Lívia Rodrigues Pinheiro

Taxonomia e análise filogenética das
espécies historicamente associadas a
Mallodeta Butler, 1876 (Lepidoptera,
Noctuidae, Arctiinae, Euchromiina)

São Paulo

2009

Lívia Rodrigues Pinheiro

Taxonomia e análise filogenética das
espécies historicamente associadas a
Mallodeta Butler, 1876 (Lepidoptera,
Noctuidae, Arctiinae, Euchromiina)

Dissertação apresentada ao
Instituto de Biociências da
Universidade de São Paulo, para a
obtenção de Título de Mestre em
Ciências, na Área de Zoologia.

Orientador: Marcelo Duarte da Silva

São Paulo
2009

Ficha Catalográfica

Pinheiro, Livia Rodrigues
Taxonomia e análise filogenética das espécies
historicamente associadas a *Mallodeta* Butler,
1876 (Lepidoptera, Noctuidae, Arctiinae,
Euchromiina)

209 + xi pp.

Dissertação (Mestrado) - Instituto de
Biociências da Universidade de São Paulo.
Departamento de Zoologia.

1. Lepidoptera 2. Noctuidae 3. Arctiinae
4. Euchromiina 5. Taxonomia 6. Sistemática

Universidade de São Paulo. Instituto de
Biociências. Departamento de Zoologia.

Comissão Julgadora

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Orientador

Dedicatória

Ao João César (*in memoriam*), por tudo.

Epígrafes

“Tous ceux dont la vie se passe à chercher la vérité savent bien que les images qu’ils en saisissent sont nécessairement fugitives. Elles brillent un instant pour faire place à des clartés, nouvelles et toujours plus éblouissantes. Bien différente de celle de l’artiste, l’oeuvre du savant est fatalement provisoire. Il le sait et s’en réjouit, puisque la rapide vieillesse de ses livres est la preuve même du progrès de la science.”

Henri Pirenne

“Os animais dividem-se em: a) pertencentes ao imperador, b) embalsamados, c) amestrados, d) leões, e) sereias, f) fabulosos, g) cães soltos, h) incluídos nesta lista, i) que se agitam como loucos, j) inumeráveis, k) desenhados com um pincel finíssimo de pêlo de camelo, l) etc., m) que acabam de quebrar o vaso, n) que de longe parecem moscas”.

Jorge Luís Borges

Sumário

Agradecimentos	i
Nota taxonômica	iii
<i>Taxonomic note</i>	iv
Lista de tabelas	v
Lista de figuras	vi
Lista de quadros	xi
Resumo	1
<i>Abstract</i>	2
1. Apresentação	3
2. Introdução	4
2.1. Contexto taxonômico	4
2.1.1. Lepidoptera	4
2.1.2. Noctuoidea	6
2.1.3. “Arctiidae”, (atual Noctuidae, Arctiinae)	10
2.1.4. Arctiini	13
2.1.5. Ctenuchina + Euchromiina	14
2.1.6. Euchromiina	16
2.2. Biologia de Arctiinae	18
2.3. Histórico do gênero <i>Mallodeta</i> Butler, 1876	21
3. Objetivos	22
3.1. Objetivo geral	22
3.2. Objetivos específicos	22
4. Material e métodos	23
4.1. Origem do material estudado	23
4.2. Identificação	24
4.3. Preparação do material	24
4.4. Terminologia adotada	25
4.5. Ilustrações, fotografias e redescrições	25
4.6. Mapas	26
4.7. Análise das relações filogenéticas	26
4.7.1. Seleção de caracteres	26
4.7.2. Codificação e transposição de caracteres	27
4.7.3. Dados inaplicáveis, polimorfismos e <i>missing data</i>	27
4.7.4. Polarização e ordenação	27
4.7.5. Análise cladística	28
4.7.6. Lista de abreviações utilizadas nas figuras	30
5. Resultados e discussão	32
5.1. Análise cladística preliminar	32

5.2. Análise cladística final	33
5.2.1. Aspectos gerais	33
5.2.2. O gênero <i>Mallodeta</i>	34
5.2.3. O gênero <i>Rezia</i> gênero revalidado	35
5.2.4. O gênero <i>Antilleana</i> gênero novo	36
5.2.5. Discussão dos caracteres	37
5.2.6. Caracteres não utilizados	62
5.3. Taxonomia	67
5.3.1. Redescrição e catálogo atualizado de <i>Mallodeta</i>	67
5.3.2. Redescrições e catálogo atualizado de espécies de <i>Rezia</i>	71
5.3.3. Chave de identificação para as espécies de <i>Rezia</i>	91
5.3.4. Redescrições e catálogo das espécies de <i>Antilleana</i>	92
5.3.5. Chave de identificação para as espécies de <i>Antilleana</i>	102
5.3.6. Chave de identificação para os gêneros de Euchromiina revisados neste trabalho	103
6. Conclusões e perspectivas futuras	105
7. Referências Bibliográficas	106
8. Apêndices	122
8.1. Tabelas	123
8.2. Figuras	142
8.3. Quadros	197

Agradecimentos

Ao Dr. Marcelo Duarte por ter me aceitado como sua orientanda, e que, mesmo sabendo da minha inexperiência em pesquisa, acreditou no meu potencial. Agradeço também por gentilmente ter me abrigado na época sem-teto e pela fantástica oportunidade da viagem a Washington. Espero não ter decepcionado, e que o trabalho esteja bom o suficiente para que me seja creditada uma mudança de instar.

À FAPESP, pela concessão da bolsa de mestrado (2006/05362-4) e pelo apoio ao laboratório de Sistemática de Lepidoptera (2002/13898-0 “Sistemática, bionomia e evolução dos Lepidoptera Neotropicais”) e à CAPES/PROAP pelo auxílio que permitiu a visita à coleção do Dr. Vitor Becker.

Aos docentes do IBUSP e MZUSP que colaboraram direta ou indiretamente com esta etapa crucial na construção do meu conhecimento científico.

Aos funcionários das instituições supracitadas, em especial aos das bibliotecas. Muito obrigada, Marta e Dione, pelas inumeráveis incursões às obras raras e às jornadas em busca dos *Deutsche Entomologische Zeitschrift*.

Aos pesquisadores das coleções nacionais e estrangeiras, pela permissão das visitas e pelos valiosos empréstimos: André Freitas e Keith Brown Jr. (UNICAMP), Mirna Casagrande e Olaf Mielke (UFPR), Alexandre Barros e Miguel Monné Barrios (MNRJ), Bob Robbins, Don Harvey e Patricia Gentili-Poole (NMNH), Jim Miller (AMNH), Vitor Becker (VOB) e Jane Costa e Márcio Félix (FIOC, Fundação Instituto Oswaldo Cruz).

Aos curadores dos demais museus consultados, pelo envio de fotografias dos tipos e pelas preciosas dicas sobre seus paradeiros: Axel Hausmann (Zoologische Staatssammlung Muenchen, ZSM), Geert Brovad e Ole Karsholt (ZMUC), James Hogan (OXUM), Robert Trusch (Entomologische Abteilung, Staatliches Museum für Naturkunde Karlsruhe, SMNK), Sergey Sinev (ZMAS), Wolfram Mey (ZMHB) e, especialmente, Martin Honey (BMNH).

À Dra. Rebecca Simmons (University of North Dakota) pela ajuda com a bibliografia e valiosas sugestões, e ao Dr. Julian Donahue (Los Angeles County Museum for Natural History, LACM) pelas úteis discussões e pela gentil disponibilização da parte do seu catálogo, ainda não publicado, referente ao gênero *Mallodeta*.

À Marianne Finke e Carlos “Tomate” pela jornada em busca da tese de Boris Kreusel. À mesma Marianne e ao Pablo pela ajuda com o alemão.

Ao Dr. Nelson Papavero e Antônio Santos Silva pela ajuda com a etimologia.

Ao Peterson Lásaro Lopes pelas macros, pela ajuda com o TNT e a discussão sobre cores; ao René Lahousse pela ajuda na obtenção da bibliografia em francês; e à Rafaela “Zirigui” pelo tutorial particular de Adobe Illustrator.

Ao Dr. Vitor Becker pelos indispensáveis conselhos e ajuda, e pela inestimável companhia.

Aos Drs. Robert Robbins, Donald Harvey e Patricia Gentili-Poole pela atenção dispensada no USNM; e aos três acima, mais a Dra. Astrid Caldas, Dr. Robert Poole e Fred pela inigualável recepção em terras estrangeiras. À Caroline e Aaron pela hospedagem na primeira semana em Washington.

Aos professores da graduação responsáveis pela primeira faísca de fascinação e pelos ensinamentos em sistemática e em insetos – Dalton de Souza Amorim e João Maria Franco de Camargo – e à Maria Isabel P. A. Balbi e Adolfo R. Calor pelo estímulo nos primeiros passos.

Aos amigos que minha antissocialidade e exigência permitem, pelos grandes momentos: Simeão, Mariana Galera, Zirigui, João Paulo, Pedro, Paola, Mariana Fraldinha, Vanessa, Viviane (Paty), Carol (Fiote) e Wayner. Aos dois primeiros, em especial, pela inevitável necessidade de um ombro próximo nas horas de desespero. E ao primeiro, mais em especial ainda, pelo compartilhamento quase matrimonial destes dois anos.

Aos colegas de laboratório e de corredor, pela agradável convivência e pelos perseverantes convites para o café: Camila, Carol, Gláucia, Leonardo, Luciane, Paula, Ramón, Renato e Tábata.

À minha família, especialmente aos meus pais, pelo carinho, cuidado e capital cultural, sem os quais certamente não haveria chegado até aqui.

À Verônica pelo amor, estímulo e pelas broncas bem merecidas.

Nota taxonômica

A presente dissertação é parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre no programa de pós-graduação em Zoologia, e, como tal, não é considerada uma publicação, de acordo com os requisitos do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica. Assim sendo, os nomes de táxons e atos nomenclaturais aqui descritos são provisórios e, portanto, indisponíveis na literatura zoológica, não devendo ser citados em hipótese alguma. Aqueles interessados no conteúdo desta dissertação poderão utilizá-lo, na sua presente forma, com autorização prévia da autora.

Taxonomic note

This dissertation is part of the requisites to obtain a Master's degree in the graduation program in Zoology; as such, it is not considered a publication in the sense of the International Code of Zoological Nomenclature. Therefore, taxon names and nomenclatural acts herein established are provisory, not being considered available by the ICNZ norms, and should not be cited in any case. Those interested in its content can use it by obtaining a previous permission from the author.

Lista de tabelas

Tabela I. Comparação das principais classificações já utilizadas para a “família Arctiidae” com base na classificação de LAFONTAINE & FIBIGER (2006), na qual todos os grupos listados pertencem a Noctuidae. A segunda linha refere-se à amplitude geográfica de cada trabalho. Nem sempre o uso de um mesmo nome ou de uma mesma categoria taxonômica para determinado grupo significa que os autores que os usaram delimitavam-nos da mesma forma. O ‘-’ indica que o autor não tratou do grupo; o “?” indica que o autor não especificou o posicionamento do grupo	124
Tabela II. Histórico da classificação de Arctiini (<i>sensu</i> LAFONTAINE & FIBIGER, 2006). A segunda linha refere-se à amplitude geográfica de cada trabalho. Nem sempre o uso de um mesmo nome ou de uma mesma categoria taxonômica para determinado grupo significa que os autores que os usaram delimitavam-nos da mesma forma. O ‘-’ indica que o autor não tratou do grupo; o “?” indica que o autor não especificou o posicionamento do grupo	125
Tabela III. Comparação das terminologias referentes à genitália masculina segundo KLOTS (1970), SNODGRASS (1935), MATSUDA (1976) E SIBATANI <i>et al.</i> (1954). A nomenclatura de SIBATANI <i>et al.</i> (1954) para as partes das valvas é mostrada no trabalho de KLOTS (1970), e aparece em itálico. O símbolo “-” foi usado quando um autor não tratou de uma dada estrutura. Um termo é seguido de “?” significa que sua origem ontogenética ainda é ambígua. Entre parênteses encontram-se as homologias das estruturas, conforme interpretadas pelos autores. Esta tabela não apresenta todos os termos utilizados pelos diferentes autores, somente aqueles relevantes a este trabalho	126
Tabela IV. Comparação das terminologias referentes à genitália feminina segundo KLOTS (1970), SNODGRASS (1935), MATSUDA (1976). O símbolo “-” foi usado quando um autor não tratou de uma dada estrutura. Esta tabela não apresenta todos os termos utilizados pelos diferentes autores, somente aqueles relevantes a este trabalho	127
Tabela V. Dissecções de genitálias realizadas	128
Tabela VI. Matriz da análise cladística preliminar	135
Tabela VII. Matriz da análise cladística final	138

Lista de figuras

- Figura 1.** “Filogenia” de Noctuoidea sugerida por HAMPSON (1898). O autor reconheceu, em sua proposta, a sugestão de HERRICH-SCHÄFFER (1854) de separar “Syntomidae” (grupo que englobava os atuais Euchromiina + Ctenuchina, além dos atuais Syntominiinae) de Zygaenidae, e colocou-os próximos do que chamava de “Arctiidae” 143
- Figura 2.** “Filogenia” de Noctuoidea proposta por FORBES (1923). Este autor, ao contrário de HAMPSON (1898), não considerou “Arctiidae” derivados de “Noctuidae”, embora tenha reconhecido a proximidade de “Syntomidae” de HAMPSON (que ele chamou de “Amatidae”) com “Arctiidae” 143
- Figura 3.** “Filogenia” de Noctuoidea sugerida por RICHARDS (1932). Esta proposta de relações filogenéticas foi baseada unicamente na morfologia dos órgãos timpânicos e na venação das asas anteriores, caracteres ainda hoje considerados importantes para a classificação do grupo 144
- Figura 4.** Filogenia de “Noctuidae” proposta por KITCHING (1984). Embora o objetivo do autor não fosse examinar as relações filogenéticas de Noctuoidea, é interessante notar o posicionamento de subfamílias de Noctuidae que já foram consideradas próximas de Arctiinae. Lymantriinae não foi utilizado no estudo 145
- Figura 5.** Cladograma de consenso estrito proposto por WELLER *et al.* (1994) usando um gene nuclear (28S *rRNA*) e um mitocondrial (*ND1*). O não monofiletismo de “Arctiidae” obtido pelos autores foi creditado, por MITCHELL *et al.* (2006), à inadequação destes genes em estudos filogenéticos neste nível taxonômico. A = “Arctiidae”; N = Notodontidae; Q = Quadriginae “Noctuidae”; T = Trifine “Noctuidae” 146
- Figura 6.** Cladograma modificado de SPEIDEL *et al.* (1996) 147
- Figura 7.** Interpretação de MITCHELL *et al.* (2006) das relações filogenéticas de Noctuoidea, a partir da proposta de classificação de KITCHING & RAWLINS (1998) 147
- Figura 8.** Proposta de MITCHELL *et al.* (2000) para as relações filogenéticas de Noctuoidea com base nos genes nucleares *EF-1α* e *DDC* 148
- Figura 9.** Relações filogenéticas de Noctuoidea segundo FIBIGER & LAFONTAINE (2005). Modificado de LAFONTAINE & FIBIGER (2006) 149
- Figura 10.** Cladograma de consenso estrito de MITCHELL *et al.* (2006), construído com base nos mesmos genes de MITCHELL *et al.* (2000), mas com o dobro de espécies 149
- Figura 11.** Proposta de LAFONTAINE & FIBIGER (2006) para a classificação de Noctuoidea. Seu conceito de Noctuidae, englobando “Arctiidae” e “Lymantriidae” e não abrangendo Micronoctuidae é o adotado neste estudo 150
- Figura 12.** Relações filogenéticas de “Arctiidae” segundo JACOBSON & WELLER (2002) 151
- Figura 13.** Morfologia de Lepidoptera. A) Asas anterior e posterior de *Cosmosoma auge* mostrando a nomenclatura adotada para venação alar. A veia CuP é representada apenas por uma linha de escamas; B) Esquema de genitália masculina de Lepidoptera em vista lateral (modificado de KLOTS, 1970). C) Vista interna de uma valva hipotética, mostrando

suas divisões segundo SIBATANI <i>et al.</i> (1954) (modificado dos mesmos autores). D) Esquema do abdome de uma fêmea hipotética (Dytrisia) em vista lateral interna. (modificado de KLOTS, 1970)	152
Figura 14. “Filogenia” de HAMPSON (1898) para os atuais Euchromiina e Ctenuchina. Notar a posição de <i>Mallodeta</i> (azul) dentro de Euchromiina (vermelho) em um grupo composto por mais 17 gêneros	153
Figura 15. Cladograma de consenso estrito da análise preliminar com pesagem igual	154
Figura 16. Cladograma de consenso de maioria (>70%) da análise preliminar com pesagem igual	155
Figura 17. Cladograma de consenso estrito obtido na análise preliminar com pesagem implícita	156
Figura 18. Cladograma de consenso de maioria (>50%) obtido na análise preliminar com pesagem implícita	157
Figura 19. Cladograma de consenso estrito obtido na análise preliminar com pesagem sucessiva	158
Figura 20. Cladograma de consenso de maioria obtido na análise preliminar com pesagem sucessiva	159
Figura 21. Topologia 1 obtida na análise final com pesagem igual; na pesagem implícita com k= 15, 20, 25, 30, 40, 50, 70 e 100; e na pesagem sucessiva com k= 6, 7, 8, 9, 10, 15, 20, 25, 30, 40, 50, 70 e 100. Nesta figura e nas seguintes, a barra preenchida indica <i>Rezia</i> Kirby; a seta aponta o posicionamento de <i>Mallodeta clavata</i> (Walker); e a barra não preenchida indica <i>Antilleana gen. nov.</i>	160
Figura 22. Mesma topologia da figura anterior, mostrando os números adotados para cada ramo	161
Figura 23. Topologia 2 obtida na análise final com pesagem igual e na pesagem implícita com k = 20, 25, 30 e 35	162
Figura 24. Topologia 3 obtida na análise final com pesagem igual	162
Figura 25. Topologia 4 obtida na análise final com pesagem igual	163
Figura 26. Topologia 5 obtida na análise final com pesagem igual	163
Figura 27. Topologia obtida na análise final com pesagem sucessiva com k = 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 e 10 e na pesagem implícita com k = 15	164
Figura 28. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com k = 1	164
Figura 29. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com k = 2, 3, 4, 5, 6, 7 e 8	165
Figura 30. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com k = 2, 3, 4, 5, 6, 7 e 8	165
Figura 31. Caracteres de cabeça utilizados na análise final. A) <i>Mallodeta clavata</i> ; B) <i>Phoenicoprocta teda</i> ; C) <i>Homoeocera crassa</i> ; D) <i>Antilleana capistrata</i> ; E) <i>Rezia sortita</i> ; F) <i>Rezia sanguipuncta</i> ; G) <i>Loxophlebia masa</i> ; H) <i>Mesothera ignea</i> ; I) <i>Mirandisca harpalyce</i> ; J) e L) <i>Cosmosoma elegans</i> ; M) <i>Rezia hanga</i> . Escalas diferentes	166

