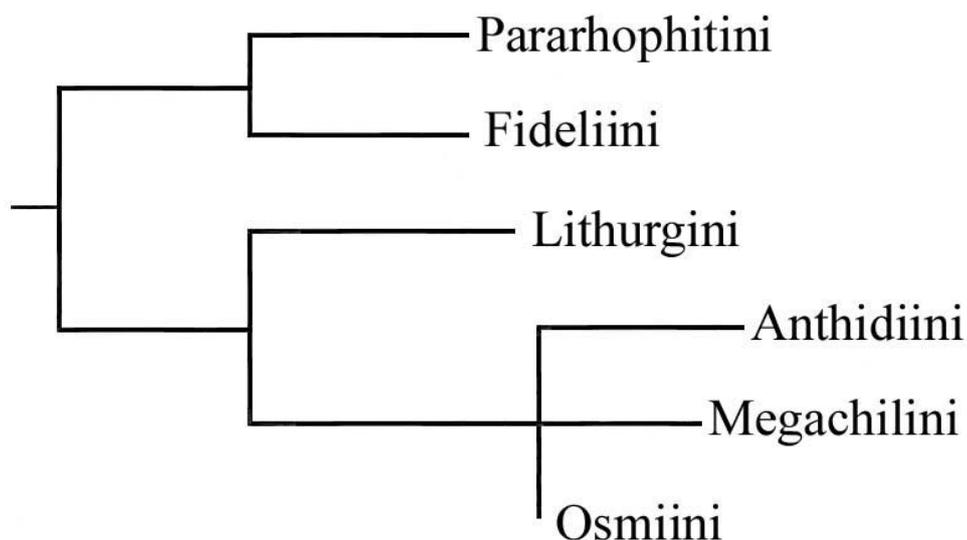


Figura 1. Árvore de consenso das relações filogenéticas entre as tribos de Megachilinae, de acordo com as análises de Roig-Alsina & Michener (1993). Retirado de Michener (2007).

Grupo de estudo

Dentre os representantes de Megachilinae, Anthidiini compreende uma tribo diversificada, com cerca de 680 espécies descritas (Michener 2007), caracterizadas, de forma geral, pelos seguintes atributos: máculas brancas, amarelas e/ou vermelhas no integumento; ausência de pubescência densa; mandíbula da fêmea mais larga que a do macho, com três ou mais dentes; pterostigma curto; e garras tarsais da fêmea fendidas ou com dente basal (Michener & Griswold 1994). Suas espécies estão distribuídas em todo o mundo, sendo que a diversidade na região Neotropical corresponde a aproximadamente metade dos seus representantes.

Anthidiini foi proposta por Ashmead (1899) para abrigar três gêneros: *Euaspis* Gerst, *Serapis* Smith e *Anthidium* Fabricius. Os gêneros cleptoparasitas da tribo (*Protostelis*, *Stelidomorpha*, *Stelis*) eram considerados como uma subfamília à parte,

embora o autor indicasse a relação destes grupos com *Anthidium*. Antes que se propusesse a tribo, Friese (1898) já caracterizava grupos distintos dentro do gênero *Anthidium*, reconhecidos como subgêneros. Mais tarde, Friese (1911) e outros autores contribuíram para o conhecimento da tribo, com trabalhos específicos sobre a fauna de determinadas regiões: Isensee (1927), por exemplo, fez um estudo comparativo da morfologia da genitália masculina de alguns gêneros de Anthidiini; Schwarz (1933a,b, 1934, 1943) descreveu novas espécies e propôs chaves de identificação para grupos neotropicais; Michener (1948) contribuiu com a classificação dos Anthidiini do Novo Mundo; Grigarick & Stange (1968) para os Anthidiini da Califórnia; Pasteels (1968, 1969, 1984) revisou a classificação dos gêneros do Velho Mundo e descreveu novos táxons para a África e Michener & Griswold (1994a) para a classificação dos Anthidiini do Velho Mundo.

Abordando a classificação das abelhas sulamericanas, Moure (1947) propôs a subdivisão dos Anthidiini em dois grupos: Anthidiini e Dianthidiini baseado na conformação dos dentes da mandíbula da fêmea, forma dos últimos tergos do macho e posição da veia alar cu-a. Esta proposta, no entanto, não teve grande aceitação, já que as características apontadas para distinguir as duas tribos só eram aplicáveis aos gêneros do Novo Mundo; os demais táxons eram considerados intermediários em relação a esta divisão, como apontado por Michener (1948). Moure (1947) também contribuiu com a taxonomia da fauna Neotropical descrevendo os seguintes gêneros: *Allanthidium*, *Bothranthidium*, *Dichanthidium*, *Epanthidium*, *Hypanthidioides*, *Nananthidium*, *Stenanthidium*, *Tetranthidium* e *Trichanthidium*.

Posteriormente, novos grupos foram descritos para a região Neotropical, sendo que a taxonomia dos seus representantes foi extensivamente estudada pela Dr. Danúncia Urban que tratou separadamente de vários grupos da tribo, descrevendo gêneros novos e espécies novas, elevando à categoria de gênero vários subgêneros e revisando taxonomicamente grupos já descritos (Urban 1993a,b, 1995a,b, 1995c, 1996, 1997a,b, e 1998a,b).

Urban (1993a) propôs o gênero *Ctenanthidium* para quatro espécies novas, elevou *Anthidulum* e *Dicranthidium* à categoria de gênero, propondo quatro espécies para *Anthidulum*, e três para *Dicranthidium* e confirmou a validade de *Hypanthidioides* (Urban 1993b). Urban (1995b) descreveu o gênero *Tylanthidium* para alocar uma espécie nova do norte do Brasil, baseando-se entre outras características, na forma do sétimo tergo do macho e a ausência de carena justantenal. Baseada, principalmente, na

morfologia da mandíbula e flagelômeros do macho, Urban (1996), descreveu *Milkeanthidium*, onde alocou duas espécies.

Urban (1998a) descreveu seis espécies novas de *Hypanthidium* Cockerell, 1904, e apresentou uma chave de identificação para as espécies do gênero. Descreveu duas espécies de *Saranthidium* Moure & Hurd, 1960, fez notas descritivas para as espécies já conhecidas, apresentando uma chave de identificação (Urban, 2000a). Urban (2000b) criou o gênero *Ketianthidium* e descreveu uma espécie nova de *Anthodioctes*, além de propor espécies novas e chaves para as espécies de *Anthidium* da América do Sul (Urban 2001c; 2002a, 2004a).

Atualmente, conforme o catálogo das espécies neotropicais (Urban & Moure 2007), a tribo contém 38 gêneros com distribuição neotropical. Destes, somente *Dianthidium* e *Trachusa* apresentam divisões subgenéricas. Dos quatro subgêneros de *Dianthidium*, somente *D.* (*Dianthidium*) não possui representantes neotropicais. *Dianthidium* (*Adanthidium*) Moure, 1965 é composto por quatro espécies, embora somente duas ocorram na região neotropical; *Dianthidium* (*Deranchanthidium*) Griswold & Michener, 1988 inclui duas espécies, ambas distribuídas na região Neotropical e *Dianthidium* (*Mecanthidium*) Michener, 1942, recentemente revisado por Tanner *et al.* (2009), contém três espécies neotropicais. Na região Neotropical, *Trachusa* é representado por dois subgêneros, *Trachusa* (*Heteranthidium*) Cockerell, 1904 e *Trachusa* (*Ulanthidium*) Michener, 1948, ambos com quatro espécies cada. Os subgêneros de *Trachusa* do Novo Mundo (América Central e América do Norte) foram revisados por Thorp & Brooks (1994), que apresentaram chaves de identificação e descreveram cinco espécies novas.

A classificação genérica utilizada por Michener (2007) é bastante distinta daquela apresentada em Urban & Moure (2007), pois reconhece apenas 14 gêneros com distribuição neotropical. Dos gêneros apresentados no catálogo de Urban & Moure (2007), quatro são sinonimizados e outros vinte são tratados como subgêneros (Tab. I).

Estudos filogenéticos em Anthidiini baseados em dados morfológicos e/ou moleculares são inexistentes, sendo que a única filogenia para a tribo foi realizada por Müller (1996) para tentar entender a composição e a especialização alimentar das espécies paleárticas. Considerando as divergências acima apresentadas referentes às propostas de classificação, faz-se necessário o estudo das relações filogenéticas entre os gêneros neotropicais de Anthidiini, como forma de avaliar as classificações atuais para o grupo.

Hábitos de nidificação

Os Megachilinae são conhecidos por revestirem seus ninhos com materiais coletados pelas fêmeas, como pedaços de folhas, tricomas de plantas, resinas, pequenas pedras, lascas de madeira ou argila. Como as células dos ninhos não são revestidas por substâncias secretadas pelas abelhas (assim como na maioria dos Xylocopini e Melittini), ocorre uma redução no tamanho das glândulas de Dufour, que tem como uma das suas funções, produzir substâncias para o revestimento das células (Abdalla & Cruz-Landim 2001; Michener 2007).

Os hábitos de nidificação apresentados pelas espécies de Anthidiini são pouco conhecidos, principalmente para as espécies neotropicais, exceto pelos trabalhos que tratam de grupos que nidificam em ninhos armadilha (Alves-dos-Santos, 2004; Alves-dos-Santos *et al.* 2004 e Camarotti-de-Lima & Martins, 2005). As fêmeas constroem seus ninhos expostos, em ocos de árvores ou, mais comumente, ocupam ninhos abandonados de outras abelhas ou outros insetos. Os locais utilizados como substrato para nidificação dentro de cada gênero, geralmente são constantes. Uma exceção são as espécies de *Dianthidium* que utilizam locais distintos para construção dos ninhos (Grigarick & Stange, 1968).

Além dos locais utilizados para construção do ninho, existem diferenças também quanto ao material utilizado. Estas diferenças levaram Fabre (1879) a propor uma divisão informal dos representantes da tribo em dois grandes grupos: as abelhas que utilizam fibras e as abelhas que utilizam resina. Esta divisão, quando proposta por Fabre, se referia apenas às espécies do gênero *Anthidium* que, posteriormente, foi dividido em outros gêneros. Esta proposta continua sendo citada por diversos autores (Melander 1902, Michener 1968, 2007, Gess & Gess 2004), sendo que Michener (2000, 2007) denominou estes mesmos grupos de “série A” e “série B”. Pasteels (1977) sugeriu ainda, que espécies de um mesmo gênero utilizam diferentes recursos, dependendo da região geográfica, sendo que a escolha do material estaria diretamente relacionada aos recursos disponíveis em cada ambiente, existindo uma correlação entre morfologia, taxonomia e escolha do material de nidificação.

As espécies incluídas dentro do grupo das “abelhas das fibras” são aquelas que revestem as paredes das células com uma camada de fibras vegetais extraídas de plantas com as mandíbulas da fêmea. Essas abelhas apresentam uma morfologia mandibular diretamente relacionada a este hábito, com cinco dentes ou mais, caracterizados por

serem dentes afilados, separados entre si por convexidades agudas. Neste grupo incluem-se os seguintes gêneros: *Afranthidium*, *Anthidioma*, *Anthidium*, *Gnathanthidium*, *Indanthidium*, *Neanthidium*, *Serapista* e *Pseudoanthidium*.

O grupo das “abelhas das resinas” inclui aquelas espécies que utilizam resina na construção dos ninhos, frequentemente associada com pedrinhas, fragmentos de folhas ou argila. Este grupo é mais diversificado, contendo todos os demais gêneros da tribo, caracterizadas por apresentar mandíbulas com três ou quatro dentes obtusos ou arredondados, e separados por lâminas lisas que formam uma margem cortante. A resina usada por estas abelhas é secretada por plantas, coletada ainda na forma viscosa e levada pela fêmea na mandíbula até o ninho. Embora suas características químicas sejam pouco conhecidas, sabe-se que estas resinas apresentam propriedades fungicidas e bactericidas (Alves-dos-Santos *et al.*, 2004).

Além dos dois grupos acima citados, existem gêneros que são cleptoparasitas obrigatórios, cujas fêmeas invadem ninhos de outras abelhas para depositar seus ovos. Entre os Anthidiini cleptoparasitas, existem gêneros que invadem ninhos de outros representantes de Megachilinae, e gêneros que parasitam ninhos de Apini (Michener 2007).

Grupos de origem Neotropical

As abelhas são conhecidas por serem dependentes de flores de angiospermas para a sua alimentação e, por este motivo, acredita-se que o grupo surgiu ou pelo menos teve uma grande diversificação subsequente à evolução das angiospermas (Michener 1979; 2007). Mas ainda que a diversificação do grupo esteja relacionada ao surgimento das angiospermas, o que permanece incerto é o local de origem das abelhas.

Sabe-se que as abelhas são mais abundantes e diversificadas em áreas de clima xérico e que a dispersão depende ainda da capacidade de vôo, a qual é bastante variável entre as abelhas. Existem grupos de abelhas que são encontrados em todos os continentes e, portanto apresentam um maior potencial para atravessar barreiras, outros grupos principalmente aqueles constituídos por abelhas pequenas, apresentam uma menor capacidade de vôo e conseqüentemente uma menor chance de dispersão (Michener 1979; Grimaldi 1999; Silveira *et. al.* 2002). Além disto, a fauna de uma determinada região pode ser conseqüência de diferentes eventos geológicos do passado, podendo existir táxons distintos com origens distintas em uma mesma área.

Em abelhas, alguns grupos como Paracolletini, por exemplo, indicam uma conexão passada ou proximidade dos continentes sul, uma vez que estes táxons estão presentes exclusivamente na América do Sul, Austrália e ilhas adjacentes (Silveira et. al. 2002; Michener 1979). Outros grupos, por exemplo, Colletinae, embora amplamente distribuídos, apresentam distribuições que sugerem que o grupo tenha se originado antes da América do Sul completar sua separação dos atuais continentes da Antártica e Austrália (Almeida 2007).

Os grupos de origem neotropical são aqueles que se diferenciaram e diversificaram a partir do final do Cretáceo, quando a América do Sul já estava isolada dos demais continentes. Muitos destes grupos são amplamente diversificados na América do Sul, existindo diversos exemplos em abelhas, como Centridini, Euglossina, Tapinotaspidini, Tetrapediini, Diphaglossini, Augochorini, vários subgêneros de *Megachile* e diversos gêneros de Anthidiini. Segundo Michener (1979), mesmo Anthidiini ocorrendo em todo o mundo, a fauna dos representantes da América do Sul não apresenta relação com os grupos presentes na África e nem com a diminuta fauna de Anthidiini da região australiana. Portanto, acredita-se que a fauna dos Anthidiini da região neotropical ou que pelo menos grande parte dela tenha sido originada na própria região Neotropical.

OBJETIVOS

Os objetivos deste estudo são: reconstruir o relacionamento entre as principais linhagens (gêneros e subgêneros) presentes na região Neotropical; testar a monofilia dos representantes neotropicais da tribo; apresentar uma classificação congruente com a hipótese filogenética e propor uma chave de identificação para todos os gêneros e subgêneros que ocorrem na região Neotropical.

MATERIAL E MÉTODOS

Escolha dos terminais

A Tabela I lista as diferenças encontradas na classificação proposta por Michener (2007) e por Urban & Moure (2007) para os grupos de Anthidiini que ocorrem na região Neotropical. Dentre os 38 gêneros reconhecidos por Urban & Moure (2007), somente *Heterostelis* não foi incluído, por ser um grupo raro e indisponível na Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure (DZUP). As espécies utilizadas nas análises foram selecionadas pelos seguintes critérios: disponibilidade da espécie-tipo; disponibilidade de material para estudo e espécies com distribuições geográficas distintas.

A escolha dos grupos externos baseou-se nos resultados de Roig-Alsina & Michener (1993) que demonstra o relacionamento de Anthidiini com Lithurgini, Megachilini e Osmiini. Também foram incluídas espécies de Anthidiini que não ocorrem na região neotropical como forma de testar a monofilia dos representantes neotropicais. Os exemplares utilizados nas análises encontram-se depositados na Coleção Entomológica Pe. J. S. Moure, Universidade Federal do Paraná, Brasil (DZUP) e Snow Entomological Collection, Natural History Museum of the University of Kansas, E.U. A (SEMK).

A Tabela II lista as 80 espécies utilizadas como terminais neste estudo. Inicialmente, a análise contou com aproximadamente 130 terminais, na tentativa de abranger um maior número de espécies de gêneros diversificados como *Anthidium*, *Epanthidium*, *Anthodioctes*, *Hypanthidium* e *Larocanthidium*. Posteriormente, este número pode ser reduzido devido à uniformidade morfológica observada entre as espécies destes gêneros. Entretanto, estas espécies continuaram sendo examinadas durante todo o levantamento de caracteres e encontram-se listadas na Tabela III.

Tabela I. Tabela de correspondência entre as duas classificações usadas para os táxons neotropicais de Anthidiini. O número em parênteses corresponde ao número de espécies de cada gênero que ocorrem na região Neotropical.

Moire & Urban (2007)	Michener (2007)
<i>Allanthidium</i> Moire, 1947 (2)	<i>Notanthidium</i> (<i>Allanthidium</i>)
<i>Ananthidium</i> Urban, 1992 (2)	<i>Epanthidium</i> (<i>Ananthidium</i>)
<i>Anthidianum</i> Michener, 1948 (4)	<i>Notanthidium</i> (<i>Allanthidium</i>)
<i>Anthidium</i> Fabricius, 1804 (51)	<i>Anthidium</i>
<i>Anthidulum</i> Michener, 1948 (7)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Anthidulum</i>)
<i>Anthodioctes</i> Holmberg, 1903 (43)	<i>Anthodioctes</i> (<i>Anthodioctes s. str.</i>)
<i>Austrostelis</i> Michener & Griswold, 1994 (9)	<i>Austrostelis</i>
<i>Aztecanthidium</i> Michener & Ordway, 1964 (3)	<i>Aztecanthidium</i>
<i>Bothranthidium</i> Moire, 1947 (1)	<i>Anthodioctes</i> (<i>Bothranthidium</i>)
<i>Carloticola</i> Moire & Urban, 1991 (2)	<i>Epanthidium</i> (<i>Carloticola</i>)
<i>Chrisanthidium</i> Urban, 1997 (3)	<i>Notanthidium</i> (<i>Chrisanthidium</i>)
<i>Ctenanthidium</i> Urban, 1993 (4)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Ctenanthidium</i>)
<i>Dianthidium</i> (<i>Adanthidium</i>) Moire, 1965 (2)	<i>Dianthidium</i> (<i>Adanthidium</i>)
<i>Dianthidium</i> (<i>Deranchanthidium</i>) Griswold & Michener, 1988 (2)	<i>Dianthidium</i> (<i>Deranchanthidium</i>)
<i>Dianthidium</i> (<i>Mecanthidium</i>) Michener, 1942 (3)	<i>Dianthidium</i> (<i>Mecanthidium</i>)
<i>Dichanthidium</i> Moire, 1947 (2)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Dichanthidium</i>)
<i>Dicranthidium</i> Moire & Urban, 1975 (8)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Dicranthidium</i>)
<i>Dolichostelis</i> Parker & Bohart, 1979 (3)	<i>Stelis</i> (<i>Dolichostelis</i>)
<i>Duckeanthidium</i> Moire & Hurd, 1960 (4)	<i>Duckeanthidium</i>
<i>Epanthidium</i> Moire, 1947 (23)	<i>Epanthidium</i> (<i>Epanthidium s. str.</i>)
<i>Grafanthidium</i> Urban, 1995 (4)	sinônimo de <i>Duckeanthidium</i>
<i>Heterostelis</i> Timberlake, 1941 (1)	<i>Stelis</i> (<i>Heterostelis</i>)
<i>Hoplostelis</i> Dominique, 1898 (5)	<i>Hoplostelis</i> (<i>Hoplostelis s. str.</i>)
<i>Hypanthidioides</i> Moire, 1947 (1)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Hypanthidioides s. str.</i>)
<i>Hypanthidium</i> Cockerell, 1904 (20)	<i>Hypanthidium</i> (<i>Hypanthidium s. str.</i>)

<i>Ketianthidium</i> Urban, 2000 (1)	sinônimo de <i>Duckeanthidium</i>
<i>Larocanthidium</i> Urban, 1997 (10)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Larocanthidium</i>)
<i>Loyolanthidium</i> Urban, 2001 (8)	<i>Anthidiellum</i> (<i>Loyolanthidium</i>)
<i>Michanthidium</i> Urban, 1995 (2)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Michanthidium</i>)
<i>Mielkeanthidium</i> Urban, 1996 (3)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Mielkeanthidium</i>)
<i>Moureanthidium</i> Urban, 1995 (6)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Moureanthidium</i>)
<i>Nananthidium</i> Moure, 1947 (9)	sinônimo de
	<i>Anthodioctes</i> (<i>Anthodioctes</i>)
<i>Notanthidium</i> Isensee, 1927 (1)	<i>Notanthidium</i> (<i>Notanthidium s. str.</i>)
<i>Paranthidium</i> Cockerell & Cockerell, 1901 (2)	<i>Paranthidium</i>
	(<i>Paranthidium s. str.</i>)
<i>Rapanthidium</i> Michener, 1948 (3)	<i>Paranthidium</i> (<i>Rapanthidium</i>)
<i>Rhynostelis</i> Moure & Urban, 1995 (1)	<i>Hoplostelis</i> (<i>Rhynostelis</i>)
<i>Saranthidium</i> Moure & Hurd, 1960 (10)	<i>Hypanthidioides</i> (<i>Saranthidium</i>)
<i>Stelis</i> Panzer, 1806 (1)	<i>Stelis</i> (<i>Stelis s. str.</i>)
<i>Trachusa</i> (<i>Heteranthidium</i>) Cockerell, 1904 (4)	<i>Trachusa</i> (<i>Heteranthidium</i>)
<i>Trachusa</i> (<i>Ulanthidium</i>) Michener, 1948 (4)	<i>Trachusa</i> (<i>Ulanthidium</i>)
<i>Tylanthidium</i> Urban, 1995 (1)	<i>Hypanthidium</i> (<i>Tylanthidium</i>)

Tabela II. Lista dos táxons utilizados como terminais na análise. O asterisco corresponde às espécies-tipo dos gêneros.

Táxon	Abreviaturas
Lithurgini	
<i>Trichothurgus aterrimus</i> (Cockerell, 1926)	<i>Tc. aterrimus</i>
Megachilini	
<i>Megachile</i> (<i>Trichurochile</i>) <i>thygaterella</i> Schrottky, 1913	<i>Tr. thygaterella</i>
Osmiini	
<i>Heriades cressoni</i> Michener, 1938	<i>Hr. cressoni</i>
<i>Hoplitis albifrons</i> (Kirby, 1837)	<i>Hp. albifrons</i>
Anthidiini	
<i>Afranthidium</i> (<i>Capanthidium</i>) <i>capicola</i> (Brauns, 1905)	<i>Cp. capicola</i>
<i>Afranthidium</i> (<i>Immanthidium</i>) <i>repetitum</i> (Schulz, 1906)	<i>Im. repetitum</i>
<i>Allanthidium rodolphi</i> (Ruiz, 1938) *	<i>Al. rodolphi</i>

<i>Ananthidium dilmae</i> Urban, 1992	<i>An. dilmae</i>
<i>Ananthidium inerme</i> (Friese, 1908) *	<i>An. inerme</i>
<i>Anthidianum subpetiolatum</i> (Schrottky, 1910) *	<i>Aa. subpetiolatum</i>
<i>Anthidiellum strigatum</i> (Panzer, 1805) *	<i>Ae. strigatum</i>
<i>Anthidium latum</i> Schrottky, 1902	<i>At. latum</i>
<i>Anthidium manicatum</i> (Linnaeus, 1758) *	<i>At. manicatum</i>
<i>Anthidium mormonum</i> Cresson, 1878	<i>At. mormonum</i>
<i>Anthidium sertanicola</i> Moure & Urban, 1964	<i>At. sertanicola</i>
<i>Anthidulum currani</i> (Schwarz, 1933) *	<i>Am. currani</i>
<i>Anthidulum zanolae</i> Urban, 1993	<i>Am. zanolae</i>
<i>Anthodioctes lunatus</i> (Smith, 1854)	<i>Ac. lunatus</i>
<i>Anthodioctes megachiloides</i> Holmberg, 1903*	<i>Ac. megachiloides</i>
<i>Austrostelis catamarcensis</i> (Schrottky, 1909)*	<i>Au. catamarcensis</i>
<i>Austrostelis iheringi</i> (Schrottky, 1910)	<i>Au. iheringi</i>
<i>Aztecanthidium tenochtitlanicum</i> Snelling, 1987	<i>Az. tenochtitlanicum</i>
<i>Aztecanthidium xochipillium</i> Michener & Ordway, 1964*	<i>Az. xochipillium</i>
<i>Bothranthidium lauroi</i> Moure, 1947*	<i>Bt. lauroi</i>
<i>Carloticola paraguayensis</i> (Schrottky, 1908)*	<i>Ca. paraguayensis</i>
<i>Chrisanthidium bidentatum</i> (Friese, 1908)*	<i>Cr. bidentatum</i>
<i>Chrisanthidium nigratum</i> Urban, 1997	<i>Cr. nigratum</i>
<i>Ctenanthidium argentinum</i> Urban, 1993	<i>Ct. argentinum</i>
<i>Ctenanthidium gracile</i> Urban, 1993*	<i>Ct. gracile</i>
<i>Dianthidium (Adanthidium) texanum</i> (Cresson, 1878)	<i>Ad. texanum</i>
<i>Dianthidium (Deranchanthidium) chamela</i> Griswold & Michener, 1988*	<i>Dr. chamela</i>
<i>Dianthidium (Dianthidium) ulkei</i> (Cresson, 1878)	<i>Di. ulkei</i>
<i>Dianthidium (Mecanthidium) macrurum</i> Cockerell, 1913*	<i>Me. macrurum</i>
<i>Dichanthidium exile</i> Moure, 1947*	<i>Di. exile</i>
<i>Dicranthidium arenarium</i> (Ducke, 1907)*	<i>Dc. arenarium</i>
<i>Dicranthidium gregarium</i> (Schrottky, 1905)	<i>Dc. gregarium</i>
<i>Dicranthidium soniae</i> Urban, 1993	<i>Dc. soniae</i>
<i>Dolichostelis costalis</i> (Cresson, 1872)	<i>Do. costalis</i>
<i>Dolichostelis costaricensis</i> (Friese, 1921)	<i>Do. costaricensis</i>

<i>Duckeanthidium atropos</i> (Smith, 1853)*	<i>Dk. atropos</i>
<i>Epanthidium bicoloratum</i> (Smith, 1879)	<i>Ep. bicoloratum</i>
<i>Epanthidium tigrinum</i> (Schrottky, 1905)*	<i>Ep. tigrinum</i>
<i>Epanthidium tuberculatum</i> Urban, 1995	<i>Ep. tuberculatum</i>
<i>Grafanthidium amazonense</i> Urban, 1995*	<i>Gr. amazonense</i>
<i>Hoplostelis bilineolata</i> (Spinola, 1841)	<i>Ho. bilineolata</i>
<i>Hoplostelis bivittata</i> (Cresson, 1878)*	<i>Ho. bivittata</i>
<i>Hypanthidioides flavofasciata</i> (Schrottky, 1902)*	<i>Hd. flavofasciata</i>
<i>Hypanthidium beniense</i> Cockerell, 1927	<i>Hy. beniense</i>
<i>Hypanthidium divaricatum</i> (Smith, 1854)	<i>Hy. divaricatum</i>
<i>Hypanthidium foveolatum</i> (Alfken, 1930)	<i>Hy. foveolatum</i>
<i>Ketianthidium zanolae</i> Urban, 2000*	<i>Kt. zanolae</i>
<i>Larocanthidium emarginatum</i> Urban, 1997*	<i>La. emarginatum</i>
<i>Larocanthidium maculosum</i> Urban, 1997	<i>La. maculosum</i>
<i>Loyolanthidium apicale</i> (Cresson, 1878)*	<i>Ly. apicale</i>
<i>Loyolanthidium azteca</i> Urban, 2001	<i>Ly. azteca</i>
<i>Loyolanthidium ehrhorni</i> (Cockerell, 1900)	<i>Ly. ehrhorni</i>
<i>Michanthidium sakagamii</i> (Urban, 1993)*	<i>Mc. sakagamii</i>
<i>Michanthidium</i> sp. nov.	<i>Mc. sp. nov.</i>
<i>Milkeanthidium nigripes</i> Urban, 1996*	<i>Mk. nigripes</i>
<i>Milkeanthidium ornatum</i> Urban, 2005	<i>Mk. ornatum</i>
<i>Mielkeanthidium</i> sp. nov. 1	<i>Mk. sp. nov. 1</i>
<i>Mielkeanthidium</i> sp. nov. 2	<i>Mk. sp. nov. 2</i>
<i>Moureanthidium paranaense</i> Urban, 1995	<i>Mr. paranaense</i>
<i>Moureanthidium subarenarium</i> (Schwarz, 1933)*	<i>Mr. subarenarium</i>
<i>Nananthidium bettyae</i> Moure, 1947*	<i>Na. bettyae</i>
<i>Nananthidium willineri</i> Moure, 1947	<i>Na. willineri</i>
<i>Notanthidium steloides</i> (Spinola, 1851)*	<i>No. steloides</i>
<i>Paranthidium flavolineatum</i> (Smith, 1879)	<i>Pa. flavolineatum</i>
<i>Paranthidium gabbii</i> (Cresson, 1878)	<i>Pa. gabbii</i>
<i>Rapanthidium vespoides</i> (Friese, 1925)*	<i>Ra. vespoides</i>
<i>Rapanthidium</i> sp. nov.	<i>Ra. sp. nov.</i>
<i>Rhynostelis multiplicata</i> (Smith, 1879)*	<i>Rh. multiplicata</i>

<i>Saranthidium flavopictum</i> (Smith, 1854)*	<i>Sa. flavopictum</i>
<i>Saranthidium musciforme</i> (Schrottky, 1902)	<i>Sa. musciforme</i>
<i>Stelis lateralis</i> Cresson, 1864	<i>St. lateralis</i>
<i>Trachusa (Heteranthidium) bequaerti</i> (Schwarz, 1926)	<i>He. bequaerti</i>
<i>Trachusa (Heteranthidium) larreae</i> (Cockerell, 1897)	<i>He. larreae</i>
<i>Trachusa (Trachusomimus) perdita</i> Cockerell, 1904	<i>Tr. perdita</i>
<i>Trachusa (Ulanthidium) mitchelli</i> Michener, 1948*	<i>Ul. mitchelli</i>
<i>Tylanthidium tuberigaster</i> Urban, 1995*	<i>Ty. tuberigaster</i>

Tabela III. Lista das espécies adicionais de Anthidiini examinadas.

Gênero	Espécie
<i>Anthidium</i>	<i>A. atricaudum</i> Cockerell, 1926 <i>A. chilense</i> Spinola, 1851 <i>A. chubuti</i> Cockerell, 1910 <i>A. cuzcoense</i> Schrottky, 1910 <i>A. decaspilum</i> Moure, 1957 <i>A. deceptum</i> Smith, 1879 <i>A. espinosai</i> Ruiz, 1938 <i>A. falsificum</i> Moure, 1957 <i>A. friesei</i> Cockerell, 1911 <i>A. funerum</i> Schletterer, 1890 <i>A. garleppi</i> Schrottky, 1910 <i>A. gayi</i> Spinola, 1851 <i>A. maculosum</i> Cresson, 1878 <i>A. nigerrimum</i> Schrottky, 1910 <i>A. peruvianum</i> Schrottky, 1910 <i>A. rubripes</i> Friese, 1908 <i>A. sanguinicaudum</i> Schwarz, 1933 <i>A. toro</i> Urban, 2001 <i>A. vigintipunctatum</i> Friese, 1908
<i>Anthidulum</i>	<i>A. cavichioli</i> Urban, 1993 <i>A. mourei</i> Urban, 1993
<i>Anthodioctes</i>	<i>A. camargoi</i> Urban, 1999 <i>A. cerradicola</i> Urban, 1999 <i>A. claudii</i> Urban, 1999 <i>A. mapirensis</i> (Cockerell, 1927) <i>A. misiutae</i> Urban, 2002 <i>A. moratoi</i> Urban, 1999 <i>A. vernoniae</i> (Schrottky, 1911) <i>A. vilhenae</i> Urban, 1999 <i>A. xilitlae</i> Urban, 1999
<i>Austrostelis</i>	<i>A. zebrata</i> (Schrottky, 1905)

<i>Chrisanthidium</i>	<i>C. adornatum</i> Urban, 1997
<i>Dianthidium (Mecanthidium)</i>	<i>D. (M.) zapotecum</i>
<i>Dichanthidium</i>	<i>D. veredicola</i> Parizotto & Urban 2010
<i>Dicranthidium</i>	<i>D. aliciae</i> Urban, 2002 <i>D. colombiae</i> (Schwarz, 1933) <i>D. luciae</i> Urban, 1993 <i>D. seabrai</i> Urban, 2002
<i>Dolichostelis</i>	<i>D. louisae</i> Cockerell, 1911 <i>D. perpulchra</i> (Crawford, 1916)
<i>Epanthidium</i>	<i>E. aureocinctum</i> Urban, 1995 <i>E. autumnale</i> (Schrottky, 1909) <i>E. bertonii</i> (Schrottky, 1905) <i>E. desantisi</i> Urban, 1995 <i>E. erythrocephalum</i> (Schrottky, 1902) <i>E. flavoclypeatum</i> Urban, 2006 <i>E. maculatum</i> Urban, 1995 <i>E. nectarinioides</i> (Schrottky, 1902) <i>E. sanguineum</i> (Friese, 1908)
<i>Hoplostelis</i>	<i>H. cornuta</i> (Bingham, 1897)
<i>Hypanthidium</i>	<i>H. cacerense</i> Urban, 1998 <i>H. duckei</i> Urban, 1998 <i>H. ecuadorium</i> (Friese, 1904) <i>H. foveolatum</i> (Alfken, 1930) <i>H. maranhense</i> Urban, 1998 <i>H. mexicanum</i> (Cresson, 1878) <i>H. nigritulium</i> Urban, 1998 <i>H. obscurius</i> Schrottky, 1908 <i>H. taboganum</i> Cockerell, 1917
<i>Larocanthidium</i>	<i>L. bilobatum</i> Urban, 1997 <i>L. nigritulium</i> Urban, 1997 <i>L. ornatum</i> Urban, 1997 <i>L. politum</i> Urban, 1997
<i>Michanthidium</i>	<i>M. sp.nov.</i>
<i>Moureanthidium</i>	<i>M. bahianum</i> Urban, 1995 <i>M. capixaba</i> Urban, 1995 <i>M. catarinense</i> Urban, 1995
<i>Nananthidium</i>	<i>N. gualanense</i> (Cockerell, 1912) <i>N. quadrimaculatum</i> (Cockerell, 1927)
<i>Paranthidium</i>	<i>P. jugatorium</i> (Say, 1824)
<i>Rapanthidium</i>	<i>R. sp. nov.</i>
<i>Saranthidium</i>	<i>S. furcatum</i> (Ducke, 1908) <i>S. insulare</i> Urban, 2000 <i>S. marginatum</i> Moure & Urban, 1994
<i>Trachusa (Heteranthidium)</i>	<i>T. (H.) timberlakei</i> Schwarz, 1928

Terminologia

A terminologia utilizada para a morfologia externa segue a proposta por Camargo *et al.* (1967) e Urban (1967). Com relação à morfologia da mandíbula segue-se Michener & Fraser (1978) e para o ferrão e os tergos associados, Packer (2003). Os tergos e esternos são indicados como T1, T2, E1, E2, etc. respectivamente.

Dissecções

Devido à grande variação de formas e estruturas encontradas nos esternos e genitália do macho, bem como no ferrão da fêmea, o metassoma de pelo menos um exemplar macho e o ferrão de uma fêmea de cada gênero foi dissecado para uma observação mais minuciosa dos caracteres. Estes espécimes foram tratados com o seguinte protocolo: amolecimento do integumento em câmara úmida por 24 a 48 horas; retirada do metassoma e separação das peças (tergos, esternos, ferrão e genitália masculina); tratamento das peças em KOH 10% por aproximadamente 10–12 horas para retirada da musculatura e membranas; solução de ácido acético 10% para neutralizar o KOH; lavagem das peças com água e algumas gotas de glicerina; e acondicionamento em placas individualizadas em glicerina pura (modificado de Melo 1999). Os tergos e esternos não foram tratados com KOH para não comprometer as cerdas, que são caracteres diagnósticos para alguns grupos.

Os espécimes foram examinados em microscópio estereoscópico Zeiss modelo Stemi SV 6. As imagens das estruturas foram obtidas com uma câmara digital Leica DFC 500 acoplada a um microscópio estereoscópico Leica MZ16, equipado com o software Auto-Montage Pro.

Construção dos caracteres

Os caracteres foram construídos a partir dos espécimes adultos secos e alfinetados, pela observação da morfologia externa, da genitália do macho e ferrão da fêmea respeitando a correspondência topológica, a independência e hierarquia dos

caracteres e estados (Hawkins *et al.* 1997). Para a grande maioria dos caracteres optou-se pela construção contingente, (Lee & Bryant 1999 e Strong & Lipscomb 1999) porém, para alguns caracteres, foi necessária a construção de multiestado para preservar a diversidade morfológica encontrada nos vários grupos. Quando utilizada a construção contingente, o terminal indicado com o símbolo [?] significa inaplicável e o símbolo [-] corresponde a dados faltantes. Uma parte substancial dos caracteres foi codificada a partir dos machos, já que eles apresentam maior diversidade de estruturas e formas, especialmente no metassoma.

Os caracteres foram todos tratados como não ordenados, portanto o estado zero não implica necessariamente em plesiomorfia.

Análise cladística

A matriz de caracteres foi confeccionada com o auxílio do programa Winclada (Nixon 2002). Foi utilizada a análise de parcimônia para inferir as relações filogenéticas no grupo. Embora existam distintos programas que implementem a parcimônia, o programa utilizado para as análises desse estudo foi o TNT (Goloboff *et al.* 2008, Hovenkamp 2004), visto que o programa permite que as análises sejam feitas tanto usando pesos iguais como pesos implícitos aos caracteres. Além disto, os algoritmos de “branch-swapping” são muito eficientes, trabalhando de 5 a 10 vezes mais rápido que o NONA, com matrizes de tamanho médio, por exemplo, chegando a ser 900 vezes mais rápido em matrizes grandes (Goloboff 2008). Nas análises de pesos iguais, foram utilizados os seguintes comandos: estocagem de 900000 árvores na memória, 9000 replicações e 100 árvores salvas por replicação. Para as análises de pesos implícitos foi utilizado $k=5$ e os mesmos comandos acima citados. A medida de suporte de Bremer foi calculada para a árvore de consenso através do TNT, sendo estocadas, gradativamente na memória, árvores de até 12 passos a mais que a original.

A edição dos cladogramas foi realizada com o auxílio do Winclada e Corel Draw X3. As abreviações L, CI e RI são usadas para o comprimento da árvore, índice de consistência e índice de retenção, respectivamente. Os círculos brancos indicados nos cladogramas representam transformações múltiplas e os círculos pretos transformações únicas.

CARACTERES

A lista abaixo apresenta os caracteres e seus respectivos estados. Os caracteres estão divididos conforme a posição do corpo (cabeça, mesossoma e metassoma) e separados em caracteres de fêmeas e de machos. Os caracteres aplicados a ambos os sexos estão listados nos caracteres das fêmeas, e indicados com um asterisco. A tabela IV apresenta a matriz dos caracteres.

CARACTERES DAS FÊMEAS

0. Pontuação do integumento*:

(0) fina (fig. 13);

(1) grossa (fig. 14).

O estado (0) refere-se às espécies de *Trachusa* e aos grupos externos (exceto *Heriades*) caracterizado por apresentar o integumento constituído por pontos rasos, esparsos e mal definidos.

1. Manchas amarelas e ou vermelhas no integumento*:

(0) ausentes;

(1) presentes (figs. 13 – 19).

2. Manchas no integumento*:

(?) inaplicável

(0) restrita à face dos machos;

(1) distribuídas por todo o integumento em ambos os sexos.

Este carácter é contingente ao estado 1-1.

Cabeça

3. Carena pré-occipital*:

(0) ausente;

(1) presente.

4. Extensão da carena pré-occipital*:

- (?) inaplicável
- (0) incompleta, apenas no terço dorsal das genas;
- (1) incompleta, apenas no vértice;
- (2) completa, desde o vértice até a carena hipostomal (fig. 15).

5. Pelos plumosos no vértice*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes, formando uma área semi-circular (fig. 16).

A presença destes pelos constitui uma sinapomorfia para as espécies de *Dianthidium*. Estes pelos são curtos, fortemente plumosos e formam uma faixa longa, semelhante a um “arco”. Esta pilosidade também pode estar presente em outras regiões do corpo, como em toda a região lateral do mesepisterno em *Dianthidium* (*Deranchanthidium*) *chamela*.

6. Tamanho dos ocelos*:

- (0) igual ou maior que o diâmetro do alvéolo antenal (fig. 17);
- (1) menor que o diâmetro do alvéolo antenal (fig. 16).

7. Pelos longos entre os ocelos posteriores*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 17).

A presença de pelos amarelos, mais longos que o diâmetro do ocelo é uma das características compartilhadas pelas espécies de *Rhynostelis* e *Hoplostelis* e, embora esteja presente em ambos os sexos, é mais pronunciada nos machos.

8. Área pós-ocelar*:

- (0) estreita;
- (1) larga.

Nas espécies que apresentam a área pós-ocelar larga, a distância do ocelo lateral ao olho composto é menor ou igual à distância entre o ocelo lateral e a margem pré-

occipital. Nas demais linhagens, que compartilham o estado (0), a distância entre o ocelo lateral e a margem pré-occipital é sempre menor que a do ocelo lateral ao olho composto.

9. Sulco profundo acima do alvéolo antenal:

(0) ausente;

(1) presente (fig. 18).

Este sulco, encontrado somente nas fêmeas de *Notanthidium*, aparentemente não constitui um escrobo antenal, uma vez que sua largura não é suficiente para permitir o encaixe do escapo. Esta estrutura pode ser uma área auxiliar para a inserção da musculatura da mandíbula, já que a mesma apresenta uma morfologia bastante atípica dentro da tribo.

10. Carena na frente:

(0) ausente;

(1) presente.

A carena encontrada em *Rhynostelis*, é forte e bastante evidente. Alguns outros gêneros apresentam apenas indicação desta carena, mas foram codificados como ausentes por serem pouco evidentes e de difícil visualização. Como o macho de *Rhynostelis* é desconhecido, foi considerada apenas a presença da carena na fêmea.

11. Margem interna do alvéolo antenal*:

(0) plana;

(1) elevada.

Ocorre em todos os Anthidiini neotropicais, independente da presença da carena justantenal.

12. Carena justantenal*:

(0) ausente;

(1) presente (fig. 19).

Michener (2007) não considera as carenas encontradas nas espécies de *D.* (*Adanthidium*), *D.* (*Deranchanthidium*) e *D.* (*Mecanthidium*) como carenas justantenais verdadeiras. Nestes subgêneros, as carenas aparecem como pequenas protuberâncias, pouco marcadas mas, por ocuparem a mesma posição da carena justantenal, aqui, foram consideradas como presentes nestes grupos.

13. Extensão da carena justantenal*:

- (?) inaplicável;
- (0) incompleta, estendendo-se apenas para cima do alvéolo;
- (1) completa, estendendo-se para baixo e para cima do alvéolo antenal (fig. 19).

Este caráter, contingente ao estado 12-1, ocorre em ambos os sexos. Entretanto, em *Aztecantidium*, a carena justantenal se apresenta de forma distinta na fêmea e no macho. Na fêmea é longa e bem desenvolvida, enquanto que no macho, é curta e pouco visível.

14. Área interantenal*:

- (0) plana;
- (1) protuberante (fig. 20).

O estado (1) é exclusivo das espécies de *Dolichostelis*, onde a área interantenal é elevada e estreita, sendo que sua largura é igual ou menor que o diâmetro do alvéolo.

15. Forma da sutura subantenal*:

- (0) reta ou arqueada para fora;
- (1) arqueada para dentro.

16. Comprimento da sutura subantenal*:

- (0) curta, menor que o diâmetro do alvéolo antenal;
- (1) longa, igual ou maior que o diâmetro do alvéolo antenal (fig. 21).

Anthidiellum e *Loyolanthidium* caracterizam-se por apresentarem a sutura subantenal longa e distintamente arqueada para fora. A forma e o comprimento nestes táxons são dependentes, portanto foram codificados somente neste caráter.

17. Carena parocular*:

- (0) ausente;
- (1) presente.

18. Extensão da carena parocular*:

- (?) inaplicável;
- (0) curta;
- (1) longa, atingindo o topo dos olhos compostos.

Este caráter é contingente ao estado 17-1. O comprimento da carena parocular é variável em alguns grupos. Embora variável, foi considerada curta a carena que atinge a margem superior do alvéolo antenal, ou ultrapassam pouco este limite.

19. Carena mediana no clípeo*:

- (0) ausente;
- (1) pouco marcada;
- (2) fortemente marcada (fig. 22).

20. Clípeo*:

- (0) curto (fig. 23);
- (1) longo, sobrepassando a base do labro.

O clípeo é considerado longo somente quando seu ápice ultrapassa a base do labro ou parte das mandíbulas, quando fechadas.

21. Tubérculos no ápice do clípeo*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 23).

Os tubérculos são pequenas projeções do clípeo que apresentam grande variação em número e tamanho. Como estas variações são específicas, não foram codificadas.

22. Carena genal*:

- (0) ausente;
- (1) presente.

23. Gena e margem ventral da mandíbula:

- (0) sem pelos diferenciados;
- (1) com cerdas grossas e plumosas.

A pilosidade desta região é bastante variável e, em ambos os estados, ocorre à presença de pelos mais espessos, diferenciados do restante da pilosidade. As cerdas referentes ao estado (1) são aquelas que se destacam por serem duas vezes mais espessas e mais longas que as demais.

24. Carena na face interna do escapo*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 25).

As espécies neotropicais de Anthidiini apresentam uma distinta diferenciação entre a superfície externa e interna do escapo, marcada por uma carena longitudinal que se estende por toda a extensão do escapo.

25. Comprimento do primeiro flagelômero:

- (0) duas vezes o comprimento do segundo;
- (1) igual ou menor que o segundo.

26. Ápice do labro:

- (0) reto ou angular;
- (1) trilobado (fig. 24).

Com exceção de *Notanthidium*, os demais gêneros incluídos nas análises apresentam o ápice do labro angular ou reto. A variação existente na forma encontrada nos clados com estado (0) não foi codificada por ser instável.

27. Área dorsal do labro*:

- (0) sem tubérculos;
- (1) com tubérculos.

Os tubérculos estão posicionados próximos à base do labro e constituem uma sinapomorfia para *Hoplostelis*. Algumas espécies de *Anthidium* também apresentam tubérculos no labro, porém, são menores, situados em posições distintas e estão intimamente associados com a depressão mediana (caráter 28). Estes tubérculos estão presentes em ambos os sexos, embora sejam mais pronunciados nas fêmeas.

28. Depressão circular mediana no labro*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 27).

29. Pilosidade do labro*:

- (0) distribuída em todo o labro;
- (1) presente apenas no ápice.

Quando os pelos estão dispostos apenas no ápice do labro, eles se encontram justapostos e podem estar distribuídos em toda a extensão da margem apical ou apenas na região mediana apical do labro.

30. Número de dentes da mandíbula:

- (0) quatro dentes ou menos (fig. 29);
- (1) cinco dentes ou mais (fig. 28).

Anthidium, *Afranidium* e *Pseudoanthidium* possuem cinco dentes ou mais, e são caracterizados por serem dentes afilados, separados entre si por convexidades agudas. Os demais gêneros (0) possuem dentes obtusos ou arredondados, separados por convexidades fracas, podendo ser de difícil distinção e situados em uma margem quase reta. Este tipo de morfologia encontrada na mandíbula está intimamente relacionada aos diferentes materiais utilizados na construção dos ninhos.

31. Distância entre os dentes da mandíbula:

- (0) equidistantes;
- (1) dente basal por amplo espaço.

A mandíbula de *Larocanthidium* possui dois dentes apicais pequenos, seguidos por uma margem lisa que termina em um dente agudo separado do dente basal por amplo recorte circular. Os machos de *Larocanthidium* também apresentam o recorte circular separando o dente basal, porém este caráter foi codificado separadamente (caráter 127) por corresponder a um caráter independente já que os machos de *Michanthidium* apresentam esta conformação e as fêmeas não.

32. Carena condilar da mandíbula:

- (0) simples, formada por apenas uma carena;
- (1) composta, formada por uma carena superior e outra inferior.

Em *Rhynostelis* a carena condilar estende-se da base da mandíbula, próxima ao côndilo mandibular, até o ápice da mandíbula e é constituída por dois ramos, o superior e o inferior. Além desta divisão peculiar, a carena destaca-se também por ser profundamente marcada, formando uma quilha. Urban (1994) utiliza a terminologia “carena inferior externa bifurcada e quilhada na base”.

33. Carena condilar e carena externa:

- (0) longas, estendendo-se por grande área da mandíbula;
- (1) curtas, restritas ao terço inicial (fig. 30).

Em *Anthidiellum* e *Loyolanthidium* ocorre uma perda significativa das carenas encontradas na superfície externa da mandíbula, a qual apresenta uma grande área desprovida de carenas e quase inteiramente recoberta por uma pilosidade curta e decumbente. Michener & Fraser (1978) sugerem que estas modificações podem estar relacionadas com o material utilizado na construção dos ninhos.

34. Margem superior da mandíbula:

- (0) reta ou levemente côncava;
- (1) com forte reentrância ou emarginação na região mediana (fig. 24).

35. Carena acetabular:

- (0) sem formar ângulo;
- (1) formando ângulo reto elevado na porção mediana da mandíbula (fig. 31).

36. Modificação da carena acetabular em um processo dentiforme:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 26).

Em *Hoplostelis* e *Rhynostelis* ocorre um incremento na carena acetabular, a qual forma um processo agudo, perpendicular à mandíbula. Como as abelhas desses gêneros são cleptoparasitas, as fêmeas possivelmente utilizam esta projeção para destruir os ovos ou larvas dos seus hospedeiros.

37. Dente apical da mandíbula:

- (0) tão largo quanto os seguintes;
- (1) duas vezes mais largo que os demais (fig. 32).

38. Forma da margem inferior da mandíbula:

- (0) reta ou levemente curva;
- (1) fortemente oblíqua ou arqueada (fig. 33).

39. Carena adutora da mandíbula:

- (0) não expandida;
- (1) expandida em lâmina curva.

Esta carena está presente na superfície interna da mandíbula, mas em alguns grupos, como em *Allanthidium* e *Anthidium*, esta carena se expande deixando a margem inferior da mandíbula côncava.

40. Projeção angular na margem inferior da mandíbula:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 34).

Em *Anthidium* a carena adutora se projeta em forte ângulo, em direção à superfície interna da mandíbula.

41. Carena fimbrial da superfície interna da mandíbula:

- (0) sem cerdas justapostas;
- (1) com cerdas justapostas (fig. 35).

A carena fimbrial na maioria das abelhas apresenta pelos ao longo de toda sua extensão. Porém, a presença de cerdas justapostas, posicionadas paralelamente à superfície interna da mandíbula é encontrada exclusivamente em *Anthidium*. Nos demais gêneros, os pelos da carena fimbrial podem ser longos e esparsos, ou curtos e decumbentes e são perpendiculares à superfície interna da mandíbula.

42. Pente de cerdas da estipe*:

- (0) ausente (fig. 37);
- (1) presente (fig. 36).

43. Ápice dos pelos da margem da gálea*:

- (0) simples;
- (1) em gancho.

44. Pilosidade da margem apical da gálea*:

- (0) curta;
- (1) longa.

São considerados longos os pelos com comprimento igual ou maior que o comprimento do palpômero labial distal. Estes pelos, além de longos, também apresentam o ápice curvo, mas sem formar ganchos como em *Michanthidium*.

45. Número de artículos do palpo maxilar*:

- (0) dois;
- (1) três;
- (2) quatro;
- (3) cinco.

46. Integumento da superfície ventral do premento*:

- (0) liso ou estriado;
- (1) pontuado nas laterais.

Somente *Michanthidium*, apresenta o premento com pontuação, os demais grupos, codificados como (0), não apresentam pontuação, apenas finas estrias no integumento.

47. Ápice das cerdas do palpo labial*:

- (0) simples;
- (1) em gancho.

Larocanthidium e *Michanthidium* apresentam cerdas com ápice em gancho nos palpos labiais.

Mesosoma**48. Lóbulo pronotal*:**

- (0) sem carena ou lamela;
- (1) carenado ou lamelado.

49. Carena ou lamela do lobo pronotal*:

- (?) inaplicável;
- (0) baixa;
- (1) alta e circular (Fig. 46).

Este caráter é contingente ao estado 48-1. A lamela é considerada alta quando forma uma aba translúcida semi-circular.

50. Margem anterior do lobo pronotal*:

- (0) reta;
- (1) curva e contínua anteriormente.

O estado (0) é aplicado à margem que termina perpendicularmente ao pronoto e o estado (1) quando a margem anterior é curva, contornando a área lateral do pronoto.

51. Lateral do lobo pronotal*:

- (0) interrompida no ângulo entre as margens anterior e lateral do pronoto;
- (1) contínua, estendendo-se por toda a lateral do pronoto.

A lamela não é contínua (0) quando termina bruscamente no ângulo entre as margens anterior e lateral.

52. Superfície dorsal do lobo pronotal*:

- (0) sem carena;
- (1) com carena.

Anthodiocetes, *Bothranthidium* e *Nananthidium* apresentam uma carena na superfície dorsal do lobo pronotal, que se separa da margem anterior do lobo pronotal por um sulco profundo.

53. Comprimento do lobo pronotal*:

- (0) mais curto que a tégula;
- (1) tão longo quanto a tégula (fig. 57).

O estado (1) é encontrado em *Bothranthidium*, em que o lobo pronotal apresenta uma expansão posterior.

54. Ângulo dorso-lateral do pronoto*:

- (0) sem sulco;
- (1) com sulco ou canalículo liso.

A presença deste sulco é exclusivo das espécies de *Loyolanthidium* que ocorrem na região Neotropical. *Loyolanthidium ehrhorni* e *Anthidiellum strigatum* não compartilham o estado (1) deste caráter.

55. Tubérculo no ângulo dorso-lateral do pronoto*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 38).

O estado (1) é compartilhado por *Aztecantidium* e *Ketianthidium* e foi codificado como presente em ambos os sexos, embora não se conheçam fêmeas de *Ketianthidium*.

56. Superfície anterior dorsal do mesoscuto*:

- (0) sem aresta ou crista;
- (1) separadas por uma crista.

A superfície anterior é separada da dorsal por uma aresta transversal que torna essas superfícies perpendiculares entre si. Nas espécies que não possuem esta aresta, as duas superfícies não são diferenciadas e portanto não são perpendiculares.

57. Forma do mesonoto*:

- (0) quadrangular ou retangular;
- (1) triangular, mais estreito posteriormente.

O mesonoto é considerado triangular quando a área posterior é mais estreita que a anterior, formando um triângulo quando o escutelo é considerado.

58. Elevações circulares ou gibas no mesoscuto:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

59. Margem lateral do mesoscuto*:

- (0) laminada e elevada para cima;
- (1) plana e curvada para baixo.

Na maioria dos Anthidiini, o mesoscuto é caracterizado pela superfície pontuada, contornado por uma margem não pontuada ou com pontuação mais esparsa e que termina em uma lamela elevada. Em *Anthodioctes*, *Bothranthidium* e

Nananthidium, esta margem termina em uma área plana, reticulada e com a região posterior à tégula direcionada para baixo (1).

60. Sutura escuto-escutelar*:

- (0) linear (fig. 40);
- (1) foveolada (fig. 39).

A sutura escuto-escutelar separa o mesoscuto do escutelo e é considerada foveolada quando seguida por duas fóveas profundas, com superfície não pontuada e situadas na base do escutelo.

61. Pelos plumosos na área anterior da sutura escuto-escutelar*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 40).

As espécies de *Epanthidium* possuem pelos plumosos curtos abundantes em toda a margem posterior do mesoscuto, anterior à sutura escuto-escutelar.

62. Sutura transcutal*:

- (0) sulcada;
- (1) não sulcada, formando uma área elevada.

63. Escutelo*:

- (0) intumescido, não projetado sobre o metanoto (fig. 38);
- (1) com projeções laminadas sobre o metanoto (fig. 39).

Nos grupos que compartilham o estado (1) ocorre variação na extensão das lâminas, que podem estar presentes somente nas laterais ou ao longo de toda a extensão da margem do escutelo.

64. Gibas no escutelo*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

As gibas ou elevações circulares no escutelo também ocorrem em *Rhynostelis*. Neste gênero, o mesoscuto e as axilas também são bigibosos. *Rhynostelis* não foi codificado com o estado (1) por ser dependente do caráter 58.

65. Área anterior do mesepisterno*:

- (0) estreita e pouco definida;
- (1) larga e bem definida.

O estado (1) apresenta-se em todos os Anthidiini, que apresentam a área anterior do mesepisterno larga e separada da área lateral por uma aresta. Nos grupos que apresentam o estado (0) a área anterior é muito estreita, formando uma superfície curva contínua com a superfície lateral.

66. Carena omaular*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 43).

67. Extensão da carena omaular*:

- (?) inaplicável;
- (0) incompleta;
- (1) completa.

Caráter contingente ao estado 65-1. É considerada completa a carena que se estende até a área ventral do mesepisterno, mesmo que não atinja o discrime mesepisternal.

68. Área pósteromediana do mesepisterno*:

- (0) com pontuação uniforme;
- (1) não pontuada (fig. 44).

A lateral do mesepisterno em *Saranthidium* forma uma pequena área angulosa e não pontuada que pode estar relacionada com o encaixe da perna média.

69. Área ventral do mesepisterno*:

- (0) sem pelos formando faixa;
- (1) com densa faixa de pelos plumosos.

O estado (1) está presente em *Dichanthidium*. Esta faixa está situada entre as pernas médias e posteriores e é composta por pelos plumosos decumbentes esbranquiçados.

70. Pelos com ápice curvo na região ventral do mesepisterno:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

Para os táxons codificados com o estado (1), esses pelos também podem estar presentes na região ventral das pernas anteriores.

71. Área lateral do metanoto*:

- (0) sem tomento;
- (1) com área tomentosa.

A área tomentosa encontrada nos *Dianthidium* é uma sinapomorfia apontada por Griswold & Michener (1988) e Tanner *et al.* (2009).

72. Fóveas basais do propódeo*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

73. Distribuição das fóveas basais do propódeo*:

- (0) somente nos flancos;
- (1) em toda a extensão (fig. 45).

74. Espiráculo propodeal*:

- (0) não foveolado;
- (1) com fóvea posterior.

75. Fóvea pós-espíracular do propódeo*:

- (?) inaplicável
- (0) não carenada;
- (1) carenada.

Este caráter é contingente ao estado 74-1.

76. Largura da tégula*:

- (0) estreita, mais longa que larga;
- (1) larga, tão longa quanto larga (fig. 46).

Nas espécies de *Dianthidium* a tégula é larga, com a margem externa voltada para baixo, sendo sua maior largura situada na região posterior do esclerito.

77. Tégula*:

- (0) não projetada;
- (1) projetada na região anterior.

Em *Dichanthidium* a tégula apresenta a área marginal anterior translúcida e expandida ântero-lateralmente.

78. Segunda veia recorrente da asa anterior*:

- (0) basal ou anterior à segunda célula submarginal (fig. 47);
- (1) posterior à segunda célula submarginal (fig. 48).

A segunda veia recorrente da asa anterior em Anthidiini está sempre situada após a segunda célula submarginal.

79. Veia basal da asa anterior*:

- (0) originando-se antes da cu-a;
- (1) com bifurcação coincidindo com a cu-a.

O estado (0) é considerado plesiomórfico, com a veia basal originando-se antes da cu-a, da qual se separa por uma distância pelo menos duas vezes maior que seu diâmetro.

80. Esclerito axilar mediano*:

- (0) retangular;
- (1) semi-circular.

81. Pterostigma*:

- (0) longo, pelo menos duas vezes mais longo que largo;
- (1) curto, menos que duas vezes mais longo que largo.

82. Pterostigma curto*:

- (?) inaplicável;
- (0) com largura igual ou pouco maior que seu comprimento;
- (1) com largura, medido na margem interna, metade do seu comprimento.

Contingente ao estado 80-1. Embora o pterostigma curto seja uma sinapomorfia para Anthidiini, existe variação neste estado dentro da tribo. Alguns gêneros apresentam o pterostigma visivelmente mais curto que dos demais (1).

83. Lobo jugal da asa posterior*:

- (0) longo;
- (1) curto, pouco maior que um terço do lobo anal.

O estado (1) é exclusivo das espécies de *Allanthidium*. Michener (2007) comenta esta diferença encontrada no gênero, embora não estivesse certo de que este fosse um caráter genérico.

84. Tíbias:

- (0) sem cerdas modificadas;
- (1) com cerdas modificadas.

85. Cerdas modificadas das tíbias:

- (?) inaplicável;
- (0) presentes em todas as tíbias;
- (1) somente na tíbia posterior.

Contingente ao estado 84-1. Ocorre somente nas tíbias da fêmea e são cerdas curtas e grossas, semelhantes a espinhos. Em *Nananthidium* ocorre somente na tíbia posterior.

86. Malo e velo do estrigilo*:

- (0) sem pelos (fig. 41);
- (1) contornados por pelos (fig. 42).

Em Anthidiini, o esporão modificado da perna anterior apresenta um conjunto de pelos no ápice distal do malo e velo.

87. Ápice da tíbia média*:

- (0) estreito;
- (1) largo, duas vezes mais largo que a base (fig. 49).

88. Esporão da perna média*:

- (0) longo, com ápice agudo ou espiniforme;
- (1) curto, com ápice arredondado.

89. Número de espinhos apicais da tíbia média*:

- (0) um;
- (1) dois (fig. 51).

Estes espinhos também são encontrados nas pernas anteriores e posteriores, embora sejam mais desenvolvidos na tíbia média.

90. Forma do espinho tibial*:

- (0) espiniforme;
- (1) truncado, em forma de aba (fig. 50).

91. Espinho tibial truncado*:

- (?) inaplicável;
- (0) sem pelos marginais diferenciados (fig. 50);
- (1) formando aba coberta com pelos (fig. 52).

Caráter contingente ao estado 90-1. A grande maioria dos Anthidiini apresenta o espinho tibial espiniforme 90-0, mas em alguns gêneros, como *Trachusa*, *Paranthidium* e *Rapanthidium*, este espinho é modificado em projeções diferenciadas. Em *Trachusa* esta margem não apresenta pelos e se estende horizontalmente na margem da tíbia. *Paranthidium* e *Rapanthidium* diferenciam-se por apresentar esta aba truncada, recoberta por pelos curtos e expandida além da margem apical da tíbia.

92. Trocânter posterior*:

(0) não anguloso;

(1) formando um ângulo protuberante na margem lateral externa.

93. Espinho no trocânter posterior*:

(0) ausente;

(1) presente.

Ocorre uma variação neste espinho, que pode ser fraco e pouco visível, ou bem marcado formando uma pequena lamela. Esta variação não foi codificada, sendo todos considerados como presente. Em alguns gêneros, como em *Michanthidium*, este espinho é contíguo a uma carena que segue por quase todo o trocânter. Em *Larocanthidium* o espinho é laminado, seguido de curta carena. Esta carena não foi codificada por ser variável e presente em outros gêneros.

94. Fêmur posterior*:

(0) sem carena;

(1) com carena.

95. Tíbia posterior:

(0) sem pelos pectinados:

(1) com pelos pectinados.

Os pelos da superfície externa da tíbia posterior de *Bothranthidium* e *Nananthidium* são pectinados e levemente curvados para baixo.

96. Projeção apical na tíbia posterior:

- (0) ausente;
- (1) presente.

97. Área distal externa da tíbia posterior*:

- (0) sem pelos diferenciados;
- (1) com pelos plumosos formando uma área diferenciada.

98. Carena na margem externa da tíbia posterior*:

- (0) ausente;
- (1) presente.

99. Esporão tibial posterior interno*:

- (0) espiniforme;
- (1) em gancho (fig. 53);
- (2) com ápice curvo.

Em *Anthidiellum* e *Loyolanthidium* o ápice do esporão é mais estreito e curvo embora não constitua um gancho como nos gêneros que compartilham o estado (1).

100. Basitarso da perna posterior:

- (0) mais estreito que a tíbia;
- (1) tão largo quanto a tíbia.

O basitarso largo se caracteriza por ser achatado, semelhante às corbículas.

101. Garras tarsais:

- (0) simples;
- (1) fendidas ou com um dente interno.

102. Arólios*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes em ambos os sexos;
- (2) ausente somente na fêmea.

Metassoma

103. Grádulos dos tergos*:

- (0) não evidentes ou fracos;
- (1) fortemente marcados (fig. 54).

Aztecantidium apresenta grádulos bem marcados nos T1–T5 dos machos e T1–T4 das fêmeas.

104. Faixa marginal dos tergos*:

- (0) não diferenciada do restante do tergo;
- (1) diferenciada, sem pontuação formando área lisa (fig. 55).

105. Expansões látero-ventrais nos tergos*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 56).

106. Carena longitudinal nos últimos tergos*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 58).

Esta carena está presente no T5–T6 das fêmeas e T5–T7 dos machos. A carena foi codificada como presente somente nos gêneros em que aparece bem marcada em todos os tergos citados.

107. Projeções laterais espiniformes nos T4–T6*:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

108. Pelos curtos na margem distal do T1:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 59).

109. Carena transversal no T1*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 45).

110. T6:

- (0) sem modificação;
- (1) com ápice bilobado medianamente.

111. Fóvea mediana subapical no T6:

- (0) ausente;
- (1) presente.

112. Pelos da escopa:

- (0) simples;
- (1) capitados;
- (2) plumosos.

113. E1*:

- (0) sem carena;
- (1) com carena longitudinal mediana.

114. Carena do E1*:

- (?) inaplicável
- (0) baixa;
- (1) alta e fortemente lamelada.

Este carácter é contingente ao estado 113-1.