- Figura 32.** Palpos labiais de representantes de Euchromiina. A) *Cosmosoma auge*; B) *Eucereon chalcodon*; C) *Mallodeta clavata*; D) *Rezia consors*; E) *Cosmosoma cruenta*; F) *Rezia hanga*; G) *Mirandisca harpalyce*; H) *Rezia sanguipuncta*; I) *Rezia sortita*; J) *Antilleana jamaicensis*. Ilustrações em escalas diferentes 167
- Figura 33.** Morfologia das antenas de representantes de Euchromiina. A) Fêmea de *Rhynchopyga bifasciata*; B) Fêmea de *Eunomia latenigra*; C) Ápice da antena de *Rezia hanga*; D) Ápice das antenas de *Rezia cardinale*; E) Ápice da antena de *Antilleana jamaicensis*; F) Ápice da antena de *Saurita cassandra*; G) Porção proximal da antena de *Antilleana parthenii*; H) Porção medial da antena de *Hyda basilutea*; I) Porção proximal da antena de *Mallodeta clavata*. Fotos tiradas em escalas diferentes 167
- Figura 34.** Caracteres do tórax e abdome: A) Cabeça e protórax de *Rezia erythrarchos*; B) Tégula de *Antilleana capistrata*; C) Tégula de *Eunomia latenigra*; D) Abdome de *Mallodeta clavata*, vista lateral; E) Vista lateral de fêmea de *Rezia cruenta*; F) Abdome de *Mallodeta clavata*, vista dorsal; G) Vista lateral do abdome de macho de *Eucereon chalcodon*. Ilustrações em escalas diferentes. Fotos tiradas em escalas diferentes 168
- Figura 35.** Exemplares de asas anteriores e posteriores de Euchromiina. A) *E. chalcodon*; B) *S. cassandra*; C) *R. bifasciata*; D) *M. harpalyce*; E) *R. erythrarchos*; F) *R. cardinale*; G) *H. acuminata*; H) *C. auge*; I) *A. jamaicensis*; J) *A. parthenii*; L) *A. capistrata*; M) *H. basilutea*; N) *P. vacillans*; O) *R. consors*; P) *M. clavata*; Q) *M. ignea*; R) *C. elegans*; S) *P. teda*; T) *R. cruenta*; U) *E. latenigra*. Ilustrações em escalas diferentes 169
- Figura 36.** Detalhe das asas de representantes de Euchromiina. A) *Rezia cardinale*; B) *Gymnelia laennus*; C) e D) *Homoeocera crassa*; E) *Rezia consors*; F) *Homoeocera acuminata*; G) *Rezia consors*; H) *Homoeocera acuminata*; I) *Rezia consors*; J) *Antilleana capistrata* 170
- Figura 37.** Morfologia da bolsa subabdominal tipo II: oriunda da modificação dos esternos II-IV. Retirado de WELLER *et al.* (2000) 170
- Figura 38.** Genitália masculina de representantes de Euchromiina, vista lateral. A) *Antilleana capistrata*; B) *Rezia hanga*; C) *Rezia cruenta*; D) *Antilleana parthenii*; E) *Antilleana jamaicensis*; F) *Antilleana capistrata*; G) *Mallodeta clavata*; H) *Rezia sanguipuncta*; I) *Rezia sortita*; J) *Rezia cardinale*; L) *Rezia erythrarchos*; M) *Rezia consors*. Barras: 1 mm 171
- Figura 39.** Genitália masculina de representantes de Euchromiina, vista dorsal. A) *Mallodeta clavata*; B) *Rezia sortita*; C) *Rezia consors*; D) *Rezia hanga*; E) *Rezia erythrarchos*; F) *Rezia cruenta*; G) *Rhynchopyga bifasciata*. Barras: 1 mm 172
- Figura 40.** Cápsulas genitais de representantes de Euchromiina, vista posterior, com exceção de F. A) *Rezia consors*, cerdas da valva direita não representadas; B) *Antilleana parthenii*; C) *Rezia hanga*; D) *Hyda basilutea*; E) *Loxophlebia masa*; F) Unco de *Cosmosoma auge* em vista lateral esquerda; G) *Homoeocera acuminata*. Barras: 1 mm 173
- Figura 41.** Edeagos de representantes de Euchromiina. A) *Rezia erythrarchos*; B) *Rezia sortita*; C) *Rezia sanguipuncta*; D) *Rezia cruenta*; E) *Rezia consors*; F) *Rezia cruenta*; G)

<i>Antilleana parthenii</i> ; H) <i>Antilleana jamaicensis</i> ; I) <i>Antilleana capistrata</i> ; J) <i>Mallodeta clavata</i> ; L) <i>Rezia hanga</i> . Barras: 1 mm	174
Figura 42. Genitálias femininas de representantes de Euchromiina. A, D e F, vista ventral; B, vista látero-dorsal; C e E, vista lateral. A) <i>Antilleana jamaicensis</i> ; B) <i>Rezia sortita</i> ; C) <i>Rezia erythrarchos</i> ; D) <i>Rezia cardinale</i> ; E) <i>Rezia consors</i> ; F) <i>Mallodeta clavata</i> . Barras: 1 mm	175
Figura 43. <i>Mallodeta clavata</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm	176
Figura 44. <i>Mallodeta clavata</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista posterior. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Edeago; E) Genitália feminina, vista ventral	176
Figura 45. Distribuição geográfica de <i>Mallodeta clavata</i>	177
Figura 46. <i>Rezia erythrarchos</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. Barra: 1 cm	178
Figura 47. <i>Rezia erythrarchos</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral direita B) Edeago C) Cápsula genital, vista posterior; D) Genitália feminina	178
Figura 48. Distribuição geográfica de <i>Rezia erythrarchos</i>	179
Figura 49. A) Lectótipo de <i>Laemocharis vulnerata</i> ; B) Tipo de <i>Laemocharis ignicolor</i> ; C) Espécime de <i>Aethria haemorrhoidalis</i>	179
Figura 50. <i>Rezia cardinale</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm	180
Figura 51. <i>Rezia cardinale</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral direita. C) Cápsula genital, vista posterior; D) Edeago; E) Genitália feminina	180
Figura 52. Distribuição geográfica de <i>Rezia cardinale</i>	181
Figura 53. <i>Rezia hanga</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm	182
Figura 54. <i>Rezia hanga</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; D) Edeago; E) Genitália feminina	182
Figura 55. Distribuição geográfica de <i>Rezia hanga</i>	183
Figura 56. <i>Rezia cruenta</i> , <i>habitus</i> . A) Fêmea, vista dorsal. C) Fêmea, vista ventral; C) Ilustração original de <i>Glaucopis cruenta</i> . Barra: 1 cm	184
Figura 57. <i>Rezia cruenta</i> , genitália masculina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral posterior; C) Cápsula genital, vista lateral esquerda; D) Edeago	184
Figura 58. Distribuição geográfica de <i>Rezia cruenta</i>	185
Figura 59. <i>Rezia sanguipuncta</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm	186

Figura 60. <i>Rezia sanguipuncta</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral esquerda. B) Cápsula genital, vista posterior. C) Edeago; E) Genitália feminina	186
Figura 61. Distribuição geográfica de <i>Rezia sanguipuncta</i>	187
Figura 62. <i>Rezia consors</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm	188
Figura 63. <i>Rezia consors</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Genitália feminina, vista dorsal; D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina, vista lateral esquerda; F) Edeago	188
Figura 64. Distribuição geográfica de <i>Rezia consors</i>	189
Figura 65. <i>Rezia sortita</i> , <i>habitus</i> . A) Fêmea, vista dorsal. B) Fêmea, vista ventral. C) Macho, vista dorsal. D) Macho, vista ventral. Barra: 1 cm	190
Figura 66. <i>Rezia sortita</i> , genitálias masculina e feminina. A) Edeago. B) Cápsula genital, vista dorsal. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina	190
Figura 67. Distribuição geográfica de <i>Rezia sortita</i>	191
Figura 68. <i>Antilleana capistrata</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, fenótipo <i>reducta</i> , vista dorsal. D) Fêmea, fenótipo <i>reducta</i> , vista ventral. E) Fêmea, fenótipo <i>portoricensis</i> , vista dorsal. F) Fêmea, fenótipo <i>portoricensis</i> , vista ventral. Barra: 1 cm	192
Figura 69. <i>Antilleana capistrata</i> , genitálias masculina e feminina. A) Edeago. B) Cápsula genital, vista lateral direita. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina	193
Figura 70. Distribuição geográfica de <i>Antilleana capistrata</i>	193
Figura 71. <i>Antilleana parthenii</i> , <i>habitus</i> . A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral	194
Figura 72. <i>Antilleana parthenii</i> , genitália masculina. A) Cápsula genital, vista lateral direita. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; E) Edeago	194
Figura 73. Distribuição geográfica de <i>Antilleana parthenii</i>	195
Figura 74. <i>Antilleana jamaicensis</i> , <i>habitus</i> . A) Fêmea, vista dorsal. B) Fêmea, vista ventral	196
Figura 75. <i>Antilleana jamaicensis</i> , genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral direita. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina; F) Edeago	196
Figura 76. Distribuição geográfica de <i>Antilleana jamaicensis</i>	197
Figura 77. <i>Antilleana carminata</i> , <i>habitus</i> . Holótipo, BMNH	198

Lista de quadros

Quadro 1. Espécies de Euchromiina selecionadas para a análise preliminar. Aquelas marcadas com asterisco são espécies-tipo do gênero	200
Quadro 2. Caracteres utilizados na análise preliminar	201
Quadro 3. Espécies selecionadas para integrar a análise final	204
Quadro 4. Caracteres utilizados na análise final	205

Resumo

O gênero *Mallodeta* Butler, exclusivamente neotropical, contava, no início deste estudo, com seis espécies: *M. clavata* (Walker) (espécie-tipo), *M. sortita* (Walker), *M. consors* (Walker), *M. sanguipuncta* Druce, *M. cubana* Gaede e *M. simplex* Rothschild. Estas espécies, mais *Phoenicoprocta parthenii* (Fabricius), outrora também considerada integrante daquele gênero, foram estudadas quanto às suas relações filogenéticas. A hipótese de monofiletismo de *Mallodeta* não foi corroborada, sendo as espécies historicamente associadas ao gênero doravante consideradas pertencentes a três clados: (i) *Mallodeta*, composto unicamente por sua espécie-tipo; (ii) *Rezia* Kirby **gen. reval.**, composto por *R. sortita* **comb. nov.**, *R. consors* **comb. nov.** e *R. sanguipuncta*, além de *R. cardinale* (Hampson), *R. erythrarchos* (Walker) **comb. nov.**, *R. cruenta* (Perty) **comb. nov.** e *R. hanga* (Herrich-Schäffer) **comb. nov.**, previamente tratadas em *Cosmosoma* Hübner; (iii) *Antilleana* **gen. nov.**, composto por *A. parthenii* **comb. nov.**, *A. jamaicensis* (Schaus) **comb. nov.**, *A. capistrata* (Fabricius) **comb. nov.** e *A. carminata* (Hampson) **comb. nov.**, todas anteriormente alocadas em *Phoenicoprocta* Druce. Dentre as conclusões taxonômicas, *M. simplex* foi tratada como **sin. nov.** de *M. clavata*, *Glaucopis* (Erruca) *deyrolii* Walker, 1854 **sin. nov.** de *Rezia sortita*, *Laemocharis ignicolor* Ménétriés **sin. nov.** de *Rezia erythrarchos* e *M. cubana* **sin. nov.** de *A. capistrata*. Todas as espécies tratadas no presente estudo foram redescritas, ilustradas e tiveram sua distribuição geográfica elucidada.

Palavras-chave: análise cladística, sistemática, *Antilleana*, *Rezia*, sinônimo.

Abstract

At the beginning of this study the genus *Mallodeta* Butler, exclusively neotropical, comprised six species: *M. clavata* (Walker) (type species), *M. sortita* (Walker), *M. consors* (Walker), *M. sanguipuncta* Druce, *M. cubana* Gaede and *M. simplex* Rothschild. These species besides *Phoenicoprocta parthenii* (Fabricius), formerly considered part of *Mallodeta*, had their phylogenetic relationships elucidated. The monophyly of *Mallodeta* was not corroborated, and the species historically associated to it should be considered, from now on, belonging to three different clades: (i) *Mallodeta*, composed exclusively by its type species; (ii) *Rezia* Kirby **rev. gen.**, comprising *R. sortita* **n. comb.**, *R. consors* **n. comb.** and *R. sanguipuncta*, plus *R. cardinale* (Hampson), *R. erythrarchos* (Walker) **n. comb.**, *R. cruenta* (Perty) **n. comb.** and *R. hanga* (Herrich-Schäffer) **n. comb.**, previously treated in the genus *Cosmosoma* Hübner; (iii) *Antilleana* **n. gen.**, comprised by *A. parthenii* **n. comb.**, *A. jamaicensis* (Schaus) **n. comb.**, *A. capistrata* (Fabricius) **n. comb.** and *A. carminata* (Hampson) **n. comb.**, formerly treated in *Phoenicoprocta* Druce. Among taxonomic conclusions we discovered *M. simplex* to be a **n. syn.** of *M. clavata*, *Glaucopis (Erruca) deyrolii* Walker, 1854 **n. syn.** of *Rezia sortita*, *Laemocharis ignicolor* Ménétriés **n. syn.** of *Rezia erythrarchos* and *M. cubana* **n. syn.** of *A. capistrata*. All species studied were redescribed, illustrated and had their geographical distribution elucidated.

Keywords: cladistic analysis, sistematics, *Antilleana*, *Rezia*, synonym.

1. Apresentação

Lepidoptera é um grupo que vem sendo relativamente bem investigado, pelo menos no que concerne aos Rhopalocera, popularmente conhecidos como borboletas. As mariposas, por outro lado, não têm recebido tanta atenção, e muitos grupos não possuem especialistas.

Este trabalho visa contribuir para o estudo sistemático e taxonômico das mariposas da família Noctuidae, subfamília Arctiinae, outrora denominada Arctiidae. Trata-se de um grupo consideravelmente grande, mas que nunca contou com número equivalente de estudiosos tratando destes dois aspectos cruciais ao seu entendimento. No Brasil, os únicos pesquisadores que se ocuparam efetivamente do grupo foram Lauro Travassos, da FIOCRUZ, entre as décadas de 1930 a 1960, e Lauro Travassos Filho, do MZSP, nas décadas de 1940 e 1950. As contribuições de antigos pesquisadores estrangeiros foram quase sempre casuais e puramente descritivas.

Na atualidade há, ainda, poucos interessados na taxonomia e sistemática do grupo, de modo que urge a necessidade de revisões e estudos cladísticos que possibilitem uma base para o crescente interesse em estudos faunísticos e evolutivos sobre os Arctiinae – especialmente aqueles voltados à ecologia química.

Esta contribuição ao estudo de Arctiinae está focada no gênero *Mallodeta* Butler, 1876, alocado na subtribo Euchromiina (outrora tratada como Euchromiinae, Euchromiidae, ou dentro de Ctenuchinae ou Ctenuchidae). Trata-se de um gênero endêmico da região neotropical. Todas as espécies historicamente associadas a ele foram redescritas e tiveram sua taxonomia revista. Foram também investigadas a distribuição geográfica e as relações filogenéticas destes insetos.

2. Introdução

2.1. CONTEXTO TAXONÔMICO

2.1.1. Lepidoptera

Lepidoptera é a segunda ordem mais diversa entre os Insecta, atrás de Coleoptera, contando com aproximadamente 160.000 espécies distribuídas em 47 superfamílias e 124 famílias (KRISTENSEN *et al.*, 2007). Apesar do já impressionante número de espécies descritas, é possível que, com o avanço de estudos na área, descubramos que isto não representa nem metade das espécies existentes (POWELL, 2003). Há estimativas recentes que sugerem que o número de espécies de Lepidoptera só seja excedido pelo de Coleoptera e Angiospermae (HAMMOND 1992; KRISTENSEN *et al.*, 2007).

O monofiletismo dos lepidópteros é firmemente sustentado por muitas sinapomorfias, tendo só KRISTENSEN (1984) apresentado 27, das quais as mais evidentes são a perda do ocelo mediano, presença do órgão de vom Rath no último palpômero e tíbias anteriores portando uma epífise em sua face interior. A posição do grupo dentro de Insecta é igualmente bem resolvida – todos os estudos recentes apontam Lepidoptera como grupo-irmão de Trichoptera no clado Amphiesmenoptera, sustentado por pelo menos 20 autapomorfias (KRISTENSEN, 1975, 1991; WHEELER *et al.*, 2001; WHITING, 2002; GRIMALDI & ENGEL, 2006). Amphiesmenoptera, por sua vez, constitui, juntamente com os Antliophora (Mecoptera, Siphonaptera e Diptera) o clado panorpóide (também chamado mecopteróide) dentro de Holometabola (KRISTENSEN 1991; GRIMALDI & ENGEL, 2005).

Lepidoptera provavelmente constitui a maior linhagem de insetos fitófagos (SCOBLE, 1992), sendo rivalizados apenas pelos coleópteros Phytophaga (Chrysomeloidea e Curculionoidea) (CROWSON, 1981). A maioria das larvas de borboletas e mariposas alimenta-se de plantas, sendo que virtualmente todas as famílias vegetais, de hepáticas e musgos a angiospermas, são utilizadas por esses insetos.

O registro fóssil do grupo é pobre e curto, sendo a evidência mais antiga de sua existência do Jurássico Inferior (199 a 175 m.a.) (WHALLEY, 1985). Estima-se que haja somente 700 espécimes de lepidópteros fósseis preservados, dos quais cerca de 500 estão em âmbar. A maioria é de adultos, embora haja alguns poucos de larvas, casas larvais e pupas, ovos e mesmo minas. Escamas foram recuperadas isoladas em âmbar, e foram encontrados inclusive restos de lepidópteros no trato digestório de morcegos fósseis (CARPENTER, 1992 *apud* KRISTENSEN & SKALSKI, 1998).

Há evidências de que a maior irradiação de Lepidoptera ocorreu no início do Cretáceo, juntamente com as angiospermas (POWELL *et al.*, 1998). Mas isto não significa que não tenha havido mudanças de preferência alimentar ao longo da evolução – há diversos grupos cujas larvas alimentam-se de detritos orgânicos, e outras que são carnívoras. Por

outro lado, a existência de detritivoria em grupos que divergiram muito cedo (e.g., Tineoidea) sugere que talvez o ancestral pelo menos desta linhagem não fosse fitófago (STEKOLNIKOV & KORZEEV, 2007).

A predominância da fitofagia no grupo aliada à ampla representatividade de espécies em relação às regiões geográficas, quando comparado com os demais táxons megadiversos (Coleoptera, Diptera e Hymenoptera), torna-o um grupo adequado para estudos sobre interdependência da distribuição de plantas e insetos (HOLLOWAY & NIELSEN, 1998). Há também muitas espécies importantes na polinização e em estudos de diversidade e conservação (NEW *et al.*, 1995; HAMMOND & MILLER 1998; INTACHAT & WOIWOD 1999; LANDAU *et al.* 1999; BROWN & FREITAS, 2000; KITCHING *et al.* 2000; NEW, 2004).

Além da importância dos Lepidoptera nos estudos supracitados, o grupo possui diversas espécies de importância econômica, especialmente aquelas que são pragas de cultivos, de grãos estocados, ou de tecidos (TRIPLEHORN & JOHNSON, 2005). Embora o prejuízo anual causado por estas “pragas” seja considerável, a maioria das espécies não possui importância direta para os humanos, embora sua relevância na biomassa e na manutenção das interações ecológicas seja evidente.

2.1.2. Noctuoidea

Noctuoidea é a maior superfamília de Lepidoptera. Ocorre em todas as regiões biogeográficas e compreende aproximadamente metade de todas as espécies de lepidópteros descritos, perfazendo um total de cerca de 7.200 gêneros e 70.000 espécies (KITCHING & RAWLINGS, 1998). Talvez haja mais de 10.000 novas espécies a serem descritas (MILLER, 1991). Os gêneros de todas as famílias de Noctuoidea foram catalogados por NYE (1975) e WATSON *et al.* (1980).

O registro fóssil do grupo é jovem, indo do Terciário Médio ao Superior, e pobre demais para ser filogeneticamente informativo (KRISTENSEN & SKALSKI, 1998). Há ovos fósseis do Cretáceo, supostamente de um Noctuidae (GALL & TIFFNEY, 1983). A dubiedade de sua classificação (KRISTENSEN & SKALSKI, 1998), no entanto, não nos permite inferir concretamente a respeito do local e tempo de origem do grupo. A maioria das famílias de Noctuoidea é conhecida somente do Eoceno ao Pleistoceno, a maioria dos táxons fósseis tendo sido descrita com base em uma única asa (KRISTENSEN & SKALSKI, 1998).

Noctuoidea compreende, conforme a classificação atual, as famílias Oenosandridae, Doidae, Notodontidae, Noctuidae e Micronoctuidae (FIBIGER & LAFONTAINE, 2005; LAFONTAINE & FIBIGER, 2006; KRISTENSEN *et al.*, 2007). O suporte para esta classificação provém tanto de dados morfológicos de adultos, pupas e larvas (KITCHING & RAWLINGS, 1998; LAFONTAINE & FIBIGER, 2006) quanto de dados moleculares (MITCHELL *et al.*, 2006). Os dois tipos de informação recuperam basicamente a mesma história filogenética para Noctuoidea, sendo a principal diferença o *status* dado a subfamílias e tribos. Seguiremos a classificação de LAFONTAINE & FIBIGER (2006), que vem sendo correntemente adotada por outros autores (KRISTENSEN *et al.*, 2007; SCHMIDT & OPLER, 2008).

Apesar das recentes contribuições voltadas para a reconstrução da história filogenética e classificação de Noctuoidea, o histórico da superfamília é bastante problemático e muito diferente da classificação de LAFONTAINE & FIBIGER (2006), que alterou a categoria de grande parte dos grupos. Um bom exemplo é Arctiinae, considerada por quase todos os autores como família até a publicação do trabalho supracitado, mas tratada atualmente como subfamília de Noctuidae. Uma notável exceção à categoria outrora atribuído a este grupo é o trabalho de KIRIAKOFF (1963), no qual Arctiinae é tratada também como subfamília de Noctuidae devido à posição do capuz timpânico. Muitos outros grupos outrora quase consensualmente tratados em uma determinada categoria sofreram modificações semelhantes (e.g. Lymantriinae, outrora unanimemente considerada família, *etc.*).

O presente estudo se concentra na então reconhecida “família Arctiidae”, atualmente Noctuidae, Arctiinae. A fim de evitar confusão nomenclatural devido a esta recente mudança de categoria, serão aqui adotados os nomes atuais, conforme a classificação de Noctuoidea proposta por LAFONTAINE & FIBIGER (2006) – salvo na introdução, na qual foram usados os nomes conforme grafados pelos antigos autores, com o acréscimo de aspas. Tal convenção

será adotada na citação de todos os nomes em Noctuoidea que sofreram mudanças de categoria. Assim, se o nome de determinado táxon estiver grafado sem aspas, trata-se de sua classificação atual; se estiver entre aspas, trata-se do modo como costumava ser tratado ou do *ranking* considerado pelo(s) autor(es) mencionado(s) no contexto. Nos grupos nos quais não se manteve a classificação antiga, como acontece com Notodontidae, por exemplo, não houve necessidade de adoção desta convenção.

O conceito atual de Noctuoidea deriva, primeiramente, dos grupos *Phalaena* e *Sphinx* de LINNAEUS (1758). HÜBNER (1816) modificou vários grupos de LINNAEUS e criou Phalaenae, que continha os atuais Noctuoidea, com exceção de “Noctuidae”, os quais foram agrupados em Noctuae. Grande parte de sua classificação e de seus gêneros é ainda hoje válida, apesar de seu esquema classificatório apresentar os atuais Ctenuchina e Euchromiina (conhecidos comumente como “Ctenuchinae” ou “Ctenuchidae” por autores mais modernos) dentro de Zygaenidae. Foi HERRICH-SCHÄFFER (1845) quem separou o que chamou de “Syntomidae” de Zygaenidae. Embora a separação destes dois grupos seja hoje considerada correta, o autor alocou “Syntomidae” fora do que hoje chamamos de Noctuoidea, uma configuração que foi reinterpretada por HAMPSON (1898), que os posicionou próximos do que chamava de “Arctiidae”. Nenhum dos autores acima tratou Notodontidae como pertencente, ou mesmo relacionado aos demais Noctuoidea. Aparentemente, foi EGGERS (1917), observando que esta família também apresentava órgãos timpânicos metatorácicos, quem finalizou o conceito atual desta superfamília. SPEIDEL & NAUMANN (2004) apresentaram um histórico razoavelmente completo da classificação e nomenclatura de Noctuoidea.

Depois da construção de Noctuoidea como a entendemos hoje, a maior parte dos pesquisadores modernos antes de LAFONTAINE & FIBIGER (2006) tratavam-nos como um grupo composto de pelo menos cinco famílias – “Noctuidae”, “Arctiidae”, “Lymantriidae”, Notodontidae e Doidae (FORBES, 1923, 1948; RICHARDS, 1932; BROCK, 1971; WATSON *et al.*, 1980; FRANCLEMONT, 1983; MINET, 1983, 1986; KRISTENSEN, 1985). O número exato de famílias reconhecidas varia segundo cada autor devido a variações na classificação de alguns grupos, ora tratados como família, ora como subfamília (*e.g.*, “Nolidae”/“Nolinae”, “Pericopidae”/“Pericopinae”, “Ctenuchidae”/“Ctenuchinae”, “Cocyiidae”/“Cocyiinae”, etc.). No entanto, apesar das diferenças atribuídas às categorias de determinados grupos, Noctuoidea dos autores acima era composta pelas mesmas espécies. Esta proposta era baseada principalmente na presença de tímpanos metatorácicos, considerados exclusivos do grupo. Apesar deste caráter ser compartilhado por todas as famílias acima, outros pesquisadores (PINHEY, 1975; TIKHOMIROV, 1981; BARLOW, 1982 *apud* MILLER, 1991) incluíam Notodontidae em uma superfamília separada, Notodontoidea, devido a diferenças estruturais na morfologia dos tímpanos. Entretanto, a simples presença destas estruturas é atualmente aceita como sinapomorfia de Noctuoidea, a despeito de mudanças estruturais que possam ter havido na evolução de seus grupos (NIELSEN, 1989; MILLER, 1991; KITCHING & RAWLINGS, 1998).

Noctuoidea tem sido tradicionalmente dividida em dois grupos, de acordo com RICHARDS (1932): trífida (*trifid*), cujo tronco da veia cubital aparenta possuir três ramos (com

a veia M2 reduzida, ausente, ou se ramificando a igual distância de M1 e M3), e quadrífida (*quadrifid*), cujo tronco da cubital aparenta ter quatro ramos (com a veia M2 se bifurcando próximo a M3). Os trifídeos incluem Doidae, Oenosandridae e Notodontidae, e os quadrífídeos, os demais Noctuoidea. Esta terminologia não deve ser confundida à aplicada a subfamílias de Noctuidae em relação às asas posteriores (KITCHING, 1984). Para tratar das características das asas posteriores dos Noctuidae, são usados os termos trifíneos (*trifine*) e quadrífíneos (*quadrifine*).

Assim como há dois padrões básicos de venação das asas anteriores, há dois tipos básicos de estrutura dos tímpanos. Em Doidae, Notodontidae e Syntomini (Noctuidae, Arctiinae), o metepímero é fortemente côncavo no dorso, o que faz com que a membrana timpânica seja orientada ventralmente, e o esclerito nodular e o capuz contra-timpânico estão ausentes (MILLER, 1991). Em Oenosandridae e em quadrífídeos, exceto Syntomini, a membrana timpânica tem orientação posterior devido à fraca concavidade do metepímero, e há a presença tanto do esclerito nodular, quanto do capuz contra-timpânico (KITCHING & RAWLINS, 1998).

As primeiras tentativas de reconstrução da filogenia de Noctuoidea que serviram de base para a classificação atual foram de HAMPSON (1898), FORBES (1923) e RICHARDS (1932) (Figs. 1-3). Elas mostravam Notodontidae como um grupo à parte dos quadrífídeos. Estudos cladísticos têm confirmado esta conjectura, mostrando Notodontidae ou Notodontidae + Doidae como grupo-irmão de Noctuoidea quadrífídeos (FIBIGER & LAFONTAINE, 2005; MITCHELL *et al.*, 2006).

Apesar das relações de parentesco entre os quadrífídeos serem ainda extremamente problemáticas, há um consenso quanto ao não monofiletismo dos noctuóideos trifídeos e o monofiletismo dos quadrífídeos, embora esta hipótese nem sempre tenha sido a mais aceita. O não monofiletismo dos trifídeos é estabelecido pela presença de duas cerdas microdorsais no metatórax larval em todos os Noctuoidea, com exceção de Oenosandridae (HINTON, 1946). Embora seja um caráter de difícil visualização em larvas providas de muitas cerdas secundárias, é amplamente visto nos demais Noctuoidea.

As Figs. 4-11 mostram as mudanças que existiram ao longo do tempo nas propostas para as relações de parentesco de Noctuoidea. A família Oenosandridae, composta por apenas um gênero, *Oenosandra* Walker, fazia parte de Notodontidae até a revisão desta família realizada por MILLER (1991), o que explica sua ausência nas filogenias anteriores a esta data.

Como mostram as Figs. 6-12, vários grupos foram historicamente considerados grupo-irmão de "Arctiidae". "Lymantriidae" (HOLLOWAY, 1988), "Nolidae" (KITCHING & RAWLINS, 1998), "Herminiinae" (JACOBSON & WELLER, 2002) e "Aganainae" (KITCHING, 1984) são os mais freqüentes, mas não há, ainda hoje, consenso sobre qual o seu grupo-irmão. Apesar de todos os estudos cladísticos mais recentes de Noctuoidea terem obtido o clado L.A.Q. ("Lymantriidae", "Arctiidae" e "Noctuidae" quadrífíneos) em suas topologias, o suporte para as relações entre eles é extremamente fraco e os resultados são conflitantes tanto em estudos

morfológicos quanto nos moleculares (KITCHING, 1984: morfológico/"Aganainae" + "Herminiidae" + "Noctuidae"; WELLER *et al.*, 1994: molecular/"Arctiidae" parafilético; SPEIDEL *et al.*, 1996: morfológico/"Aganidae" + "Noctuidae"; KITCHING & RAWLINS, 1998: morfológico/"Nolidae"; JACOBSON & WELLER, 2002: morfológico/"Herminiinae"; FIBIGER & LAFONTAINE, 2005: morfológico/"Lymantriidae"; MITCHELL *et al.*, 2006: molecular/"Rivulinae").

Embora o monofiletismo de Arctiinae não esteja em questão (ver críticas ao trabalho de WELLER *et al.*, 1994 em MITCHELL *et al.*, 2006), ainda serão necessários muitos esforços para compreender as relações entre os quadrifíneos, e, assim, estabelecer com alguma segurança o seu grupo-irmão.

2.1.3. “Arctiidae” (atual Noctuidae, Arctiinae)

Arctides Leach, 1815 foi descrita contendo somente dois gêneros, *Arctia* Schrank e *Callimorpha* Latreille. Atualmente compreendendo cerca de 11000 espécies (JACOBSON & WELLER, 2002), 2.000 das quais ocorrem no Brasil (BROWN & FREITAS, 1999), o grupo sofreu inúmeras tentativas de delimitação precisa. Nenhuma, no entanto, foi particularmente bem sucedida – todas as propostas esbarraram em pelo menos um dos problemas seguintes: (i) caracteres que não englobavam todos os seus subgrupos, (ii) caracteres não exclusivos do grupo, (iii) a descrição de caracteres não aplicáveis a todos os subgrupos (e.g., como no caso do caráter “cerdas subventrais no meso e metatórax”, de impossível visualização em larvas providas de verrugas).

Embora Nolinae, Aganainae e Coccytiinae tenham sido várias vezes incluídos em “Arctiidae” (atualmente estes grupos são considerados subgrupos de Noctuidae), a maioria das classificações considerava “Arctiidae” contendo quatro subfamílias – “Lithosiinae”, “Arctiinae”, “Ctenuchinae” e “Pericopinae” (e.g., FRANCLEMONT, 1983; COMMON & NIELSEN, 1991) – ou cinco, as anteriores mais “Thyretinae” (e.g., HOLLOWAY, 1988; SCOBLE, 1992). Estas subfamílias foram tratadas, juntamente com “Callimorphinae” e “Nyctemerinae”, em diferentes categorias taxonômicas, variando de autor para autor, sem grande preocupação com seu monofiletismo (JACOBSON & WELLER, 2002). No entanto, em vários momentos houve a retirada de algumas destas subfamílias de “Arctiidae” para famílias próprias. Assim, não é raro encontrar referências a “Lithosiidae”, “Pericopidae” e “Ctenuchidae”, por exemplo. HAMPSON (1898) notou que talvez esta falta de consenso refletisse a não naturalidade dos grupos, e apontou que “Arctiidae” provavelmente deu origem a “Ctenuchinae”. FRANCLEMONT (1983) e outros o seguiram, também questionando o monofiletismo deste último grupo. O Tab. I, modificado de WATSON *et al.* (1980) e de JACOBSON & WELLER (2002), dá uma idéia das propostas de classificação de “Arctiidae” ao longo do tempo.

A tentativa mais recente e completa de delimitar Arctiidae foi proposta por (JACOBSON & WELLER, 2002), no único estudo cladístico existente para o grupo. Infelizmente, ele sofre, em parte, dos mesmos problemas já comentados. Além disso, as autoras analisaram somente 40 das mais de 11000 espécies descritas de Arctiinae, o que claramente não é uma amostra significativa, de modo que seus resultados devem ser lidos com cautela. Seu trabalho propõe que o grupo é delimitado pelas seguintes sinapomorfias:

(i) glândulas dorsais de feromônio com abertura horizontal, associadas às papilas anais das fêmeas;

(ii) mandíbulas das larvas com uma reentrância triangular no dente dorsal;

(iii) perda da glândula eversível latero-ventral nas larvas;

(iv) tímбалos nos metaepisternos (eles ocorrem em ambos os sexos, embora em muitos Ctenuchina, Euchromiina e Syntomini sejam reduzidos, ou os tenham perdido por completo);

(v) bolso IV do tímpano aberto.

Alguns destes caracteres (i e iv) já haviam sido considerados sinapomorfias de Arctiinae por KITCHING & RAWLINGS (1998), que também sugeriram outros, oriundos de estágios larvais:

(vi) cerdas D1 e D2 do meso e metatórax fundidas em uma única verruga;

(vii) cerda L3 bissetosa do terceiro ao sexto segmento abdominal.

Estes autores apontam que o segundo caráter é encontrado apenas em larvas desprovidas de cerdas secundárias, e que ambos evoluíram independentemente em dois gêneros fora de Arctiinae: *Acronicta* Ochsenheimer (Noctuidae, Acronictinae) e *Diloba* Boisduval (Noctuidae, Dilobinae). O caráter (vi) não foi encontrado por JACOBSON & WELLER (2002) como sinapomorfia do grupo; o (vii) não foi tratado por elas.

As autoras supracitadas recuperaram três subgrupos monofiléticos dentro de Arctiinae: Syntomini, Arctiini e Lithosiini, em uma configuração diferente da proposta por MINET (1991), que considerou Syntomini proximamente relacionada a Ctenuchina e Euchromiina. Aquela proposta também difere da tradicional separação de “Arctiinae” e “Ctenuchinae” em subfamílias separadas. Além de juntá-las em um mesmo grupo, seu estudo também mostrou que algumas das subdivisões tradicionalmente reconhecidas (mesmo que em categorias diferentes) podem ser, na verdade, parafiléticas. Este foi o caso de Arctiina, Callimorphina, Nyctemerina e Phaegopterina *sensu lato*. Já os demais, Pericopina, Ctenuchina e Euchromiina, apareceram como monofiléticos. Também foram recuperados o clado Ctenuchina + Euchromiina, e um outro, mais inclusivo, (Pericopina (Phaegopterina s.s. (Ctenuchina + Euchromiina))).

Dado que a obra mais recente sobre a classificação de Arctiinae (LAFONTAINE & FIBIGER, 2006), não propôs alteração alguma das relações de seus subgrupos, sua classificação permanece a mesma adotada por autores anteriores (e.g., KITCHING & RAWLINS, 1998; JACOBSON & WELLER, 2002), somente com a mudança de categoria. Assim, a classificação atual do grupo estudado no presente trabalho pode ser sumarizada da seguinte maneira:

Superfamília Noctuoidea

Família Noctuidae

Subfamília Arctiinae

Tribo Syntomini

Tribo Lithosiini

Tribo Arctiini

Subtribo Arctiina

Subtribo Callimorphina

Subtribo Pericopina

Subtribo Phaegopterina

Subtribo Ctenuchina

Subtribo Euchromiina

Os únicos catálogos de espécies de “Arctiidae” existentes são os de BRYK (1931: “Pericopinae”; 1937: “Callimorphinae” e “Nyctemerinae”), STRAND (1919: “Arctiinae”, 1922: “Lithosiinae”), WATSON & GOODGER (1986: “Arctiinae” e “Pericopinae”) e ZERNY (1912: “Syntomidae”).

2.1.4. Arctiini

O conceito de Arctiini englobando Arctiina, Callimorphina, Pericopina, Phaegopterina, Ctenuchina e Euchromiina não é recente. No entanto, o estudo cladístico proposto por JACOBSON & WELLER (2002), mostrado na Fig. 12, é o único a sugerir uma relação de parentesco para estes seis grupos. Esta composição, no entanto, já havia sido sugerida por outros autores, guardadas as diferenças existentes entre a concepção individual de cada subgrupo (HAMPSON, 1898, 1901, 1914, 1920; FORBES, 1939, 1960; FERGUSON, 1985; KÔDA, 1987, 1988 *apud* MILLER, 1991; KITCHING & RAWLINS, 1998).