115. Projeção mediana no E1*:

- (0) ausente;
- (1) presente.

Presente em ambos os sexos, embora seja mais desenvolvida no macho.

116. Projeções espiniformes no E6:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 60).

As fêmeas de *Carloticola* e *Epanthidium* caracterizam-se pela presença de uma ou mais projeções no E6. O número destas projeções é variável, podendo ser de uma a três.

117. Antecosta do E6:

- (0) reta ou levemente encurvada (fig. 61);
- (1) fortemente encurvada (fig. 62).

Nos táxons onde a antecosta é fortemente encurvada, ocorre uma expansão pouco esclerotizada da área lateral do esterno.

118. Forma do hemitergito 7:

- (0) arredondado (fig. 64);
- (1) alargado (fig. 63).

É considerado alargado o hemitergito que apresenta a sua largura duas vezes maior que seu comprimento.

119. Hemitergito 7 alargado:

- (?) inaplicável;
- (0) oval ou quadrangular;
- (1) triangular (fig. 65).

Este caráter é contingente ao estado 118-1.

120. Processo lateral do hemitergito 7:

- (0) contínuo com a margem apodemal;
- (1) não contínuo com a margem apodemal.

121. Hemitergitos 7–8:

- (0) sem reticulação ou com fraca reticulação;
- (1) fortemente reticulado (fig. 66).

Trachusa (*Trachusomimus*) e *T. (Ulanthidium)* apresentam, além da forte reticulação nos hemitergitos, a presença de cerdas curtas e grossas. Esta condição não foi codificada como um novo caráter por talvez não ser independente do caráter 121.

122. Primeiro valvífero:

- (0) retangular;
- (1) em forma de U (fig. 66).

CARACTERES DOS MACHOS**Cabeça****123. Flagelômeros:**

- (0) retos;
- (1) crenulados.

124. Comprimento dos flagelômeros:

- (0) curtos, com comprimento igual ou menor que seu diâmetro;
- (1) longos, com comprimento maior que seu diâmetro.

125. Primeiro flagelômero:

- (0) longo, duas vezes mais longo que o segundo;
- (1) curto, igual ou menor que o segundo.

126. Número de dentes da mandíbula:

- (0) dois;
- (1) três.

A mandíbula de *Tylanthidium* possui um dente ou ângulo apical separado do dente basal por margem côncava lisa.

127. Distância entre os dentes da mandíbula:

- (0) equidistantes;
- (1) dente basal separado dos demais por ampla concavidade (fig. 67).

128. Fimbria pré-marginal externa da mandíbula:

- (0) ausente ou constituída por pelos curtos;
- (1) com pilosidade longa e abundante, cobrindo parte da margem distal da mandíbula.

Mesosoma**129. Pelos longos na região interna do fêmur médio:**

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 68).

130. Face externa do fêmur médio:

- (0) sem pelos diferenciados;
- (1) com área circular tomentosa.

131. Coxa posterior:

- (0) sem modificação;
- (1) com carena côncava na face interna.

132. Cerdas curtas e grossas na coxa posterior:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 69).

133. Disposição das cerdas na coxa posterior:

- (?) inaplicável
- (0) sem formar área definida;
- (1) dispostas em área circular.

Este caráter é contingente ao estado 132-1.

134. Expansão espiniforme na coxa posterior*:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 70).

O espinho presente na coxa posterior também ocorre nas fêmeas, embora seja bastante reduzido.

135. Comprimento dos tarsômeros posteriores:

- (0) curtos;
- (1) longos (fig. 71).

O estado (1) está presente em *Hypanthidioides* e *Moureanthidium*. O tarsômero foi considerado longo somente quando a soma do comprimento dos dois primeiros tarsômeros é igual ou maior que o comprimento da tibia.

136. Forma do tarsômero posterior:

- (0) cilíndrico;
- (1) cordiforme.

Metassoma**137. Tergos 4–6:**

- (0) sem expansões;
- (1) com expansões transversais projetadas para dentro do integumento.

138. Projeção ou expansão mediana no T6:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 72).

A forma da expansão é variável, sendo que em alguns táxons é uma lamela perpendicular ao tergo, sinuosa ou não, e em outros gêneros não forma um ângulo perpendicular. Esta variação não foi codificada por ser variável entre as espécies de um mesmo gênero.

139. Projeções espiniformes dorso-laterais no T6:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 73).

140. Número de projeções espiniformes no T6:

- (?) inaplicável;
- (0) uma em cada lado;
- (1) duas em cada lado.

Este caráter é contingente ao estado 139-1.

141. Esternos 2–6:

- (0) largos;
- (1) estreitos (fig. 75).

142. Pilosidade abundante e densa nos E2–E5:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 74).

A pilosidade abundante, representada pelo estado (1), é fina, esbranquiçada e curta nos machos de *Anthodioctes* e *Nananthidium*.

143. Carena lateral longitudinal no E1:

- (0) ausente;
- (1) presente.

144. E2:

- (0) curto, igual ou menor que o E3;
- (1) longo, uma vez e meia mais longo que o E3.

145. Área côncava mediana no E2:

- (0) ausente;
- (1) presente.

146. Projeção longitudinal mediana no E2:

- (0) ausente;
- (1) presente.

147. Expansões laterais laminares no E2:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

148. Região mediana dos E3–E4:

- (0) com pontuação homogênea e sem carena;
- (1) não pontuada e com carena longitudinal mediana (fig. 76).

149. E3:

- (0) fortemente esclerotizado;
- (1) fracamente esclerotizado (figs. 77 e 78).

150. Projeção mediana no E3:

- (0) ausente;
- (1) presente.

O E3 de *Moureaanthidium* apresenta uma pequena projeção bilobada mediana.

151. Pente de cerdas na margem do E3:

- (0) ausente;
- (1) presente.

152. Pelos longos e curvos nas laterais do E3:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

153. E4–E5:

- (0) visíveis;
- (1) não visíveis.

Considerados como não visíveis os esternos que estão encobertos pelos esternos anteriores. Em *Dicranthidium*, os esternos também não são visíveis, mas não estão aparentes devido à sobreposição dos dois últimos tergos sobre os esternos.

154. Expansões laterais laminares em E4–E5:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

155. Projeções transversais medianas no E4:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

156. E4:

- (0) sem pilosidade abundante;
- (1) pelos curtos em todo o esterno.

Toda a superfície do E4 é recoberta por tomento, exceto nas regiões laterais, onde os pelos são mais longos e curvados em direção ao meio.

157. Cerdas grossas no E4:

- (0) ausentes;
- (1) presentes.

158. Forma e posição das cerdas no E4:

- (?) inaplicável
- (0) cerdas grossas no ápice do esterno;
- (1) cerdas grossas na região mediana do esterno;
- (2) cerdas espatuladas no ápice do esterno;
- (3) cerdas espatuladas formando uma área circular no ápice do esterno;
- (4) cerdas grossas formando dois pequenos tufo (fig. 79).

Este caráter é contingente ao estado 157-1.

159. Dobra tegumentar mediana no E5:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 80).

160. Projeções espiniformes laterais no E5:

- (0) ausentes;
- (1) presentes;

161. Faixa marginal expandida no E5:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 81).

162. Cerdas grossas no ápice do E5:

- (0) ausentes;
- (1) presentes (fig. 82).

163. Porções laterais do E5:

- (0) sem pente de cerdas;
- (1) com um pente de cerdas de cada lado.

164. Dobra tegumentar transversal no E6:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 83).

O E6 é marcado por uma fina dobra do integumento posterior ao grádulo.

165. Ápice do E6:

- (0) angulado ou reto (fig. 84);
- (1) truncado (fig. 90).

166. E6:

- (0) não bilobado;
- (1) bilobado (fig. 85).

O E6 de *Hypanthidioides* é mais estreito que o E5, com a região mediana pouco esclerotizada e as laterais expandidas em lobos.

167. Comprimento do E6:

- (0) curto, pelo menos uma vez e meia mais largo que longo (fig. 87);
- (1) longo, tão largo quanto longo (fig. 89).

168. Direção dos pelos no E6:

- (0) paralelos ao eixo longitudinal do corpo;
- (1) oblíquos, com o ápice voltado para o meio (fig. 86).

169. E7:

- (0) totalmente esclerotizado (fig. 88);
- (1) medianamente membranoso, formando dois hemiesternitos (figs. 91 e 92).

170. Forma do E8:

- (0) alongado (fig. 93);
- (1) em forma de cálice (figs. 94 – 96).

171. E8 em forma de cálice:

- (?) inaplicável;
- (0) sem projeção, reto ou côncavo (figs. 94 – 96);
- (1) com projeção apical mediana curta ou longa.

Este caráter é contingente ao estado 170-1. Os táxons que apresentam E8 alongado também apresentam projeção apical, podendo ser curta ou longa e muitas vezes bífida, mas não foram considerados por serem morfologicamente distintos e muito mais largos que os apresentados pelos esternos em forma de cálice.

172. Forma do espículo do E8:

- (0) não achatado ou apenas levemente achatado;
- (1) fortemente achatado, em forma de gota, quando visto em perfil.

173. Espículo:

- (0) longo (fig. 95);
- (1) curto, fortemente reduzido (fig. 96).

174. Gonobase:

- (0) presente, formando um anel completo (figs. 100, 108, 109, 119, 134, 135, 137 – 140);
- (1) ausente (figs. 101, 104, 112, 120).

A gonobase foi considerada ausente quando não estava evidente como um esclerito ou pelo menos quando estava incompleta dorsalmente.

175. Forma dos gonocoxitos:

- (0) planos ou levemente convexos;
- (1) convexos (figs. 105, 116, 117).

Quando em perfil, os gonocoxitos são fortemente projetados, formando escleritos fortemente convexos.

176. Comprimento do gonocoxito:

- (0) longo, mais longo que largo;
- (1) curto, mais largo que longo (fig. 107).

177. Projeção espiniforme ligando os gonocoxitos:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig. 125).

178. Área de união dos gonocoxitos:

- (0) esclerotizada;
- (1) membranosa (fig. 136).

179. União dos gonocoxitos:

- (?) inaplicável
- (0) não projetada ou pouco projetada;

(1) projetada em forma de “V” (fig. 122).

Este caráter é contingente ao estado 170-0.

180. Área ventral do gonocoxito:

- (0) formando uma placa larga, bem desenvolvida;
- (1) com pequeno esclerito posicionado lateralmente.

Os táxons que compartilham o estado (0) apresentam uma placa larga ou um esclerito bem desenvolvido, sempre posicionado acima do gonocoxito.

181. Gonóstilo:

- (0) sem formar ângulo (figs. 121, 123, 131);
- (1) com ângulo na margem externa (figs. 101, 107, 113, 124, 127, 128, 129).

Os gonóstilos formam um ângulo ou uma dobra no integumento deixando o seu ápice convergente em direção às valvas do pênis.

182. Ápice do gonóstilo:

- (0) estreito ou pouco alargado, espatulados ou não;
- (1) largo e espatulado (figs. 133, 135).

O estado (1) é caracterizado por gonóstilos fortemente alargados no ápice e com recorte circular na margem externa superior.

183. Gonapófise (valva) do pênis:

- (0) curta, ou pouco maior que o gonóstilo;
- (1) muito longa, duas vezes o comprimento do gonóstilo (fig. 136).

Este prolongamento das valvas do pênis é uma modificação que só ocorre em *Sarantidium*, em que as mesmas, geralmente ultrapassam o E6 deixando seu ápice aparente.

184. Ápice das gonapófises do pênis:

- (0) plano;
- (1) curvo.

Quando em perfil, o ápice das gonapófises codificado no estado (1) forma um espinho com o ápice voltado para a região ventral.

185. Gonóstilo e gonapófise do pênis:

- (0) de comprimento semelhante (figs. 97, 105, 106, 114, 115);
- (1) gonóstilo mais longo que a gonapófise (figs. 130, 134);
- (2) gonapófise mais longa que o gonóstilo (figs. 98, 104, 122, 132).

186. Pilosidade do gonóstilo e gonapófise:

- (0) longa e bem desenvolvida (figs. 99, 103);
- (1) ausente ou constituída por pelos finos, curtos e pouco evidentes (figs. 102, 120).

187. Comprimento do apódema da gonapófise do pênis:

- (0) curto, sobrepassando levemente a gonobase (fig. 100);
- (1) longo, sobrepassando a gonobase (figs. 110 e 111).

Os apódemas das espécies de *Anthidium* (exceto *Anthidium latum*) são curtos e com o ápice convergente.

188. Apódemas das gonapófise do pênis:

- (0) sem dobra;
- (1) com dobra tegumentar.

Os apódemas das valvas do pênis apresentam uma elevação dorsal, careniforme (1). Quando em perfil, observa-se que esta elevação é uma dobra do integumento, que deixa o apódema com um aspecto retorcido.

189. Ápice do apódema da gonapófise do pênis:

- (0) achatado lateralmente;
- (1) achatado dorso-ventralmente.

190. Forma do ápice do apódema da gonapófise:

- (?) inaplicável;
- (0) em gota;
- (1) em L invertido;
- (2) em gancho.

Este caráter é contingente ao estado 189-1.

191. Placa esclerotizada ligando os apódemas das gonapófises do pênis:

- (0) ausente (fig. 126);
- (1) presente (fig. 125).

Nas espécies neotropicais de *Loyolanthidium*, uma placa fortemente esclerotizada une a porção distal dos apódemas das valvas do pênis. Como nestas espécies o gonocoxito é reduzido, esta placa pode ser um reforço para suprir a redução do gonocoxito.

192. Pênis com estrutura semicircular:

- (0) ausente;
- (1) presente (figs. 122 e 141).

193. Placa mediana esclerotizada no pênis:

- (0) ausente;
- (1) presente (fig 115, 118).

Duckeanthidium e *Grafanthidium* possuem uma longa estrutura mediana esclerotizada e segmentada no pênis.

194. Pênis:

- (0) sem pilosidade;
- (1) com pelos abundantes (fig. 130).

O pênis de *Moureanthidium* forma uma aba fortemente bilobada e recoberta por pelos, além de apresentar uma projeção mediana esclerotizada em forma de espinho.

195. Ápice do pênis:

(0) sem formar bulbo esclerotizado;

(1) com bulbo eversível fortemente esclerotizado e com fina pilosidade (fig. 98).

Tabela IV. Matriz dos estados dos caracteres.

	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3	3	3	3	3	3	3	3	3	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	5									
<i>Tc. aterrimus</i>	0	0	?	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	?	0						
<i>Tr. thygaterella</i>	0	0	?	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	?	0					
<i>Hp. albifrons</i>	0	0	?	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	?	0					
<i>Hr. cressoni</i>	1	0	?	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	1	0	0						
<i>Al. rodolphi</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0						
<i>An. dilmae</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0					
<i>An. inerme</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0				
<i>Aa. subpetiolatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0
<i>At. latum</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	0	?	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0					
<i>At. manicatum</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	0	?	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0					
<i>At. mormonum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	0	?	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0						
<i>At. sertanicola</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	0	?	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0						
<i>Am. currani</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1				
<i>Am. zanolae</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1			
<i>Au. catamarcensis</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0			
<i>Au. iheringi</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0			
<i>Az. tenochtitlanicum</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0			
<i>Az. xochipillium</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0		
<i>Bt. lauroi</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0		
<i>Ac. lunatus</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0		
<i>Ac. megachiloides</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0		
<i>Cr. bidentatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0		
<i>Cr. nigritum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	
<i>Ct. argentinum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1		
<i>Ct. gracile</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	
<i>Di. exile</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	
<i>Dc. arenarium</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	
<i>Dc. gregarium</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1

Tabela IV. Continuação.

	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	5																
<i>Dc. soniae</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1													
<i>Gr. amazonense</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0											
<i>Hd. flavofasciata</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1													
<i>Mc. sakagamii</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1												
<i>Mr. paranaense</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1											
<i>Mr. subarenarium</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1											
<i>Ly. apicale</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	1	0	?	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0										
<i>Ly. azteca</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	1	0	?	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0											
<i>Ly. ehrhorni</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	1	0	?	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0											
<i>Ca. paraguayensis</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	2	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0											
<i>Ep. bicoloratum</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	2	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0											
<i>Ep. tigrinum</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	2	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0										
<i>Ep. tuberculatum</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	2	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0									
<i>Ho. bilineolata</i>	1	1	1	0	?	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0									
<i>Ho. bivittata</i>	1	1	1	0	?	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0								
<i>Hy. beniense</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0								
<i>Hy. divaricatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0								
<i>Hy. foveolatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0								
<i>La. emarginatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1								
<i>La. maculosum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1							
<i>Sa. flavopictum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0							
<i>Sa. musciforme</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0						
<i>Na. bettyae</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0						
<i>Na. willineri</i>	1	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0					
<i>No. steloides</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	1	0	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0					
<i>Ty. tuberigaster</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0				
<i>Dr. chamela</i>	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0					
<i>Me. macrurum</i>	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0

Tabela IV. Continuação.

	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3	3	3	3	3	3	3	3	3	4	4	4	4	4	4	4	4	4	5										
<i>Do. costalis</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0								
<i>Do. costaricensis</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0							
<i>Pa. flavolineatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0						
<i>Pa. gabbii</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0					
<i>Ra. vespoides</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0							
<i>Ra. sp. nov.</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0						
<i>He. bequaerti</i>	0	1	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0				
<i>He. larreae</i>	0	1	1	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0		
<i>Ul. mitchelli</i>	0	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0					
<i>Tr. perdita</i>	0	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0				
<i>St. lateralis</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0				
<i>Cp. capicola</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	?	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0						
<i>Im. repetitum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	0	?	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0					
<i>Ae. strigatum</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	?	0	0	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	-	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0				
<i>Dk. atropos</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	-	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0		
<i>Kt. zanolae</i>	1	1	1	1	0	0	0	0	0	-	-	1	1	0	0	0	0	1	0	-	0	1	0	-	1	-	-	-	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	0	0	0	1	0	0			
<i>Mk. nigripes</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1			
<i>Mk. ornatum</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1			
<i>Mc. sp.nov.</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	
<i>Mk. sp. nov.1</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	-	-	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	-	0	-	1	-	0	-	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	0	0	-	0	1	0	1	
<i>Mk. sp. nov.2</i>	1	1	1	0	?	0	0	0	0	-	-	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	-	0	-	1	-	0	-	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	0	0	-	0	1	0	1
<i>Ad. texanum</i>	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0
<i>Di. ulkei</i>	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	0	1	1	0	
<i>Rh. multiplicata</i>	1	1	1	0	?	0	0	1	0	0	1	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	-	0	-	1	0	0	0	1	0	0	0	0	-	-	0	0	-	0	0	-	0	0	1	0	0			

RESULTADOS

A análise com pesos iguais resultou em duas árvores igualmente parcimoniosas (L: 382, Ci: 52 e Ri: 85). O consenso estrito destas árvores, apresentado com otimização não-ambígua e suporte de Bremer, estão representados na Fig. 2. A análise utilizando pesagem implícita também resultou em duas árvores com a mesma topologia apresentada com análise de pesos iguais.

A topologia encontrada apresenta Anthidiini como um táxon monofilético, suportado por sete sinapomorfias. Os cladogramas também demonstram a monofilia de um grande grupo contendo a maior parte da fauna neotropical. Contrariamente aos trabalhos taxonômicos que discutem as relações entre Anthidiini (Michener, 1948; Griswold & Michener, 1988; Thorp & Brooks, 1994), *Trachusa* não aparece como grupo-irmão dos demais Anthidiini. As relações apontam *Afranthidium* (*Capanthidium*) + *Afranthidium* (*Immanthidium*) + *Anthidium* como grupo-irmão dos demais Anthidiini. Essa forte relação entre *Anthidium* e *Afranthidium* já havia sido apontada por Gonzalez (2008).

Os gêneros cleptoparasitas neotropicais formam um grupo monofilético, grupo irmão de *Dichanthidium* + *Larocanthidium* + *Michanthidium* + *Anthidulum* + *Ctenanthidium* + *Moureanthidium* + *Hypanthidioides* + *Dicranthidium* + *Mielkeanthidium*.

Ketianthidium e *Aztecantidium* aparecem como grupos irmãos, constituindo o clado irmão de *Carloticola* + *Epanthidium*. O clado composto por *Anthodioctes*, *Bothranthidium* e *Nananthidium* destaca-se pelo grande número de sinapomorfias que os diferencia dos demais Anthidiini, com *Bothranthidium* e *Nananthidium* suportados como grupos-irmãos.

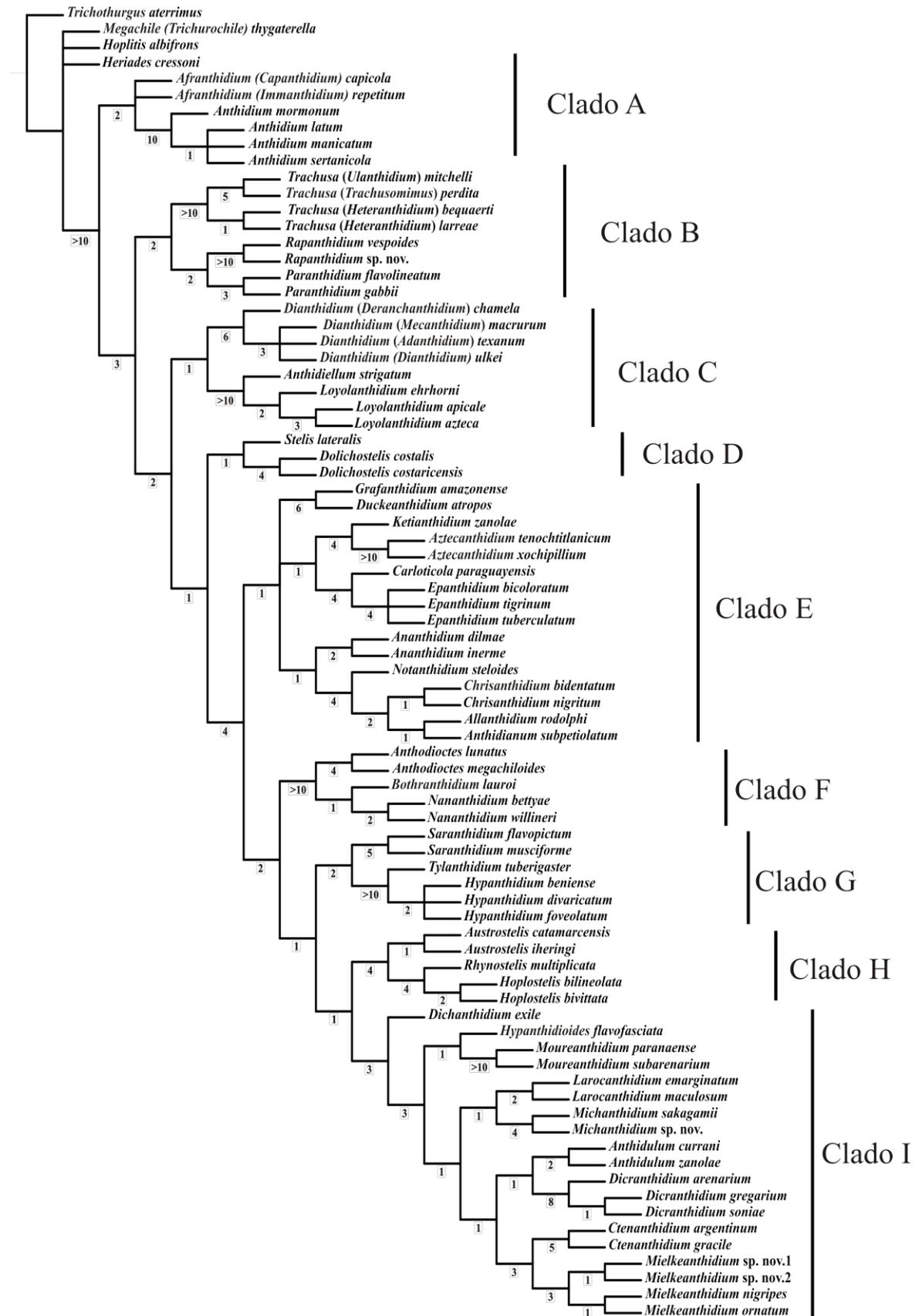


Figura 2. Consenso estrito das duas árvores obtidas com pesagem igual dos caracteres e otimização não ambígua. Valores abaixo dos ramos indicam o suporte de Bremer. (382 passos; Ci: 52; Ri: 85).

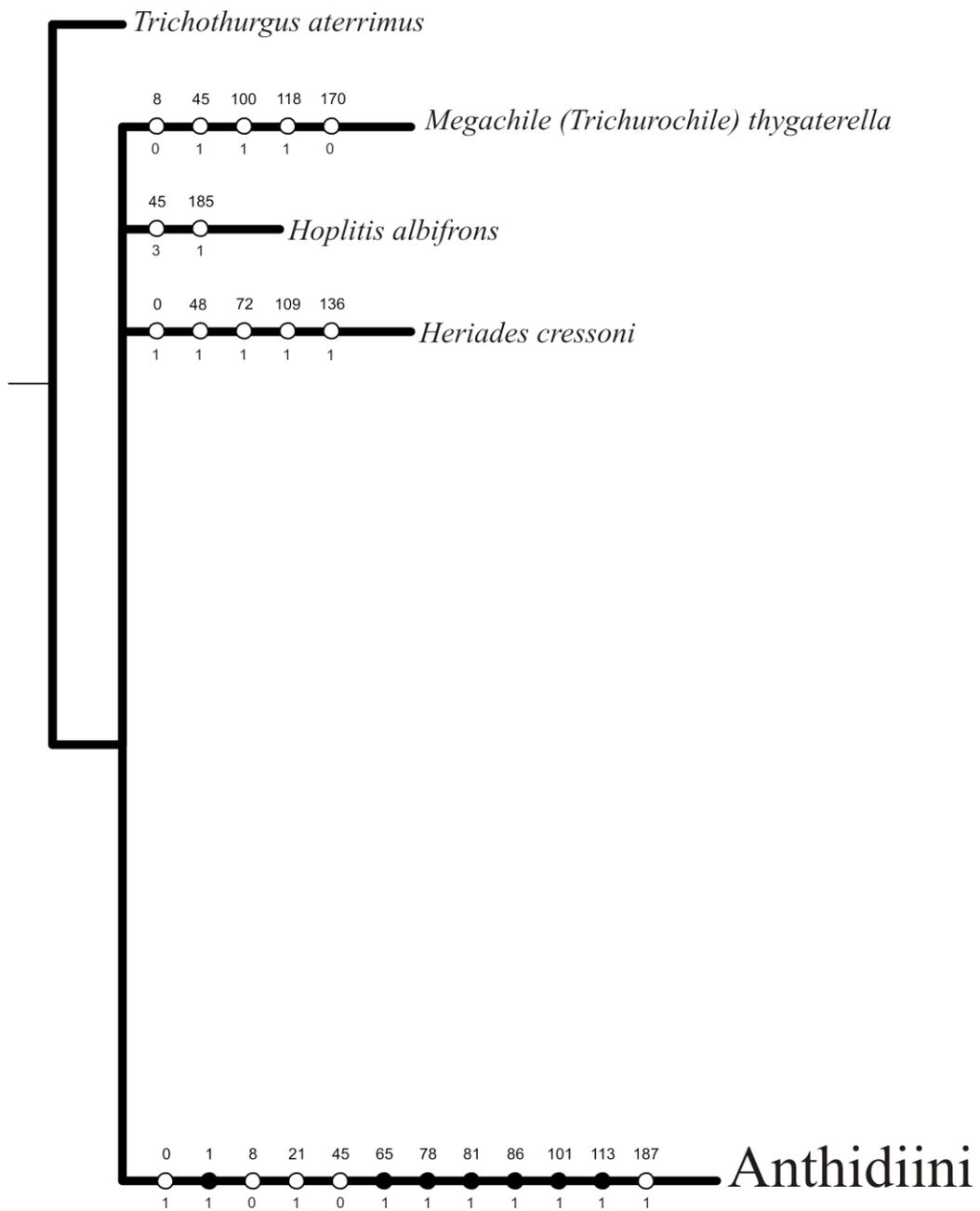


Figura 3. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua.

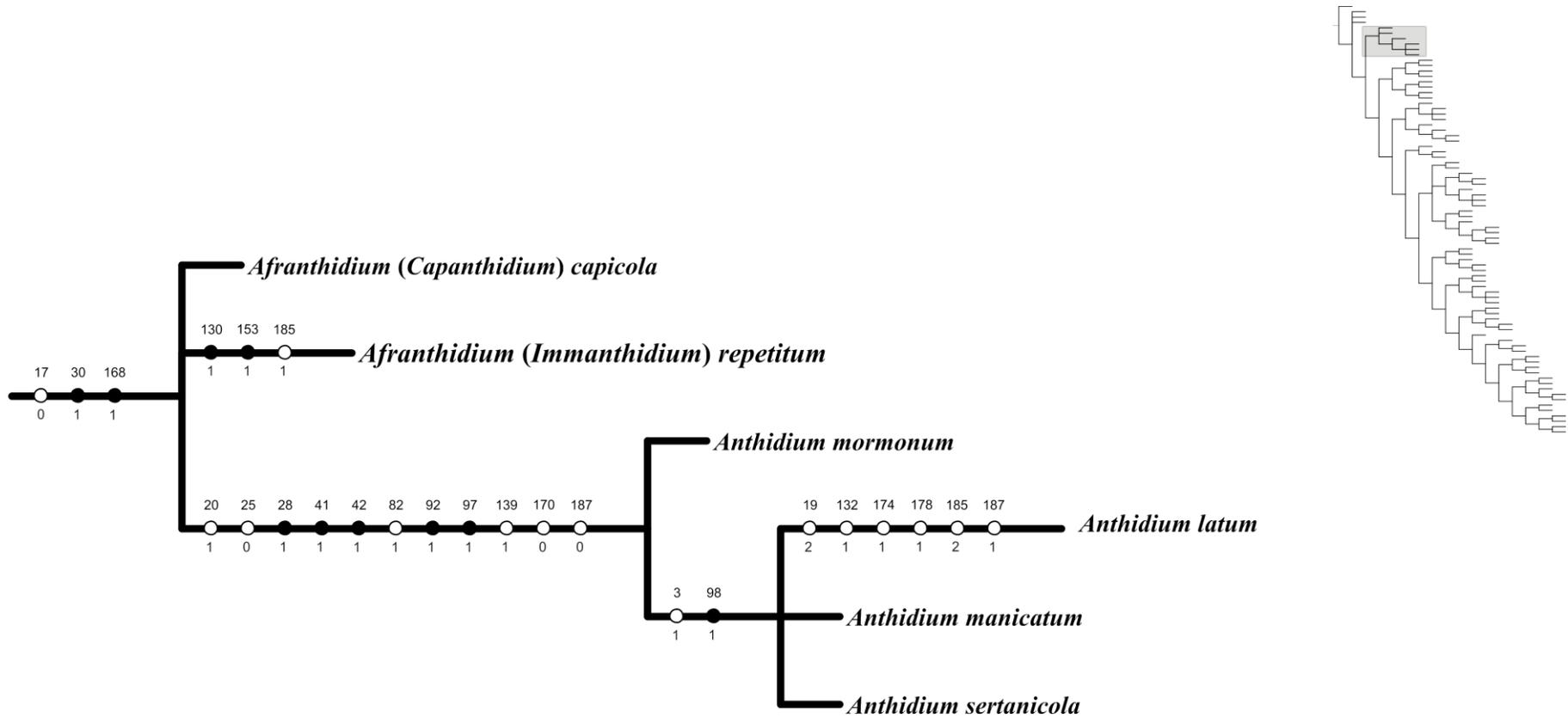


Figura 4. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado A.