As tentativas de caracterizar larvas e pupas das subtribos de Arctiini, no passado, foram infrutíferas devido à ausência de material do neotrópico, região de maior representatividade dos grupos, e, portanto, crucial para o estabelecimento de generalizações sobre a morfologia das subtribos (KITCHING & RAWLINS, 1998).

Algumas tentativas de delimitação de Arctiini sugeriram que a presença de um retináculo alongado nos machos e de ganchos heteróideos pudessem ser sinapomorfias do grupo (KITCHING & RAWLINS, 1998). O estudo de JACOBSON & WELLER (2002), entretanto, mostrou Arctiini sustentado por cinco sinapomorfias, sendo reconhecida somente uma das anteriormente citadas:

- (i) Larvópodos com ganchos heteróideos;
- (ii) Glândulas de feromônio dorsais das fêmeas divididas e digitiformes;
- (iii) Ocelos com um anel melanizado ao redor da lente;
- (iv) Espirotromba não alcançando a região posterior do tórax, mas mais longa que a cabeça;
- (v) Apódemas esternais do segmento abdominal II fortemente unidos ao esterno.

Somente as duas primeiras características tiveram origem única em Arctiini.

Embora o estudo de JACOBSON & WELLER (2002) tenha analisado um número não significativo de espécies, estudos anteriores foram ainda menos representativos, resumidos ou a números também pequenos de táxons (FERGUSON, 1985), ou à fauna neártica (KÔDA, 1987, 1988 *apud* MILLER, 1991). Esta última abordagem é especialmente problemática, dado que a maioria dos Arctiini é neotropical.

À semelhança do histórico de Arctiinae, o de seus subgrupos também não é trivial. Algumas subtribos que hoje pertencem a Arctiini foram, durante muito tempo, subfamílias, ou mesmo famílias próprias. KIRIAKOFF (1963) e WATSON *et al.* (1980), por exemplo, trataram os atuais Ctenuchina + Euchromiina como “Ctenuchidae”, tendo o mesmo ocorrido com os “Pericopidae” (por exemplo, em FORBES, 1939). A Tab. II esclarece a classificação dos atuais subgrupos de Arctiini conforme diferentes autores.

2.1.5. Ctenuchina + Euchromiina

Ctenuchina + Euchromiina é um clado com aproximadamente 2.000 espécies (FORBES, 1930) distribuídas em cerca de 140 gêneros (*sensu* ZERNY, 1912), distribuídas por todo o neotrópico e algumas regiões do neártico e paleártico em considerável abundância.

O grupo já foi conhecido, dependendo do autor, como “Syntomidae”, “Ctenuchidae”, “Euchromiidae”, “Amatidae” ou “Glaucopidae”, em configurações que, em sua maioria, incluíam os atuais Syntomini. Os gêneros mais antigos foram originalmente classificados em Zygaenidae.

HERRICH-SCHÄFFER (1845) erigiu o nome “Syntomidae”, cujo uso foi seguido por HAMPSON (1898), ZERNY (1912) e DRAUDT (1916-1919), entre outros. Apesar da separação feita por HERRICH-SCHÄFFER (*op. cit.*) entre Zygaenidae e “Syntomidae”, KIRBY (1892) preferiu classificar Euchromiina no primeiro grupo, e relegou Ctenuchina à categoria de subfamília de “Arctiidae”. FORBES (1939) e TRAVASSOS FILHO (1938) adotaram a proposta de HERRICH-SCHÄFFER, mas preferiram “Euchromiidae” a “Syntomidae”. Isto é injustificado, já que *Euchromia* Hübner foi descrita em 1819, e *Syntomis* Ochsenheimer, em 1808, de modo que poucos autores seguiram este uso. No entanto, a maioria dos pesquisadores subsequentes decidiu adotar “Ctenuchidae”, em uma posição tampouco justificável, dado que *Ctenucha* Kirby foi descrita ainda depois de *Euchromia* Hübner, em 1837. O nome “Amatidae”, que teria um uso justificado (já que *Amata* foi erigido por Fabricius em 1807) não foi seguido pela maioria dos autores, aparentemente, pelo uso que já havia se tornado amplo do nome “Ctenuchidae”. Isto já havia sido notado por SEITZ (*apud* HOFFMANN, 1936), que aconselhou o uso de Amatidae pelo princípio de prioridade. HOFFMANN (1936), no entanto, advogou o uso de “Syntomidae” por ser o nome mais amplamente utilizado.

De qualquer maneira, Ctenuchina e Euchromiina foram por muito tempo considerados grupos-irmãos, separados de “Arctiidae”. Foi a partir da interpretação de HAMPSON (1898) da suposta origem de “Ctenuchidae” a partir de “Arctiidae” que surgiram as classificações que consideravam Euchromiina e Ctenuchina em uma subfamília própria dentro de “Arctiidae”. FRANCLEMONT (1983) foi o primeiro a sugerir tal classificação, no que foi seguido pelos autores subsequentes. No entanto, a confusão nomenclatural permaneceu, estando Euchromiina ora dentro de uma subfamília própria, “Euchromiinae” (como em HOLLOWAY, 1988), ora dentro de “Ctenuchinae” (como no próprio FRANCLEMONT, 1983; MINET, 1986; COMMON & NIELSEN, 1991; SCOBLE, 1992).

A tradicional associação de Ctenuchina com Euchromiina, excluindo Syntomini, deriva da proposta de NEUMOEGER & DYAR (1893), segundo os quais o primeiro grupo seria delimitado pela perda da veia Sc+R1 nas asas posteriores. Os dois grupos também compartilham características larvais próprias, embora tais caracteres não tenham sido notados por muitos pesquisadores: larvas de Ctenuchina e Euchromiina são distinguidas das de “Arctiidae” por possuírem somente três verrugas acima da coxa mesotorácica. Além disso, distinguem-se das de Pericopina pela face interna dos larvópodos possuir várias

cerdas secundárias, em contraste com uma cerda única neste último grupo (STEHR, 1987). FORBES (1939) segue NEUMOEGEN & DYAR (1893) e reconhece a ausência da veia Sc nas asas posteriores como distintiva da família. Ele reconhece, no entanto, que *Eucereon* Hübner, *Episcepsis* Butler, *Aclytia* Hübner e *Hyaleucerea* Butler apresentam espécies com esta veia preservada, enquanto vários Phaegopterina possuem-na vestigial, ou mesmo não a possuem. FORBES (1939) também auxilia na caracterização de Euchromiina notando que sua veia M2, também das asas posteriores, apresenta-se rudimentar ou ausente.

KITCHING & RAWLINS (1998) não trataram dos caracteres apontados por STEHR (1987), e consideraram homoplástico o caráter sugerido por NEUMOEGEN & DYAR (1893). Embora eles tenham aceitado Ctenuchina e Euchromiina como tribos de “Arctiidae”, atentam para o fato de que esta classificação provavelmente não reflete grupamentos naturais, uma vez que o único caráter que define os primeiros são os ramos da veia Cu separados nas asas posteriores, enquanto Euchromiina os têm bifurcados ou fundidos.

O alerta do provável não monofiletismo de Euchromiina + Ctenuchina é, em parte, apomórfico do estudo cladístico molecular de Noctuoidea de WELLER *et al.* (1994), no qual nenhuma das topologias resultantes mostrou-os formando um clado. SIMMONS & WELLER (2001), também com análises moleculares, obtiveram resultados similares, da mesma forma que o estudo taxonômico de DIETZ (1980). Contudo, o estudo de JACOBSON & WELLER (2002) mostrou as duas tribos monofiléticas. Esta disparidade de resultados e o fato de os quatro trabalhos citados sofrerem com um número extremamente baixo de espécies estudadas tornam necessária uma investigação mais profunda das relações de parentesco destes dois grupos.

Apesar das divergências encontradas em trabalhos morfológicos e moleculares, e na ausência de estudos englobando números mais significativos de espécies, seguiremos as sinapomorfias propostas no estudo morfológico de JACOBSON & WELLER (2002) e trataremos os Euchromiina como um grupo monofilético, irmão de Ctenuchina com base em duas sinapomorfias propostas pelas autoras supracitadas e uma terceira por BENDIB & MINET (1998), mas não examinada por elas:

- (i) Perda do bolso V no tímpano (estado também observado em duas outras linhagens de Arctiini);
- (ii) Capuz timpânico grandemente aumentado, excedendo a circunferência torácica (também apomórfico em outras duas linhagens de Arctiini).
- (iii) Presença de uma linha mais esclerotizada na região antero-ventral das tégulas.

A escolha de considerar, ao menos provisoriamente, Euchromiina como um grupo monofilético se deve, em parte, às restrições apontadas por MITCHELL *et al.* (2006) ao trabalho de WELLER *et al.* (1994). Também o fato de DIETZ (1980) e SIMMONS & WELLER (2001) não apontarem proposta alguma para uma classificação supostamente mais condizente com a evolução do grupo pesou na decisão de qual proposição escolher.

2.1.6. Euchromiina

Euchromiina inclui cerca de 60 gêneros (*sensu* ZERNY, 1912) de espécies diurnas e noturnas, distribuídas principalmente no neotrópico, embora haja alguns gêneros no neártico, e *Euchromia* Hübner ocorra exclusivamente na Europa. Apresentando frequentemente coloração aposemática ou aparência geral aposemática (por exemplo, semelhança com vespas) e interessantes mecanismos de defesa e corte, que envolvem emissão de feromônios, ultra-som e de floculência¹, o grupo é importante tanto para estudos sobre a diversidade da região Neotropical quanto sobre a evolução de padrões miméticos e de mecanismos comportamentais (BOPPRÉ *et al.*, 1997).

Apesar de alguns aspectos da biologia do grupo terem sido investigados, espécies ocorrentes no neártico e paleártico foram examinadas muito mais detalhadamente que as neotropicais. A maior parte dos trabalhos envolvendo Arctiinae neotropicais é de levantamentos faunísticos (*e.g.*, TRAVASSOS FILHO, 1944; FLEMING, 1957; GRADOS, 2002; HERNANDEZ-BAZ & GRADOS, 2004; TESTON *et al.*, 2006; FERRO & DINIZ, 2007a, b). Há poucos trabalhos enfocando a biologia de Arctiinae neotropicais (SCHROTTKY, 1915; BARTH, 1953, 1957; BEEBE & KENNEDY, 1957; BLEST, 1964), assim como são escassos os que tratam de taxonomia e sistemática. Os poucos estudos taxonômicos (FIELD, 1975; DIETZ & DUCKWORTH, 1976; DIETZ, 1980, GRADOS, 1999, 2003) e cladísticos (KREUSEL, 2000; SIMMONS & WELLER, 2006) que tratam de Euchromiina resultaram nas mesmas conclusões: a de que os gêneros estudados não eram monofiléticos, e a de que, provavelmente, poucos o são. Isto com frequência é atribuído à convergência de diversos grupos ao mimetismo, especialmente com alguns Hymenoptera (DIETZ & DUCKWORTH, 1976; SIMMONS & WELLER, 2001).

Euchromiina, atualmente alocada em Arctiini, esteve durante algum tempo ligada a Ctenuchina em grupo separado dos demais “Arctiidae”. Somente 104 anos depois da proposta de HAMPSON (1898) sugerindo Euchromiina como grupo-irmão de Ctenuchina que surgiu a primeira indicação de caracteres unindo estes grupos e delimitando-os. JACOBSON & WELLER (2002) apontaram quatro possíveis sinapomorfias para Euchromiina (os caracteres que unem Euchromiina e Ctenuchina foram tratados na seção anterior):

- (i) morfologia peculiar das mandíbulas das larvas;
- (ii) fraca esclerotização do esclerito mediano do larvópodo;
- (iii) fusão das veias CuA₁ e CuA₂ das asas posteriores;
- (iv) áreas esclerotizadas nas parapatágias.

Ainda não há propostas confiáveis para uma classificação que reflita as relações evolutivas dentro de Euchromiina (ver a crítica ao trabalho de KREUSEL (2000), na seção “Análise cladística”), e o único consenso em relação ao grupo é que sua classificação, virtualmente inexistente, precisa urgentemente ser revisada (TODD, 1982; DONAHUE, 1993;

¹ Tradução livre do inglês *floculence*: tratam-se de escamas modificadas, situadas abaixo do esterno abdominal II dos machos de algumas espécies, e que podem ser emitidas em situações de perigo ou durante o acasalamento (BOADA, 1997; SANDERFORD, 1992; BLEST, 1964).

KITCHING & RAWLINS, 1998; WELLER *et al.*, 2000; KREUSEL, 2000; SIMMONS & WELLER, 2001; GRADOS, 2003).

Assim como ocorre em outros grupos de mariposas diurnas (e.g., Syntomini e Zygaenidae; para este último ver YEN *et al.*, 2005), os padrões miméticos e aposemáticos de Euchromiina levaram a agrupamentos artificiais de espécies. Embora a convergência ao mesmo tipo de mimetismo possa ser uma das causas do caos taxonômico do grupo, o desinteresse historicamente demonstrado pelos lepidopterólogos pelos Arctiinae em geral (DIETZ & DUCKWORTH, 1976), e aos neotropicais especificamente, pode ser apontado como outro fator relevante. Acrescendo-se a isto o fato de muitas descrições terem sido feitas com base em exemplares únicos, e de haver ainda muitas espécies a serem descritas e outros tantos sinônimos por elucidar (GRADOS, 2003), torna-se fácil compreender a desordem em que o grupo se encontra.

2.2. BIOLOGIA DE ARCTIINAE

Arctiinae tem distribuição global e é em geral facilmente reconhecível pela coloração viva dos adultos e pela densa cobertura de cerdas das larvas. Um traço característico da maioria das espécies de Ctenuchina e de Euchromiina são as asas hialinas, as posteriores bastante reduzidas. É comum haver um estreitamento nos primeiros segmentos abdominais, o que lhes confere uma “cintura de vespa” (WELLER *et al.*, 2000).

Muitas espécies têm hábito diurno, embora seja comum capturá-las em armadilhas luminosas, juntamente com as tipicamente noturnas. O grupo é o terceiro dentre os lepidópteros noturnos utilizados como bioindicadores em trabalhos de monitoramento ambiental, atrás somente de Saturniidae e Sphingidae (HILTY & MERENLENDER, 2000), cuja taxonomia é consideravelmente mais bem conhecida. Mas, ao contrário destes táxons, alguns estudos sugerem que Arctiini podem ser favorecidos pela perturbação de *habitats*, o que os tornaria potenciais indicadores de ambientes alterados (WILLOTT, 1999; KITCHING *et al.*, 2000; SUMMERVILLE *et al.*, 2004; HILT & FIEDLER, 2005, 2006). O estudo de FERRO & DINIZ (2007b), realizado no cerrado brasileiro, não obteve, no entanto, esta correlação para nenhum grupo de Arctiinae, de modo que é necessário tomar tal afirmação com cautela.

Imaturos deste grupo são frequentemente polípagos, consumindo uma grande variedade de famílias de plantas (SILVA *et al.*, 1968; SCOBLE, 1992). As larvas costumam se alimentar expostas e geralmente sozinhas, embora haja espécies gregárias (STEHR, 1987). Mais de 80% das larvas de Arctiinae coletadas no Cerrado são polípagas, segundo os dados de MARQUIS *et al.* (2002). As de Euchromiina, no entanto, frequentemente possuem uma planta-hospedeira específica ou se alimentam de poucas espécies de plantas relacionadas (STEHR, 1987). Este pode ser um dos motivos pelos quais a criação destas mariposas com dietas artificiais seja difícil (DIETZ, 1980). Larvas de *Euchromia* Hübner alimentam-se em convolvuláceas, e gêneros próximos de distribuição neotropical são encontrados nesta família de plantas, além de Asteraceae, Sapindaceae, Moraceae e muitas outras (KITCHING & RAWLINS, 1998). Diferentes grupos dentro de Ctenuchina possuem dietas bastante diversas; há um grupo que se alimenta em Poaceae e Cyperaceae (e.g., *Dinia* Walker, *Ctenucha* Kirby, *Trichura* Hübner, *Cisseps* Franclemont, *Philoros* Walker), e outro, centrado em *Theages* Walker e *Eucereon* Hübner, associado a plantas laticíferas como Moraceae e Apocynales (KITCHING & RAWLINS, 1998).

Muitos adultos de Arctiinae possuem glândulas protorácicas que expõem um líquido fétido e supostamente tóxico e de gosto ruim quando o animal é perturbado (COMMON, 1990 *apud* KITCHING & RAWLINS, 1998). A emissão do exsudado é frequentemente seguida de tanatose ou *display* de coloração aposemática (BLEST, 1964).

As espécies de Arctiinae são amplamente conhecidas por apresentarem características ecológicas interessantes, como o uso de compostos químicos tóxicos extraídos de plantas para defesa e corte (e.g., BEEBE & KENEDY, 1957; BOPPRÉ & SCHNEIDER, 1989; NICKISCH-ROSENEGK & WINK, 1993; WELLER *et al.*, 1999), habilidade de emitir ultra-som,

tanto na defesa contra morcegos insetívoros (BLEST *et al.*, 1963; FULLARD *et al.*, 1979; SURLYKKE & MILLER, 1985; CONNER, 1987; DUNNING *et al.*, 1992) quanto na corte (SANDERFORD & CONNER, 1990; BOADA, 1997) e o aposematismo, associado à participação de vários gêneros em anéis miméticos com Coleoptera (Lycidae), Hymenoptera (vários gêneros de vespas e abelhas), Dictyoptera (Blattidae) e Heteroptera (WELLER *et al.*, 1999).

Arctiinae apresenta três tipos principais de compostos tóxicos: aminas biogênicas, alcalóides pirrolizidínicos (APs) e glicosídeos cardíacos (GCs). Os três podem ser encontrados em todos os estágios de vida, incluindo ovos. Nos adultos e nas larvas eles ficam depositados no tegumento ou circulando na hemolinfa; nestas últimas podem também estar presentes nas cerdas, enquanto nos primeiros, podem ser exsudadas pelas glândulas cervicais (DETHIER, 1939).

Dentre os compostos tóxicos utilizados pelo grupo, são especialmente estudados os alcalóides pirrolizidínicos (APs) (BOPPRÉ, 1989; WELLER, *et al.*, 1999). Esta síndrome é conhecida em outros Lepidoptera (e.g., Danainae, Ithomiinae, Agaristinae, e outros Arctiini), assim como em alguns Coleoptera (Alticinae: *Gabonia* Jacoby), Orthoptera (Pyrgomorphidae: *Zonocerus* Stål) e Diptera (Chloropidae). Fontes naturais de APs são principalmente plantas das famílias Boraginaceae (e.g. *Heliotropium* Linnaeus), Asteraceae e Fabaceae, das quais muitas larvas de Arctiinae se alimentam (WELLER, *et al.*, 1999). Mariposas adultas, especialmente ou exclusivamente machos, obtêm APs em partes secas destas plantas, geralmente regurgitando sob tecido danificado e posteriormente reingerindo o regurgitado, que absorveu os APs dissolvidos. Tem sido observado um viés sexual dos indivíduos que buscam APs, sendo este número desviado para fêmeas em algumas espécies, e machos em outras (PLISKE, 1975).

Sabe-se que em algumas espécies os APs são incorporados aos feromônios sexuais masculinos, que são dispersos por meio de escamas modificadas em várias regiões do corpo (WELLER *et al.* 1999; CONNER & WELLER, 2004). Além de androcônias localizadas nos últimos segmentos abdominais e nos apêndices genitais dos machos, muitos Euchromiina e Ctenuchina apresentam uma bolsa subabdominal que parece ser única ao clado. Esta estrutura, originalmente denominada “valva ventral” (HAMPSON, 1898), está localizada na porção proximal do abdome, e possui duas morfologias distintas, tratadas como “bolsa abdominal única ou SII” e “bolsa abdominal dupla ou SIII” por WELLER *et al.* (2000). A primeira é formada pelo tergo e esterno abdominais II, e a segunda, por estes dois, mais os do segmento III. Ambos os tipos de bolsas são encontradas em Euchromiina, e somente o segundo em Ctenuchina. Embora seja notória a quantidade de grupos que apresentam tais estruturas, sua distribuição taxonômica ainda não foi devidamente investigada em nenhum dos grupos.

Funções diferentes já foram descobertas para as bolsas subabdominais: em *Cosmosoma myridora* Dyar observou-se que a floculência – impregnada de APs – emitida pelo macho durante a corte protege a fêmea e os ovos contra alguns predadores (e.g., aranhas) (CONNER *et al.*, 2000). O uso da floculência na corte também foi observado em

Syntomeida melanthus Cramer, embora não tenha sido investigada a presença de APs na emissão de escamas desta espécie (SANDERFORD, 1992). Já o macho de *Homoeocera stictosoma* Druce libera suas escamas modificadas contendo APs como meio de defesa contra predação (YACK *et al.*, 2004).

Há evidências de que o aposematismo frequentemente encontrado em Euchromiina esteja ligado à impalatabilidade conferida pelos APs, o que sugere anéis miméticos müllerianos entre estas mariposas e seus modelos (no caso das que se supõe que mimetizam vespas ou animais impalatáveis). Os trabalhos de CARDOSO (1997) com aves e de EISNER (1982) e EISNER & MEINWALD (1987) com aranhas demonstraram que estes dois tipos de predadores de fato evitavam presas que tinham sido alimentadas com plantas contendo APs. O fato de ambos os predadores serem visualmente orientados tem grande importância na sugestão de mimetismo mülleriano, tendo CARDOSO (1997) inclusive fornecido evidências de que aves podem aprender padrões com os quais associam à impalatabilidade. Assim, parece razoável supor que pelo menos alguns Euchromiina sejam de fato mímicos müllerianos, conclusão que está de acordo com os resultados obtidos com o grupo *Sphecosoma* Butler (SIMMONS & WELLER, 2006).

Ao contrário dos machos de mariposas, as fêmeas em geral apresentam uma uniformidade maior na localização de suas glândulas feromonais, geralmente entre os segmentos abdominais VIII e IX. Arctiinae não é exceção, embora haja uma peculiaridade na emissão dos feromônios femininos: as fêmeas desta subfamília apresentam a região ântero-dorsal das papilas anais densamente recoberta por cerdas, o que supostamente permite uma evaporação mais lenta do feromônio (BENDIB & MINET, 1998).

Embora seja provável que a corte do macho envolvendo feromônios seja um caráter simpliesiomórfico para Arctiinae, há grupos nos quais a corte masculina se dá somente por meio de ultra-som (WELLER *et al.*, 1999). Supõe-se que a emissão de ultra-sons pelos tímбалos tenha evoluído primariamente na defesa contra ataques de morcegos insetívoros (DUNNING *et al.*, 1992; HRISTOV & CONNER, 2005), e que mais tarde, na evolução de alguns grupos (*e.g.*, algumas espécies de *Syntomeida* Harris e *Emphyreuma* Hübner), eles tenham sido cooptados para a corte (WELLER *et al.*, 1999; CONNER, 1999).

Há pelo menos duas hipóteses sobre o funcionamento dos sons emitidos pelos tímбалos no auxílio à fuga de predadores: DUNNING (1968) apontou que poderiam ser sinais aposemáticos aprendidos pelos morcegos, enquanto FULLARD *et al.* (1979) sugeriram que eles agem interceptando o sonar dos quirópteros. WATSON (1975) notou a possibilidade da existência de mimetismo Batesiano acústico, hipótese que foi confirmada por HRISTOV & CONNER (2005) e também examinada por BARBER & CONNER (2007).

A ampla gama de comportamentos e adaptações envolvidas na corte faz de Arctiinae um dos grupos de comportamento sexual mais complexo entre os Lepidoptera (WELLER *et al.*, 1999).

2.3. HISTÓRICO DO GÊNERO *MALLODETA* BUTLER, 1876

O nome *Mallodeta* foi proposto por BUTLER (1876) para resolver um caso de homonímia estabelecido por WALKER (1854) ao descrever *Lycorea*, subgênero de *Glaucopis* Fabricius. O nome *Lycorea* já havia sido utilizado por DOUBLEDAY (1847) para um gênero de borboletas da subfamília Danainae (Nymphalidae).

BUTLER (*op. cit.*) incluiu ainda duas outras espécies em *Mallodeta*: *Laemocharis aecyra* Herrich-Schäffer, 1854 e *Glaucopis (Hyela) [sic] consors* Walker, 1854. Ao fazer isto, ele cometeu dois erros: (i) o primeiro nome foi tratado como sinônimo sênior de *Glaucopis (Hyda) sortita* Walker, 1854, quando, por questão de prioridade (devido ao mês da primeira publicação), *Laemocharis aecyra* Herrich-Schäffer é sinônimo júnior de *Glaucopis (Hyda) sortita* Walker, 1854; (ii) BUTLER (*op. cit.*) cita *Glaucopis consors* como pertencente ao subgênero *Hyela*, quando, na verdade, esta espécie foi descrita no subgênero *Hyda*, juntamente com a espécie anterior. Estes dois erros foram corrigidos por KIRBY (1892).

Assim, o gênero *Mallodeta*, contava, no ano em que foi erigido, com três espécies: *M. clavata* (Walker, 1854) (espécie-tipo por monotipia), *M. sortita* (Walker, 1854) e *M. consors* (Walker, 1854). Posteriormente foi descrita uma espécie nova para o gênero, *Mallodeta sanguipuncta* Druce, 1898.

Já quase no século XX, a transferência, realizada por HAMPSON (1898), de *Glaucopis parthenii* Fabricius, 1793 para *Mallodeta* fez com que o gênero passasse a contar com cinco espécies. E com este número de espécies válidas foi publicada a última *checklist* existente para as espécies de *Mallodeta*, elaborada por ZERNY (1912). Nela constam as sinonímias juniores, estabelecidas por HAMPSON (1898), de *Mallodeta sortita* e *Mallodeta consors*: *Laemocharis deyrollii* Herrich-Schäffer, 1854 e *Laemocharis norma* Herrich-Schäffer, 1854, respectivamente.

Mais tarde houve mais três modificações: o acréscimo de *Mallodeta cubana* Gaede, 1926, e de *Mallodeta simplex* Rothschild, 1931; e a transferência de *M. parthenii* para o gênero *Phoenicoprocta* Druce por FORBES (1930).

Desta forma, o gênero consta, atualmente, com seis espécies: *Mallodeta clavata* (Walker, 1854) (**espécie-tipo**); *M. consors* (Walker, 1854); *M. sortita* (Walker, 1854); *M. sanguipuncta* Druce, 1898; *M. cubana* Gaede, 1926 e *M. simplex* Rothschild, 1931.

2. Objetivos

3.1. OBJETIVO GERAL

Contribuir para o estudo da taxonomia e das relações filogenéticas das espécies historicamente associadas a *Mallodeta* Butler e redefinir os limites deste gênero.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Redescrever as espécies historicamente associadas a *Mallodeta*;
2. Proporcionar uma melhor compreensão da diversidade morfológica em *Euchromiina*;
3. Determinar a distribuição geográfica das espécies historicamente associadas a *Mallodeta*;
4. Delimitar os clados aos quais as espécies historicamente alocadas em *Mallodeta* pertencem.
5. Redescrever e recuperar a distribuição geográfica dos clados próximos às espécies historicamente associadas ao gênero *Mallodeta*.

4. Material e métodos

4.1. Origem do material estudado

Os espécimes reunidos para o presente estudo pertencem às seguintes instituições (acrônimos seguem HEPPNER & LAMAS, 1982 e ARNETT *et al.*, 1993):

AMNH	American Museum of Natural History, New York, EUA (Drs. David Grimaldi e James Miller).
DZIB	Museu de História Natural da Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, Brasil (Drs. André V. L. Freitas e Keith S. Brown Jr.).
DZUP	Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, Brasil (Drs. Mirna M. Casagrande e Olaf H. H. Mielke).
MNRJ	Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, Brasil (Dr. Miguel A. Monné Barrios).
MZSP	Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil (Dr. Marcelo Duarte).
USNM	Department of Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC, EUA (Drs. Donald Harvey e Robert K. Robbins).
VOB	Coleção particular do Dr. Vitor Becker, Camacã, Bahia, Brasil.

Além dos espécimes examinados das coleções supracitadas, foram obtidas, das seguintes instituições, fotografias do material tipo das espécies redescritas. Tal recurso foi o único viável, tendo em vista a impossibilidade do envio dos tipos:

BMNH	Department of Entomology, The Natural History Museum, Londres, Inglaterra (Dr. Martin Honey).
NHRS	Naturhistoriska Riksmuseet, Estocolmo, Suécia (Dr. Bert Gustaffson).

OXUM	Hope Entomological Collections, Oxford University Museum of Natural History, Inglaterra (Dr. James E. Hogan).
ZMAS	Zoological Institute of the Russian Academy of Sciences, São Petersburgo, Rússia (Dr. Sergey Sinev).
ZMHB	Museum für Naturkunde, Humboldt Universität zu Berlin, Alemanha (Dr. Wolfram Mey).
ZMUC	Zoologisk Museum, Statens Naturhistoriske Museum, Københavns Universitet, Copenhagen, Dinamarca (Drs. Niels Kristensen e Ole Karsholt).

4.2. Identificação

A identificação de todas as espécies utilizadas no estudo (grupos interno e externo) foi conferida com as de outras coleções visitadas (incluindo, para muitas espécies, exame de tipos ou de espécimes identificados a partir deles), ou com base nas descrições e ilustrações originais. No caso de espécies cuja identificação ainda parecia duvidosa, a contraprova foi feita com fotografias de tipos ou de espécimes que foram comparados com estes.

Dados sobre o *status* atual de determinada espécie e/ou de seu autor foram obtidos no sítio LepIndex (2009), e as informações ali obtidas foram confrontadas com a literatura encontrada no Zoological Record *online*.

4.3. Preparação do material

Asas: Para o estudo da venação, as asas foram mergulhadas em álcool 70% para remoção da gordura, posteriormente diafanizadas em hipoclorito de sódio e, finalmente, postas em água destilada para neutralizar o efeito do hipoclorito. Por fim, elas foram montadas em lâminas semipermanentes.

Genitálias: O estudo das genitálias masculina e feminina seguiu, com algumas modificações, a metodologia proposta por EHRlich & EHRlich (1961) e WINTER (2000). Os espécimes selecionados (no mínimo três machos e três fêmeas de cada espécie, quando possível) tiveram o abdome retirado com uma pinça de pontas largas e mergulhado em solução de KOH a 10% por aproximadamente 16 horas. Dado o tempo necessário para o amolecimento das regiões mais esclerotizadas e da musculatura, o abdome era limpo de suas escamas, aberto por uma das laterais com pinças de pontas finas, e as vísceras e a genitália eram retiradas. O restante do abdome era, então, guardado, juntamente com a genitália, em um pequeno frasco contendo glicerina, etiquetado com o mesmo número adotado para o espécime alfinetado.

Outros: O estudo da morfologia das demais partes do corpo foi feito diretamente sobre o estereomicroscópio. Para determinadas estruturas (e.g., tégulas, tímbalos) por vezes foi necessária a remoção de escamas com um pincel de pelos finos.

4.4. Terminologia adotada

Para morfologia externa foi adotada a terminologia de SCOBLE (1992), com exceção da venação alar, cujos autores utilizados foram JACOBSON & WELLER (2002) e SIMMONS & WELLER (2006).

Para genitálias masculina e feminina, optamos pelo trabalho de KLOTS (1970), por ser o mais comumente utilizado. Pelo fato de esta nomenclatura sofrer de problemas mesmo entre estudiosos de Lepidoptera e ser deveras peculiar em relação à adotada por estudiosos de outras ordens, achamos por bem comparar a terminologia utilizada por lepidopterólogos com a de outros autores, de modo a permitir a compreensão das homologias dos apêndices genitais de Lepidoptera em relação às demais ordens de insetos. A comparação da terminologia de KLOTS (*op. cit.*) com a de SNODGRASS (1935), SIBATANI *et al.* (1954) e MATSUDA (1976) pode ser conferida nas Tab. III (genitália masculina) e IV (genitália feminina). A Fig. 13 mostra a nomenclatura utilizada.

SNODGRASS (1935) e MATSUDA (1976) foram escolhidos para comparação por possuírem obras extensas, tratando de todas as ordens de Insecta, e SIBATANI *et al.* (1954) por terem apresentado uma terminologia muito útil, embora pouco conhecida, para as partes da valva.

4.5. Ilustrações, fotografias e redescrições

As ilustrações foram feitas com auxílio de uma câmara clara acoplada a um estereomicroscópio. Para a arte-final foi utilizado o programa Adobe Illustrator® CS3.

As fotografias foram tiradas em um aparato iluminado, e posteriormente trabalhadas no programa Photoshop® CS3, de modo que fosse possível padronizar o fundo das fotos e corrigir eventuais artefatos.

Para as redescrições foi utilizado o catálogo de cores de VILLALOBOS & VILLALOBOS (1947), do qual provêm os símbolos utilizados após a nomeação de cada cor. Elas estão subdivididas em seções específicas, referentes à diagnose, à descrição propriamente dita, à distribuição geográfica, à biologia, ao material examinado, etimologia e comentários gerais. A redação original das etiquetas foi mantida. O tópico “etimologia” de cada gênero e espécie foi escrito principalmente com base em MARQUES LEITE & NOVAES JORDÃO (1956) e BROWN (1956).

4.6. Mapas

A distribuição geográfica das espécies estudadas foi obtida diretamente das etiquetas em todas as coleções visitadas e em dados da literatura. O programa utilizado para a confecção dos mapas foi o ArcView GIS 3.2 (ESRI, 1999), e as coordenadas geográficas utilizadas para a plotagem das localidades foram obtidas dos *gazetteers* dos respectivos países por meio dos sítios Species link geoloc do CRIA (para localidades em território nacional) e Global Gazetteer Version 2.1 (para localidades de outros países).

4.7. Análise das relações filogenéticas

O estudo das relações filogenéticas seguiu o método cladístico por parcimônia proposto por HENNIG (1966) e sumarizado por diversos autores (KITCHING *et al.*, 1998; SCHUH, 2000; AMORIM, 2002). A escolha desta abordagem deve-se à sua característica de minimização de hipóteses *ad hoc* nas explicações de evolução dos caracteres, o que não ocorre em métodos probabilísticos.

Uma breve discussão dos métodos utilizados é mostrada a seguir.

4.7.1. Seleção de caracteres

Foram excluídos da análise somente três tipos de caracteres: os de difícil determinação da homologia primária (*sensu* DE PINNA, 1991), os que se revelaram contínuos, e os que apresentaram sobreposição. Isto se deu, respectivamente, pela incerteza das homologias, pela dificuldade de codificação e pela incerteza da utilidade destes últimos em análises cladísticas (KITCHING *et al.*, 1998).

Caracteres relacionados à coloração não foram omitidos da análise primeiramente porque, apesar da posição contrária de alguns autores (*e.g.*, AREEKUL & QUICKE, 2006), não é logicamente defensável considerar um conjunto de caracteres como mau quando comparado a outro. Embora certamente seja possível comparar as topologias geradas por um ou outro conjunto de dados, os resultados não devem ser usados na justificativa da escolha de um ou outro, uma vez que não dispomos de meios de reconhecer a topologia verdadeira como tal. Além disso, (WILLMOTT *et al.*, 2001), trabalhando com Nymphalidae, mostraram que os padrões de coloração (neste caso, especificamente, das asas) podem ser filogeneticamente mais informativos do que os caracteres de genitália, tendo o mesmo acontecido com estudos filogenéticos de outros táxons (GOSLINER & JOHNSON, 1999; nudibrânquios; BRAET & QUICKE, 2003: vespas parasíticas).

Embora o estudo de WILLMOTT *et al.* (*op. cit.*) tenha resultado em caracteres de coloração bastante homoplásticos, os autores concordaram com MILLER *et al.* (1997), quando defenderam seu uso pelo fato de terem resultado em uma análise melhor resolvida nos ramos mais apicais (o que também é apontado por KÄLLERSJÖ *et al.*, 1999, em um estudo molecular). Assim, seria não apenas justificável, mas recomendado, o estudo de padrões de coloração no estudo filogenético no nível de espécies e gêneros, mesmo aqueles que aparentemente foram alvo de intensa seleção por mimetismo (WILLMOTT *et al.*, 2001). Isto

porque, embora intuitivamente se possa pensar que caracteres relacionados com mimetismo não evoluam segundo as mesmas “regras” que caracteres que não participam de tal mecanismo (e por isso tais caracteres não seriam livres para evoluir independentemente uns dos outros) (AREEKUL & QUICKE, 2006), é igualmente possível inferir que um grupo que contenha defesas químicas e apresente aposematismo – como é o caso dos *Euchromiina* – possa apresentar, dentre suas linhagens, algum grau de conservação de elementos específicos no padrão de coloração que permita reconhecê-los (ROBERTSON *et al.*, 2004).

Por fim, os caracteres de coloração foram incluídos pela concordância com DE QUEIROZ (2000), que ressaltou que as melhores conclusões sobre a evolução de caracteres devem ser baseados na melhor estimativa de filogenia, que é a obtida com o maior número possível de dados.

Caracteres analisados, mas excluídos da análise final, e os motivos para sua exclusão são discutidos na seção “Resultados e Discussão”.

4.7.2. Codificação e transposição de caracteres

Ciente de que o método de codificação utilizado tem relação direta com a(s) topologia(s) obtida(s) (FOREY & KITCHING, 2000; HAWKINS *et al.*, 1997), optamos, nos casos pertinentes, pelo uso da codificação contingente (*sensu* HAWKINS *et al.*, 1997) por este ser o único método que mantém a independência dos caracteres sem perder informação filogenética (HAWKINS *et al.*, 1997; LEE & BRYANT, 1999; STRONG & LIPSCOMB, 1999), e porque, embora existam problemas conhecidos com este tipo de codificação (PLATNICK *et al.*, 1991; MADDISON, 1993), ainda assim ele parece ser o mais defensável, haja vista os graves problemas dos demais (*i. e.*, violação do princípio de independência dos caracteres, não reconhecimento da definição relacional de homologia, codificação da mesma informação mais de uma vez, entre outros).