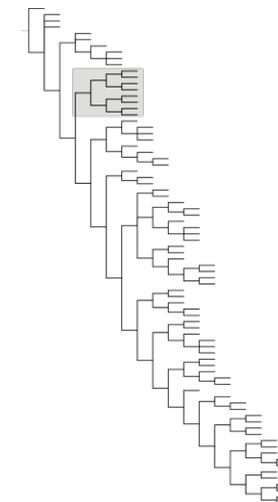
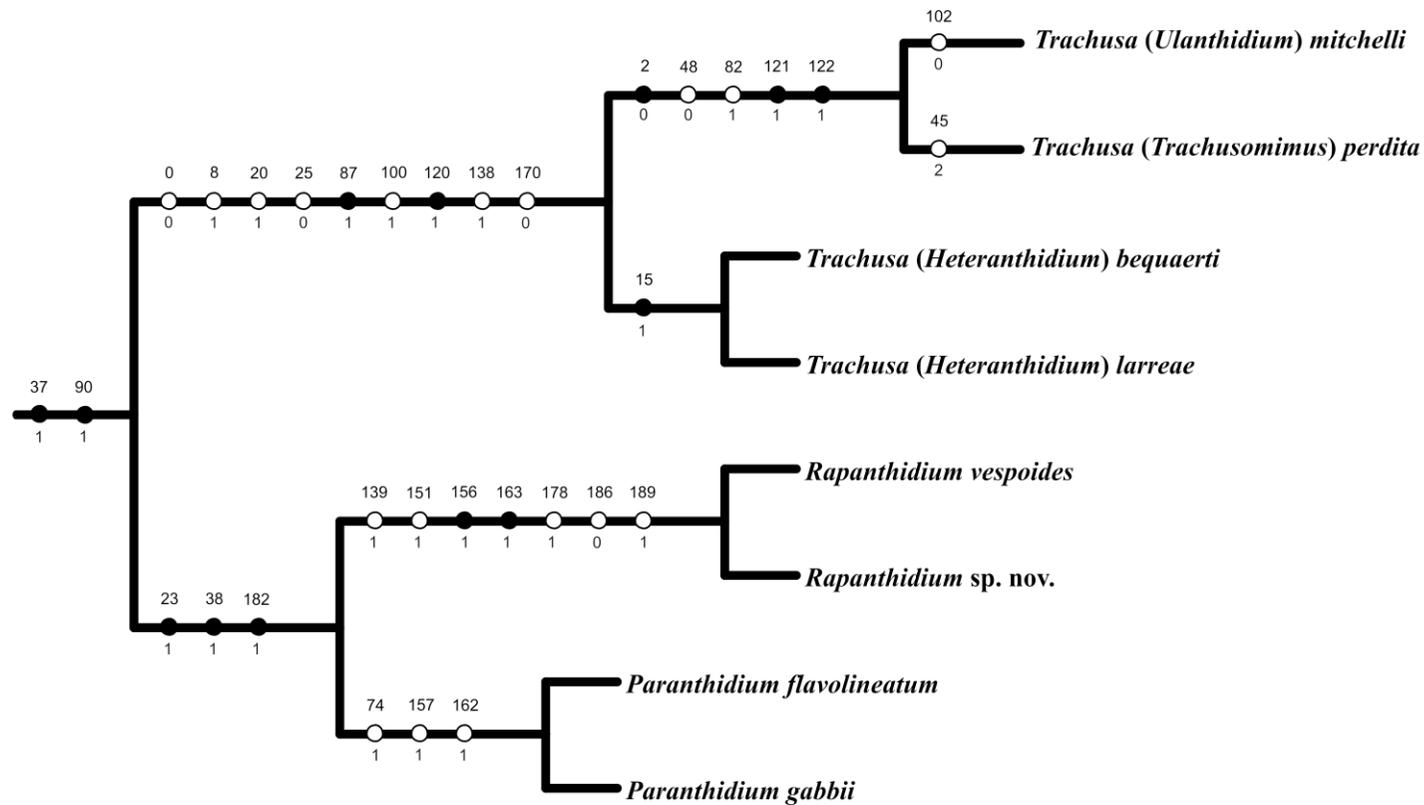


Figura 5. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado B.

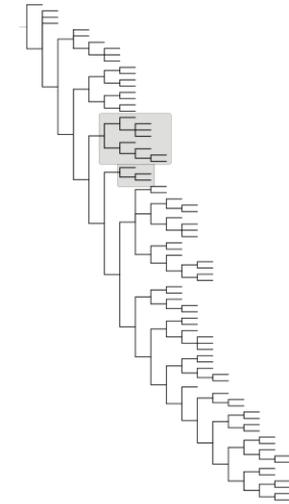
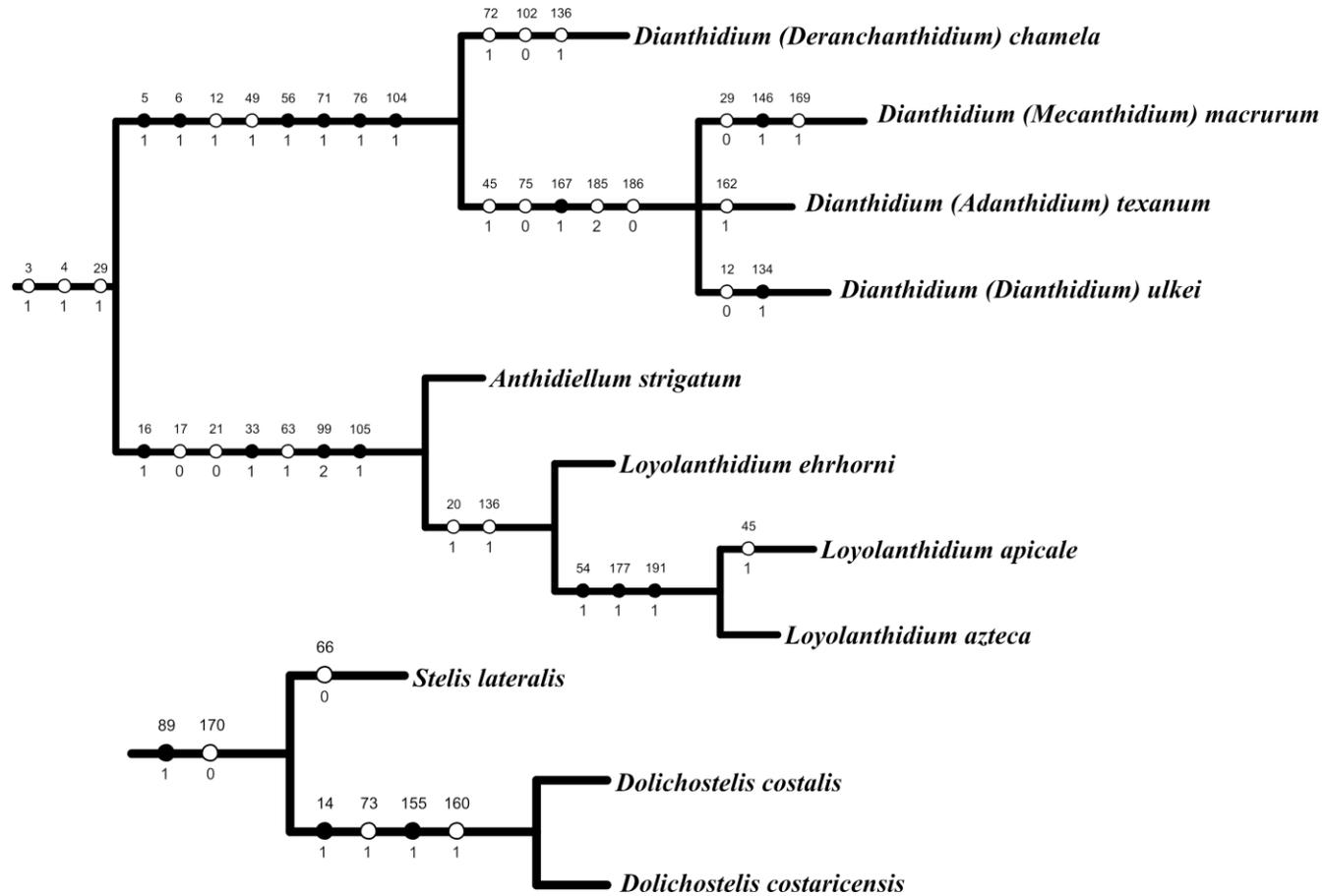


Figura 6. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado C e clado D.

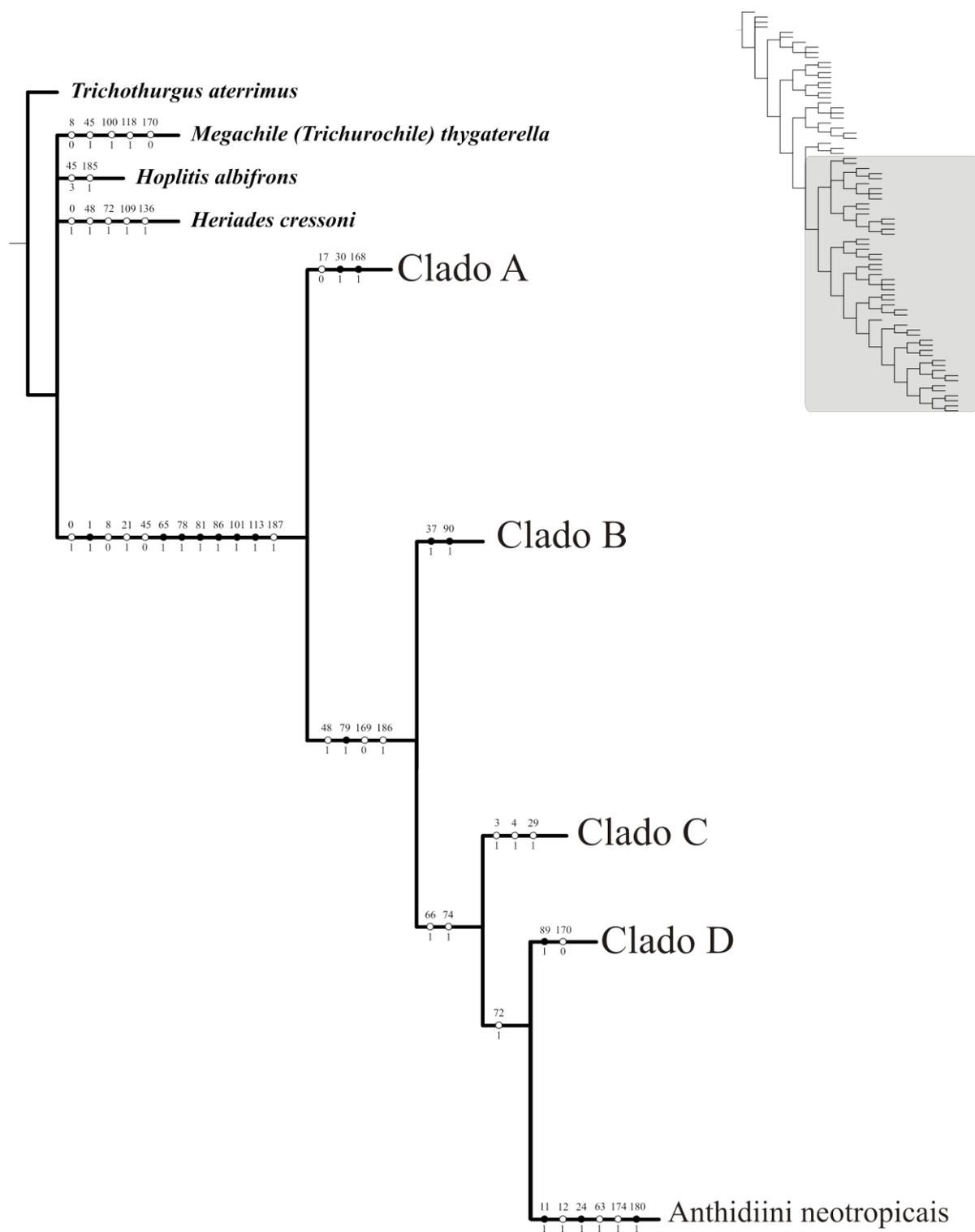


Figura 7. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando a monofilia dos Anthidiini neotropicais.

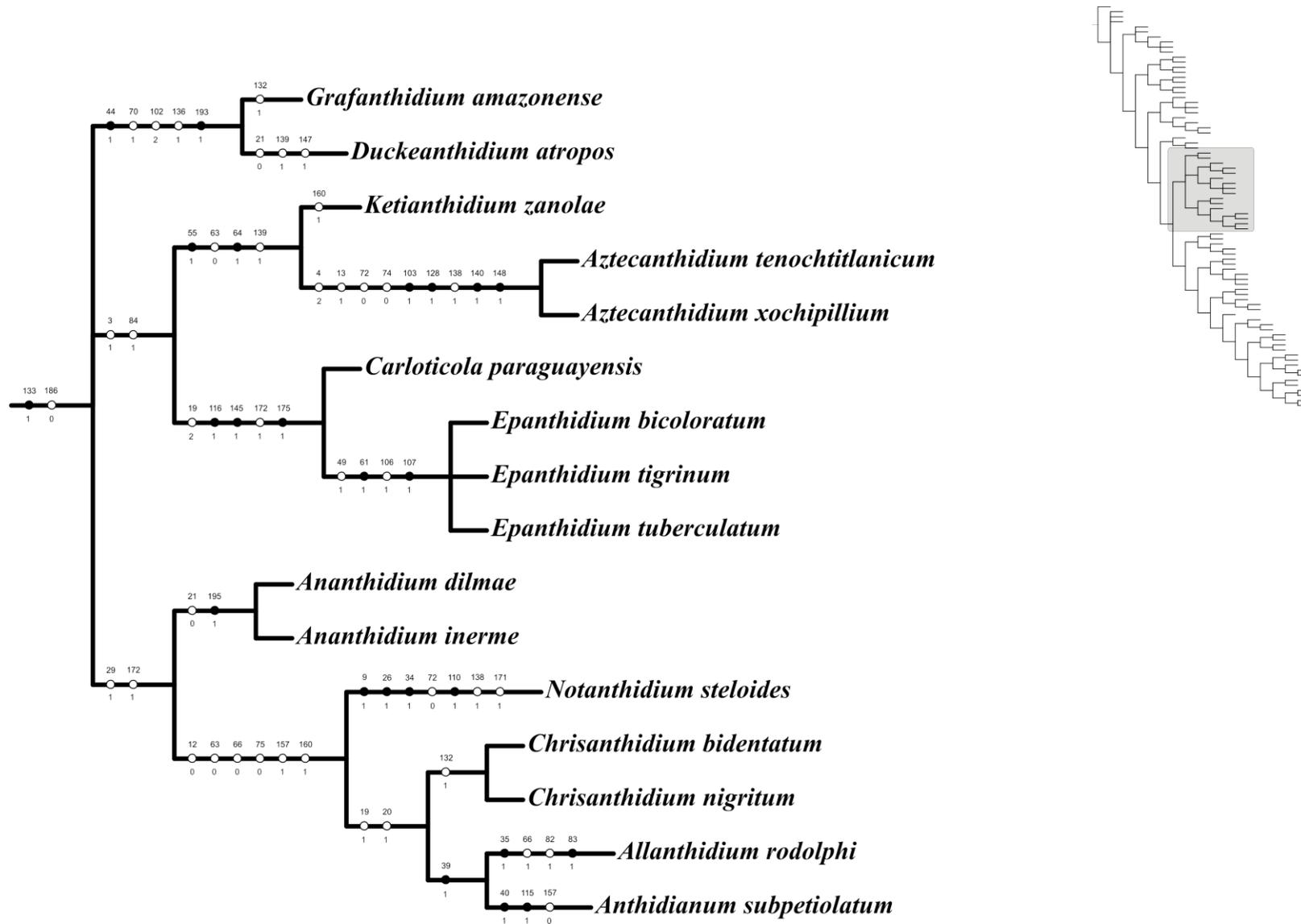


Figura 8. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado E.

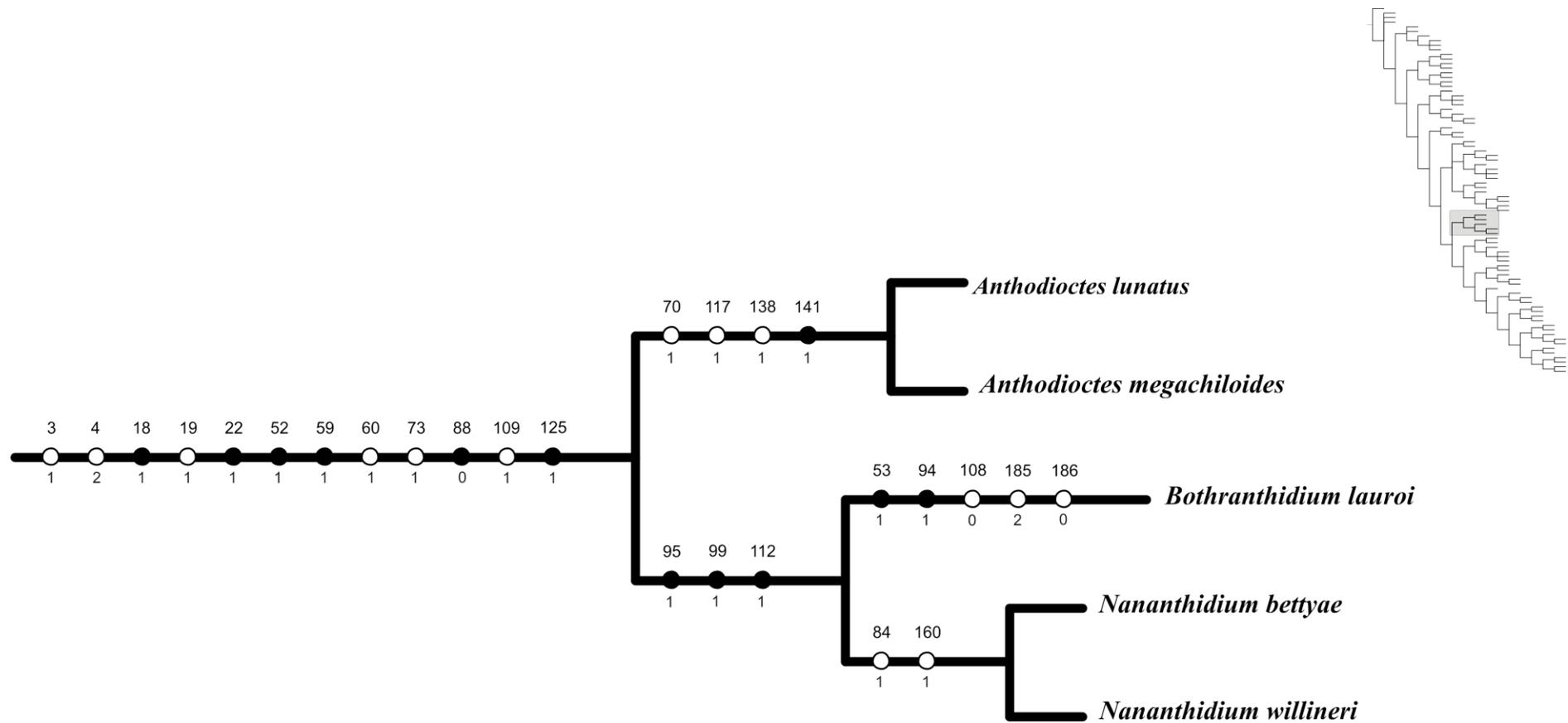


Figura 9. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado F.

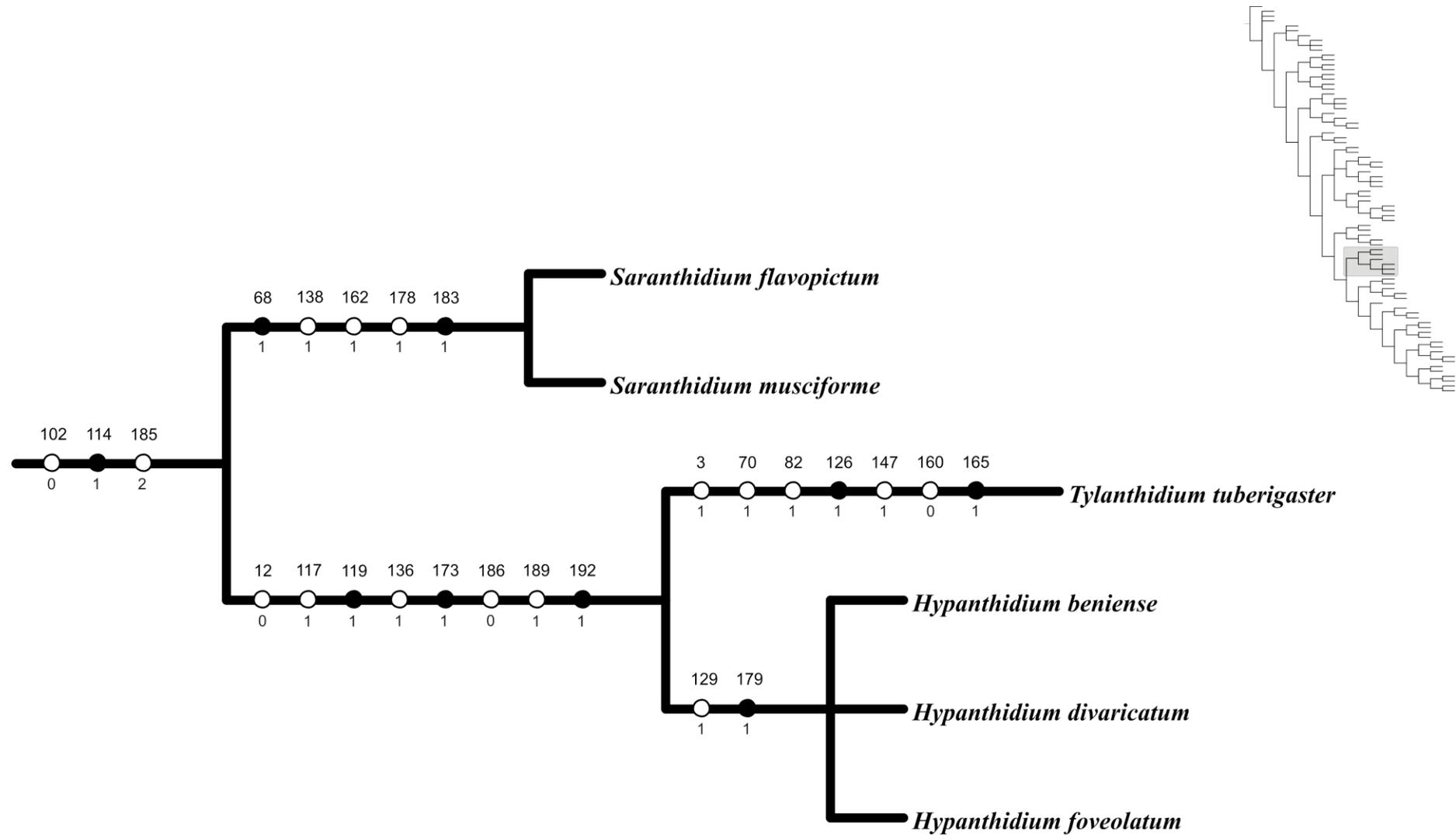


Figura 10. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado G.

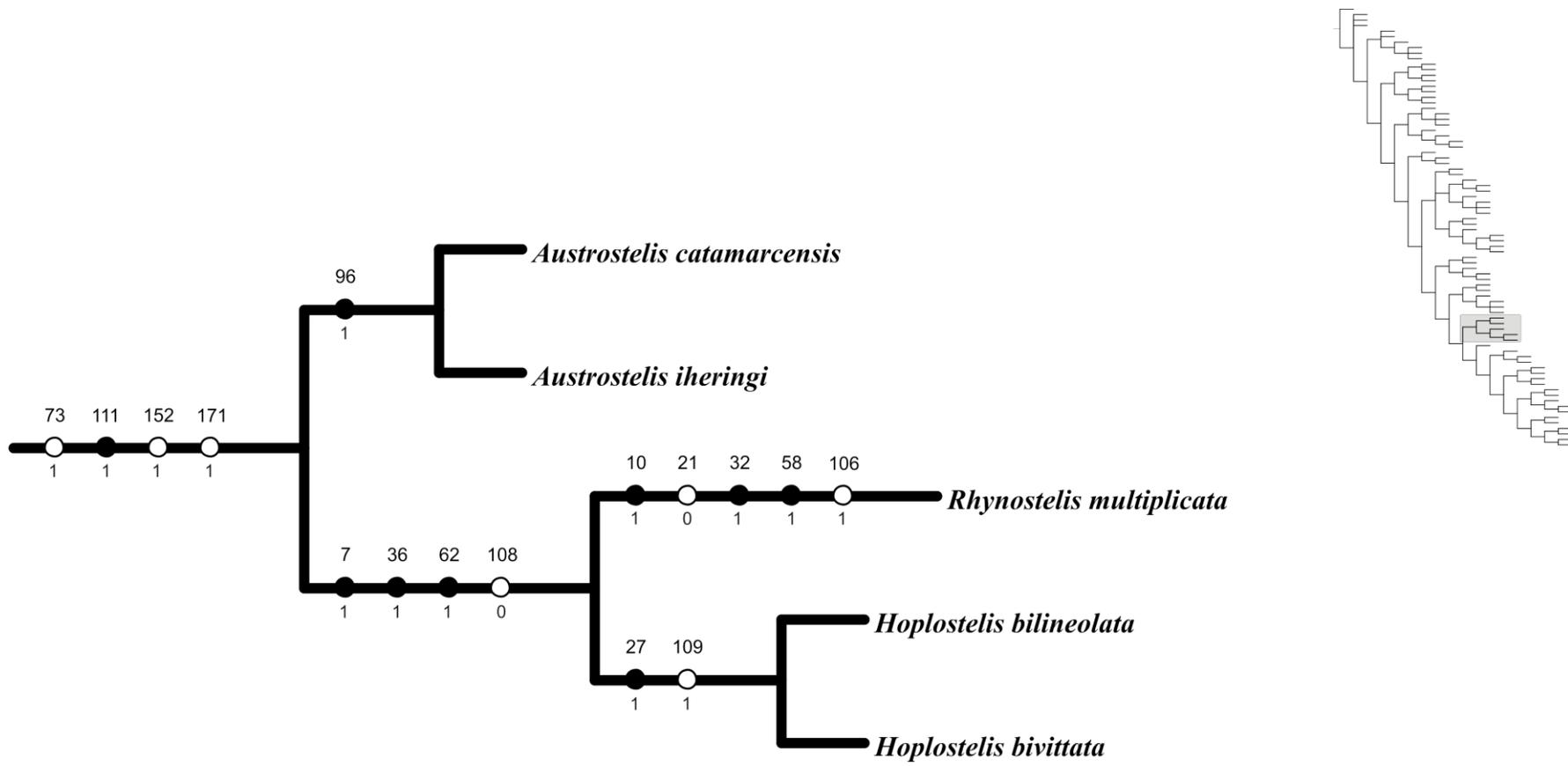


Figura 11. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado H.

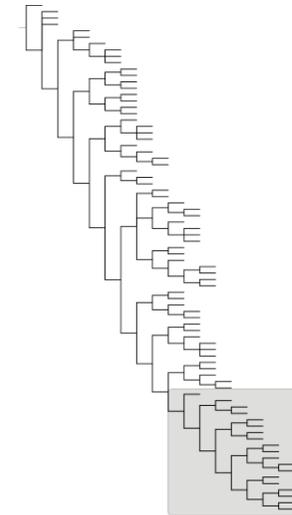
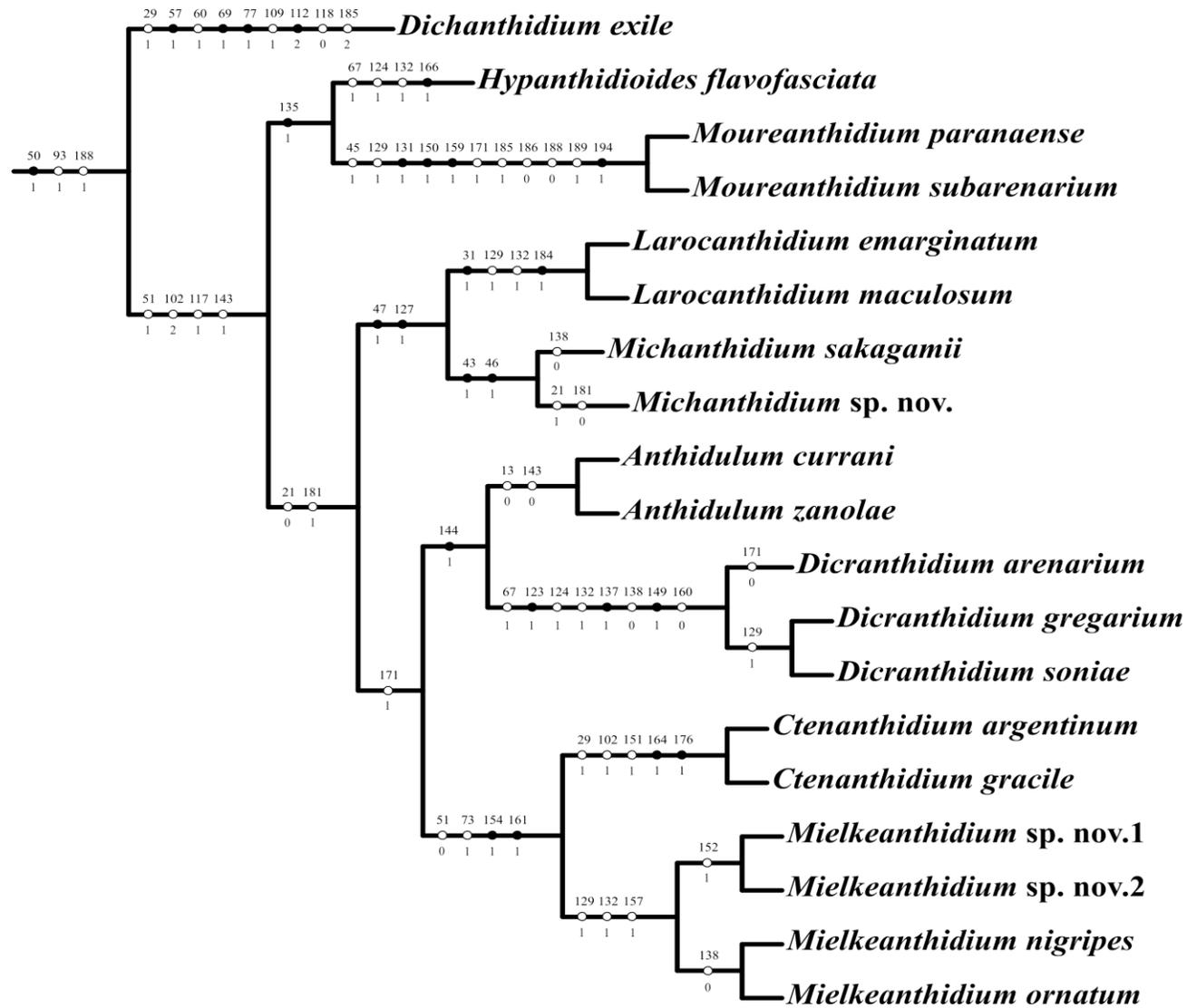


Figura 12. Parte do cladograma de consenso das duas árvores obtidas com pesagem igual de 196 caracteres e otimização não ambígua demonstrando as relações entre os táxons do clado I.

DISCUSSÃO

Grupos externos e relação entre os grandes clados (Fig. 3)

Nas hipóteses aqui apresentadas, a tribo Osmiini não aparece como monofilética, como também apontado por Gonzalez (2008). Michener (2007) aventa a hipótese de Osmiini não constituir um grupo natural, embora Praz *et al.* (2008), no estudo da filogenia da tribo (baseada em dados moleculares), afirmem que Osmiini é uma tribo monofilética, exceto pelo posicionamento de quatro gêneros: *Noteriades*, *Afroheriades*, *Pseudoheriades* e *Ocheriades*.

Os resultados apresentados por Gonzalez (2008) apontam Megachilini como grupo irmão de Osmiini, sustentado por cinco homoplasias e uma sinapomorfia. Esta relação demonstrada por Gonzalez (2008) possui baixo suporte e baixa estabilidade, já que em análises onde o autor desativa alguns caracteres, este clado é desfeito, resultando na politomia de Anthidiini, Megachilini e Osmiini.

As relações entre os grandes grupos da subfamília ainda são incertas e estudos mais detalhados, que incluam uma maior representatividade das tribos e dados moleculares, são necessários para tentar estabelecer hipóteses mais consistentes. Outro grande problema está na posição de Dioxyini. Nas análises de Roig-Alsina & Michener (1993) a tribo não foi incluída e nos estudos de Gonzalez (2008) Dioxyini aparece como grupo irmão do clado formado por Anthidiini e Osmiini + Megachilini. Por constituir uma tribo cleptoparasita, a construção dos caracteres se torna mais difícil, o que pode levar a uma errônea interpretação dos dados. Dioxyini já foi incluída dentro de Anthidiini por Michener (1944), porém Michener (1996, 2007) argumentou que existem caracteres diagnósticos que sustentam o grupo como uma tribo à parte, diferente das demais tribos da subfamília e que possivelmente, Dioxyini seja grupo irmão de Anthidiini.

Anthidiini (Fig. 3)

Características que distinguem Anthidiini das demais tribos já foram sugeridas por Michener & Griswold (1994a) e Michener (2007), evidenciada pelas máculas no integumento, pterostigma curto e garras tarsais fendidas das fêmeas. Neste estudo, além dessas três sinapomorfias, outras quatro foram indicadas:

1. Máculas amarelas e ou vermelhas no integumento (1-1);
2. Mesepisterno com área anterior diferenciada (65-1);

3. Segunda veia recorrente posterior à segunda célula submarginal (78-1);
4. Pterostigma reduzido (81-1);
5. Malo e velo contornados por pelos (86-1);
6. Garras tarsais das fêmeas fendidas (101-1);
7. E1 com carena longitudinal mediana (113-1).

É necessário ressaltar que estas sinapomorfias apenas sugerem a monofilia da tribo, já que houve uma maior representatividade das linhagens neotropicais de Anthidiini. As manchas amarelas e ou vermelhas presentes no integumento foram codificadas como contingente (2-0), para destacar a restrição das manchas em *Trachusa* (*Ulanthidium*) e *Trachusa* (*Trachusomimus*). A área anterior do mesepisterno é bem desenvolvida e forma uma aresta com a área lateral do mesepisterno, independente da presença da carena omaular.

Outra sinapomorfia encontrada para a tribo se refere à pilosidade presente na margem apical do malo e do velo do estrígilo (Fig. 42). Nas demais tribos, esta pilosidade pode estar presente nas laterais do estrígilo, mas nunca na margem apical (Fig. 41). O primeiro esterno apresenta uma elevação longitudinal mediana, que pode ser carenada ou laminada. Esta variação na forma da carena foi codificada como contingente (114-1) e caracteriza uma das sinapomorfias para *Saranthidium*, *Tylanthidium* e *Hypanthidium*.

O pterostigma curto e a garras fendidas das fêmeas não são bons indicadores da monofilia da tribo, já que estes estados de caracteres são compartilhados com Dioxyini. As garras fendidas das fêmeas são presumivelmente uma plesiomorfia. Além disto, não é um estado compartilhado por *Trachusoides*, gênero onde as garras tarsais são simples.

Clado A (Fig.4)

Este clado é sustentado por duas sinapomorfias: número e conformação dos dentes na mandíbula da fêmea (30-1) e a disposição dos pelos no E6 do macho (168-1) (Figs. 27 e 86). A relação entre estes gêneros já havia sido apontada por Müller (1996) e Gonzalez (2008), mas a posição deste clado como grupo irmão dos demais, nunca havia sido sugerida. Como não foi objetivo deste estudo estabelecer estas relações, a maior representatividade das linhagens Neotropicais pode ter influenciado neste arranjo.

Estudos taxonômicos de diversos autores (Michener 1948, Brooks & Griswold 1988, Griswold & Michener 1988, Thorp & Brooks 1994, Michener 2007) indicam

Trachusa como sendo o gênero que apresenta os estados mais plesiomórficos dentro da tribo, baseado em características encontradas em *T. (Trachusomimus)* e *T. (Ulanthidium)*, como a presença de volsela e manchas amarelas limitadas à face dos machos. Análises que incluam uma maior diversidade da tribo poderão vir a confirmar esta suposição. Contudo, caso esteja correta a hipótese aqui apontada, a subdivisão informal da tribo baseada no material utilizado para construção do ninho resultaria em dois grupos naturais, as abelhas que utilizam fibras como grupo irmão das abelhas que utilizam resina.

Clado B (Fig. 5)

Estudos taxonômicos anteriores nunca haviam sugerido esta relação de *Tachusa* com *Paranthidium* e *Rapanthidium*. Este clado é aqui sustentado pelas seguintes sinapomorfias: dente apical da mandíbula da fêmea mais largo que os seguintes (37-1) e espinho tibial truncado (90-1) (Figs. 32 e 52). Como esta relação é baseada em apenas duas sinapomorfias, somente estudos mais detalhados desses gêneros poderiam corroborar ou não este agrupamento.

Os resultados aqui obtidos apontam para a monofilia do gênero, com nove transformações, sendo que *T. (Ulanthidium)* aparece como grupo irmão de *T. (Trachusomimus)*. Porém, como o gênero apresenta uma ampla distribuição, com suas espécies divididas entre onze subgêneros, pouco pode ser dito sobre as relações aqui demonstradas.

Paranthidium e *Rapanthidium* constituam linhagens irmãs, demonstrado nas análises cladísticas por três sinapomorfias: cerdas plumosas na gena e margem ventral das mandíbulas (23-1); mandíbula oblíqua (38-1) e a forma do ápice do gonóstilo (182-1). Baseado nas sinapomorfias encontradas nos esternos dos machos e na genitália, *Rapanthidium* é aqui considerado com o status genérico.

Clado C (Fig. 6)

As transformações que sustentam este clado são bastante variáveis dentro da tribo e, portanto, podem não ser boas indicadoras deste relacionamento. *Dianthidium* aparece como um grupo monofilético, sustentado por seis sinapomorfias, as quais já haviam sido sugeridas por Tanner et. al. (2009). Ainda que a árvore de consenso tenha resultado em uma politomia envolvendo *D. (Adanthidium)*, *D. (Dianthidium)* e *D. (Mecanthidium)*, os subgêneros são muito heterogêneos morfológicamente e no

tamanho das espécies, e talvez novos estudos indiquem que estas linhagens não constituam grupos monofiléticos.

Quatro sinapomorfias e três homoplasias definem o clado *Anthidiellum* + *Loyolanthidium*. Destas, a sutura subantenal longa e arqueada (16-1) e as carenas condilares curtas (33-1) constituem sinapomorfias relevantes para o grupo (Figs. 21 e 30). *Loyolanthidium* foi descrito por Urban (2001a) para as espécies de *Anthidiellum* do Novo Mundo das espécies do Velho Mundo. Michener (2007), entretanto, conferiu status subgenérico para *Loyolanthidium*, dentro de *Anthidiellum* que apresenta outros seis subgêneros, distribuídos tanto no Velho Mundo como no Novo Mundo.

Os resultados sugerem a monofilia de *Loyolanthidium*, embora sustentado por apenas duas homoplasias. As diferenças encontradas na morfologia da genitália, referente aos caracteres 177 (1) e 191 (1) (Figs. 125 e 126) podem sugerir que as espécies neotropicais do gênero *Loyolanthidium* constituam uma linhagem monofilética.

Clado D (Fig. 6)

Este clado aparece como irmão dos Anthidiini neotropicais, sustentado por apenas uma transformação homoplástica (presença de fovéolas no propódeo), condição muito variável para este caráter. Como nos grupos cleptoparasitas existe muita convergência entre as características morfológicas relacionadas à perda da necessidade da construção e aprovisionamento do ninho, associada com o incremento das características relacionadas à defesa contra seus hospedeiros (Michener, 1961, 1970), torna-se mais difícil reconstruir o relacionamento para estes gêneros.

Dolichostelis foi descrito por Parker & Bohart (1979), mas Michener (2007) o considera como subgênero de *Stelis*, juntamente com outros seis subgêneros. As análises demonstram que *Stelis* e *Dolichostelis* formam um grupo monofilético, embora sustentado por apenas duas transformações. Michener (2007) sugere que os subgêneros por ele alocados em *Stelis* poderiam constituir um grupo polifilético, já que *Stelis* compartilha características morfológicas com *Bathanthidium* (Pasteels 1968, 1969) e *Heterostelis* com *Trachusa* (Michener 2007).

Anthidiini neotropicais (Fig. 7)

As análises cladísticas deste estudo sugerem que os representantes neotropicais de Anthidiini constituem um grupo monofilético, sustentado por seis apomorfias. A margem interna do alvéolo antenal elevada (11-1) ocorre em todas as espécies

neotropicais e é independente da presença da carena justantenal. A carena longitudinal encontrada na área interna do escapo (24-1) também presente em todas as espécies neotropicais, separa a área externa da interna (Fig. 25). Outra sinapomorfia interessante para o grupo é a redução do gonocoxito na região ventral (180-1). Nas espécies neotropicais este esclerito é reduzido a uma estreita faixa marginal que pode ou não apresentar um pequeno esclerito acima desta faixa. Nos demais clados o gonocoxito é bem desenvolvido ventralmente, formando uma larga placa.

Dois transformações homoplásticas adicionais aparecem no clado dos representantes neotropicais. O estado de caráter referente à presença da carena justantenal (12-1) com duas reversões, no clado constituído por *Notanthidium* + *Chrisanthidium* + *Allanthidium* + *Anthidianum* e no clado *Tylanthidium* + *Hypanthidium*. Cabe ressaltar que a carena justantenal apesar de ocorrer em grande parte das linhagens neotropicais, não é um caráter exclusivo destes clados, ocorrendo também em outros gêneros como *Eoanthidium*, *Euaspiis*, *Larinostelis*. No presente estudo, a carena justantenal também foi codificada como presente em *Dianthidium*, embora Michener (2007) não considere a elevação de *Dianthidium* como uma carena justantenal verdadeira.

A outra homoplasia presente nos gêneros neotropicais é a ausência da gonobase dorsalmente (174-1). A redução deste esclerito é evidente em todos os representantes da tribo, sendo ausente dorsalmente em todas as linhagens neotropicais, além de *Loyolanthidium* e *Anthidium latum*.

Clado E (Fig. 8)

Este clado é suportado por duas apomorfias e o consenso estrito resulta em uma politomia na base deste clado. O caráter referente à disposição das cerdas nas coxas posteriores dos machos (133-1), embora otimizado como uma sinapomorfia está presente somente em *Grafanthidium* e *Chrisanthidium*. A homoplasia referente à pilosidade dos gonóstilos e valvas (186-0) não é um bom indicador para suportar este clado já que o estado é muito homoplástico dentro da tribo.

O clado *Grafanthidium* + *Duckeanthidium* é sustentado por cinco apomorfias: pilosidade da margem da gálea (44-1); pelos com ápice curvo na região ventral do mesepisterno (70-1); arólios presentes somente nas fêmeas (102-2); tarsômeros posteriores expandidos lateralmente (136-1); e esclerito mediano no pênis (193-1).

A carena pré-occipital (3-0) e a presença de cerdas modificadas nas tíbias das fêmeas (84 e 85) são as apomorfias que sustentam o clado *Aztecanthidium* + *Ketianthidium* grupo irmão de *Carlaticola* + *Epanthidium*. Essas transformações são condições muito variáveis, portanto, pouco informativas. Além disso, o estado referente às cerdas nas tíbias das fêmeas é um dado faltante para *Ketianthidium*. *Aztecanthidium* aparece nas análises como grupo irmão de *Ketianthidium*, sustentado pelas seguintes apomorfias: tubérculos na área posterior do pronoto (55-1); escutelo intumescido (63-0) e bigiboso (64-1); tergo 6 dos machos com projeções laterais espiniformes (139-1). Os tubérculos do pronoto (Fig. 38) não parecem ser um bom indicador do relacionamento desses gêneros, já que seu maior ou menor desenvolvimento é variável entre as espécies de um mesmo gênero. Além disso, a fêmea de *Ketianthidium* é desconhecida e os dados faltantes na matriz podem ter influenciado neste arranjo.

A possível relação entre *Carlaticola* e *Epanthidium* já havia sido sugerida por Michener (2007) ao considerar *Carlaticola* como subgênero de *Epanthidium*. As análises corroboram esta relação, apresentando os gêneros como irmãos, sustentada por cinco apomorfias. Destes caracteres, destaca-se o E6 das fêmeas que apresenta projeções que podem variar de uma a quatro, dependendo da espécie, sendo uma modificação única dentro da tribo (Fig. 60). Outra sinapomorfia relevante para o grupo é a forma côncava dos esternos. Este caráter foi codificado como presente no segundo esterno, embora esta característica não esteja restrita a este esclerito, sendo todos os esternos côncavos, mas em menor intensidade.

Notanthidium, *Allanthidium*, *Anthidianum* e *Chrisanthidium* constituem gêneros intimamente relacionados que formam um grupo monofilético, sustentado pelas seguintes transformações homoplásticas: ausência da carena justantenal (12-0); escutelo intumescido, não projetado sobre o metanoto (63-0); carena omaular ausente (66-0), com uma reversão em *Allanthidium*; fôvea pós-espíracular do propódeo não carenada (75-0); esterno quatro dos machos com cerdas grossas (157-1) e projeções espiniformes nas laterais do E5 (160-1). Talvez, baseando-se na estreita relação entre estes gêneros, Michener (2007) alocou *Allanthidium* e *Chrisanthidium* como subgêneros de *Notanthidium*, além de considerar *Anthidianum* como sinônimo júnior de *Allanthidium*. Nas análises aqui apresentadas, *Allanthidium* aparece como grupo irmão de *Anthidianum* embora esta relação seja sustentada por apenas uma sinapomorfia, a expansão da carena adutora da mandíbula (39-1). *Ananthidium* aparece como grupo irmão deste clado, o que pode ser contestado, devido ao baixo suporte para este ramo.

Clado F (Fig. 9)

Anthodioctes, *Bothranthidium* e *Nananthidium* formam um clado sustentado pelas seguintes apomorfias: carena pré-occipital forte, atingindo a carena hipostomal (3-1 e 4-2) (Fig. 15); carenas paraoculares longas, atingindo a área superior dos olhos compostos (18-1); carena mediana no clipeo bem desenvolvida (19-1) (Fig. 22); carena na área genal (22-1); carena na superfície dorsal do lobo pronotal (52-1); margem lateral do mesoscuto deprimida e curvada para baixo (59-1); sutura escuto-escutelar aberta (60-1) (Fig. 39); foveólas em toda a extensão do propódeo (73-1) (Fig. 45); esporão da perna média curto e com ápice truncado (88-1); carena transversal no T1 (109-1) e primeiro flagelômero das antenas dos machos curto (125-1). *Nananthidium* aparece como grupo irmão de *Bothranthidium* baseado em três sinapomorfias: forma dos pelos das pernas posteriores (95-1); esporão tibial posterior interno em gancho (99-1) (Fig. 53) e pelos capitados da escopa das fêmeas (112-1).

Clado G (Fig. 10)

Nas análises *Saranthidium* aparece como grupo irmão de *Hypanthidium* + *Tylanthidium* suportado pelas seguintes apomorfias: ausência de arólios em ambos os sexos (102-0); carena do E1 laminada (114-1); valvas do pênis longas, maiores que os gonóstilos (185-2).

Hypanthidium e *Tylanthidium* constituem grupos irmãos fortemente sustentados pela ausência da carena justantenal (12-0); antecosta do E6 das fêmeas fortemente côncava (117-1) (Fig. 62); hemitergito 7 triangular (119-1) (Fig. 65); tarsômeros posteriores expandidos (136-1); espículo curto (173-1) (Fig. 96); gonóstilos e valvas do pênis pilosos (186-0); ápice do apódema da valva do pênis achatado dorsoventralmente (189-1) e pênis com área semi-circular esclerotizada (192-1) (Figs. 122 e 141).

Clado H (Fig. 11)

Devido às modificações na morfologia que ocorrem nos grupos que apresentam o hábito de cleptoparasitismo, a relação de monofila aqui encontrada pode ter sido reconstruída por convergência. Quatro apomorfias sustentam o clado: a fovea subapical do T6 das fêmeas (111-1); a presença de foveólas em toda a extensão do propódeo (73-1); pelos longos e curvos do E3 (152-1) e a projeção mediana do E8 dos machos (171-1).

Clado I (Fig. 12)

Este clado reúne abelhas muito pequenas, com comprimento do corpo variando entre 5 e 10 mm, constituindo os menores representantes da tribo. Michener (2007) considera todas as linhagens deste clado como um único gênero, subdividido em dez subgêneros. As análises demonstram a relação entre estes grupos, sustentado por três apomorfias. Entretanto, um dos subgêneros incluídos por Michener (2007), *Saranthidium*, não aparece como relacionado a estas linhagens.

Dichanthidium aparece como grupo irmão dos demais dentro deste clado, relação sustentada por quatro sinapomorfias e cinco homoplasias. Entre essas sinapomorfias, cabe ressaltar os pelos ramificados da escopa (112-2), modificação exclusiva para o gênero. *Moureanthidium* e *Hypanthidioides* formam um clado irmão sustentado apenas pelos tarsômeros posteriores alongados (135-1). *Larocanthidium* e *Michanthidium* também constituem grupos irmãos, fundamentado pela forma dos pelos do aparelho bucal (47-1), que pode ser uma indicação da especialização alimentar do grupo, e pelo dente basal da mandíbula do macho, separados dos demais por um amplo espaço côncavo (127-1).

Anthidulum, *Ctenanthidium*, *Dicranthidium* e *Mielkeanthidium* são grupos muito próximos, sendo a morfologia da genitália masculina muito semelhante nestas linhagens (Figs. 101, 107, 113 e 129), embora nas análises o suporte encontrado para este clado seja baixo, indicado por apenas uma homoplasia (171-1). O clado formado por *Anthidulum* e *Dicranthidium* é suportado apenas pelo alongamento do segundo esterno dos machos (144-1), caráter já apontado por Michener (2007). *Ctenanthidium* e *Mielkeanthidium* são grupos irmãos sustentados por duas sinapomorfias: esternos 4–5 dos machos com expansões laterais em forma de aba (154-1) e E5 com uma faixa marginal expandida (161-1). Além disso, apresentam a lamela do lobo pronotal contínua lateralmente (51-0) e foveólas em toda a extensão do propódeo (73-1).

Considerações taxonômicas

Allanthidium Moure (Fig. 8)

O gênero foi originalmente proposto por Moure (1947) para incluir uma única espécie, *Anthidium rodolphi* Ruiz, 1938. Posteriormente *Allanthidium saltense* (Friese, 1908) foi acrescentada ao gênero por Michener (1948). As duas espécies são pequenas, apresentam pilosidade pálida e distribuição restrita a Argentina e Chile.

Allanthidium distingue-se dos demais gêneros pelas seguintes apomorfias: carena acetabular formando ângulo reto elevado (35-1) (Fig. 31); presença da carena omaular (66-1), pterostigma muito curto (82-1) e lobo jugal da asa posterior curto (83-1). Além dessas apomorfias indicadas nas análises, caracteriza-se também pela mandíbula da fêmea com cinco dentes mal definidos, ápice do E4 do macho com cerdas grossas medianas e T7 do macho fortemente bilobado.

Ananthidium Urban (Fig. 8)

Urban (1992) e Stange (1995) utilizaram a categoria genérica para o grupo, enquanto Michener (2007) considerou *Ananthidium* como subgênero de *Epanthidium*. O gênero se distingue de *Epanthidium* e *Carloticola* principalmente pela ausência de tubérculos no E6 da fêmea e ausência de tubérculos no clípeo. A única sinapomorfia apontada neste estudo para *Ananthidium* é a presença de um bulbo mediano com fina pilosidade, fortemente esclerotizado no pênis (195-1). Adicionalmente, o gênero pode ser reconhecido pelas seguintes características: carena justantenal fraca ou vestigial; T7 do macho fracamente bilobado e apódemas das valvas do pênis alongados (Fig. 98).

Ananthidium foi proposto por Urban para *Anthidium inerme* e para uma espécie nova, *Ananthidium dilmae*. As duas espécies descritas no gênero podem ser identificadas com os trabalhos de Urban (1992) e Stange (1995). O gênero ocorre na Argentina e no Brasil.

Anthidianum Michener (Fig. 8)

Anthidianum foi originalmente descrito como *Trichanthidium* por Moure (1947) para uma única espécie, *Anthidium subpetiolatum*. Como o nome descrito encontrava-se pré-ocupado, Michener (1948) sugeriu o nome *Anthidianum*, incluindo-o como subgênero de *Allanthidium*. Posteriormente, Urban (2001b) descreveu uma nova

espécie, *A. andicola* e sustentou o status genérico do grupo. As espécies são maiores que as espécies de *Allanthidium* e apresentam pilosidade preta abundante.

As análises (ver discussão acima) demonstram que *Anthidianum* é grupo irmão de *Allanthidium* sustentado por uma sinapomorfia (39-1). O gênero diferencia-se de *Allanthidium* pela presença de um dente protuberante na margem inferior da mandíbula (40-1) (Fig. 34), pela projeção mediana no E1 de ambos os sexos (115-1) e pela ausência de pelos modificados no E4 (157-1). Caracteriza-se, ainda, por apresentar quatro dentes na mandíbula da fêmea e T7 do macho com três ou quatro projeções.

O gênero ocorre na Argentina, Bolívia e Chile e contém quatro espécies que podem ser identificadas em Parizotto (2009).

Anthidulum Michener (Fig. 12)

Anthidulum foi descrito por Michener (1948) como subgênero de *Dianthidium*. Posteriormente Griswold & Michener (1988) transferiram-no para o gênero *Hypanthidioides*. Urban (1993b) confirmou a validade de *Hypanthidioides*, mas como gênero distinto de *Anthidulum*. Segundo a proposta de Michener (2007), *Anthidulum* constitui um subgênero de *Hypanthidioides*, juntamente com outros nove subgêneros. As análises demonstram a monofilia de *Anthidulum* baseada em duas transformações homoplásticas: carena justantenal fraca (13-0) e ausência da carena lateral no E1 dos machos (143-0). Adicionalmente, o gênero pode ser reconhecido por apresentar carena omaular curta; T7 bilobado e arólios ausentes na fêmea.

O gênero ocorre na Argentina, Brasil, Chile, Colômbia, Panamá e Peru e contém sete espécies que podem ser identificadas com os trabalhos de Urban (1993b e 2003b).

Anthodioctes Holmberg (Fig. 9)

O gênero é caracterizado por apresentar o integumento fortemente pontuado, carenas distribuídas por todo o corpo; mesoscuto mais largo que longo e sétimo tergo dos machos arredondado ou fracamente bilobado e reduzido. Distingue-se ainda, conforme os caracteres empregados nas análises, por apresentar pelos curvos na região ventral do mesepisterno (70-1); antecosta do E6 fortemente côncava (117-1); T6 expandido medianamente (138-1) e externos reduzidos (141-1) (Fig. 75).

O gênero contém 43 espécies descritas, ocorrendo na Argentina, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador; Guatemala; México, Paraguai e Peru.

Urban (1999a) apresenta uma chave para as espécies e posteriormente descreve espécies novas (2004b e 2005).

Austrostelis Michener & Griswold (Fig. 11)

Griswold & Michener (1988) comentaram que o gênero *Hoplostelis* era constituído por dois grupos de espécies: um formado por indivíduos mais robustos e outro por indivíduos menores e mais delgados. Michener & Griswold (1994b) reconheceram que existiam diferenças morfológicas para sustentar a separação destes grupos em gêneros distintos, mas preferiram classificar as espécies menores apenas como um subgênero de *Hoplostelis*, *H. (Austrostelis)*. Urban (1999b) elevou este grupo à categoria genérica, baseando-se principalmente nas diferenças da mandíbula da fêmea e o último tergo do macho.

A projeção apical da tíbia posterior das fêmeas (96-1) é a única sinapomorfia apontada, nas análises, para o gênero. As demais características que diferenciam *Austrostelis* de *Hoplostelis* e *Rhynostelis* serão discutidas adiante, nas considerações sobre estes gêneros. Nove espécies de *Austrostelis* estão descritas e podem ser identificadas com a chave fornecida por Urban (2006). O gênero é conhecido da Argentina, Brasil, Colômbia e Paraguai.

Aztecantidium Michener & Ordway (Fig. 8)

O gênero foi descrito por Michener & Ordway (1964) para duas espécies novas similares às espécies de *D. (Mecantidium)* quanto à coloração avermelhada do integumento, mas diferindo do mesmo por inúmeros caracteres morfológicos apontados pelos autores. Posteriormente Snelling (1987), revisou o gênero e propôs uma terceira espécie, distinta das duas já descritas principalmente por apresentar o integumento preto.

Aztecantidium apresenta as seguintes apomorfias que o distingue dos demais gêneros: carena pré-occipital desde o vértice até a carena hipostomal (4-2); carena justantenal completa (13-1) (Fig. 19); ausência de fovéolas no propódeo (72-0) e de fóvea pós-espíracular do propódeo (74-0); grádulos fortemente marcados (103-1) (Fig. 54); tufo de pelos na mandíbula do macho (128-1); T6 com projeção mediana (138-1); duas projeções espiniformes no T6 (140-1); E3–E4 com área mediana lisa e angulosa (148-1) (Fig. 76).

O gênero é conhecido somente do México e as três espécies podem ser identificadas com a chave apresentada por Snelling (1987).

Bothranthidium Moure (Fig. 9)

O gênero foi proposto por Moure (1947) baseado somente em fêmeas. Michener (1948) e Griswold & Michener (1988) apontaram características que indicavam a relação com *Anthodioctes*, mas comentaram que somente a descrição do macho poderia confirmar esta hipótese. Urban (1998b) descreveu o macho e fez notas comparativas, demonstrando esta relação entre *Anthodioctes*, *Bothranthidium* e *Nananthidium*, e reafirmando seu status como gênero distinto. As análises apontam as seguintes apomorfias que o distinguem de *Anthodioctes* e *Nananthidium*: lobo pronotal longo (53-1) (Fig. 57); fêmur posterior carenado (94-1); margem distal do T1 da fêmea sem pelos (108-0); valvas do pênis maiores que os gonóstilos (185-2) e gonóstilos e valvas do pênis pilosos (186-0). Além destes caracteres, o gênero apresenta o corpo alongado, T7 com dois lobos carenados largos e genitália masculina bastante peculiar e distintiva dos gêneros relacionados (Fig. 104). A única espécie descrita para o gênero é *Bothranthidium lauroi*, conhecida da Bolívia, Brasil, Paraguai e Peru.

Carloticola Moure & Urban (Fig. 8)

O gênero foi originalmente proposto por Moure & Urban (1991) para *Dianthidium paraguayensis* e uma espécie nova, *Carloticola trichura*. Stange (1983) descreveu uma espécie nova, *Epanthidium boharti* que pelas características apontadas pelo autor também pertence a *Carloticola*. Caso *Epanthidium boharti* confirme-se como uma espécie de *Carloticola*, o gênero passa a ter distribuição disjunta, ocorrendo na Argentina, Brasil, Paraguai e México.

Carloticola diferencia-se de *Epanthidium* pela ausência da carena longitudinal nos últimos tergos de ambos os sexos; lobo pronotal baixo e opaco; T7 bilobado e com profunda emarginação circular e morfologia da genitália masculina (Fig. 105).

Chrisanthidium Urban (Fig. 8)

Chrisanthidium foi descrito por Urban (1997a) para *Anthidium bidentatum* e duas espécies novas. O gênero é conhecido somente do Chile e Argentina e as espécies podem ser identificadas com o trabalho de Parizotto (2009).

Nas análises filogenéticas, o gênero apresenta apenas as cerdas grossas nas coxas posteriores dos machos (132-1) (Fig. 69) como apomorfia a diferenciá-lo de *Allanthidium* e *Anthidianum*. Adicionalmente, o gênero pode ser reconhecido pela seguinte combinação de caracteres: carena justantenal ausente; mandíbula da fêmea com quatro dentes; carena omaular ausente; fóvea pós-espiracular do propódeo não carenada; T7 bilobado com duas projeções apicais cônicas; E4 com uma área mediana de cerdas que formam uma área circular; E4 e E5 com projeções espiniformes laterais.

Ctenanthidium Urban (Fig. 12)

O gênero foi descrito por Urban (1993a) para quatro espécies novas distribuídas na Argentina, Bolívia, Brasil e Uruguai. Neste mesmo trabalho, a autora apresentou desenhos dos caracteres diagnósticos do gênero bem como uma chave para a identificação das espécies.

Nas análises, *Ctenanthidium* constitui grupo irmão de *Mielkeanthidium* e diferencia-se pelas seguintes apomorfias: pilosidade do labro restrita ao ápice (29-1); arólios presentes em ambos os sexos (102-1); E3 do macho com cerdas grossas medianas apicais (151-1); E6 do macho com dobra tegumentar transversal (164-1) (Fig. 83); gonocoxito mais largo que longo (176-1) (Fig. 107). Entre as diferenças apontadas para o gênero destacam-se as duas sinapomorfias: a modificação encontrada no E6 do macho e a forma dos gonocoxitos, na genitália masculina.

Dichanthidium Moure (Fig. 12)

Dichanthidium foi proposto por Moure (1947) para uma espécie nova, *Dichanthidium exile*, da Argentina. Michener (1948) considerou-o como subgênero de *Dianthidium*, embora o autor não tenha apontado características morfológicas que justificasse este posicionamento. Posteriormente, Michener (2007) o alocou como subgênero de *Hypanthidioides*. As análises demonstram as seguintes apomorfias para o gênero: pilosidade do labro restrita ao ápice (29-1); mesoscuto mais estreito posteriormente (57-1); sutura escuto-escutelar aberta (60-1); área ventral do mesepisterno com densa faixa de pelos plumosos entre as pernas medianas e posteriores (69-1); tégula projetada antero-lateralmente (77-1); carena transversal no T1 (109-1); escopa constituída por pelos ramificados (112-2); hemitergito sete da fêmea alongado (118-0) (Fig. 64) e valvas do pênis maiores que os gonóstilos (185-2). O gênero pode ainda ser reconhecido pela presença da carena justantenal; carena omaular curta;

fovéolas presentes somente nos flancos do propódeo; fovea pós-espíracular carenada e formada por trabéculas; arólios presentes em ambos os sexos; lateral do T6 da fêmea serreada e T7 do macho bilobado.

Parizotto & Urban (2010), depois de mais de 60 anos, descrevem a segunda espécie do gênero, *Dichanthidium veredicola*, que possui todas as características genéricas acima discutidas. O gênero passa então a apresentar uma distribuição disjunta, com *D. exile* ocorrendo na Argentina, Bolívia e centro-oeste do Brasil (Mato Grosso do Sul) e *D. veredicola* no norte de Minas Gerais.

Dicranthidium Moure & Urban (Fig. 12)

Dicranthidium foi originalmente proposto como subgênero de *Hypanthidioides* por Moure & Urban (1975) e posteriormente sinonimizado por Griswold & Michener (1988) com o subgênero *Hypanthidioides* (*Anthidulum*). Urban (1993b) considerou *Dicranthidium* como um grupo distinto, elevando-o à categoria genérica. Segundo a proposta de classificação de Michener (2007), *Dicranthidium* é um grupo distinto de *Anthidulum*, mas ambos são considerados subgêneros de *Hypanthidioides*. Nas análises deste trabalho, como discutido acima, constituem grupos irmãos e *Dicranthidium* distingue-se de *Anthidulum* pela carena omaular longa, alcançando o discrime mesepisternal (67-1); antena do macho com flagelômeros crenulados (123-1) e longos (124-1); cerdas nas coxas posteriores do macho (132-1); T4 a T7 do macho com dobra do integumento para dentro do corpo (137-1); projeção mediana no T6 ausente (138-0); E3 do macho membranoso (149-1) e ausência de projeções no E5 (160-0). Entre as sinapomorfias destaca-se a dobra do integumento do T4 ao T7, que possivelmente é um reforço do integumento, já que o macho apresenta os últimos tergos curvados, cobrindo parte dos esternos.

O gênero contém oito espécies que podem ser identificados pelas informações fornecidas por Urban (1993b e 2002b). O gênero é amplamente distribuído na região neotropical, ocorrendo na Argentina, Brasil, Colômbia, Paraguai e Trinidad e Tobago.

Duckeanthidium Moure & Hurd (Fig. 8)

Conforme os resultados filogenéticos bem como a observação de uma espécie ainda não descrita que apresenta características intermediárias entre os dois gêneros, *Grafanthidium* é considerado como sinônimo de *Duckeanthidium*, como já proposto por

Michener (2007). Além das espécies utilizadas como terminais, também foram observadas *D. cibeles*, *D. tarapotoense*, *G. paraenese*, *G. rondonicola* e *G. yurimaguasano*, que também possuem os estados de caráter apontados nas análises.

Os representantes do gênero caracterizam-se pela presença de pelos longos na margem apical da gálea (44-1); pilosidade com ápice curvo na região ventral do mesepisterno (70-1); arólios presentes no macho e ausentes na fêmea (102-2); tarsômeros posteriores expandidos lateralmente (136-1) e estrutura mediana esclerotizada no pênis (193-1).

Duckeanthidium, como aqui proposto, contém oito espécies, ocorrendo no Brasil, Peru e Costa Rica. Seus representantes são considerados raros nas coleções e podem ser identificados com os trabalhos de Urban (1995d, 2004b) e Michener (2002). Michener (2002) comentou que os ninhos de *D. thielei* frequentemente são encontrados no dossel, o que pode ser uma característica encontrada em todo o gênero, já que as espécies ocorrem exclusivamente em ambientes florestados. Isso poderia explicar a aparente raridade de indivíduos, já que as metodologias usuais de coleta raramente incluem amostragem da fauna de dossel.

Epanthidium Moure (Fig. 8)

O gênero foi proposto por Moure (1947) para *Hypanthidium tigrinum* e outras dez espécies anteriormente alocadas em *Dianthidium*. *Epanthidium* foi revisado pela primeira vez por Stange (1983), que propôs uma espécie nova e, posteriormente, por Urban (1995a), que descreveu seis novas espécies e forneceu uma chave de identificação.

Baseado nas análises deste estudo, o gênero diferencia-se de *Carloticola* pelos seguintes estados de caráter: lamela do lobo pronotal alta e circular (49-1); pelos plumosos curtos na margem posterior do mesoscuto (61-1) (Fig. 40); carena longitudinal nos últimos tergos de ambos os sexos (106-1) (Fig. 58); projeções espiniformes nos tergos quatro a seis de ambos os sexos (107-1). Além das apomorfias indicadas nas análises, *Epanthidium* distingue-se também pelo T7 do macho trilobado, diferente de *Carloticola*, que apresenta o T7 bilobado e com forte reentrância circular mediana.

Entre os gêneros neotropicais, *Epanthidium* constitui um dos grupos mais especiosos, atualmente com 23 espécies válidas, distribuídas na Argentina, Bolívia,

Brasil, México, Paraguai e Uruguai. As espécies podem ser identificadas com os trabalhos de Urban (1995a, 2006).

Hoplostelis Dominique (Fig. 11)

O nome foi proposto por Dominique (1898) como subgênero de *Stelis*, baseado principalmente na conformação da mandíbula da fêmea, e posteriormente, elevado a categoria genérica por Griswold & Michener (1988). Moure & Urban (1995) apresentaram notas comparativas, com o intuito de diferenciar *Hoplostelis* de *Rhynostelis*, além de apresentarem uma chave para as espécies do gênero. Michener (2007), entretanto, considerou *Rhynostelis* como um subgênero de *Hoplostelis*. Segundo as análises *Hoplostelis* pode ser caracterizado pelas seguintes apomorfias: dois tubérculos basais no labro (27-1) e carena transversal no T1 (109-1). Adicionalmente, o gênero caracteriza-se por apresentar tubérculos no ápice do cípeo, T7 dos machos pequeno e fracamente bilobado e pontuação do metassoma fina (comparada à pontuação de *Austrostelis*).