4.7.3. Dados inaplicáveis, polimorfismos e *missing data*

Dados inaplicáveis para determinados táxons foram codificados na matriz com a marcação “-”, para diferenciar dos dados desconhecidos (*missing data*), codificados com um “?” (PLATNICK *et al.*, 1991). Caracteres polimórficos foram incluídos na matriz e na análise, uma vez que há evidências de que sua presença nas análises é desejável do ponto de vista da resolução dos cladogramas finais (WIENS & SERVEDIO, 1997; NIXON & DAVIS, 1991; PLATNICK *et al.*, 1991).

4.7.4. Polarização e ordenação

A polarização dos caracteres seguiu o método de comparação com grupos externos com o enraizamento *a posteriori*, de acordo com a proposta de NIXON & CARPENTER (1993). Este método de polarização foi escolhido tendo em vista as deficiências ou dificuldades de implementação de métodos alternativos, vide as duras críticas endereçadas ao método de

reconstrução de ancestrais hipotéticos (NIXON & CARPENTER, 1993; BRYANT, 1997) e à indisponibilidade de dados sobre imaturos que permitam inferências ontogenéticas.

Os caracteres multi-estado foram tratados como não-aditivos (FITCH, 1970), uma vez que, na falta de estudos ontogenéticos, não é possível determinar com segurança a sua ordenação, e pela concordância com HAUSER & PRESCH (1991) e HAUSER (1992) quando argumentaram a favor de caracteres não-aditivos como forma de testar sua ordenação de acordo com a congruência dos caracteres.

4.7.5. Análise cladística

- Da necessidade de uma análise cladística preliminar

Na ausência de hipóteses filogenéticas prévias para o grupo de interesse, é recomendável realizar uma análise preliminar, de modo a haver pelo menos alguma evidência prévia de monofiletismo do grupo em questão (AMORIM, 2002). Adicionalmente, uma amostragem de bastantes táxons como grupos externos é importante quando o monofiletismo do grupo de interesse é duvidosa e o grupo-irmão é incerto (WILLMOTT, 2003; YEN *et al.*, 2005).

Os trabalhos de HAMPSON (1898) e o de KREUSEL (2000) são os únicos estudos amplos que investigaram as relações de parentesco dentro de Euchromiina. No entanto, eles não são considerados suficientes para a suposição inicial do monofiletismo de *Mallodeta*, e nem das relações de parentesco de suas espécies com os demais Euchromiina. HAMPSON (1898) apresenta uma “filogenia” de Ctenuchina + Euchromiina, na qual *Mallodeta* aparece proximamente relacionado a *Phoenicoprocta*, em um grupo que contém, no total, 18 gêneros (Fig. 14). O fato de o autor não apresentar caracteres que sustentariam seus grupos, e de ele não ter seguido uma metodologia definida (inexistente na época) tornam suas hipóteses de parentesco questionáveis.

KREUSEL (2000), ao contrário, apresentou uma hipótese cladística dos “Ctenuchinae” (os atuais Euchromiina + Ctenuchina). Infelizmente ele analisou uma única espécie de *Mallodeta*, de modo que não apresentou qualquer hipótese sobre seu monofiletismo.

Dada a inexistência de dados que suportem o monofiletismo de *Mallodeta*, e posto que o gênero foi descrito com base em similaridade, sem qualquer menção a caracteres exclusivos, não havia, de início, evidências prévias de que se tratasse de um grupo monofilético. Portanto, fez-se necessária uma análise filogenética preliminar com o intuito de testar a suposição de BUTLER (1876) e demais autores que descreveram espécies neste gênero de que as espécies de *Mallodeta* mereceriam um grupo separado dentro de Euchromiina. Como, na ausência de hipóteses filogenéticas prévias e de supostas sinapomorfias, a similaridade pode ser usada na determinação de grupos externos (NIXON & CARPENTER, 1993), os pontos de partida para a seleção dos táxons que foram investigados na análise preliminar foram os trabalhos de HAMPSON (1898) e de FORBES (1939), por apresentarem inferências sobre as relações filogenéticas dos Euchromiini. FORBES (1939)

segue em parte o sistema de HAMPSON (1898), denominando “complexo *Cosmosoma*” o subgrupo no qual está incluído o gênero *Mallodeta*.

O problema já conhecido do não monofilismo de alguns gêneros de Euchromiina (FIELD, 1975; DIETZ & DUCKWORTH, 1976; DIETZ, 1980; DONAHUE, 1987; SIMMONS & WELLER, 2006) e a suspeita de que poucos deles sejam, de fato, monofiléticos (DIETZ & DUCKWORTH, 1976; DIETZ, 1980; SIMMONS & WELLER, 2006) nos levou ao estudo do maior número possível de espécies dos gêneros supostamente relacionados a *Mallodeta* em todas as coleções visitadas. Como resultado, consideramos pertinente incluir um número grande de espécies de *Cosmosoma* – gênero cujo monofilismo é dos mais duvidosos –, de modo a tornar nossa pesquisa mais confiável. Das mais de 250 espécies de Euchromiina e Ctenuchina (distribuídas em 60 gêneros) examinadas pessoalmente ou por dados da literatura, 72 espécies pertencentes a 24 gêneros tiveram pelo menos a genitália masculina estudada (Tab. V). Destas, 41 espécies, distribuídas em 21 gêneros (Quadro 1), foram incluídas na análise preliminar. A seleção entre estas se deu, novamente, por similaridade.

O enraizamento da análise preliminar foi feito com uma espécie do gênero *Eucereon* Hübner, tido por HAMPSON (1898) e FORBES (1939) como um dos possíveis grupos-irmãos de Ctenuchina + Euchromiina. A indisponibilidade de espécimes da espécie-tipo do gênero, *Eucereon archias* (Stoll), obrigou-nos a utilizar *Eucereon chalcodon* Druce, tida como muito próxima a *E. archias* (TRAVASSOS, 1959).

- Programas utilizados para a construção dos cladogramas

Os caracteres levantados foram inicialmente transpostos no programa NDE 0.5.0 (PAGE, 2001), e posteriormente no programa Mesquite 2.5 (MADDISON & MADDISON, 2008).

As análises foram rodadas no programa TNT 1.1, versão disponibilizada pela Willi Hennig Society (GOLOBOFF *et al.*, 2007). A distribuição dos caracteres foi analisada com este mesmo programa.

- Análises e pesagem de caracteres

Com o intuito de comparar os resultados obtidos, decidiu-se testar os três tipos existentes de análise, a saber, com pesagem igual, sucessiva (FARRIS, 1969) e implícita (GOLOBOFF, 1993, 1995). Isto foi feito por dois motivos: (i) pelo fato de a comparação das topologias obtidas em diferentes regimes de pesagem possibilitar a verificação de hipóteses congruentes, tidas por alguns autores (e.g., KJER *et al.*, 2007) como o melhor, senão único, indicador de acurácia filogenética; e (ii) pelo interessante estudo de GOLOBOFF *et al.* (2008) ter apontado que grupos obtidos em pesagem diferencial são mais bem suportados.

As análises foram realizadas no modo “Traditional Search” com algoritmo heurístico TBR (*tree bisection and reconnection*), e contaram com 5000 replicações e 100 cladogramas salvos por replicação. Ramos com comprimento mínimo igual a zero foram colapsados (regra 3) para evitar o aparecimento de ramos sem sustentação. Os valores da constante de concavidade *k* utilizados (1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 15, 20, 25, 30, 40, 50, 70 e 100) foram os

mesmos para as pesagens sucessiva e implícita. Quanto menor o valor de k , menor o peso dado às homoplasias, logo, maior a diferença esperada na(s) topologia(s) em relação à(s) da pesagem igual de caracteres.

A pesagem sucessiva difere da implícita à medida que a primeira é um processo iterativo que aplica pesos diferentes aos caracteres de acordo com seu desempenho (*performance*) na análise primordial com pesagens iguais, enquanto a segunda atribui pesos de acordo com o ajuste (*fit*) de cada caráter à topologia enquanto esta está sendo construída. A pesagem implícita, portanto, é independente de uma análise com pesagem igual prévia (GOLOBOFF, 1993).

A pesagem sucessiva foi implementada a partir da macro REWT desenvolvida pelo MSc. Perterson Lásaro Lopes.

- Otimização

No geral, utilizou-se a otimização ACCTRAN (*accelerated transformation*), por ser a que preserva mais hipóteses de homologia primária (DE PINNA, 1991). No entanto, devido a peculiaridades explicitadas na discussão de caracteres, por vezes utilizou-se outra otimização, por ter sido considerada mais pertinente em casos pontuais.

A otimização dos caracteres foi estudada com o programa WinClada (NIXON, 2002).

- Suporte

Optamos por não determinar o suporte dos ramos obtidos.

Bootstrap e *jackknife*, dois métodos comumente utilizados no cálculo do suporte dos ramos, foram desconsiderados por se tratarem de tautologias que não possuem qualquer poder preditivo (SANTOS & FALASCHI, 2008), e por serem métodos estatísticos que necessitam, por definição, de algumas premissas – como coleta aleatória de dados – inaplicáveis ao trabalho sistemático (para uma discussão mais aprofundada, ver SIDDALL, 2002).

Embora o suporte de Bremer (BREMER, 1994) não compartilhe dos problemas anteriormente citados para *bootstrap* e *jackknife*, trata-se igualmente de uma metodologia que parte de resultados mais pobres do que os encontrados (árvores subótimas) para estabelecer um grau de confiança nos ramos.

4.7.6. Lista de abreviações utilizadas nas Figs.

Termos utilizados em somente uma ou poucas Figs. são escritos por extenso na própria Fig.. Aqueles utilizados em diversas Figs., por sua vez, seguem as abreviações abaixo:

- **Venação alar:** anal 1 + 2 (1A+2A); anal 3 (3A); cubital anterior 1 (CuA1); cubital anterior 2 (CuA2); cubital posterior (CuP); mediana 1 (M1); mediana 2 (M2); mediana 3 (M3);

radial 1 (*R1*); radial 2 (*R2*); radial 3 (*R3*); radial 4 (*R4*); radial 5 (*R5*); setor radial (*Rs*); subcostal (*Sc*).

- **Genitália masculina:** ampula (*am*); ceco (*coe*); cornutos (*cor*); costa (*co*); *cucullus* (*cu*); ducto ejaculatório (*dt ej*); edeago (*ed*); harpe (*hrp*); juxta (*jxt*); *sacculus* (*sl*); saco (*sac*); socii (*soc*); tegume (*teg*); tubo anal (*tb an*); unco (*unc*); valvula (*vla*); vesica (*ves*).

- **Genitália feminina:** apófises anteriores (*ap ant*); apófises posteriores (*ap pst*); bolsa acessória (*bls ac*); bolsa copuladora (*bls cop*); ducto da bolsa (*dct bls*); ducto seminal (*dct sem*); lamela antevaginal (*l avg*); lamela pós-vaginal (*l pvg*); óstio (*ost*); papilas anais (*pp an*); signos (*sig*); tubo anal (*tb an*);.

- **Abdome:** localização da floculência (*f*); escamas não deiscentes (*SS*); carena lateral (*c*); antecosta (*a*).

5. Resultados e discussão

5.1. ANÁLISE CLADÍSTICA PRELIMINAR

Para a análise preliminar foram levantados 58 caracteres de 41 espécies, sendo 16 de cabeça, 22 de tórax, 4 de abdome e 16 de genitália masculina, mostrados no Quadro 2. Caracteres de genitália feminina não foram utilizados pela indisponibilidade de fêmeas de algumas espécies e pela necessidade de se obter um resultado preliminar em tempo hábil.

O melhor número de passos obtido foi 259 na pesagem igual. Desconsiderando as topologias idênticas, foram obtidas 68 cladogramas mais parcimoniosos (CI = 0,35; RI = 0,52 e IRR = 0,27) neste regime de pesagem, cujos consensos estrito e de maioria são mostrados nas Figs. 15 e 16, respectivamente. A pesagem sucessiva originou outros cinco cladogramas, enquanto a implícita obteve 11. Os consensos estrito e de maioria das pesagens diferenciais são mostrados nas Figs. 17-20.

O uso do consenso de maioria deveu-se à má resolução do consenso estrito, principalmente das pesagens igual e implícita, e ao desejo de se levar em conta os três métodos na decisão de quais táxons escolher para a análise final.

Todos os táxons relacionados a qualquer espécie historicamente associada a *Mallodeta* nos cladogramas de consenso de maioria foram selecionados para a análise final, mesmo se só apareceram em uma única topologia. Nos casos de haver um clado formado por duas ou mais espécies como grupo-irmão de alguma espécie de *Mallodeta*, houve a seleção de somente um táxon por clado, de preferência aquele que apareceu em maior número de topologias. Para melhor estabelecer o posicionamento de *M. clavata*, que apareceu na maioria dos cladogramas como grupo-irmão de muitas espécies (cuja composição variou consideravelmente), foram incluídos também alguns táxons de posições variantes (e.g., *Cosmosoma elegans* Butler e *Mesotheron ignea* Druce). Adicionalmente, incluímos *Cosmosoma auge* (Linnaeus) e *Phoenicoprocta vacillans* (Walker) por serem as espécies-tipo de seus gêneros, já que há outras espécies destes grupos – inclusive muitas das focadas neste trabalho – que parecem pertencer a grupos diversos. Os táxons selecionados para a análise final estão mostrados no Quadro 3.

Este procedimento de exclusão possibilitou restringir o número de grupos externos ao mesmo tempo em que demonstrou o provável não monofiletismo de *Mallodeta*. Tendo isto em vista, a análise final focou em três grupos, *M. clavata*; *M. consors*, *M. sortita* e *M. sanguipuncta*; e *P. parthenii* Fabricius. A decisão de focar nestes três grupos se deveu à necessidade de se trabalhar com grupos supostamente monofiléticos e ao desejo de esclarecer as relações filogenéticas de todas as espécies historicamente associadas ao gênero *Mallodeta*, já que se tratam de um grupos aparentemente pequenos e em grande necessidade de estudos.

As demais espécies de *Mallodeta*, *M. simplex* e *M. cubana*, não foram incluídas nas análises filogenéticas por terem sido previamente descobertas como sinônimos juniores de espécies inclusas, conforme pode ser visto na seção “Taxonomia”.

Cosmosoma cardinale Hampson e *Phoenicoprocta capistrata* (Fabricius) foram posteriormente incluídas na análise final devido à sua semelhança com espécies-foco deste trabalho. A primeira não foi inclusa na análise preliminar por ter sido inicialmente confundida com *C. erythrarchos* (Walker), e a segunda pela indisponibilidade de material quando da realização desta.

A matriz da análise preliminar encontra-se na Tab. VI.

5.2. ANÁLISE CLADÍSTICA FINAL

5.2.1. Aspectos gerais

A análise cladística final contou com 26 espécies e 98 caracteres, 16 de cabeça, 31 de tórax, 9 de abdome, 26 de genitália masculina e 16 de genitália feminina, mostrados no Quadro 4. Caracteres de imaturos, apesar de terem mostrado grande importância na resolução de topologias para vários grupos de Lepidoptera (e.g., Notodontidae: MILLER, 1991; Nymphalidae: FREITAS & BROWN, 2004; Arctiinae: JACOBSON & WELLER, 2002; Zygaenoidea: YEN *et al.*, 2005) não foram utilizados por estarem indisponíveis para quase todas as espécies analisadas.

A análise com pesagem igual resultou em cinco cladogramas mais parcimoniosos, com 354 passos, IC=0,50, IR=0,56 e IRR=0,31 (Figs. 21-26), cujo consenso é mostrado na Fig. 26. Apenas um destes foi também obtido nas pesagens sucessiva e implícita (Figs. 21 e 22). Estes dois regimes de pesagem recuperaram, respectivamente, dois e seis cladogramas mais parcimoniosos (Figs. 21-30; notar que há cladogramas comuns a alguns regimes de pesagem).

A única topologia obtida nos três tipos de pesagem (Figs. 21 e 22) é aqui considerada como a mais provável, devido ao critério de congruência (ver discussão em “Materiais e métodos”), e será a adotada neste trabalho.

As diferenças mais marcantes encontradas nas topologias resultantes de pesagem igual e diferencial foram: (i) a posição de *Saurita cassandra* (Linnaeus), grupo-irmão de todas espécies estudadas, com exceção de *Eucereon chalcodon* e *Rhynchopyga bifasciata* Draudt, em algumas topologias, e de um grupo mais restrito de táxons na pesagem igual; (ii) a posição de *Cosmosoma leuconoton*, extremamente variável; (iii) a posição do clado *Mirandisca harpalyce* + *Mesothera ignea*; (iv) as relações filogenéticas de *Homeocera acuminata* e o duvidoso monofiletismo de seu gênero; e (v) a incerteza do posicionamento de *Mallodeta clavata*.

A decisão de analisar os dados em diferentes regimes de pesagem resultou, conforme dito, em topologias congruentes somente em parte (um total de 9 topologias). Em

todas houve a confirmação de dois grupos de interesse observados na análise preliminar. *Mallodeta* aparece na análise com pesagem igual como um gênero monotípico, com *M. clavata* ora como grupo-irmão de *Cosmosoma auge* (Linnaeus), ora de *Cosmosoma leuconoton* Hampson, ora de um grande clado que não inclui nenhuma das outras espécies atualmente incluídas no gênero. As outras três espécies atualmente incluídas em *Mallodeta*, *M. consors*, *M. sortita* e *M. sanguipuncta*, aparecem em um clado juntamente com *Cosmosoma cruenta* Perty, *C. cardinale*, *C. hanga* (Herrich-Schäffer) e *C. erythrarchos*. *Phoenicoprocta parthenii*, por sua vez, sempre resulta em um clado composto adicionalmente por *P. jamaicensis* (Schaus) e *P. capistrata*. Em nenhuma topologia, *Cosmosoma auge*, espécie-tipo de seu gênero, aparece próxima ao clado formado pelas três espécies de *Mallodeta* que caíram próximas a outras de *Cosmosoma* Hübner, de modo que este grupo provavelmente é um gênero distinto. Similarmente, embora o grupo-irmão do clado *P. capistrata* (*P. parthenii* + *P. jamaicensis*) não tenha sido inequivocamente estabelecido, na maioria dos cladogramas a espécie-tipo de *Phoenicoprocta*, *P. vacillans* (Walker), não aparece como seu grupo-irmão. No entanto, dado o considerável número de sinapomorfias encontradas para o clado supracitado, mesmo que seja posteriormente demonstrado *P. vacillans* ser provavelmente o grupo-irmão de *P. capistrata* (*P. parthenii* + *P. jamaicensis*), é possível assumir que se trata de fato de um grupo distinto (para mais detalhes, ver discussão na seção “O gênero *Antilleana*” e “Outros comentários”)².

De qualquer modo, apesar de ter havido uma análise filogenética prévia, esta foi bastante limitada, dado o alto número de espécies de Euchromiina, e circunscrita basicamente a espécies selecionadas por similaridade com as espécies de interesse. Desta forma, as relações obtidas entre os grupos externos, e mesmo os putativos grupos irmãos dos clados-foco deste trabalho são necessariamente incertos. Isto se torna mais evidente quando se leva em conta a eliminação de alguns grupos que apareceram próximos destas espécies nos cladogramas preliminares. Assim, muito embora seja razoável – dada a cuidadosa seleção prévia das espécies que foram incluídas na análise – hipotetizar que os grupos aqui determinados sejam monofiléticos, a carência de estudos sobre as relações filogenéticas dos Euchromiina não permite, em absoluto, estabelecer com segurança hipóteses de grupos-irmãos, muito menos em relação aos grupos externos.