Atualmente o gênero contém cinco espécies que ocorrem no Brasil, Costa Rica, Guiana Francesa, Guatemala, Guiana, Honduras, México, Panamá, Zona do Canal do Panamá e Trindade e Tobago e podem ser identificadas com os trabalhos de Moure & Urban (1995) e Urban (2003a).

Hypanthidioides Moure (Fig. 12)

O gênero foi proposto por Moure (1947) para *Anthidium flavofasciatum*, que continua sendo a única espécie do gênero (conhecida da Argentina e Brasil). Urban (1993b) comentou que *Anthidulum*, *Dicranthidium* e *Hypanthidioides* poderiam constituir grupos relacionados por compartilhar o dimorfismo sexual dos arólios, presentes no macho e reduzidos ou ausentes na fêmea, mandíbula com três dentes nos machos e quatro na fêmea. Contudo, estes caracteres são compartilhados também com outros gêneros. Além disto, nas análises filogenéticas deste estudo, *Hypanthidioides* não aparece como grupo relacionado à *Anthidulum* e *Dicranthidium*.

O gênero distingue-se de *Moureanthidium* pela carena omalar longa (67-1); flagelômeros da antena do macho longos (124-1); cerdas curtas nas coxas do macho (132-1); projeções laterais no E6 (166-1). Além disto, o T7 é curto e largo, sem projeções digitiformes, a genitália do macho é bem peculiar, com as valvas do pênis

com projeções largas laterais e apódemas das valvas do pênis curtos, ultrapassando um pouco a base dos gonocoxitos.

Hypanthidium Cockerell (Fig. 10)

O gênero foi proposto por Cockerell (1904) para *Anthidium flavomarginatum*. Posteriormente outras espécies novas foram descritas pelo mesmo autor (1917, 1927). O gênero foi revisado por Schwarz (1933b) e, depois, por Urban (1998), que apresentou uma chave para as espécies do gênero.

As apomorfias, que diferenciam *Hypanthidium* de *Tylanthidium*, encontradas nas análises filogenéticas deste estudo são duas: presença de cerdas longas plumosas na face interna do fêmur médio do macho (129-1) (Fig. 68) e a projeção em forma de “V” dos gonocoxitos da genitália do macho (179-1) (Fig. 122). Adicionalmente, *Hypanthidium* caracteriza-se pela ausência de carena genal; escutelo pouco projetado sobre o metanoto; mandíbula do macho com três dentes; T7 do macho mais largo que longo e com uma depressão subapical mediana e o E2 sem projeções laterais.

Hypanthidium contém vinte espécies válidas, amplamente distribuídas na região Neotropical, ocorrendo na Argentina, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Equador, Guiana Francesa, Guiana, México, Panamá, Paraguai, Peru e Venezuela.

Ketianthidium Urban (Fig. 8)

O gênero foi recentemente descrito para uma única espécie, conhecido apenas de exemplares machos. As projeções laterais do E5 (160-1) constituem a única transformação que diferencia o gênero de *Aztecantidium*. Urban (2000b) comentou que *Ketianthidium* compartilha com *Duckeantidium* os tubérculos do pronoto. Possivelmente por isto, Michener (2007) sinonimizou o gênero com *Duckeantidium* e *Grafantidium*. Entretanto, *Ketianthidium* apresenta distribuição muito distinta da distribuição de *Duckeantidium* e *Grafantidium*. As espécies de *Duckeantidium* são encontradas em ambientes de floresta, intimamente relacionados ao dossel, como descrito por Michener (2002) para *D. thielei*. Contrariamente, os exemplares conhecidos de *Ketianthidium* foram coletados em áreas abertas da Argentina (Entre Rios) e Mato Grosso do Sul (Porto Murtinho). O estudo da genitália masculina indica alguma relação de *Ketianthidium* com os gêneros *Notanthidium*, *Chrisanthidium*, *Allanthidium* e *Anthidium*, mas cabe ressaltar que somente com a descoberta da fêmea será possível inferir, com maior segurança, o posicionamento desse gênero.

Larocanthidium Urban (Fig. 12)

O gênero foi descrito por Urban (1997b) para dez espécies amplamente distribuídas no Brasil. *Larocanthidium* foi considerado relacionado à *Michanthidium* por Urban (1997b) e Michener (2007), sendo que as análises corroboraram esta hipótese taxonômica. *Larocanthidium* diferencia-se de *Michanthidium* pelas seguintes apomorfias: dente basal da mandíbula da fêmea separado dos demais por um amplo espaço côncavo (31-1); cerdas longas plumosas na face interna do fêmur médio do macho (129-1); cerdas curtas na coxa posterior do macho (132-1) e valvas do pênis terminando em espinhos voltados para a região ventral (184-1) (Fig. 124).

As espécies do gênero ocorrem do Maranhão ao Paraná e podem ser identificadas com a chave de Urban (1997b).

Michanthidium Urban (Fig. 12)

Michanthidium foi originalmente descrito como *Gnathanthidium* Urban (1993c) e, posteriormente, renomeado por Urban, por estar em homonímia com *Gnathanthidium* Pasteels, 1969. Os pelos curvos do aparelho bucal, compartilhados com *Larocanthidium* e *Michanthidium*, também estão presentes na margem da gálea (43-1) em *Michanthidium*, constituindo uma sinapomorfia para as espécies deste gênero. Outra sinapomorfia para o gênero é a pontuação presente nas laterais do premento (46-1) e a forte constrição mediana presente neste esclerito. Essa constrição não foi codificada por ser considerada dependente da pontuação referida nesse estado de caráter.

O gênero ocorre no sul do Brasil e norte da Argentina e são conhecidas duas espécies: *Michanthidium ferrugineum* (Urban, 1993b) da Argentina e *Michanthidium sakagamii* (Urban, 1993b) do Brasil e Argentina.

Mielkeanthidium Urban (Fig. 12)

O gênero foi descrito por Urban (1996) para duas espécies novas. Posteriormente uma terceira espécie foi adicionada ao gênero pela mesma autora (2005). Nas análises cladísticas, *Mielkeanthidium* diferenciou-se de *Ctenanthidium* pelas seguintes transformações homoplásticas: cerdas longas na face interna do fêmur médio do macho (129-1) (Fig. 68); cerdas curtas grossas na coxa posterior do macho (132-1) (Fig. 69) e dois tufos de cerdas grossas medianas no E4 (157-1; 158-4) (Fig.

79). Além destas homoplasias, *Mielkeanthidium* caracteriza-se pela carena omaular longa, compartilhada com *Hypanthidioides* e *Dicranthidium* e T7 do macho bilobado com os lobos mais largos que a emarginação mediana.

As espécies descritas são conhecidas apenas para o Brasil (São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina).

Moureanthidium Urban

O gênero foi proposto por Urban (1995c) para *Dianthidium subarenarium* e mais quatro espécies novas. Recentemente, Urban (2005) descreveu mais uma espécie para o gênero, *M. pontagrossense*. O gênero é amplamente distribuído no Brasil, ocorrendo da Bahia até Santa Catarina.

Quatro sinapomorfias caracterizam o gênero: coxa posterior com lâmina em arco (131-1); presença de uma pequena projeção mediana no E3 do macho (150-1); presença de uma dobra tegumentar no E5 do macho (159-1) (Fig. 80) e por último, destaca-se a conformação encontrada na genitália masculina, onde o pênis é recoberto por espículas (194-1) (Fig. 130). Michener (2007) comentou que a lâmina da coxa posterior do macho situa-se na mesma posição que a cerda encontrada em *Dicranthidium*. Contudo, a cerda que o autor se referiu está presente apenas em *D. arenarium*. As demais espécies do gênero apresentam um conjunto de cerdas curtas, como as encontradas em *Mielkeanthidium*. Como estas cerdas estão posicionadas dorsalmente e a lâmina curva de *Moureanthidium* situa-se internamente, a relação apontada por Michener (2007) possivelmente está incorreta. Nas análises, essas estruturas foram codificadas em caracteres distintos, já que não parecem ser homólogas. As seguintes homoplasias também caracterizam o grupo: três artículos no palpo maxilar (45-1); cerdas longas na face interna do fêmur médio do macho (129-1); E8 com projeção mediana (171-1); gonóstilos maiores que as valvas (185-1); pilosidade presente nos gonóstilos e valvas do pênis (186-1); apódemas das valvas do pênis sem dobra tegumentar (188-0) e ápice do apódema das valvas achatado dorso-ventralmente (189-1).

Nananthidium Moure (Fig. 9)

O gênero foi proposto por Moure (1947) para duas espécies, *N. bettyae* e *N. willineri*, baseado somente em exemplares fêmeas. Michener (1948) já apontava a relação de *Nananthidium* com *Anthodiocetes* e *Bothranthidium*. Michener & Ordway (1964) descreveram o macho de *Nananthidium* e uma espécie nova do México.

Posteriormente, Griswold & Michener (1988) alocaram *Nananthidium* como subgênero de *Anthodioctes* e Michener propôs a sinonímia de *Nananthidium* com *Anthodioctes*. (2007) justificando que somente a diferença de tamanho entre os grupos não justificaria a separação em diferentes táxons.

As análises filogenéticas deste estudo apontam *Nananthidium* como grupo-irmão de *Bothranthidium*. *Nananthidium* é caracterizado por três apomorfias que o distinguem de *Bothranthidium*: tibia posterior da fêmea com cerdas modificadas (84-1; 85-2) e projeções laterais no E5 do macho (160-1).

O gênero contém nove espécies distribuídas na Argentina, Brasil, Bolívia, Colômbia, Costa Rica, Honduras, México, Canal do Panamá, Paraguai, Peru e Venezuela. As espécies podem ser identificadas com o auxílio da chave proposta por Urban (1998b).

Notanthidium Isensee (Fig. 8)

Os seguintes estados apontados nas análises deste estudo, justificam o reconhecimento do gênero: profundo sulco acima do alvéolo antenal (9-1) (Fig. 18); ápice do clipeo trilobado (26-1) (Fig. 24); reêntrancia na margem interna da mandíbula (34-1); ausência de fovéolas no propódeo (72-0); T6 da fêmea bilobado (110-1); projeção mediana no T6 do macho (138-1) e E8 do macho com projeção mediana (171-1).

O gênero é representado por uma única espécie, *Notanthidium steloides* que ocorre na Argentina e Chile.

Rhynostelis Moure & Urban (Fig. 11)

O gênero foi proposto por Moure & Urban (1995) para *Anthidium multiplicatum*, baseado somente em fêmeas. *Rhynostelis* ocorre no Brasil e na Guiana Francesa e difere de *Hoplostelis* pelas seguintes características: carena na frente (10-1); ausência de tubérculos no ápice do clipeo (21-0); carena condilar da mandíbula bifurcada e quilhada na base (32-1); mesoscuto bigiboso (58-1) e carena longitudinal nos últimos tergos (106-1).

Saranthidium Moure & Hurd (Fig. 10)

O gênero foi proposto por Moure & Hurd (1960), como subgênero de *Hypanthidium* e elevado a categoria genérica por Griswold & Michener (1988).

O gênero apresenta os seguintes estados de caráter sinapomórficos segundo as análises: pequena área lateral do mesepisterno não pontuada (68-1) (Fig. 44); projeção mediana no T6 do macho (138-1); pente de cerdas grossas no E5 do macho (162-1) (Fig. 82); área da união dos gonocoxitos membranosa (178-1) (Fig. 136) e valvas do pênis curvas e longas (183-1).

Saranthidium contém dez espécies que ocorrem na Argentina, Bolívia, Brasil, Colômbia, Guatemala, Guiana, México, Panamá, Canal do Panamá e Paraguai. As espécies podem ser identificadas com o auxílio do trabalho de Urban (2000a).

Tylanthidium Urban (Fig. 10)

O gênero foi proposto por Urban (1995b) para uma espécie nova da Amazônia. Michener (2007) reconheceu o grupo como um subgênero de *Hypanthidium*, mas comentou que *Tylanthidium* possivelmente possa ser um sinônimo de *Hypanthidium*. As análises demonstram que *Tylanthidium* apresenta estados de caracteres que suportam o status genérico, mesmo constituindo um gênero monotípico. *Tylanthidium* difere de *Hypanthidium* pela carena pré-occipital presente nas genas (3-1); pelos curvos na região do mesepisterno (70-1); pterostigma muito curto (82-1); dois dentes na mandíbula do macho (126-1); projeções laterais no E2 do macho (147-1); ausência de projeções nas laterais do E5 do macho (160-0) e expansão mediana no E6 do macho (165-1).

Chave para os Gêneros de Anthidiini presentes na Região Neotropical

1. Ambos os sexos com a seguinte *combinação* de caracteres: arólios ausentes; veia basal da asa anterior originando-se antes da *cu-a*, da qual se separa por uma distância várias vezes maior que seu diâmetro; base do metepisterno áspera, pontuada, pilosa e sem fossas; fóvea pós-espíracular do propódeo ausente; carena justantenal ausente. Margem interna da estipe com fileira de cerdas dispostas em área côncava (Fig. 36), trocânter posterior formando um ângulo protuberante. Fêmea: mandíbula com 5 ou mais dentes separados por espaços estreitos (Figs. 27 e 28). Macho: E6 com pelos direcionados para o meio (Fig. 86)***Anthidium***
 - Nenhum dos sexos com a *combinação* de caracteres acima. Margem interna da estipe sem fileira de cerdas (Fig. 37), trocânter posterior sem formar um ângulo protuberante. Fêmea: mandíbula com 3 ou 4 (*raramente* 5) dentes, pelo menos alguns dos quais separados por emarginações obtusas ou arredondadas (Figs. 29 – 31) . Macho: E6 com pelos direcionados para trás**2**

2. Tíbia média com dois espinhos apicais amplamente separados (Fig. 51); escopa sempre ausente.....**3**
 - Tíbia média com um espinho apical ou carena; (quando com 2 espinhos, os dois curtos e muito próximos) escopa presente ou não**4**

3. Superfície anterior do mesepisterno com pontuação mais esparsa que a superfície lateral, carena omaular presente; área interantenal curta e protuberante (Fig. 20). Macho: E3 com um par de lobos translúcidos e E4 com duas projeções medianas ***Dolichostelis***
 - Superfície anterior do mesepisterno com pontuação semelhante à superfície lateral do mesepisterno, carena omaular ausente; área interantenal plana. Macho: E3 do macho sem lobos translúcidos e E4 sem projeções medianas***Stelis***

4. Dente apical da mandíbula da fêmea duas vezes mais largo que os seguintes (Fig. 32). Ápice da tíbia média sem espinho tibial, com espinho vestigial ou carena convexa (Figs. 50 e 52)**5**
 - Dente apical da mandíbula da fêmea tão largo quanto os seguintes. Ápice da tíbia média com espinho tibial**7**

5. Ápice da tíbia média estreito (Figs. 51 e 52). Fêmea: margem inferior da mandíbula fortemente oblíqua (Fig. 33); gena com pelos plumosos longos; basitarso da perna posterior estreito e cilíndrico. Macho: T7 trilobado, com o lobo mediano mais longo e largo que os lobos laterais6
- Ápice da tíbia média largo (Fig. 49). Fêmea: margem inferior da mandíbula não oblíqua; gena sem pelos plumosos longos; basitarso da perna posterior largo e achatado. Macho: T7 curto, sem formar projeções *Trachusa*
6. Propódeo com fóvea pós-espíracular. Macho: T6 sem lobos laterais; E3 sem cerdas medianas; E4 com cerdas medianas; E5 emarginado medianamente e com pente de cerdas laterais *Paranthidium*
- Propódeo sem fóvea pós-espíracular. Macho: T6 com lobos laterais, E3 com cerdas grossas medianas; E4 recoberto por pelos curtos, formando tomento; E5 com pelos longos laterais e faixa tomentosa de cerdas medianamente *Rapanthidium*
7. Cerdas plumosas no vértice, formando uma área semi-circular; ocelos diminutos, menores que o diâmetro do alvéolo antenal (Fig. 16); área anterior e dorsal do mesoscuto separadas por uma crista; área lateral do metanoto com densa faixa de pelos plumosos *Dianthidium*
- Cerdas do vértice sem formar área semi-circular; ocelos normais, iguais ou maiores que o diâmetro do alvéolo antenal; área anterior e dorsal do mesoscuto sem formar uma crista; metanoto sem faixa de pelos nas laterais8
8. Margem interna do alvéolo antenal plana; sutura subantenal longa e distintamente arqueada para fora; carenas paraoculares ausentes; carenas condilares e externas da mandíbula curtas, apenas no terço inicial (Fig. 30); vértice alongado posteriormente, cobrindo o pronoto; ângulo dorso-lateral do pronoto com sulco ou canalículo liso e expansões latero-ventrais nos tergos T3 a T6 (Fig. 56) *Loyolanthidium*
- Margem interna do alvéolo antenal elevada; sutura subantenal reta ou quase reta (*se* arqueada, *então*, muito curta); carenas paraoculares presentes; carenas condilares e externas da mandíbula longas, atingindo pelo menos a metade das mandíbulas (Fig. 31); vértice curto, não cobrindo o pronoto; ângulo dorso-lateral do pronoto sem canalículo e tergos sem expansões laterais9

9. Clípeo com forte carena mediana (Fig. 22); E6 da fêmea com projeções (Fig. 60); esternos do macho côncavos**10**
- Clípeo sem carena ou com fraca carena; E6 da fêmea sem projeções (Figs. 61 e 62); esternos do macho planos ou levemente convexos**11**
10. Margem posterior do mesoscuto sem pelos plumosos diferenciados; T4–T6 sem projeções laterais; tergos sem carena longitudinal; lamela do lobo pronotal curta e opaca; T7 do macho bilobado e com profunda emarginação circular
..... *Carloticola*
- Pelos plumosos curtos na margem posterior do mesoscuto (Fig. 40); T4–T6 com projeções espiniformes laterais (Fig. 58); carena longitudinal mediana nos últimos tergos (Fig. 58); lamela do lobo pronotal alta e translúcida; T7 do macho trilobado...
..... *Epanthidium*
11. Pterostigma muito pequeno, sua largura semelhante ao seu comprimento medido na margem costal; pilosidade da margem apical da gálea longa, pelos com comprimento igual ou maior que o comprimento do palpo labial distal. Macho: T6 expandido posteriormente, formando um grande lobo arredondado de cada lado e com uma emarginação larga ou, às vezes, com um espinho, entre os lobos
..... *Duckeanthidium*
- Pterostigma relativamente grande, sua largura menor que o seu comprimento; pilosidade da margem da gálea curta, pelos mais curtos que o comprimento do palpo labial distal (ou se relativamente longos, pelos com ápice em gancho). Macho: T6 sem lobos laterais**12**
12. Ângulo dorso-lateral do pronoto com tubérculo arredondado (Fig. 38); T6 do macho com uma ou duas projeções laterais espiniformes**13**
- Ângulo dorso-lateral do pronoto sem tubérculos; T6 do macho sem projeções laterais**14**
13. Clípeo sem tubérculos; carena pré-occipital completa, atingindo a carena hipostomal; grádulos dos tergos bem evidentes (Fig. 54). Macho: fimbria externa da

- mandíbula com pilosidade longa e abundante; T5 com uma projeção espiniforme lateral; T6 com duas projeções laterais; T7 bilobado; E3 e E4 com área mediana não pontuada (Fig. 76) e E5 sem projeções laterais*Aztecanthidium*
- Dois tubérculos medianos no clipeo (Fig. 32); carena pré-occipital apenas nas porções iniciais da gena; grádulos pouco marcados. Macho: mandíbulas sem tufo de pelos; T5 sem projeções; T6 com uma projeção lateral; T7 curto e fracamente emarginado; E3 e E4 sem área mediana com pontuação diferenciada e E5 com projeções laterais.....*Ketianthidium*
- 14.** Escutelo intumescido, não projetado sobre o metanoto; fóvea pós-espiracular do propódeo não carenada**15**
- Escutelo não intumescido, projetado sobre o metanoto; fóvea pós-espiracular carenada**18**
- 15.** Clipeo truncado, não sobrepassando a base do labro e sem carena mediana. Fêmea: sulco profundo acima dos alvéolos antenais; mandíbula com três dentes, com profunda emarginação mediana na margem superior e ápice do labro trilobado (Figs. 18 e 24)*Notanthidium*
- Clipeo sobrepassando a base do labro e com fraca carena mediana. Fêmea: ausência de sulco acima dos alvéolos; mandíbula com quatro ou cinco dentes, sem emarginação na margem superior e ápice do labro reto ou levemente projetado.....**16**
- 16.** Mesepisterno anguloso ou com carena (Fig. 43); lobo jugal da asa posterior distintamente menor que um terço do lobo anal. Fêmea: mandíbula com cinco dentes obscuramente definidos e carena acetabular formando ângulo reto (Fig. 31) ...
.....*Allanthidium*
- Mesepisterno não carenado; lobo jugal da asa posterior distintamente maior que um terço do lobo anal. Fêmea: mandíbula com quatro dentes obscuramente definidos e carena acetabular sem formar ângulo.....**17**
- 17.** E1 com tubérculo mediano. Fêmea: carena adutora expandida formando um dente protuberante (Fig. 34). Macho: coxa posterior sem área interna cerdosa; T7 com três ou quatro lobos apicais digitiformes e E4 sem cerdas grossas*Anthidianum*

- E1 sem tubérculo mediano. Fêmea: carena adutora sem expansão. Macho: coxa posterior com área cerdosa na face interna; T7 com dois processos cônicos tão longos quanto o escapo; E4 com cerdas grossas medianas..... *Chrisanthidium*

- 18.** Carenas paraoculares longas, atingindo o topo dos olhos compostos; carena pré-occipital forte lateralmente, atrás dos olhos, e estendendo-se até a porção posterior da carena hipostomal; carena na região inferior das genas; sutura escuto-escutelar foveolada, com duas fóveas profundas de fundos lisos, cada qual não mais que 5x mais longa do que larga (Fig. 39); superfície dorsal do lobo pronotal com carena; base da superfície dorsal de T1 carenada transversalmente (Fig. 45). Macho: primeiro flagelômero curto, igual ou menor que o comprimento do segundo.....**19**
- Carenas paraoculares não atingindo o topo dos olhos compostos; carena pré-occipital ausente ou, se presente, não se aproximando da carena hipostomal; gena sem carena; sutura escuto-escutelar usualmente linear mas, se formando duas fóveas, então, cada qual é mais que 5x mais longa que larga (Fig. 40); superfície dorsal do lobo pronotal sem carena; base da superfície dorsal de T1 sem carena transversal. Macho: primeiro flagelômero longo, maior que o comprimento do segundo**21**

- 19.** Corpo alongado, mesoscuto mais longo que largo. Fêmea: região ventral do mesepisterno sem pelos com ápice curvo; tíbia posterior com pelos pectinados levemente curvos; esporão tibial posterior interno em gancho; pelos da escopa capitados; esternos dos machos largos (duas vezes mais largos que longos).....**20**
- Corpo robusto, mesoscuto mais largo que longo. Fêmea: região ventral do mesepisterno com pelos de ápice curvo; tíbia posterior sem pelos pectinados; esporão tibial posterior interno afilado ou truncado; pelos da escopa simples; esternos dos machos estreitos (três vezes mais largos que longos) (Fig. 75)
.....*Anthodioctes*

- 20.** Lobo pronotal menor, no sentido anteroposterior, do que a tégula; pterostigma cerca de 2x mais longo que o prestigma; fêmur posterior não carenado. Fêmea: tíbia posterior com cerdas curtas. Macho: E5 com projeções laterais *Nananthidium*
- Lobo pronotal tão longo, no sentido anteroposterior, quanto a tégula (Fig. 57); pterostigma aproximadamente tão longo quanto o prestigma; fêmur posterior

- carenado. Fêmea: tíbia posterior sem cerdas curtas. Macho: E5 sem projeções laterais.***Bothranthidium***
- 21.** Carena justantenal ausente ou vestigial. Macho: T7 formando uma aba com pequena reentrância mediana**22**
 – Carena justantenal presente. Macho: T7 bilobado**24**
- 22.** Carena justantenal vestigial; lamela do lobo pronotal alta. Macho: tarsômeros posteriores sem expansão.....***Ananthidium***
 – Carena justantenal ausente; lamela do lobo pronotal curta. Macho: tarsômeros posteriores expandidos.....**23**
- 23.** Carena pré-occipital ausente. Fêmea: região ventral do mesepisterno sem pelos de ápice curvo. Macho: mandíbula com três dentes; face interna do fêmur médio com cerdas longas; E2 sem projeções laterais; E5 com projeções laterais; E6 sem expansão mediana***Hypanthidium***
 – Carena pré-occipital presente no terço dorsal da gena. Fêmea: região ventral do mesepisterno com pelos de ápice curvo. Macho: mandíbula com dois dentes; face interna do fêmur médio sem cerdas longas; E2 com duas projeções laterais; E5 sem projeções laterais; E6 com expansão mediana..... ***Tylanthidium***
- 24.** Arólios ausentes em ambos os sexos; carena longitudinal do E1 alta e laminada; área mesepisternal com faixa lisa, não pontuada (Fig. 44). Macho: E5 com pente de cerdas grossas (Fig. 82).....***Saranthidium***
 – Arólios presentes pelo menos nos machos; carena longitudinal do E1 sem formar lâmina; área mesepisternal com pontuação homogênea. Macho: E5 sem pente de cerdas grossas.....**25**
- 25.** Carena ou lamela do lobo pronotal reta anteriormente. Fêmea: T6 com fóvea mediana subapical e escopa ausente. Macho: T7 pequeno, não ou fracamente bilobado.....**26**
 – Carena ou lamela do lobo pronotal curva e contínua anteriormente. Fêmea: T6 sem fóvea mediana subapical e escopa presente. Macho: T7 distintamente bilobado ou com duas projeções ápico-laterais separadas por uma margem reta ou “côncava”

-28
- 26.** Corpo relativamente alongado. Pilosidade entre os ocelos não diferenciada do restante da cabeça. Área anterior da axila sulcada, sem formar área elevada. Fêmea: mandíbula sem modificações; margem distal de T1 com pelos curtos na margem e projeção apical na tíbia posterior *Austrostelis*
- Corpo robusto, metassoma, às vezes, quase globoso. Pelos longos entre os ocelos superiores. Área anterior da axila sem sulco, formando uma área elevada. Fêmea: processo dentiforme antero-basal na mandíbula; margem distal de T1 sem pelos curtos e tíbia posterior sem projeção apical.27
- 27.** Fronte carenada; área dorsal do labro sem tubérculos; mesoscuto bigiboso e T1 sem carena. Fêmea: carena condilar bifurcada e quilhada na base; clípeo com tubérculo basal mediano e sem projeções apicais *Rhynostelis*
- Fronte não carenada; área dorsal do labro com dois tubérculos basais; mesoscuto sem gibas e T1 com carena transversal. Fêmea: carena condilar sem bifurcação e sem formar quilha; clípeo sem tubérculo mediano e com projeções apicais
..... *Hoplostelis*
- 28.** Mesonoto triangular, mais estreito posteriormente; área ventral mediana do mesepisterno com densa faixa de pelos decumbentes; tégula com área marginal translúcida deprimida muito mais larga anteriormente do que medianamente. Fêmea: escopa com pelos ramificados *Dichanthidium*
- Mesonoto quadrangular, com área posterior tão larga quanto à área anterior; área ventral do mesepisterno sem área densa de pelos; tégula sem expansão anterior. Fêmea: escopa com pelos simples29
- 29.** Palpo labial com cerdas de ápice em gancho. Fêmea: mandíbula com margem longa inteira precedida por um ou dois dentes apicais e, às vezes, com um ângulo ou dente basal. Macho: dente basal separado por uma ampla concavidade, o espaço entre eles quase duas vezes maior que o espaço entre o dente médio e o inferior30
- Palpo labial sem cerdas em gancho. Fêmea: mandíbula com três ou quatro dentes mais ou menos homogeneamente espaçados ao longo da margem apical. Macho: mandíbulas com dentes homogeneamente espaçados.....31

- 30.** Premento fortemente pontuado lateralmente e com constrição mediana. Fêmea: mandíbula sem dente basal evidente. Macho: fêmur médio sem cerdas longas; margem distal de T6 com projeção lateral, mas sem outras modificações
***Michanthidium***
- Premento não pontuado ou com fraca pontuação e sem constrição mediana. Fêmea: mandíbula com dente basal separado por ampla concavidade. Macho: fêmur médio com cerdas longas na face interna; coxa posterior com cerdas curtas grossas; margem distal de T6 expandida e elevada medianamente, *às vezes*, bilobada, com projeção obtusa lateral***Larocanthidium***
- 31.** Tubérculos no ápice do clípeo sempre presentes. Macho: tarsômeros posteriores alongados, os dois primeiros juntos, tão longo quanto a tíbia**32**
- Tubérculos no ápice do clípeo ausentes ou presentes. Macho: tarsômeros posteriores não muito alongados, os dois primeiros juntos, menores que a tíbia.....**33**
- 32.** Corpo robusto; escutelo intumescido e biconvexo; dois artículos no palpo maxilar; carena omaular longa, estendendo-se pela metade inferior do mesepisterno como uma linha irregular. Macho: coxa posterior sem modificação em lâmina; T7 curto e reduzido; E3 sem aba mediana; E5 sem dobra tegumentar e E6 com projeções laterais***Hypanthidioides***
- Corpo delgado; escutelo não intumescido e sem convexidade; três artículos no palpo maxilar; carena omaular curta, apenas na metade dorsal do mesepisterno. Macho: coxa posterior com lâmina em arco na região interna; T7 com duas longas projeções digitiformes laterais; E3 com pequena aba mediana bilobada; E5 com dobra tegumentar e E6 sem projeções laterais ***Moureanthidium***
- 33.** Carena omaular longa, estendendo-se até a área ventral, podendo atingir o discrime mesepisternal. Macho: flagelômeros longos e crenulados; últimos tergos curvados para frente, T7 sobrepondo-se a E2; E3 e E4 pouco esclerotizados
***Dicranthidium***
- Carena omaular na metade superior do mesepisterno desaparecendo ou tornando-se irregular devido à pontuação. Macho: flagelômeros curtos, seu comprimento igual ao seu diâmetro; T6 e T7 não muito encurvados para frente; E3 e E4 esclerotizados

-34
- 34.** Carena justantenal curta, seu comprimento semelhante ao diâmetro do alvéolo antenal; lamela do lobo pronotal contínua, estendendo-se por toda a lateral do lobo pronotal; foveolas do propódeo somente nos flancos. Macho: E2 longo, uma vez e maior mais longo que o esterno seguinte; E4 e E5 sem expansões laterais e E5 sem faixa marginal expandida.....*Anthidulum*
- Carena justantenal longa, mais longa que o diâmetro do alvéolo antenal; lamela do lobo pronotal não contínua lateralmente; foveolas do propódeo estendendo-se por toda a margem do propódeo. Macho: E2 curto, menor ou igual ao comprimento do esterno seguinte; E4 e E5 com expansões laterais e E5 com faixa marginal expandida.....35
- 35.** Arólios bem desenvolvidos em ambos os sexos. Macho: fêmur médio sem cerdas longas na face interna; coxa posterior sem cerdas curtas grossas; E3 com cerdas grossas; E4 sem cerdas grossas medianas e E6 com dobra tegumentar transversal (Fig. 83).....*Ctenanthidium*
- Arólios ausentes ou minúsculos na fêmea e em alguns machos. Macho: fêmur médio com cerdas longas na face interna; coxa posterior com cerdas curtas grossas; E3 sem cerdas grossas; E4 com cerdas grossas medianas formando dois pequenos tufo (Fig. 79) e E6 sem dobra tegumentar.....*Mielkeanthidium*

Chave para os Subgêneros de *Dianthidium* presentes na Região Neotropical

- 1.** Três artículos no palpo maxilar; foveolas do propódeo ausentes ou diminutas; fovea pós-espíracular do propódeo não carenada; arólios presentes. Macho: E6 longo (tão longo quanto largo).....2
- Dois artículos no palpo maxilar; foveolas em toda a extensão da base do propódeo; fovea pós-espíracular do propódeo carenada; arólios ausentes. Macho: E6 curto (pelo menos uma vez e meia mais largo que longo).....*D. (Deranchanthidium)*

2. Abelhas pequenas (8 a 10 mm); integumento preto com máculas amarelas ou brancas. Macho: T7 trilobado, com a projeção mediana pouco mais longa que as projeções laterais; E5 com um pente de pelos ***D. (Adanthidium)***
- Abelhas grandes (11 a 23 mm); integumento vermelho com ou sem máculas amarelas. Macho: T7 com uma única projeção longitudinal mediana longa; E5 sem pente de pelos ***D. (Mecanthidium)***

Chave para os Subgêneros de *Trachusa* presentes na Região Neotropical

1. Máculas amarelas ou brancas presentes em todos os tagmas; sutura subantenal reta ou levemente côncava; lobo pronotal carenado ou lamelado; arólios presentes ***T. (Heteranthidium)***
2. Máculas amarelas ou brancas ausentes, exceto na face dos machos; sutura subantenal convexa; lobo pronotal romboso; arólios ausentes..... ***T. (Ulanthidium)***



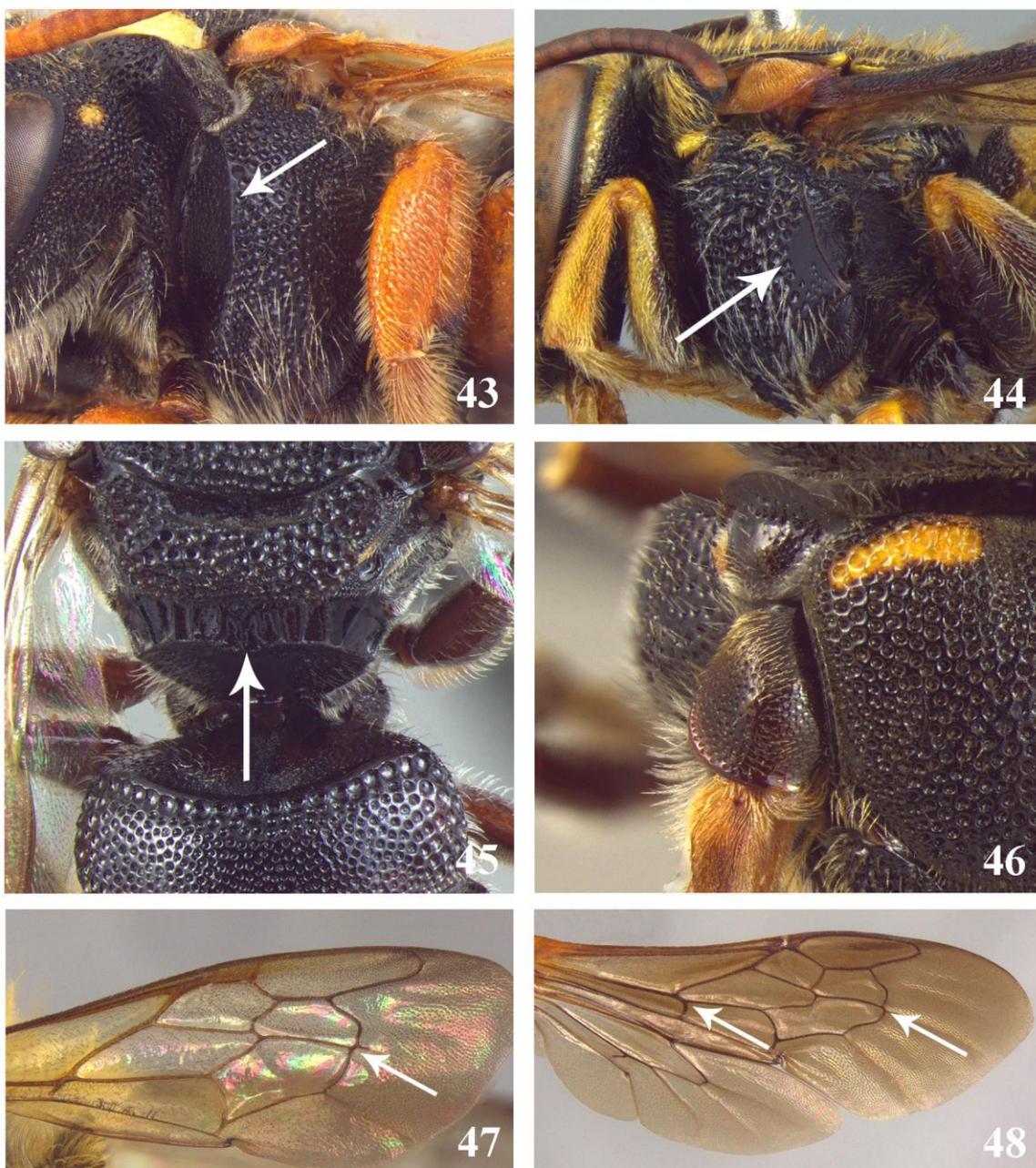
Figuras 13 - 19. Pontuação do integumento: (13) *T. (Heteranthidium) larreae*; (14) *Bothranthidium lauroi*. (15) carena pré-occipital de *Anthodioctes lunatus*. (16) pêlos plumosos e ocelos diminutos de *D. (Adanthidium) texanum*. (17) pêlos longos entre os ocelos de *Hoplostelis bilineolata*. (18) sulco da face de *Notanthidium steloides*. (19) carena justantenal de *Michanthidium sakagamii*.



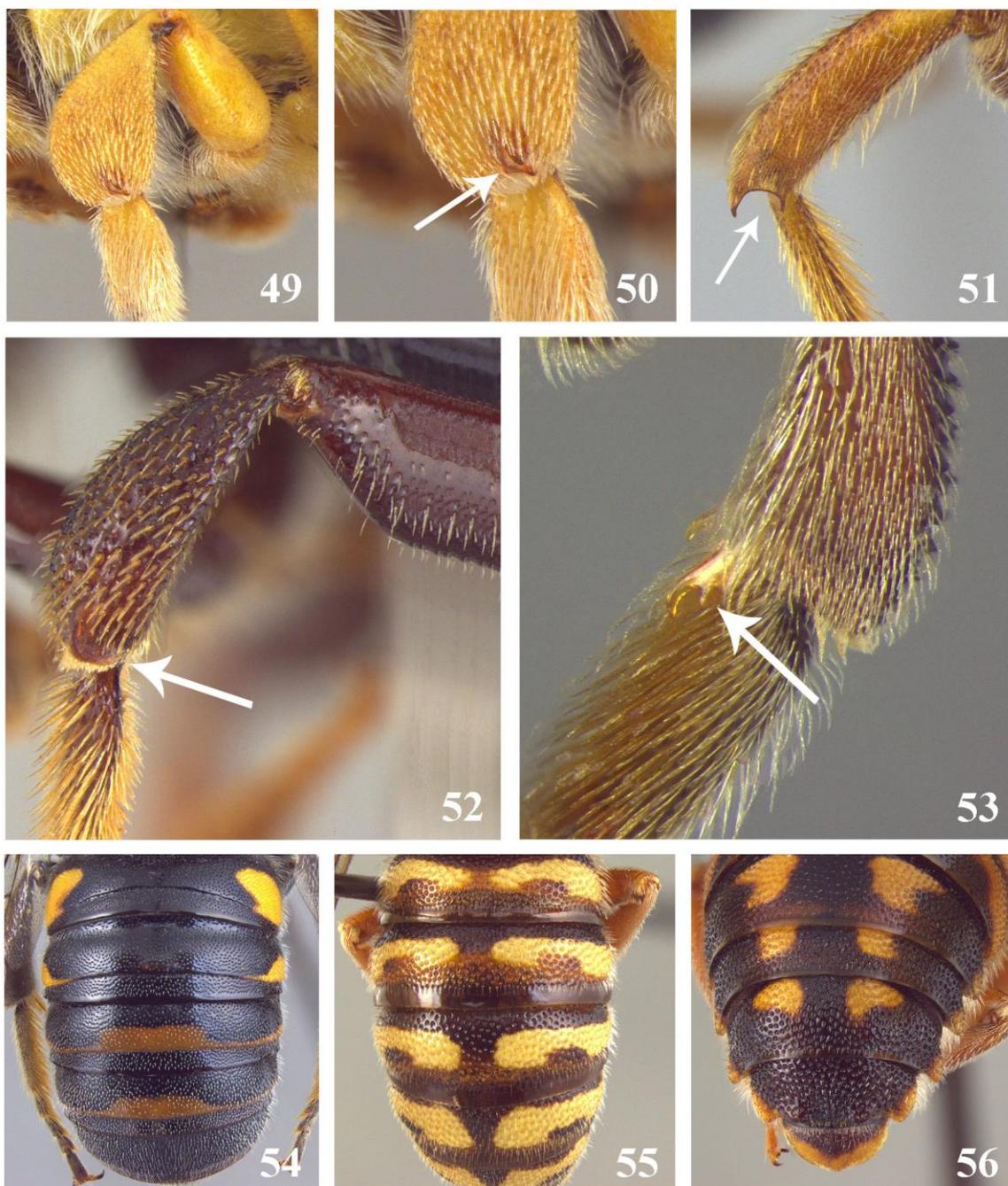
Figuras 20 - 31. (20) área interantenal protuberante de *Dolichostelis louisae*. (21) sutura subantenal longa de *Loyolanthidium apicale*. (22) carena mediana no clipeo de *Epanthidium bicoloratum*. (23) tubérculos no ápice do clipeo de *Ketianthidium zanolae*. (24) labro com ápice trilobado de *Notanthidium steloides*. (25) carena na face interna do escapo de *Aztecanthidium xochipillium*. (26) processo dentiforme basal na mandíbula de *Hoplostelis bilineolata*. Mandíbula multidentada: (27) *Anthidium chilense* e (28) *Anthidium sertanicola*. (29) mandíbula com quatro dentes de *Anthodioctes camargoi*. (30) carenas externas curtas da mandíbula de *Loyolanthidium apicale*. (31) carena acetabular de *Allanthidium rodolphi*.



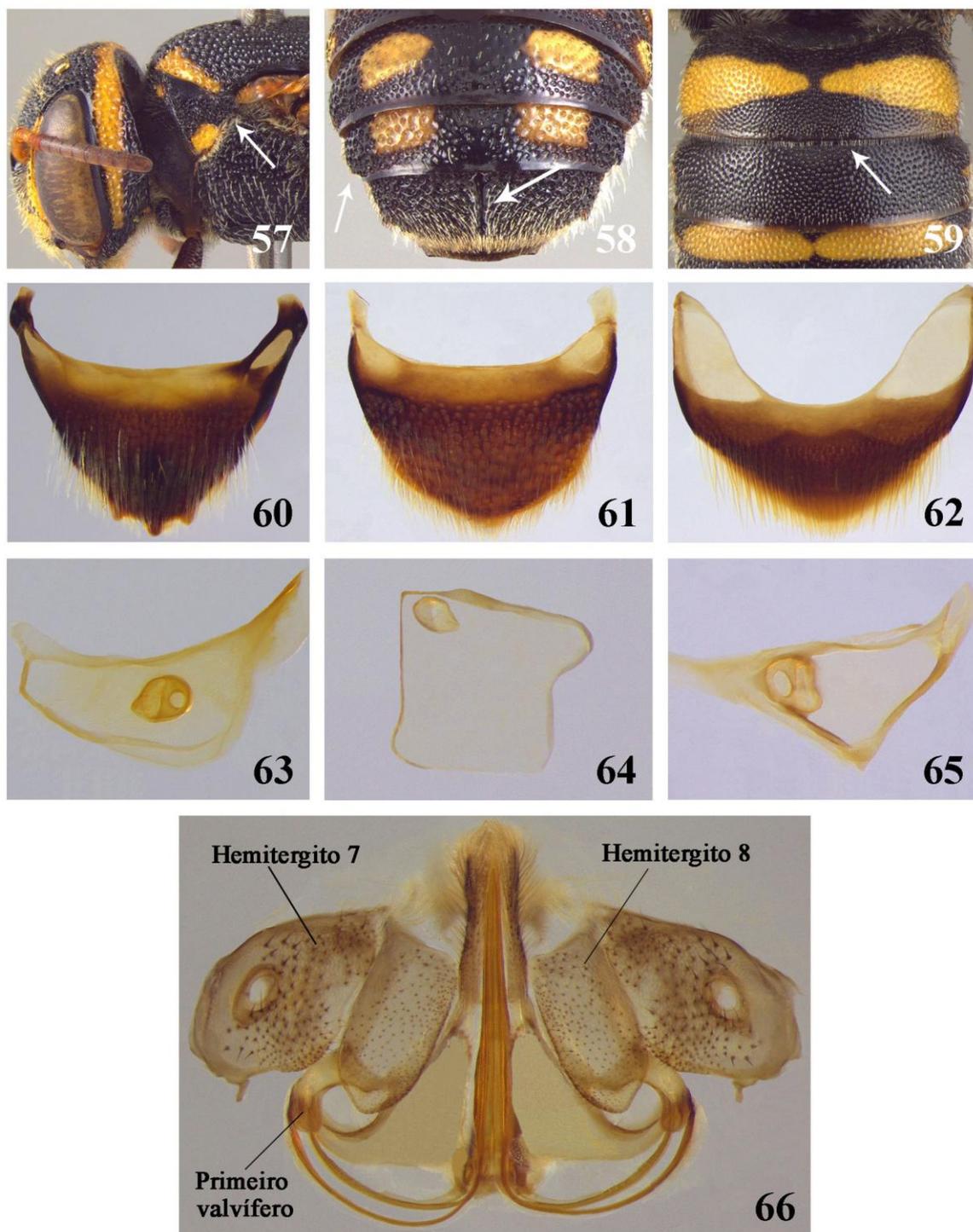
Figuras 32 - 42. (32) dente apical largo de *T. (Heteranthidium) bequaerti*. (33) margem inferior oblíqua da mandíbula de *Paranthidium jugatorium*. (34) carena adutora projetada da mandíbula de *Anthidium subpetiolatum*. (35) carena fimbrial da superfície interna da mandíbula de *Anthidium latum*. (36) margem interna da estipe com cerdas grossas dispostas em área côncava de *Anthidium manicatum*. (37) margem interna da estipe de *Aztecanthidium xochipillium*. (38) tubérculo no pronoto de *Ketianthidium zanolae*. (39) sutura escuto-escutelar aberta de *Bothranthidium lauroi*. (40) pêlos plumosos na margem posterior do mesoscuto de *Epanthidium bertonii*. (41) margem apical do malo e velo sem pêlos de *M. (Trichurochile) thygaterella*. (42) pêlos na margem apical do malo e do velo de *Aztecanthidium xochipillium*.



Figuras 43 - 48. (43) carena omaular de *Allanthidium rodolphi*. (44) área lateral do mesepisterno sem pontuação de *Sarathidium furcatum*. (45) fôveas no propódeo de *Nananthidium gualanense*. (46) tégula larga de *D. (Deranchanthidium) chamela*. (47) veia recorrente de *Megachile* sp.(48) veia recorrente e veia basal de *Anthidium sertanicola*.



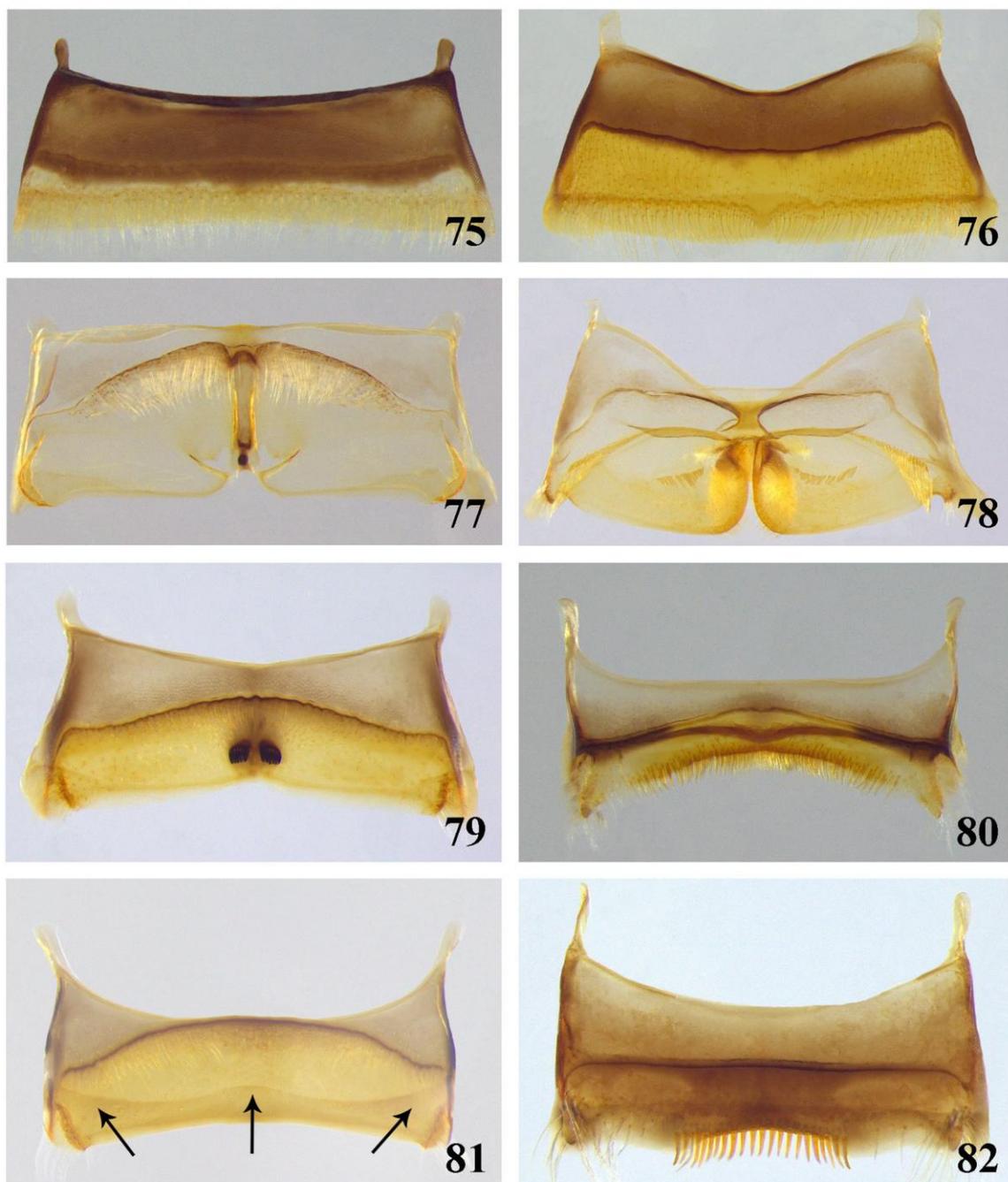
Figuras 49 - 56. (49) ápice largo na tíbia média de *T. (Heteranthidium) larreae*. (50) espinho tibial truncado de *T. (Heteranthidium) larreae*. (51) dois espinhos na tíbia de *Dolichostelis louisae*. (52) espinho tibial truncado recoberto de pêlos de *Rapanthidium vespoides*. (53) esporão tibial em gancho de *Bothranthidium lauroi*. (54) grádulos de *Aztecanthidium tenochtitlanicum*. (55) faixa marginal dos tergos sem pontuação de *D. (Adanthidium) texanum*. (56) expansões laterais dos tergos de *Loyolanthidium perplexum*.



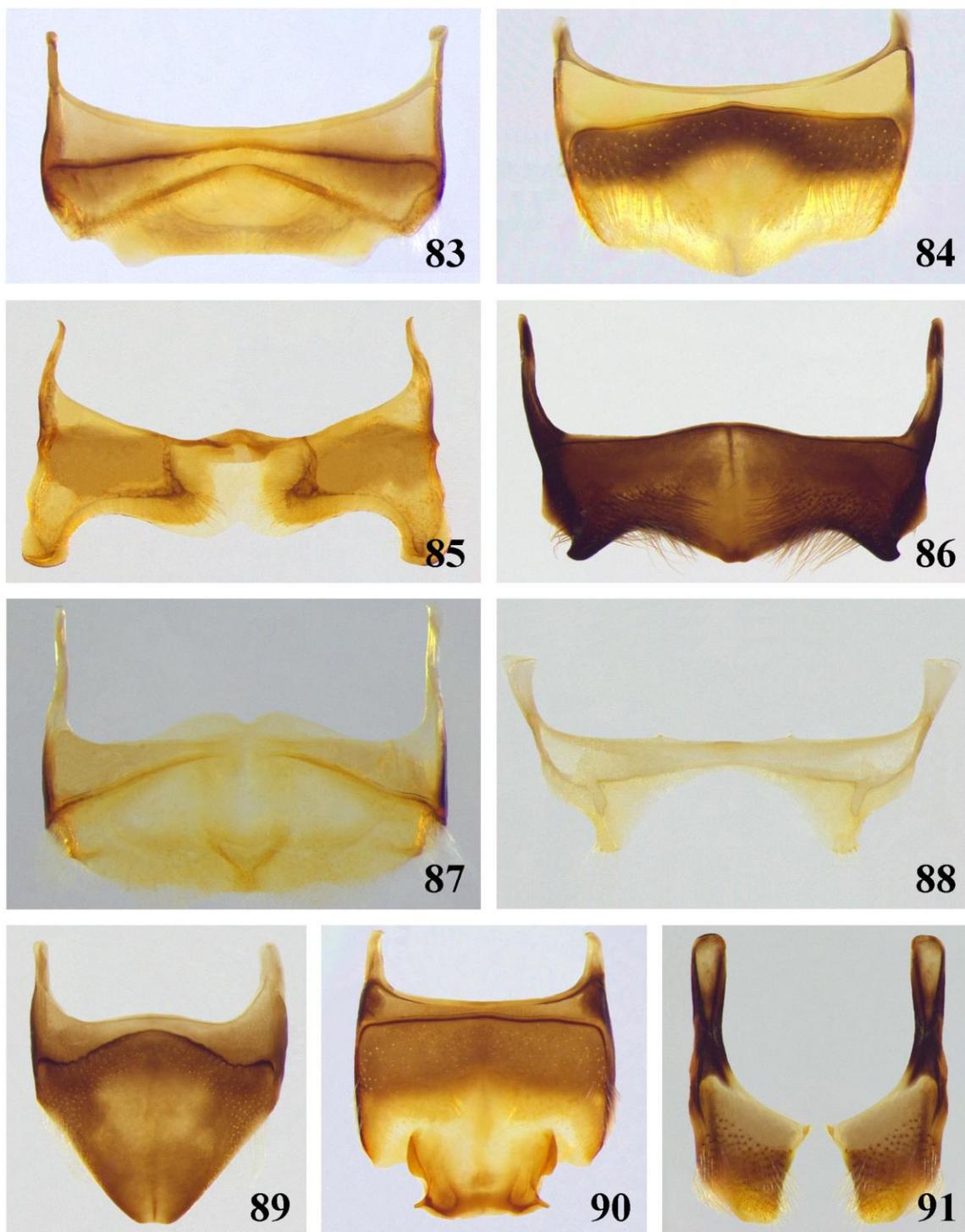
Figuras 57 - 66. (57) lobo pronotal de *Bothranthidium lauroi*. (58) carena longitudinal nos últimos tergos de *Epanthidium bicoloratum*. (59) pêlos curtos na margem distal do primeiro tergo de *Mielkeanthidium rubripes*. (60) projeções espiniformes no esterno seis de *Epanthidium tigrinum*. (61) antecosta reta do esterno seis de *Allanthidium rodolphi*. (62) antecosta côncava do esterno seis de *Hypanthidioides flavofasciata*. Hemitergito 7: (63) *Carloticola paraguayensis*; (64) *Dichanthidium exile*; (65) *Tylanthidium tuborigaster*. (66) ferrão e tergos associados de *T. (Ulanthidium) mitchelli*.



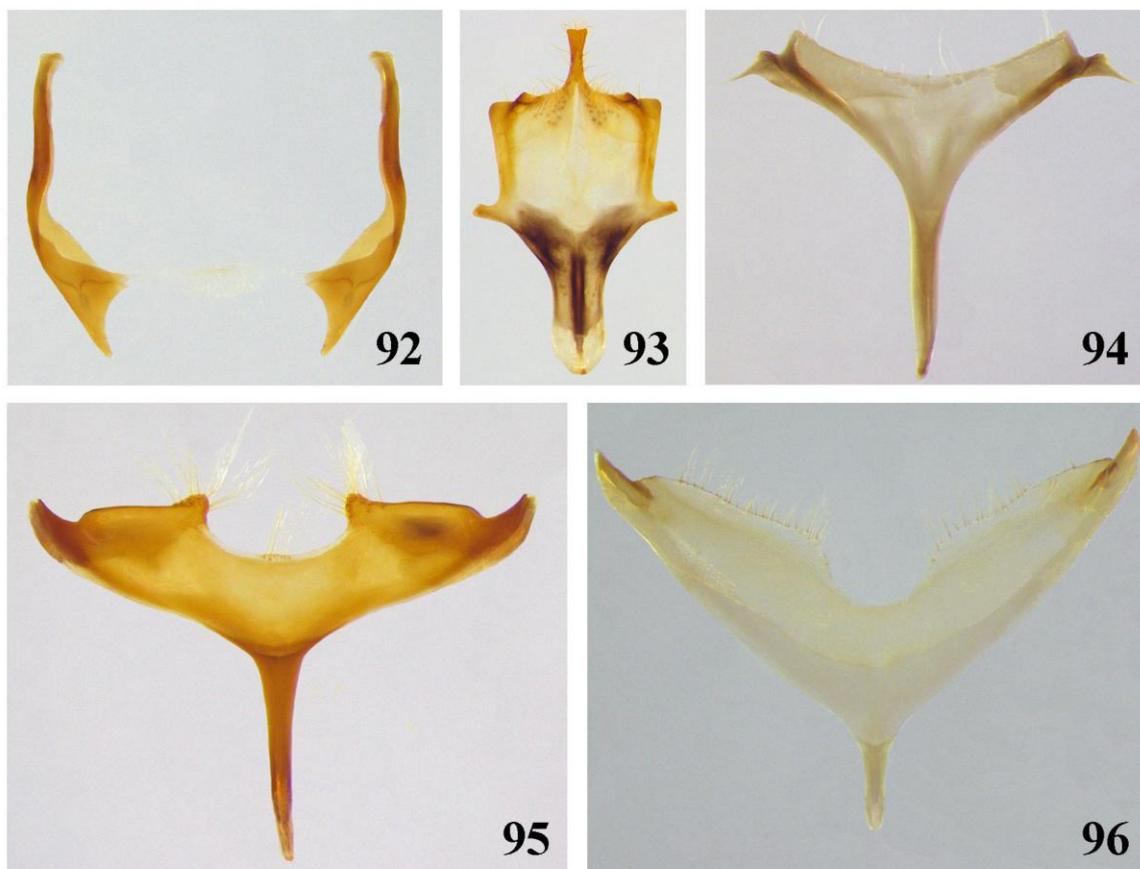
Figuras 67 - 74. (67) dente basal separado dos demais por ampla concavidade de *Larocanthidium ornatum*. (68) pêlos longos no fêmur médio de *Moureanthidium bahianum*. (69) cerdas curtas grossas nas coxas posteriores de *Grafanthidium amazonense*. (70) projeção espiniforme nas coxas posteriores de *D. (Dianthidium) ulkei*. (71) tarsômetros posteriores alongados de *Moureanthidium subarenarium*. (72) expansão mediana no tergo seis de *Larocanthidium maculosum*. (73) projeções dorso-laterais no tergo seis de *Aztecanthidium tenochtitlanicum*. (74) pilosidade dos esternos de *Nananthidium gualanense*.



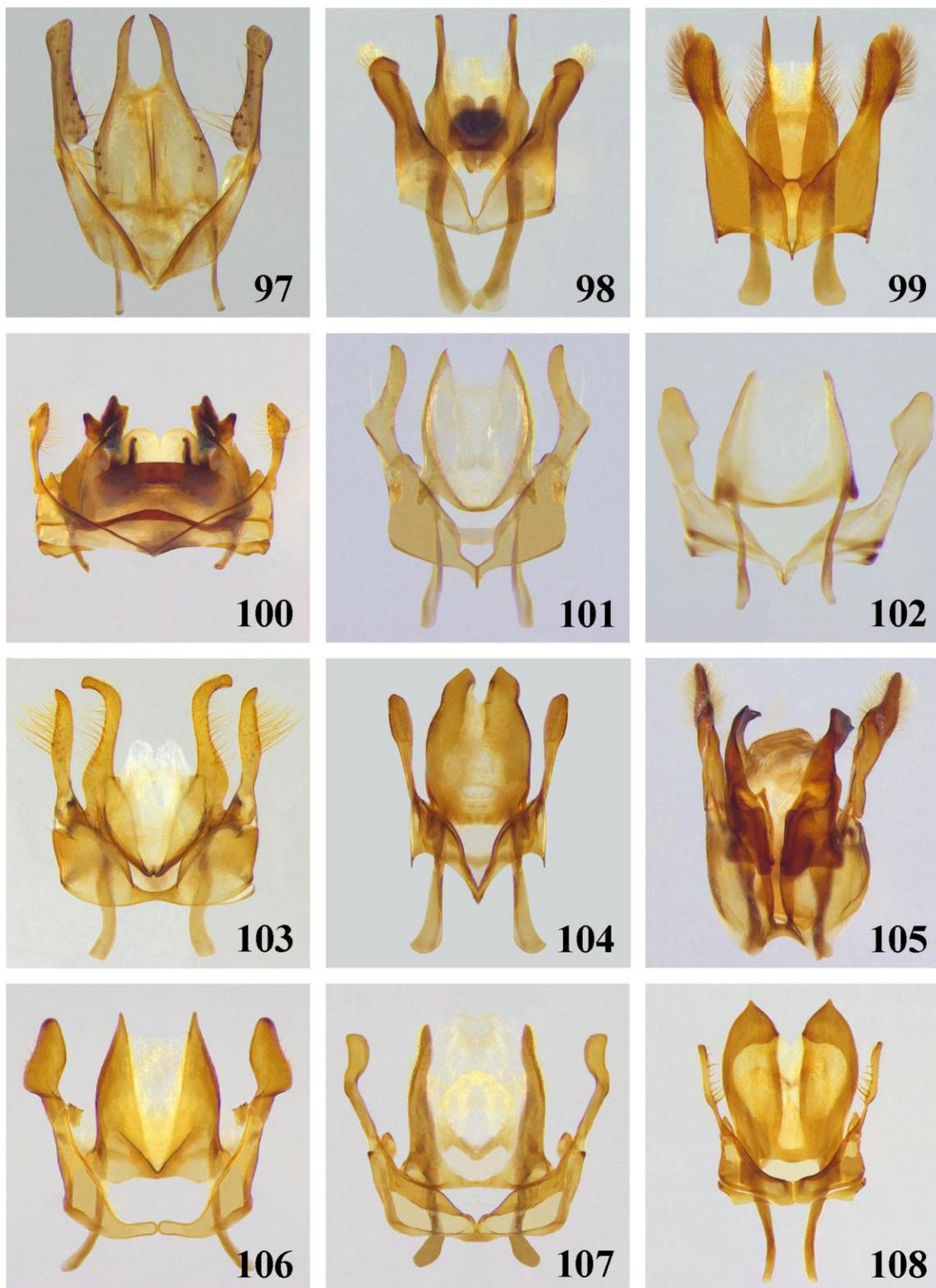
Figuras 75 - 82. Esternos dos machos. (75) esterno três reduzido de *Anthodictes megachiloides*. (76) região mediana não pontuada do esterno três de *Aztecanthidium xochipillium*. Esterno membranoso de *Dicranthidium soniae*: (77) esterno três; (78) esterno quatro. (79) cerdas grossas do esterno quatro de *Mielkeanthidium rubripes*. (80) dobra tegumentar mediana no esterno cinco de *Moureanthidium subarenarium*. (81) faixa marginal expandida no esterno cinco de *Mielkeanthidium rubripes*. (82) cerdas grossas no ápice do esterno cinco de *Saranthidium marginatum*.



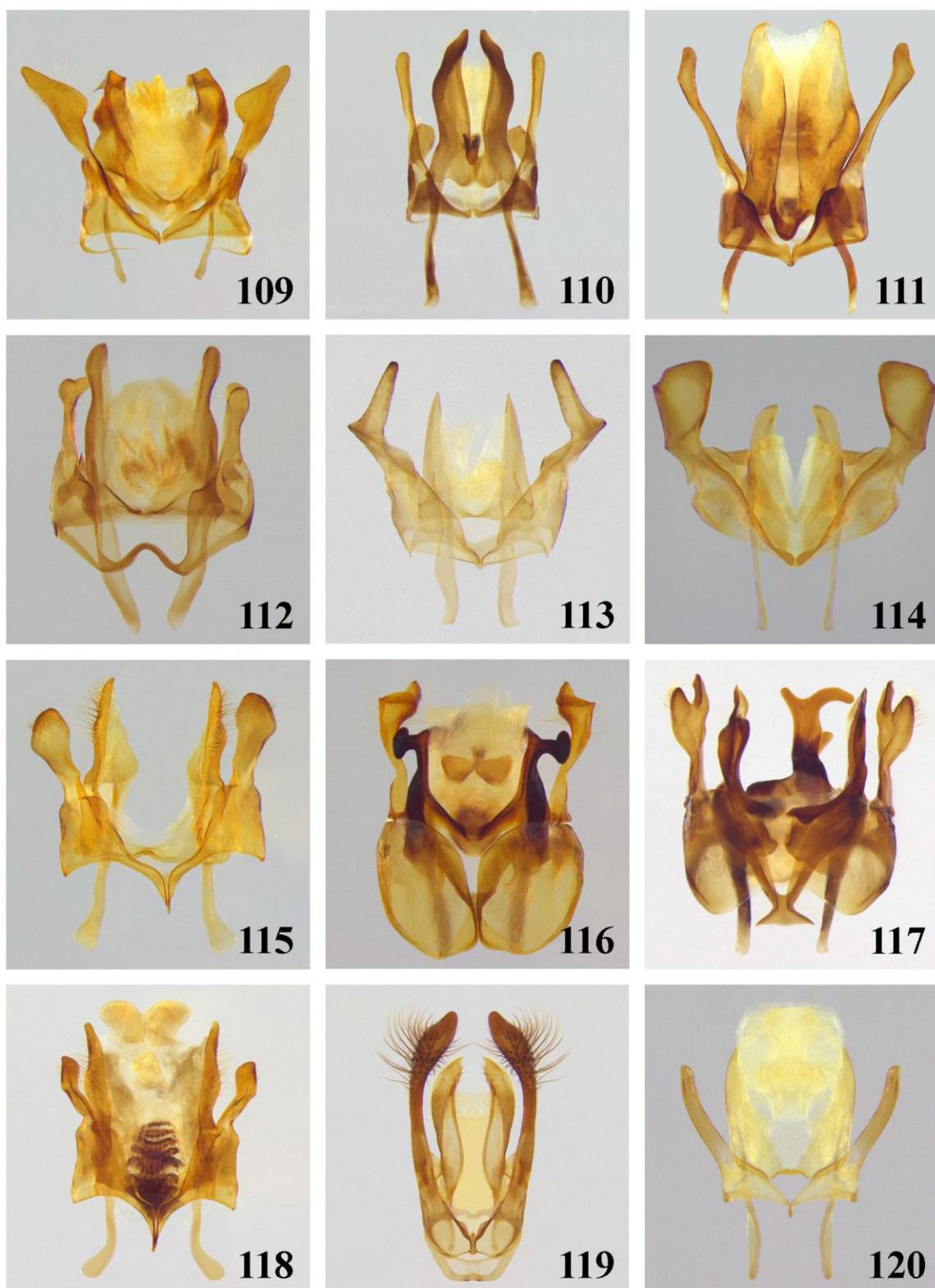
Figuras 83 - 91. Externos dos machos. (83) dobra tegumentar do esterno seis de *Ctenanthidium gracile*. Morfologia do esterno seis: (84) *Hypanthidium divaricatum*; (85) *Hypanthidioides flavofasciata*; (86) *Anthidium falsificum*; (87) *Moureanthidium bahianum*. (88) esterno sete de *Aztecanthidium xochipillium*. Externo seis: (89) *D. (Dianthidium) ulkei*; (90) *Tylanthidium tuberigaster*. (91) esterno sete de *Anthidium manicatum*.