A matriz da análise cladística final se encontra no Tab.VII.

5.2.2. O gênero *Mallodeta*

De acordo com os resultados obtidos, o gênero *Mallodeta* passa a contar somente com sua espécie-tipo, *M. clavata*. É possível que estudos mais abrangentes apontem outros táxons que façam parte deste grupo. Entretanto, à luz das evidências presentes é necessário

² É necessário relembrar, contudo, que nenhum nome novo ou ato nomenclatural descrito neste trabalho é válido segundo o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, de modo que não devem ser citados até a publicação dos resultados.

considerá-lo monotípico, uma vez que seria completamente insensato alocar as 12 espécies pertencentes ao nó 37 em *Mallodeta* sem estudos mais detalhados, ainda mais quando cinco delas são espécies-tipo de seus respectivos gêneros.

Infelizmente, como apontado acima, não foi possível determinar com segurança as relações filogenéticas de *Mallodeta clavata*. A morfologia peculiar desta espécie, tanto a externa quanto a genital (masculina e feminina) nos leva a crer que a determinação das relações filogenéticas deste grupo carece de estudos que incluam um número maior de espécies de Euchromiina.

O fato de *Mallodeta* ser monotípico torna sua delimitação idêntica à de sua espécie-tipo. Suas autapomorfias são:

(i) Tergos e esternos abdominais II e III mais longos do que largos, dando ao abdome um aspecto afilado na base;

(ii) Espirotromba inteiramente clara;

(iii) Unco muito largo na região mediana e arredondado na região distal;

(iv) Edeago com projeção distal intensamente esclerotizada e provida de espinhos.

Destas, somente a (ii) aparece como homoplasia em nossa análise.

5.2.3. O gênero *Rezia* Kirby gênero revalidado

Ao grupo formado por *Cosmosoma erythrarchos*, *C. cardinale*, *C. hanga*, *C. cruenta*, *Mallodeta sanguipuncta*, *M. consors* e *M. sortita* passaremos a denominar *Rezia* **gen. reval.**

O nome *Rezia* foi originalmente utilizado por KIRBY (1892), que o erigiu composto por duas espécies, *C. erythrarchos* (espécie-tipo), *Laemocharis ignicolor* Ménétríés, como substituto de *Glaucopis (Lagaria)* Walker, 1854, nome pré-ocupado por *Lagaria* Dallas, 1852 (Heteroptera). KIRBY (*op. cit.*) alocou seu novo gênero em Zygaenidae, Euchromiinae, juntamente com todos os demais grupos que hoje conhecemos como Euchromiina e alguns Ctenuchina. Este mesmo autor considerou *R. hanga* no gênero *Cosmosoma* Hübner e *R. cruenta* em *Eunomia* Hübner. Como *R. sanguipuncta* e *R. cardinale* foram descritas somente em 1898, estas espécies não foram tratadas por KIRBY. *Rezia* foi alocado em “Syntomidae” por HAMPSON (1898).

O estabelecimento de *Rezia* por KIRBY contendo as três espécies citadas foi feito com base apenas em semelhança. Aqui, propomos as seguintes autapomorfias para o gênero em sua nova composição:

(i) Escamas longas e brancas no vértice, entre as antenas;

(ii) Pernas posteriores castanhas com a porção distal de cada artículo branca;

(iii) Presenças de máculas coloridas paralelas no tergo IV;

(iv) Máculas brancas nas laterais dos tergos e esternos abdominais;

(v) Cerdas nas regiões dorso-laterais do tegume;

(vi) Esclerotizações longitudinais ao longo do ducto da bolsa;

(vii) Apófises anteriores com cerca de um terço do tamanho das posteriores.

Embora (v) e (vii) sejam caracteres homoplásticos – portanto não indicados para a sustentação de clados –, e (iii) e (vi) tenham sofrido reversão em algumas espécies incluídas em *Rezia*, os demais caracteres são únicos e presentes em todas elas.

Laemocharis ignicolor não está incluída em nosso conceito de *Rezia* por se tratar de um nome inválido, pois foi atribuído a um espécime composto da cabeça e tórax de *Rezia erythrarchos* colados ao abdome de *Aethria haemorrhoidalis* Stoll (BECKER & PINHEIRO, submetido).

Conquanto as relações filogenéticas das espécies de *Rezia* não tenham sido inequivocamente resolvidas, o gênero é bem suportado, e a topologia selecionada como mais provável de fato parece satisfatória, dada a morfologia interna e externa de suas espécies. Embora o grupo-irmão de *Rezia* na topologia das Figs. 21 e 22 seja *Mirandisca harpalyce* + *Mesotheren ignea*, é preciso, conforme mencionado anteriormente, considerar que esta relação não apresenta forte sustentação.

6.2.4. O gênero *Antilleana* gênero novo

Ao grupo formado por *P. capistrata*, *P. parthenii*, *P. jamaicensis* e , *P. carminata* Hampson, passaremos a denominar *Antilleana* **gen. nov.** Tal decisão baseia-se no número de autapomorfias sustentando o clado, consideradas suficientes para a denominação de um novo táxon, distinto em muitas formas de seus possíveis grupos-irmãos, *Phoenicoprocta* Druce ou *Hyda* Walker.

Decidimos alocar *A. carminata* **comb. nov.** juntamente a estas três espécies mesmo sem ter podido incluí-la na análise filogenética – o que ocorreu devido à existência de somente um exemplar desta espécie, depositado no BMNH – devido à sua grande similaridade com algumas fêmeas de *A. capistrata* (para maiores detalhes, ver seção “Taxonomia”).

As autapomorfias de *Antilleana* encontradas são:

- (i) Perda da trilha de escamas anterior à veia M2 das asas anteriores;
- (ii) Escamas azuis iridescentes esparsas na área escamada dorsal e ventral das asas anteriores e na face ventral das asas posteriores;
- (iii) Veia CuP das asas anteriores incompleta ou ausente;
- (iv) Face ventral da célula discal das asas posteriores praticamente sem escamas;
- (v) Região hialina das asas posteriores com cerdas somente na margem externa e ápice;
- (vi) Extremidade do unco arredondada, pouco mais larga que a região mediana;
- (vii) Presença de projeções que se articulam com o tegume e as valvas;
- (viii) Comprimento da região distal das valvas (*cucullus* e *valvula*) muito reduzido, quando comparado à região proximal;

Embora (ii), (iii), e (v) tenham se originado independentemente em outros táxons, os demais caracteres são exclusivos do grupo.

Além destas, é possível que peculiaridades encontradas nas genitálias femininas de *A. jamaicensis* e *A. capistrata* sejam também sinapomórficas para o gênero, embora esta hipótese necessite de confirmação com a dissecação de fêmeas de *A. parthenii* e *A. carminata*. Tais caracteres são:

- (ix) Laterais da bolsa copuladora invaginadas, com várias esclerotizações transversais;
- (x) Lamela pós-vaginal corrugada;
- (xi) Esclerito lateral intersegmentar presente no lado esquerdo do VIII segmento abdominal;
- (xii) Pequena esclerotização arredondada próxima à bifurcação do ducto da bolsa com o ducto seminal;
- (xiii) Lamela antevaginal assimétrica.

5.2.5. Discussão dos caracteres

A listagem dos caracteres levantados é mostrada no Quadro 4. Nesta seção são discutidos os caracteres utilizados na análise cladística, excluindo os autapomórficos para grupos externos, não incluídos na matriz e tratados adiante. Desta forma, facilitam-se futuros estudos nestes grupos. Autapomorfias dos grupos internos podem ser encontradas na redescrição de cada um. Caracteres exclusivos de um determinado sexo são devidamente especificados; aqueles não especificados são encontrados em ambos.

Caracteres utilizados previamente por outros autores são devidamente creditados. Os que não possuem qualquer menção a uso prévio são fruto de observação pessoal; no entanto, é sempre possível que alguns dos caracteres que supomos originais tenham sido anteriormente utilizados por outros autores, embora não estivéssemos cientes disso.

Os índices de consistência (IC), retenção (IR) e de retenção reescalonado (IRR) de cada caráter, na topologia escolhida, são mostrados junto a cada caráter.

- Caracteres informativos

1. *Espirotromba*: (0) Clara (Fig.31A); (1) Escura (Fig. 31E).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

A coloração clara presente em *Cosmosoma leuconoton* e *Mallodeta clavata* é homoplástica e derivada. *Eucereon chalcodon* recebeu um “?” neste caráter por apresentar uma espirotromba não tão escura quanto grande parte das espécies examinadas, nem tão clara quanto as duas espécies supracitadas.

2. *Olhos*: (0) Grandes, pós-gena reduzida (Fig. 31H); (1) Reduzidos, pós-gena larga (Fig. 31B).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

Este caráter foi usado previamente por MILLER (1991, 1996). FERGUSON (1985) notou que a redução no tamanho dos olhos está associada a hábitos diurnos em alguns Arctiini, o que também foi observado em outros grupos (DAVIS, 1989 *apud* MILLER, 1991). No entanto, dados de etiqueta de algumas espécies que possuem olhos grandes (e.g., *Antilleana parthenii*, *Rezia sortita*) sugerem que, pelo menos eventualmente, elas também voam de dia.

O estado (1), presente somente em *Eunomia latenigra* e *Phoenicoprocta teda*, é também apomórfico e homoplástico, embora a semelhança no formato dos olhos destas espécies seja notável. Este caráter foi usado também na análise preliminar, na qual verificou-se que possivelmente não se trata de autapomorfia de *Eunomia*, dado que *E. rubripunctata* apresenta olhos não reduzidos.

3. *Escamas da fronte dos machos*: (0) Assentadas (Fig. 31D); (1) Eriçadas (Fig. 31C); (2) Assentadas no ventre e eriçadas no dorso (Fig. 31J).

IC: 0,2; IR: 0,2; IRR: 0,04.

Este caráter apresentou fraco sinal filogenético. Em ACCTAN o estado (2) é plesiomórfico, enquanto o estado (0) apareceu independentemente no nó 40 e em *Rezia sortita*. O (1) surgiu independentemente em *Mesothera ignea*, *Mallodeta clavata*, *Gymnelia laennus*, *Homoeocera crassa*, *Antilleana jamaicensis* e no nó 44. Houve reversão em *Cosmosoma elegans*.

Algumas espécies receberam “?” na matriz pela dificuldade em enquadrá-las em um estado ou outro.

4. *Escamas da fronte das fêmeas*: (0) Assentadas; (1) Eriçadas.

IC: 0,16; IR: 0,37; IRR: 0,06.

Em ACCTAN o estado (0) aparece como plesiomórfico, enquanto o (1) é homoplástico, surgindo em cinco ramos distintos, incluindo o nó 44.

Assim como no caráter anterior, algumas espécies receberam “?” na matriz pela dificuldade em enquadrá-las em um estado ou outro. *A. parthenii* e *Hyda basilutea* Walker, por sua vez, o receberam neste e em todos os demais caracteres exclusivamente femininos por não terem fêmeas conhecidas.

5. *Escamas brancas no vértice, entre as antenas*: (0) Ausentes; (1) Presentes, longas (Fig. 31E); (2) Presentes, curtas (Fig. 31G).

IC: 0,33; IR: 0,5; IRR: 0,16.

Escamas brancas e longas no vértice sustentam o clado 43, *Rezia*, embora *R. hanga* e *R. sanguipuncta* tenham sofrido reversão para o estado plesiomórfico, o (0). A ausência de escamas brancas nestas duas espécies é explicada em ACCTAN pela modificação na

coloração das referidas escamas independentemente em *R. hanga* e *R. sanguipuncta*. O estado (2) é autapomórfico para *Loxophlebia masa* Druce. O fato de esta espécie apresentar escamas brancas da fronte ao vértice – em oposição às espécies de *Rezia* que não sofreram reversão, que as apresentam somente no vértice – e a diferença morfológica das escamas nos levaram a categorizá-las como aquisições distintas, e, portanto, não homólogas. *Antilleana parthenii* recebeu um “?” por apresentar algumas escamas brancas no vértice. No entanto, é provável que estas sejam simplesmente escamas azuis iridescentes que perderam a iridescência com o tempo, fato observado em diversas regiões nas quais estas escamas estão presentes na referida espécie. Além disso, a configuração e posição destas escamas não é a mesma descrita nos estados (1) e (2). *Eucereon chalcodon*, por sua vez, apresenta escamas claras no vértice; no entanto, tais escamas são róseas, e não brancas.

6. Escamas da margem posterior do alvéolo antenal: (0) Castanhas; (1) Brancas (Fig. 31M); (2) Amarelas; (3) Vermelhas; (4) Castanhas e brancas.

IC: 0,5; IR: 0,63; IRR: 0,31.

O estado (1) é peculiar em relação aos demais. Nele há um nítido contraste entre as escamas desta região da cabeça e as demais circundantes, na maioria das espécies, castanhas. Já nos estados (0), (2) e (3) as escamas desta região apresentam a mesma coloração das regiões adjacentes. Exceção é *Antilleana parthenii*, a qual possui escamas brancas e azuis iridescentes salpicadas por todo o corpo, incluindo a cabeça, de modo que o estado (1) nesta espécie torna-se peculiar. Decidimos codificá-lo considerando a(s) cor(es) da margem posterior do alvéolo, e não a aparente divisão entre “ (i) margem posterior do alvéolo da mesma cor da região posterior da cabeça” e “ (ii) margem posterior do alvéolo de coloração diferente da região posterior da cabeça” por considerarmos haver, em (ii), estados não homólogos unidos (conclusão que chegamos pelo fato de as cores presentes serem diferentes).

Este caráter apresentou quatro otimizações possíveis. Em todas o estado (1) é homoplástico. Em ACCTRAN, ele surge no ramo 40 e, simultaneamente, em *A. parthenii*. Algumas otimizações existem apenas devido aos polimorfismos observados no clado *R. sortita* + *R. consors*. O estado (4), encontrado somente em alguns indivíduos destas espécies, é diferente do (1) por este ser caracterizado pela presença exclusiva de escamas brancas na margem posterior do alvéolo antenal, enquanto o (4) se caracteriza por apresentar os dois tipos de escamas simultaneamente, alternados. O estado (2) é autapomorfia de *Hyda basilutea*, enquanto o (3) o é de *Eunomia latenigra* Butler.

7. Área paraocular posterior: (0) Com escamas castanhas (Fig.31I); (1) Com fina faixa de escamas brancas; (2) Com escamas amarelas; (3) Com escamas alaranjadas; (4) Com escamas brancas somente na região ventral (Fig. 31B); (5) Com escamas castanhas e azuis iridescentes (Fig. 31D); (6) Com escamas castanhas e vermelhas; (7) Com escamas brancas dorsais (Fig. 31L); (8) Com larga faixa de escamas brancas.

IC: 0,89; IR: 0,67; IRR: 0,59.

Três otimizações são admitidas para este caráter, todas concernentes ao clado *Hyda basilutea* + *Antilleana*. Dadas a distribuição de escamas coloridas nas espécies em questão – em *H. basilutea* a cabeça praticamente inteira é amarela, enquanto em *Antilleana* a cabeça é predominantemente castanha –, a otimização que faz mais sentido é a que assume que o ancestral de *Hyda* + *Antilleana* apresentava escamas castanhas na área paraocular posterior, e que houve mudanças independentes nos ramos 12 e 29.

O estado (1) é homoplástico, tendo surgido simultaneamente em *R. cruenta* e *R. hanga*; o (3) é autapomórfico de *Mesotheron ignea*; o (4), de *Phoenicoprocta teda* (Walker); o (6), de *Eunomia latenigra*; o (7), de *Cosmosoma elegans*; o (8), de *Loxophlebia masa*.

8. Número de segmentos dos palpos labiais: (0) Três (Fig.32A-I); (1) Dois (Fig. 32J).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

Embora a maioria dos Lepidoptera apresente três palpômeros, o estado (1) também é observado em alguns Notodontinae (MILLER, 1991), Hepialidae (NIELSEN & KRISTENSEN, 1989, *apud* MILLER, 1991), Papilionidae (MILLER, 1987) e Zygaenidae (YEN *et al.*, 2005).

No modo ACCTRAN a redução no número de palpômeros é sinapomórfica para *Antilleana*, com reversão em *A. parthenii*.

9. Tamanho dos palpos labiais nos machos: (0) Não atingem o vértice (Fig. 31D); (1) Atingem o vértice (Fig. 31F); (2) Ultrapassam o vértice (Fig. 31I).

IC: 0,22; IR: 0,36; IRR: 0,08.

MILLER (1991) já havia observado a existência de diferenças no tamanho dos palpos labiais de machos e fêmeas de uma mesma espécie. No entanto, ele trabalhou com este caráter em termos de comprimento relativo do segundo e terceiro palpômeros, da mesma forma que muitos dos autores que utilizaram-no (e.g., MILLER, 1996: Notodontidae; DA COSTA *et al.*, 2006: Phaegopterina; SIMMONS & WELLER, 2006). No caso das espécies aqui estudadas esta abordagem não foi possível devido à sobreposição de estados, de modo que o caráter foi codificado a partir do tamanho dos palpos labiais em relação ao vértice.

Este caráter obteve 24 otimizações possíveis. Em ACCTRAN, o estado (0) surgiu duas vezes em *Rezia cruenta* e *Antilleana capistrata*; o (1) é plesiomórfico; e o (2) surgiu no nó 42, e independentemente em *Rezia sortita*, *R. hanga* e *Gymnelia laennus*.

10. Antenas das fêmeas: (0) Filiformes (Fig. 33A); (1) Bipectinadas (Fig. 33B).

IC: 0,2; IR: 0; IRR: 0.

O amplo uso deste caráter em estudos filogenéticos é diretamente proporcional às variações encontradas, tanto em fêmeas quanto em machos. Em Arctiinae ambos os sexos apresentam grandes variações, dependendo do grupo (e.g., DACOSTA *et al.*, 2006; SIMMONS & WELLER, 2006, ZASPEL & WELLER, 2006) Como, em nossa amostra, todos os machos

possuíam antenas bipectinadas em pelo menos alguma porção das antenas, somente as variações foram codificadas (ver adiante).

As duas otimizações existentes para este caráter só diferem no nó 50. Tanto em DELTRAN como em ACCTAN o estado (1) é plesiomórfico, enquanto o (0) é homoplástico, aparecendo em cinco terminais diferentes: em *Rhynchopyga bifasciata*, *Loxophlebia masa*, *Saurita cassandra*, *Phoenicoprocta teda* e *Homoeocera crassa*.

11. Quarto flagelômero das antenas dos machos: (0) Com pentes (Fig. 33I); (1) Sem pentes (Fig. 31C).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

Embora, como dito acima, todos os machos apresentem dois pentes em pelo menos alguns artículos, sua abrangência difere em alguns terminais. O quarto flagelômero foi escolhido por ser por vezes difícil definir a existência de pentes nos flagelômeros anteriores, e para tornar o caráter menos ambíguo do que ele seria se fosse tratado como, por exemplo, “pentos da região proximal das antenas dos machos”.