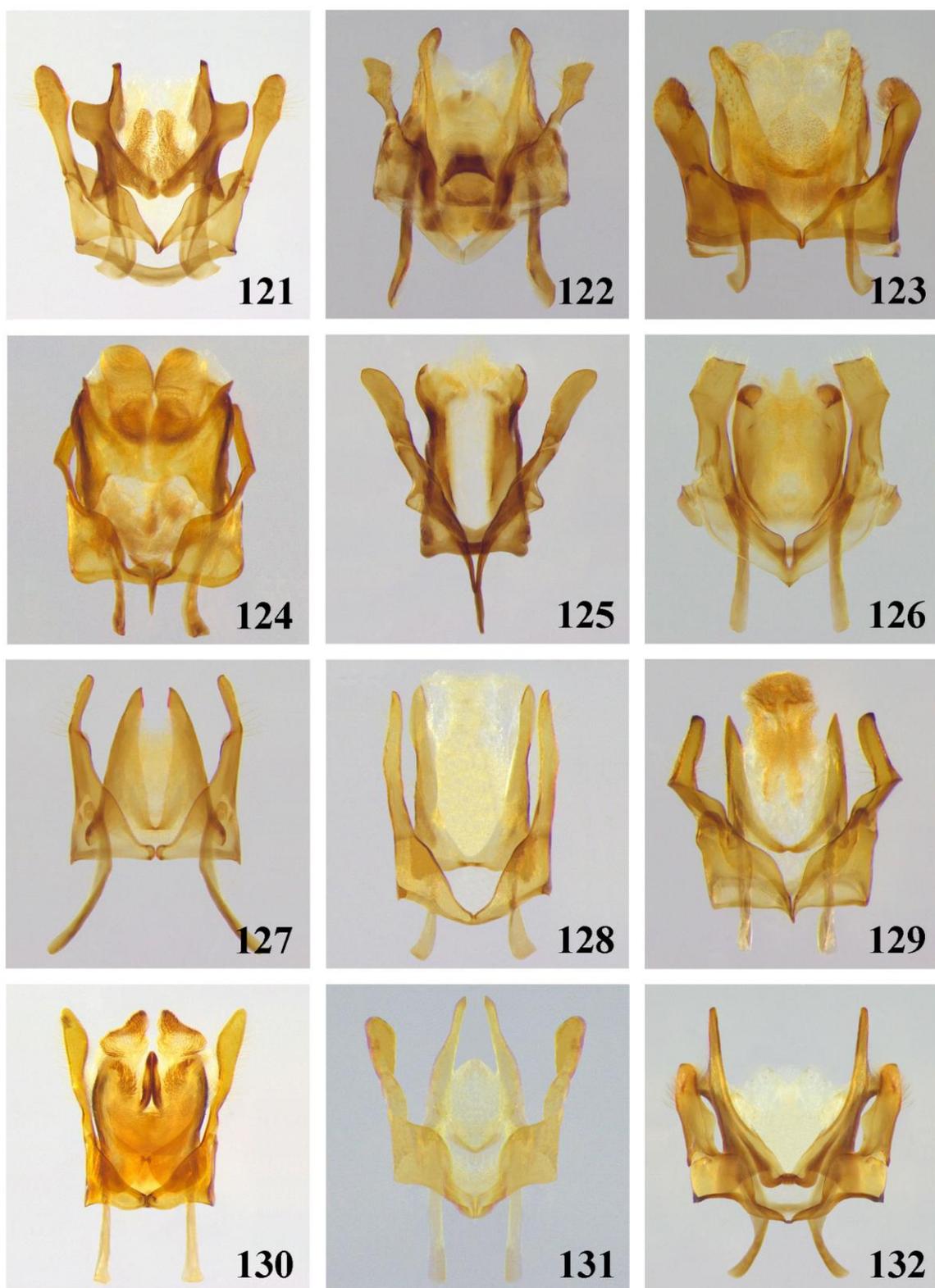
Figuras 92 - 96. Esternos dos machos. (92) esterno sete de *D. (Mecanthidium) macrurum*. Esterno oito: (93) *Anthidium manicatum*; (94) *Saranthidium marginatum*; (95) *Epanthidium tigrinum*; (96) *Hypanthidium foveolatum*.



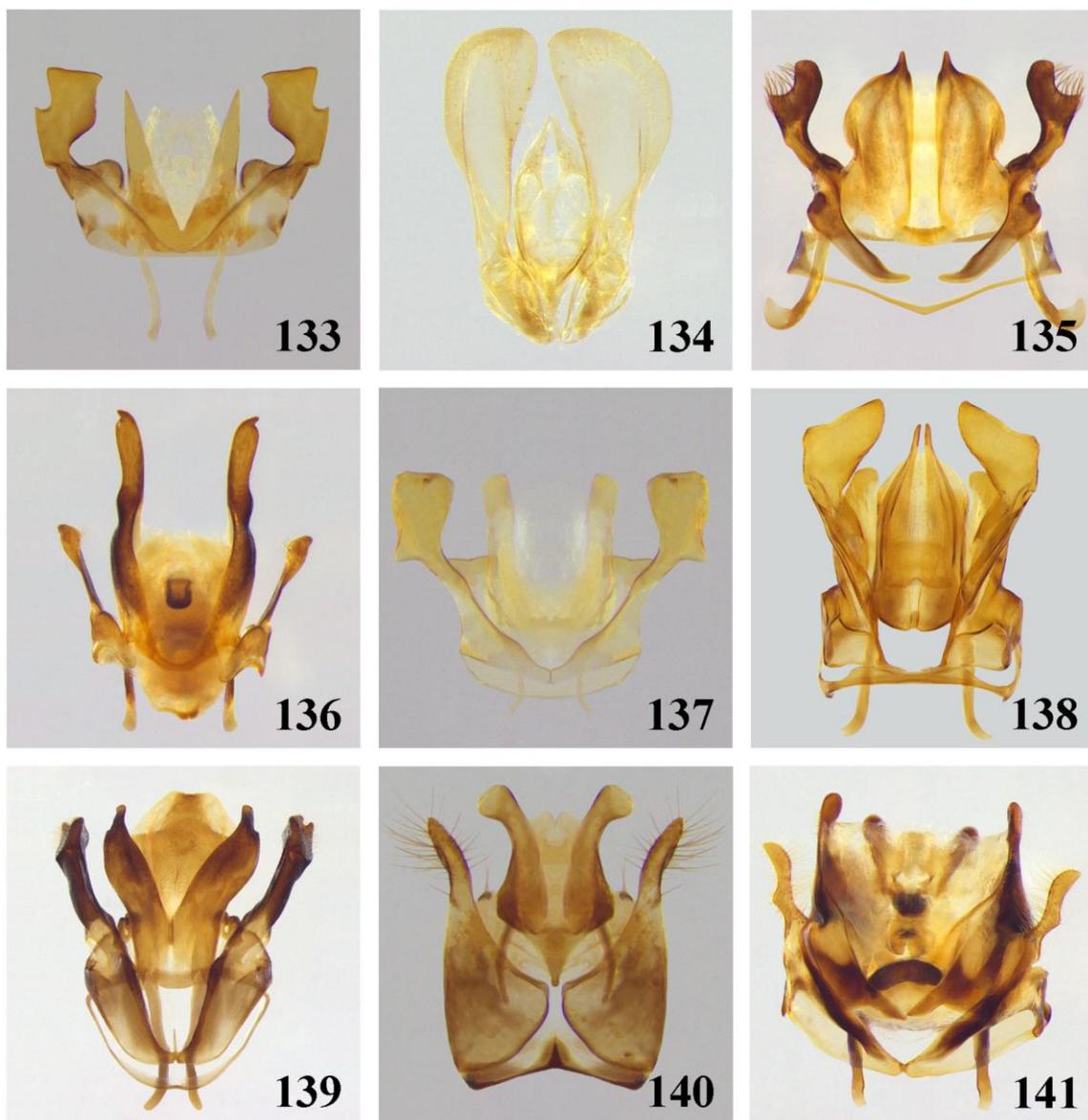
Figuras 97 - 108. Genitália dos machos, vista dorsal: (97) *A. (Capanthidium) capicola*; (98) *Ananthidium inerme*; (99) *Anthidianum subpetiolatum*; (100) *Anthidium sertanicola*; (101) *Anthidulum mourei*; (102) *Anthodioctes megachiloides*; (103) *Aztecanthidium xochipillium*; (104) *Bothranthidium lauroi*; (105) *Carlaticola paraguayensis*; (106) *Chrisanthidium bidentatum*; (107) *Ctenanthidium gracile*; (108) *D. (Adanthidium) texanum*.



Figuras 109 - 120. Genitália dos machos, vista dorsal: (109) *D. (Deranchanthidium) chamela*; (110) *D. (Dianthidium) ulkei*; (111) *D. (Mecanthidium) macrurum*; (112) *Dichanthidium exile*; (113) *Dicranthidium arenarium*; (114) *Dolichostelis costalis*; (115) *Duckeanthidium atropos*; (116) *Epanthidium nectarinioides*; (117) *Epanthidium tigrinum*; (118) *Grafanthidium amazonense*; (119) *Hoplitis albifrons*; (120) *Hoplostelis bilineolata*.



Figuras 121 - 132. Genitália dos machos, vista dorsal: (121) *Hypanthidioides flavofasciata*; (122) *Hypanthidium nigritulum*; (123) *Ketianthidium zanolae*; (124) *Larocanthidium ornatum*; (125) *Loyolanthidium apicale*; (126) *Loyolanthidium ehrhorni*; (127) *Michanthidium sakagamii*; (128) *Michanthidium* sp. nov.; (129) *Mielkeanthidium rubripes*; (130) *Moureanthidium subarenarium*; (131) *Nananthidium bettyae*; (132) *Notanthidium steloides*.



Figuras 133 - 138. Genitália dos machos, vista dorsal. (133) *Paranthidium flavolineatum*; (134) *A. (Immanthidium) repetitum*; (135) *Rapanthidium vespoidea*; (136) *Saranthidium musciforme*; (137) *Stelis lateralis*; (138) *T. (Heteranthidium) bequaerti*; (139) *T. (Ulanthidium) mitchelli*; (140) *Trichothurgus aterrimus*; (141) *Tylanthidium tuberigaster*.

REFERÊNCIAS

- Abdalla, F.C. & C. Cruz-Landim. 2001. Dufour glands in the Hymenopterans (Apidae, Formicidae, Vespidae): A review. **Revista Brasileira de Biologia** **61**: 95-106.
- Alexander, B. A. & C. D. Michener. 1995. Phylogenetic studies of the families of short-tongued bees (Hymenoptera: Apoidea). **The University of Kansas Science Bulletin** **55**: 377-424.
- Almeida, E. A. B. 2007. **Systematics and Biogeography of Colletidae (Hymenoptera, Apoidea)**. Tese de Doutorado, Cornell University, Estados Unidos.
- Alves-dos-Santos, I. 2004. Biologia de nidificação de *Anthodioctes megachiloides* Holmberg (Anthidiini, Megachilidae, Apoidea). **Revista Brasileira de Zoologia** **21**: 739-744.
- Alves-dos-Santos, I.; M. F. Camarotti-de-Lima; C. F. Martins & E. F. Morato. 2004. Nesting biology of some Brazilian *Anthodioctes* species Holmberg 1903 (Anthidiini, Megachilidae). In: 8th IBRA International Conference on Tropical Bees and VI Encontro sobre Abelhas, Ribeirão Preto. **Proceedings of the 8th IBRA International Conference on Tropical Bees and VI Encontro sobre Abelhas**, 93-98.
- Ashmead, W. H. 1899. Classification of the bees, or the superfamily Apoidea. **Transactions of the American Entomological Society** **26**: 49-100.
- Brooks, R. W. & T. L. Griswold. 1988. A key to the species of *Trachusa* subgenus *Heteranthidium* with descriptions of new species from Mexico (Hymenoptera: Megachilidae; Anthidiini). **Journal of the Kansas Entomological Society** **61**: 332-346.
- Camargo, J. M. F., W. E. Kerr & C. R. Lopes. 1967. Morfologia externa de *Melipona (Melipona) marginata* Lepeletier (Hymenoptera, Apoidea). **Papéis Avulsos de Zoologia** **20**: 229-258.
- Camarotti-de-Lima, M. F. & C. F. Martins. 2005. Biologia de Nidificação e Aspectos Ecológicos de *Anthodioctes lunatus* (Smith) (Hymenoptera: Megachilidae, Anthidiini) em Área de Tabuleiro Nordeste, PB. **Neotropical Entomology** **34**: 375-380.
- Cockerell, T. D. A. 1904. New genera of bees. **Entomological News** **15**: 292.
- Cockerell, T. D. A. 1917. Some neotropical *Megachile* bees. **Canadian Entomologist** **49**: 252-254.
- Cockerell, T. D. A. 1927. Megachilid bees from Bolivia collected by the Mulford Biological Expedition, 1921-22. **Proceedings of the United States National Museum** **71**: 1-22.

- Cockerell, T. D. A. 1932. Descriptions and records of bees - CXXXV. **Annals and Magazine of Natural History** **10**: 166-176.
- Danforth, B. N., J. Fang & S. Sipes. 2006. Analysis of family-level relationships in bees (Hymenoptera: Apiformes) using 28S and two previously unexplored nuclear genes: CAD and RNA polymerase II. **Molecular Phylogenetics and Evolution** **39**: 358-372.
- Dominique, J. 1898. Coup d'oeil sur les mellifères sud-américains du Muséum de Nantes. **Bulletin de la Société des Sciences Naturelles de l'Ouest de la France [Nantes]** **8**: 57-63.
- Engel, M. S. 2001. A monograph of the Baltic amber bees and evolution of the Apoidea (Hymenoptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** **259**: 1-192.
- Fabre, J. H. 1879. **Souvenirs Entomologiques** (quatrième série). Études sur L'instinct L'instinct et les moeurs des Insectes, 408 pp.
- Friese, H. 1898. **Die Bienen Europa's**, Vol. 3, Theil IV. 303pp., 1 pl. Innsbruck: Lampe.
- Friese, H. 1911. Apidae I. Megachilinae. **Das Tierreich**. Lieferung 28: xxvi + 440 pp. Berlin: Friedländer.
- Gess, S. K. & F. W. Gess. 2004. Notes on nesting and flower visiting of some Anthidiine Bees (Hymenoptera: Megachilidae: Megachilinae: Anthidiini) in Southern Africa. **Journal of Hymenoptera Research** **16**: 30-50.
- Goloboff, P. A, J. S. Farris & K. C. Nixon. 2008. TNT, a free program for phylogenetic analysis. **Cladistics** **24**: 774-786.
- Gonzalez, V. H. 2008. **Phylogeny and Classification of the bee tribe Megachilini (Hymenoptera: Apoidea, Megachilidae), with emphasis on the genus Megachile**. Tese de Doutorado, University of Kansas, Estados Unidos, 274 pp.
- Grigarick, A. A. & L. A. Stange. 1968. The pollen-collecting bees of the Anthidiini of California. **Bulletin of the California Insect Survey** **9**: 1-113.
- Grimaldi, D. 1999. The Co-radiations of pollinating insects and angiosperms in the Cretaceous. **Annals of the Missouri Botanical Garden** **86**: 373-406.
- Griswold, T. L. & C. D Michener. 1988. Taxonomic observations on Anthidiini of the Western Hemisphere (Hymenoptera: Megachilidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** **61**: 22-45.
- Hawkins, J. A., C. E. Hughes & R. W. Scotland. 1997. Primary homology assessment, characters and character states. **Cladistics** **13**: 275-283.
- Hovenkamp, P.H. 2004. Review of TNT. **Cladistics** **20**: 378-383.

- Isensee, R. 1927. A study of the male genitalia of certain Anthidiinae bees. **Annals of Carnegie Museum 17**: 371-384.
- Lee, D. C. & H. N. Bryant. 1999. A reconsideration of the coding of inapplicable characters: assumptions and problems. **Cladistics 15**: 373-378.
- McGinley, R. J. & J. G. Rozen, Jr. 1987. Nesting biology, immature stages, and phylogenetic placement of the palaeartic bee genus *Pararhophites* (Hymenoptera: Apoidea). **American Museum Novitates 2903**: 1-21.
- Melander, A. L. 1902. The nesting habits of *Anthidium*. **Biological Bulletin 3**: 27-32.
- Melo, G. A. R. 1999. Phylogenetic relationships and classification of the major lineages of Apoidea (Hymenoptera), with emphasis on the Crabronid wasps. **Scientific Papers of the Natural History Museum of the University of Kansas 14**: 1-55.
- Melo, G. A. R. & R. B. Gonçalves. 2005. Higher-level bee classifications. **Revista Brasileira de Zoologia 22**: 153-159.
- Michener, C. D. 1944. Comparative external morphology, phylogeny, and a classification of the bees (Hymenoptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History 82**: 151-326.
- Michener, C. D. 1948. The generic classification of the anthidiine bees (Hymenoptera: Megachilidae). **American Museum Novitates 1381**: 1-29.
- Michener, C. D. 1961. Probable parasitism among Australian bees of the genus *Allodapula* (Hymenoptera, Apoidea, Ceratinini). **Annals of the Entomological Society of America 54**: 532-534.
- Michener, C. D. 1968. Nests of some African megachilid bees, with description of a new *Hoplitis*. **Journal of the Entomological Society of Southern Africa 31**: 337-359.
- Michener, C. D. 1970. Social parasites among African allodapine bees (Hymenoptera, Anthophoridae, Ceratinini). **Zoological Journal of the Linnean Society 49**: 199-215.
- Michener, C. D. 1979. Biogeography of the bees. *Annals of the Botanical Garden* 66: 277-347.
- Michener, C. D. 1983. The classification of the Lithurginae. **Pan-Pacific Entomologist 59**: 176-187.
- Michener, C. D. 1996. The first South African dioxyine bee and a generic review of the tribe Dioxyini, pp. 142-152. *In*: B. B. Norden and A. S. Menke, eds., Contributions on Hymenoptera and Associated Insects Dedicated to Karl V. Krombein. **Memoirs of the Entomological Society of Washington n° 17**.
- Michener, C. D. 2000. **The Bees of the World**. 1st Edition, The John Hopkins University Press, Baltimore, 913 pp.

- Michener, C. D. 2002. *Duckeanthidium*, a genus new to Central America, with generic synonymy and a new species (Hymenoptera: Megachilidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** **75**: 233-240.
- Michener, C. D. 2007. **The Bees of the World**. 2nd Edition, The John Hopkins University Press, Baltimore, 953 pp.
- Michener, C. D. & E. Ordway. 1964. Some anthidiine bees from Mexico (Hymenoptera: Megachilidae). **Journal of the New York Entomological Society** **72**: 70-78.
- Michener C. D. & A. Fraser, 1978. A comparative anatomical study of mandibular structure in bees. **The University of Kansas Science Bulletin** **51**: 463-482.
- Michener, C. D. & T. L. Griswold. 1994a. The Classification of Old World Anthidiini (Hymenoptera, Megachilidae). **The University of Kansas Science Bulletin** **55**: 299 – 327.
- Michener, C. D. & T. L. Griswold. 1994b. The neotropical *Stelis*-like cleptoparasitic bees (Hymenoptera: Megachilidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** **96**: 674-678.
- Moure, J. S. 1947. Novos agrupamentos genéricos e algumas espécies novas de abelhas sulamericanas. **Museu Paranaense, Pub. Avulsas (Curitiba)** **3**: 1-37.
- Moure, J. S. & P. D. Hurd. 1960. On the systematic position of three anthidiine bees described by Adolfo Ducke (Hymenoptera, Apoidea). **Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Série Zoologia** **28**: 1-13.
- Moure, J. S. & D. Urban. 1975. *Dicranthidium* novo subgênero de *Hypanthidioides* Moure, 1947 (Hymenoptera, Apoidea). **Revista Brasileira de Biologia** **35**: 837-842.
- Moure, J. S. & D. Urban. 1991. *Carloticola* gen. n. e *Carloticola trichura* sp. n. da Argentina (Apoidea, Megachilidae, Anthidiinae). **Acta Biológica Paranaense** **19** (1-4 [1990]): 89-99.
- Moure, J. S. & D. Urban. 1995. *Rhynostelis*, gen. n. e notas sobre *Hoplostelis* Dominique (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **11** [1994]: 297-302.
- Müller, A. 1996. Host-plant specialization in western palearctic Anthidiine bees (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). **Ecological Monographs**, Washington, D.C., **66**: 235-257.
- Nixon, K. C. 2002. **Winclada ver. 1.00.08**. Programa de computador distribuído pelo autor, Ithaca, NY, EUA.
- Packer, L. 2003. Comparative morphology of the skeletal parts of the sting apparatus of bees (Hymenoptera: Apoidea). **Zoological Journal of the Linnean Society, London** **138**: 1-38.

- Parizotto, D. R. 2009. Taxonomic notes on Neotropical Anthidiini, with description of the male of *Chrisanthidium adornatum* Urban (Hymenoptera: Megachilinae). **Zootaxa** **2034**: 49-55.
- Parizotto, D. R. & Urban, D. 2010. A new species of *Dichanthidium* (Hymenoptera, Megachilinae) and first records of the genus in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** **54**: 419–422.
- Parker, F. D. & Bohart, G. E. 1979. *Dolichostelis*, a new genus of parasitic bees (Hymenoptera: Megachilidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** **52**: 138-153.
- Pasteels, J. J. 1968. Statut, affinités et origines des Anthidiinae parasites. **Naturaliste Canadien** **95**: 1055-1063.
- Pasteels, J. J. 1969. La systématique générique et subgénérique des Anthidiinae (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae) de l'ancien monde. **Mémoires de la Société Royale d'Entomologie de Belgique** **31**: 1-148.
- Pasteels, J. J. 1977. Une revue comparative de l'éthologie des Anthidiinae nidificateurs de l'ancien monde. **Annales de la Société Entomologique de France** (n.s.)**13**: 651-667.
- Pasteels, J. J. 1984. Révision des Anthidiinae (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae) de l'Afrique subsaharienne. **Mémoires de la Classe des Sciences, Académie Royale de Belgique IN-4-2** **19**: 1-165.
- Popov, V. B. 1939. Family Fideliidae and morphological convergence among bees. **Comptes Rendus (Doklady) de l'Académie des Sciences de l'URSS** (n.s.)**22**: 640-643.
- Praz, C. J.; A. Muller; B. N. Danforth; T. L. Griswold; A. Widmer & S. Dorn. 2008. Phylogeny and Biogeography of Bees of the Tribe Osmiini (Hymenoptera: Megachilidae). **Molecular Phylogenetics and Evolution** **49**:185-197.
- Roig-Alsina, A. & C. D. Michener. 1993. Studies of the phylogeny and classification of long-togued bees (Hymenoptera: Apoidea). **University of Kansas Science Bulletin** **55**: 123-173.
- Rozen, J.G., Jr. 1970. Biology, immature stages, and phylogenetic relationships of fideliine bees, with the description of a new species of *Neofidelia* (Hymenoptera, Apoidea). **American Museum Novitates** **2427**: 1–25.
- Rozen, J.G., Jr. 1973a. Life history and immature stages of the bee *Neofidelia* (Hymenoptera, Fideliidae). **American Museum Novitates** **2519**: 1–14.
- Rozen, J.G., Jr. 1973b. Immature stages of lithurgine bees with descriptions of the Megachilidae and Fideliidae based on mature larvae (Hymenoptera, Apoidea). **American Museum Novitates** **2527**: 1–14.

- Rozen, J.G., Jr. 1977. The ethology and systematic relationships of fideliine bees, including a description of the mature larva of *Parafidelia* (Hymenoptera, Apoidea). **American Museum Novitates 2637**: 1–15.
- Schwarz, H. F. 1933a. Some Neotropical Anthidiinae: *Anthidium*, *Heteranthidium*, and *Dianthidium*. **American Museum Novitates 624**: 1-27.
- Schwarz, H. F. 1933b. Some Neotropical Anthidiinae: *Paranthidium*, *Anthidiellum*, and *Hypanthidium*. **American Museum Novitates 625**: 1-9.
- Schwarz, H. F. 1934. New species and subspecies and additional records of North American Anthidiinae. **American Museum Novitates 743**: 1-6.
- Schwarz, H. F. 1943. Bees of the genus *Anthidium* from Peru. **American Museum Novitates 1242**: 1-6.
- Sereno, P. 2007. Logical basis for morphological characters in phylogenetics. **Cladistics 23**: 565-587.
- Silveira, F. A.; G. A. R. Melo & E. A. B. Almeida. 2002. **Abelhas brasileiras: sistemática e identificação**. Belo Horizonte, F. A. Silveira, 253p.
- Snelling, R. R. 1987. A revision of the bee genus *Aztecanthidium* (Hymenoptera: Megachilidae). **Pan-Pacific Entomologist 63**: 165-171.
- Stange, L. A. 1983. A synopsis of the genus *Epanthidium* Moure with the description of a new species from northeastern Mexico (Hymenoptera: Megachilidae). **Pan-Pacific Entomologist 59**: 281-297.
- Stange, L. A. 1995. Further description of *Ananthidium* Urban, with keys to the Argentine Anthidiini (Hymenoptera: Megachilidae). **Insecta Mundi 9**: 11-16.
- Strong, E. E. & D. Lipscomb. 1999. Character coding and inapplicable data. **Cladistics 15**: 363-371.
- Tanner, D. A.; T. L. Griswold & J. P. Pitts. 2009. A Revision of *Dianthidium* Subgenus *Mecanthidium* Michener (Hymenoptera: Megachilidae). **Journal of Hymenoptera Research 18**: 183-191.
- Thorp, R. W. & R. W. Brooks. 1994. A revision of new world *Trachusa*, subgenera *Ulanthidium* and *Trachusomimus*. **University of Kansas Science Bulletin 55**: 271-297.
- Urban, D. 1967. As espécies do gênero *Thygater* Holmberg, 1884 (Hymenoptera, Apoidea). **Boletim da Universidade Federal do Paraná 2**: 177-309.
- Urban, D. 1992. *Ananthidium*, um gênero novo de Dianthidiini neotropical (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia 7** (1-2 [1990]): 73-78.

- Urban, D. 1993a. *Ctenanthidium*, gen. n. de Dianthidiini com quatro espécies novas da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **8** (1-4 [1991]): 85-93.
- Urban, D. 1993b. Considerações sobre *Anthidulum* Michener, stat.n. e *Dicranthidium* Moure & Urban, stat.n. e descrições de espécies novas (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **9** (1-2 [1992]): 11-28.
- Urban, D. 1993c. *Gnathanthidium*, gen. n. de Anthidiinae da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **9** (3-4 [1992]): 337-343.
- Urban, D. 1995a. Espécies novas de *Epanthidium* Moure (Hymenoptera, Megachilidae, Anthidiinae). **Acta Biológica Paranaense** **21** (1-4 [1992]): 1-21.
- Urban, D. 1995b. *Tylanthidium*, gen. n. de Anthidiinae da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae) e nota taxonômica. **Revista Brasileira de Zoologia** **11** (2 [1994]): 277-281.
- Urban, D. 1995c. *Moureanthidium*, gen. n. de Dianthidiini do Brasil (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **12**: 37-45.
- Urban, D. 1995d. *Grafanthidium*, gen. n. de Dianthidiini do Brasil e uma espécie nova de *Duckeanthidium* Moure & Hurd (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **12**: 435-443.
- Urban, D. 1996. *Mielkeanthidium*, gen. n. de Dianthidiini da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **13**: 121-125.
- Urban, D. 1997a. *Chrisanthidium*, um novo gênero sulamericano de Dianthidiini (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **14**: 181-185.
- Urban, D. 1997b. *Larocanthidium* gen. n. de Anthidiinae do Brasil (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **14**: 299-317.
- Urban, D. 1998a. Notas taxonômicas e espécies novas de *Hypanthidium* Cockerell (Hymenoptera, Megachilidae). **Acta Biológica Paranaense** **26** (1-4 [1997]): 95-123.
- Urban, D. 1998b. Notas taxonômicas e espécies novas de *Nananthidium* Moure e descrição do macho de *Bothranthidium* Moure (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **15**: 621-632.
- Urban, D. 1999a. Espécies novas e notas sobre *Anthodioctes* Holmberg (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **16**: 135-169.
- Urban, D. 1999b. Sobre o gênero *Austrostelis* Michener & Griswold stat. n. (Hymenoptera, Megachilidae), com algumas modificações nomenclaturais. **Revista Brasileira de Zoologia** **16**: 181-187.

- Urban, D. 2000a. Duas espécies novas de *Saranthidium* Moure & Hurd e notas descritivas (Hymenoptera, Megachilidae). **Acta Biológica Paranaense** 27 (1-4 [1998]): 1-14.
- Urban, D. 2000b. Gênero novo e espécies novas de Anthidiinae e nota taxonômica (Hymenoptera, Megachilidae). **Acta Biológica Paranaense** 28 (1-4 [1999]): 159-167.
- Urban, D. 2001a. *Loyolanthidium* gen. n. e três espécies novas neotropicais (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 18: 63-70.
- Urban, D. 2001b. Uma espécie nova de *Anthidianum* Michener e notas taxonômicas (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 18: 261-264.
- Urban, D. 2001c. Espécies novas de *Anthidium* Fabricius do Chile, Argentina e Peru (Megachilidae, Hymenoptera). **Revista Brasileira de Zoologia** 18: 539-550.
- Urban, D. 2002a. O gênero *Anthidium* Fabricius na América do Sul: chave para as espécies, notas descritivas e de distribuição geográfica (Hymenoptera, Megachilidae, Anthidiini). **Revista Brasileira de Entomologia** 46: 495-513.
- Urban, D. 2002b. Duas espécies novas de *Dicranthidium* Moure & Urban (Hymenoptera, Megachilidae) e chave para a identificação das espécies. **Revista Brasileira de Zoologia** 19: 637-643.
- Urban, D. 2003a. Uma nova espécie de Anthidiinae parasita (Hymenoptera, Megachilidae) da Costa Rica. **Acta Biológica Paranaense**. 30 (1-4 [2001]): 1-4 [2].
- Urban, D. 2003b. Espécies novas de Dianthidiini do Peru e Chile e notas taxonômicas (Hymenoptera, Megachilidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 20: 127-130.
- Urban, D. 2004a. Duas espécies novas de *Anthidium* Fabricius (Hymenoptera, Megachilidae) da América do Sul. **Revista Brasileira de Entomologia** 48: 491-494.
- Urban, D. 2004b. Espécies novas e notas sobre Dianthidiini (Hymenoptera, Megachilidae) do Peru. **Revista Brasileira de Zoologia** 48: 347-353.
- Urban, D. 2005. Novos Dianthidiini neotropicais (Hymenoptera, Megachilidae). **Acta Biológica Paranaense** 32 (1-4 [2003]): 95-106.
- Urban, D. 2006. Espécies novas de *Epanthidium* Moure e de *Austrostelis* Michener & Griswold (Hymenoptera, Apidae, Megachilinae). **Revista Brasileira de Zoologia** 50: 43-48.
- Urban, D. & J. S. Moure. 2007. Anthidiini Ashmead, 1899, p. 875–913. In: J. S. Moure, D. Urban, G. A. R. Melo (Orgs.). Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region. Curitiba, Sociedade Brasileira de Entomologia, xiv + 1058 p.