O estado (0) é plesiomórfico, enquanto o (1) surgiu duas vezes, em *Hyda basilutea* e em *Homoeocera crassa* Felder.

12. Quarto flagelômero das antenas dos machos: (0) Com somente um pente na lateral externa (Fig. 33G); (1) Com dois pentes (Fig. 33I).

IC: 0,5; IR: 0,88; IRR: 0,44.

Este caráter foi codificado somente para táxons que possuem pentes no quarto flagelômero.

O estado (0) é encontrado em *Eucereon chalcodon* e no nó 34. Em ACCTAN o estado (0) é plesiomórfico.

13. Porção distal das antenas dos machos: (0) Artículos sem pentes (Fig. 33E); (1) Artículos trapezoidais, levemente pontiagudos (Fig. 33F); (2) Artículos com pequenos pentes (Fig. 33D).

IC: 0,33; IR: 0,6; IRR: 0,2.

Uma versão diferente deste caráter foi utilizada por MILLER (1991, 1996), considerando o número de artículos terminais desprovidos de pentes.

Eucereon chalcodon possui artículos terminais sem pentes, mas já no nó 42 surgiu a condição com pentes (estado 2). Em *Rezia consors*, *Cosmosoma auge* e no nó 32 houve reversão. Somente *Saurita cassandra* e *Gymnelia laennus* compartilham a condição (1).

14. Formato dos flagelômeros dos machos: (0) Bipectinados, e não “achatados” (Fig. 33D); (1) Bipectinados e “achatados” (Fig. 33H).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

O “achatamento” a que o caráter se refere é relativo à mudança de orientação dos pentes da região ventral para a região apical das antenas. No segundo estado, eles crescem no mesmo plano da região ventral da haste.

À semelhança do estado (1) do caráter 11, o estado (1) aqui também é homoplástico e encontrado somente em *Hyda basilutea* e em *Homoeocera crassa*. Não foi possível investigar se outras espécies de *Homoeocera* Felder apresentam este estado e/ou o estado (1) do caráter 11 (com exceção de *H. acuminata* (Walker), que não os apresenta), e nem se outras espécies de outros gêneros apresentam algum destes estados, de modo que a possibilidade de serem caracteres dependentes não deve ser excluída. É possível que o não monofiletismo de *Homoeocera* obtido em algumas topologias tenha sido influenciado pela codificação destes dois caracteres.

15. Dorso da porção apical das antenas: (0) Somente com escamas castanhas; (1) Com escamas brancas (Fig. 33C).

IC: 0,33; IR: 0,6; IRR: 0,2.

Este caráter foi amplamente utilizado na descrição de espécies de Ctenuchina e Euchromiina. Embora haja grandes variações em relação à quantidade de escamas brancas no dorso apical das antenas – algumas espécies as apresentam somente nos últimos artículos, enquanto outras as apresentam em número maior de artículos –, decidimos por manter a hipótese de homologia primária por se tratarem de escamas de coloração claramente diferente das circundantes, castanhas, e estarem localizadas na extremidade das antenas. *Eucereon chalcodon* recebeu um “?” por apresentar todo o dorso das antenas recoberto por escamas brancas, uma configuração distinta da observada nas demais espécies.

Segundo nossos resultados, o estado (1) é plesiomórfico, e o (0) surgiu simultaneamente nos nós 37 e 50, tendo havido uma reversão no nó 33.

16. Número de macrosensilas em cada pente nos machos: (0) Uma; (1) Duas; (2) Três; (3) Quatro; (4) Cinco.

IC: 0,57; IR: 0,73; IRR: 0,42.

Cada pente possui inúmeras microsensilas na superfície ventral, que ocorrem também na haste, e um número variável de macrosensilas. Como a visualização destas pode ser dificultada pela disposição dos pentes e pelo estado de conservação do espécime, não foi possível determinar seu número em todas as espécies estudadas.

O estado (2) é plesiomórfico. O (0) é autapomórfico de *Phoenicoprocta teda*. (1) e (4) são homoplásticos: o primeiro surgiu independentemente em *Loxophlebia masa* e no nó 36, e o segundo em *Mirandisca harpalyce* e *Cosmosoma elegans*. (3) é sinapomórfico para o nó 40. *Rezia cruenta* sofreu reversão.

17. Conjunto de escamas brancas nas parapatégias dos machos: (0) Ausente; (1) Presente (Fig. 34A).

IC: 0,33; IR: 0,8; IRR: 0,27.

Este caráter foi usado por YEN *et al.* (2005) com Zygaenidae. Em Euchromiina é comum encontrar pontos específicos de escamas brancas em diversas regiões do corpo, especialmente nos machos. Isto foi anteriormente observado por DIETZ (1980), em *Macrocneme* Hübner.

O estado (0) é plesiomórfico e o (1), homoplástico, surgiu duas vezes – uma no nó 41 e outra em *Gymnelia laennus*. Em *Mesotheren ignea* e no nó 38 houve reversão,.

Tal grupo de escamas pode ser evidente, como, por exemplo, em *Rezia consors*, *R. sortita* e *G. laennus*, ou inconspícua, como em alguns indivíduos de *R. erythrarchos* e *R. cardinale*.

18. Escamas coloridas contornando a margem superior das tégulas: (0) Ausentes; (1) Brancas (Fig. 34C); (2) Azuis iridescentes (Fig. 34B).

IC: 0,67; IR: 0; IRR: 0.

Há uma profusão de escamas coloridas nas tégulas das espécies analisadas. No entanto, verificamos somente três casos nos quais há escamas coloridas (= não castanhas) na margem superior das tégulas. Segundo o cladograma selecionado (Fig. 21), o estado (0) é plesiomórfico, o (1) é autapomorfia de *Eunomia latenigra* e o (2) é, em ACCTAN, sinapomorfia de *Antilleana*, sendo que em *A. jamaicensis* houve reversão para escamas castanhas.

19. Fêmures das pernas posteriores: (0) Inteiramente castanhos (Fig. 34D); (1) Castanhos com a porção distal branca (Fig. 34E); (2) Castanhos com uma listra longitudinal branca; (3) Vermelhos, com listra longitudinal branca; (4) Castanhos com escamas escarlates; (5) Amarelos e castanhos; (6) Porção proximal branca, o restante castanho; (7) Castanhos, com faixa longitudinal vermelho-alaranjada.

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Os fêmures das pernas posteriores foram escolhidos pela necessidade de se escolher um artigo de um único par de pernas, uma vez que há espécies com diferenças de coloração entre os artigos e/ou de um par para o outro. Os fêmures das pernas posteriores também aparentaram ser os artigos mais homogêneos de todos nas espécies estudadas.

Fêmures inteiramente castanhos são plesiomórficos, enquanto os castanhos com extremidade distal branca são sinapomórficos para *Rezia*. Todos os demais estados são autapomórficos.

20. Asas anteriores dos machos: (0) Predominantemente hialinas (Fig. 35D-U); (1) Inteiramente recobertas por escamas (Fig. 35A-C).

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

Asas inteiramente recobertas por escamas nos machos são encontradas, dentre as espécies analisadas, em *Eucereon chalcodon*, *Rhynchopyga bifasciata* e *Saurita cassandra*. O mesmo estado é encontrado em outros gêneros atualmente alocados em Euechromiina, como *Ichoria* Butler, *Calonotos* Hübner, *Macrocneme* Hübner, *Eurota* Herrich-Schäffer, *Holophaea* Druce, *Scena* Walker, embora a maior parte da subtribo seja composta por espécies que apresentam grande parte das asas hialinas.

Em ACCTAN o estado (1) aparece como plesiomórfico; o (0) surgiu no nó 41. *Saurita cassandra* sofreu reversão.

21. Asas anteriores das fêmeas: (0) Predominantemente hialinas; (1) Inteiramente ou quase inteiramente recobertas por escamas.

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

O estado (1) é plesiomórfico. Com exceção de *Phoenicoprocta vacillans*, que apresenta um de seus cinco fenótipos femininos conhecidos com asas inteiramente escamadas, somente fêmeas das espécies cujos machos também apresentam asas completamente recobertas por escamas também as têm desta maneira. Como *P. vacillans* e *S. cassandra* não fazem parte de um clado sozinhas, suas reversões são homoplásticas.

22. Escamas brancas no ápice das asas anteriores: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 36A).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

Escamas brancas no ápice das asas anteriores são encontradas apenas em *Rezia cardinale* e *R. hanga*. Em ACCTAN, isto significa que elas surgiram no nó 47 e houve reversão no nó 48.

23. Linha de escamas no meio da célula discal das asas anteriores (machos): (0) Ausente (Fig. 35M); (1) Presente (Fig. 35F).

IC: 0,33; IR: 0,75; IRR: 0,25.

Esta linha de escamas, assim como a do caráter seguinte, corre ao longo de um ponto de flexão da asa, e está presente na maioria das espécies estudadas, com exceção das que compõem o gênero *Antilleana* e de *Homoeocera crassa*. Outros grupos não incluídos na análise final (e.g., *Pheia albisigna* Walker) também não a possuem, embora tal caráter seja comum em Euechromiina, e todas as espécies desta subtribo observadas apresentem a linha de flexão.

Os três táxons que possuem as asas inteiramente escamadas receberam sinal de interrogação para este e os próximos três caracteres.

Em ACCTAN a presença da linha de escamas é plesiomórfica, e sua perda ocorreu independentemente no nó 39 e em *Phoenicoprocta vacillans*.

24. Linha de escamas anterior à veia M2 das asas anteriores (machos): (0) Ausente (Fig. 35L); (1) Presente (Fig. 35E).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

Este caráter é independente do outro, uma vez que há espécies com ambas as linhas ou com somente uma delas; embora na amostra estudada não haja nenhum caso de terminal que apresente somente a linha de escamas dentro da célula discal, exemplos de espécies nas quais esta combinação aparece foram vistos pela autora, *e.g.*, *Chrostosoma fassli* Draudt.

Ainda que não seja possível inferir a presença desta linha nas espécies cujas asas são inteiramente escamadas, elas possuem a linha de flexão. De qualquer forma, o estado (1) aparece como plesiomórfico em nossa análise, enquanto o (0) surgiu independentemente em duas ocasiões, em *Homoeocera crassa* e no nó 29.

25. Encontro das linhas de escamas que ocorrem dentro da célula discal e anteriormente à veia M2: (0) Regular (Fig. 36I); (1) Irregular (Fig. 36B).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Embora o grande número de espécies que receberam “-“ para este caráter dificulte a interpretação de sua evolução, o estado (0) é plesiomórfico, e em ACCTRAN o estado (1) evolui no nó 34.

26. Linha de escamas anterior à veia M2: (0) Paralela a esta veia (não se juntam em nenhum momento) (Fig. 35R); (1) Adjacente a esta veia (se tocam em algum ponto, mas depois a trilha continua acima da veia M2) (Fig. 35O); (2) Coincidente com esta veia (junta-se à veia e a segue até o ápice da asa).

IC: 0,4; IR: 0,63; IRR: 0,25.

Embora o ápice densamente escamado de algumas espécies dificulte a determinação do estado, é possível determiná-lo nestas espécies pelo fato de a trilha de escamas seguir a linha de flexão da asa, que continua visível mesmo sob as escamas do ápice.

Foram verificados polimorfismos em *Cosmosoma auge*, que apresenta indivíduos com as três configurações possíveis, não sendo, no entanto, possível identificar correlação entre polimorfismo e região geográfica de ocorrência, mesmo com uma grande série de indivíduos cobrindo quase toda a sua distribuição geográfica (como foi possível observar na coleção do USNM). Esta ocorrência alertou para a possibilidade de haver alto índice de polimorfismo para este caráter, o que, contudo, não foi observado em nenhuma das espécies das quais havia numerosos espécimes disponíveis para estudo.

O estado (1) é plesiomórfico, e os demais, homoplásticos.

27. Escamas iridescentes esparsas nas margens costal, interna e externa das asas anteriores: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 35J).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

O estado (1), apomórfico, é sinapomorfia de *Antilleana*. As espécies estudadas de *Eunomia* Hübner apresentam algo parecido, mas interpretado como não homólogo devido à cor das escamas (brancas) e ao fato de não estarem presentes em toda a região escamada castanha, como acontece com as escamas iridescentes de *Antilleana*.

28. Barra pós-discal: (0) Ausente (Fig. 35T); (1) Presente (Fig. 35U).

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

A definição de barra pós-discal utilizada é “região escamada nas laterais da veia transversal”. Isto exclui as escamas presentes somente em cima desta veia, como ocorre, homoplasticamente, no clado *Rezia consors* + *R. sortita* e em *Mallodeta clavata*.

29. Escamas azuis iridescentes na barra pós-discal: (0) Ausentes; (1) Presentes, escamas concentradas no meio da barra discal (Fig. 35J); (2) Presentes, escamas esparsas na barra discal (Fig. 35I).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Tais escamas estão presentes somente em *Antilleana*, o estado (1) aparecendo em *A. parthenii* e *A. capistrata*, e o (2) em *A. jamaicensis*.

30. Cerdas na região hialina das asas anteriores: (0) Ausentes (Fig. 36C); (1) Presentes (Fig. 36B).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A ausência de escamas a que se refere este caráter se trata de autapomorfia de *Homoeocera crassa*, aqui incluída somente para esclarecer sua não inclusão no caráter seguinte.

31. Cerdas na região hialina das asas anteriores: (0) Presentes em toda a extensão da asa (Fig. 36B); (1) Ausentes nas adjacências do tronco da veia M (Fig. 36G); (2) Presentes somente na região apical da asa.

IC: 0,5; IR: 0,33; IRR: 0,17.

O estado (0) é plesiomórfico, e os demais, homoplásticos. O estado (1) surgiu independentemente em *Rezia consors*, *Eunomia latenigra* e no nó 30, tendo sofrido reversão em *Antilleana jamaicensis*. O estado (2) é autapomórfico para *Homoeocera acuminata*.

32. Linha de escamas na região da veia CuP das asas anteriores: (0) Presente, completa (Fig. 35H); (1) Ausente ou vestigial (Fig. 35M).

IC: 0,33; IR: 0,67; IRR: 0,22.

A redução desta linha de escamas é derivada e homoplástica, tendo surgido independentemente em *Loxophlebia masa*, *Homoeocera* e no nó 30.

33. Membranas das asas anteriores: (0) Inteiramente transparentes (Fig. 36B); (1) Margem costal amarelada (Fig. 36I); (2) Inteiramente amarelada.

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

O estado (1) é apomórfico, e une *Rezia sortita* e *R. consors*. Foi observado, no entanto, um indivíduo de *R. consors* apresenta as membranas alares completamente amareladas, de modo que esta espécie foi marcada com polimorfismo.

34. Célula costal das asas anteriores: (0) Inteiramente escamada (Fig. 35G); (1) Escamada somente na porção apical (Fig. 35D); (2) Escamada nas porções basal e apical (Fig. 35E).

IC: 0,4; IR: 0,75; IRR: 0,3.

O estado (2) é plesiomórfico, enquanto os demais são homoplásticos. O estado (1) surgiu três vezes, em *Mesother ignea*, em *Rezia consors* + *R. sortita* e no nó 36. Houve uma mudança para o estado (0) no nó 32, o que também ocorreu em *Cosmosoma auge*.

35. Célula CuA2-CuP das asas anteriores: (0) Sem escamas (Fig. 35P); (1) Com escamas (Fig. 35G).

IC: 0,33; IR: 0,5; IRR: 0,17.

Em ACCTTRAN o estado (0) é plesiomórfico. Houve mudanças para o estado (1) nos nós 38 e 43, sendo que houve reversão em *Rezia consors* + *R. sortita*.

36. Célula CuA2-CuP das asas anteriores: (0) Com poucas escamas (Fig. 35I); (1) Com muitas escamas (Fig. 35F).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

O estado (1) é plesiomórfico. O estado (0) é homoplástico, surgindo em *Gymnelia laennus* e *Antilleana*.

37. Célula CuP-1A+2A das asas anteriores: (0) Escamas restritas à região proximal (Fig. 35Q); (1) Com longa faixa longitudinal de escamas ocupando toda a região proximal da célula (Fig. 35S); (2) Com longa faixa longitudinal de escamas no ventre da célula (Fig. 35J); (3) Com área arredondada escamada no final do terço proximal da asa (Fig. 35L).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

O estado (1) é plesiomórfico; o (2) é autapomórfico para *Phoenicoprocta vacillans* e *Antilleana parthenii* (aquisições independentes), e o (3), para *A. capistrata*. O estado (0) também é homoplástico, surgindo independentemente em *Mesother ignea*, *Mallodeta clavata* e *Loxophlebia masa*.

38. Veia costal e ápice das veias R das asas anteriores: (0) Somente com escamas castanhas (Fig. 35P); (1) Com escamas castanhas e alaranjadas (Fig. 36I); (2)

Com escamas castanhas e acinzentadas (Fig. 35A); (3) Com escamas castanhas e amarelas (Fig. 35C).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Os estados (2) e (3) ocorrem, respectivamente, em *Eucereon chalcodon* e *Rhynchopyga bifasciata*. A otimização em ACCTRAN indica que (0) é plesiomórfico pelo menos para o grupo-irmão de *R. bifasciata*. O estado (1) é mais uma sinapomorfia de *Rezia consors* e *R. sortita*.

39. Face ventral da célula discal das asas posteriores: (0) Praticamente sem escamas (Fig. 35I); (1) Com escamas em toda a metade anterior da célula discal (Fig. 35H); (2) Com escamas na região basal anterior da célula discal; (3) Inteiramente recoberta por escamas (Fig. 35T).

IC: 0,43; IR: 0,5; IRR: 0,21.

O caráter (1) é plesiomórfico; o (3) é homoplástico, tendo surgido independentemente em cinco ramos. O estado (0) é sinapomórfico para *Antilleana*, enquanto o (2) é autapomórfico de *Cosmosoma leuconoton*.

40. Porção proximal da célula CuP-1A+2A das asas posteriores: (0) Sem escamas (Fig. 35R); (1) Escamada (Fig. 35T).

IC: 0,33; IR: 0,5; IRR: 0,17.

O estado (1) é plesiomórfico. Houve mudança para o estado (0) no nó 36, com posterior reversão no 34. *Antilleana* também possui o estado (0).

41. Lobo na margem externa das asas posteriores, próximo à célula CuP-1A+2A: (0) Ausente ou tênue (Fig. 35N); (1) Presente, bem desenvolvido (Fig. 35S).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença deste lobo é homoplástica, aparecendo no nó 50, formado por *Phoenicoprocta teda* (*Homoeocera acuminata* + *Homoeocera crassa*) e em *Rhynchopyga bifasciata*.

42. Cerdas da região hialina das asas posteriores: (0) Ausentes (Fig. 36F); (1) Presentes (Fig. 36D).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

A presença de cerdas é plesiomórfica, enquanto sua ausência surgiu independentemente em *Gymnelia laennus* e em *Homoeocera acuminata*.

43. Cerdas da região hialina das asas posteriores: (0) Presentes somente na porção distal da asa (Fig. 36E); (1) Presentes em toda a extensão da asa (Fig. 36D); (2) Presentes na margem externa e no ápice (Fig. 36J).

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

O estado (1) é plesiomórfico; (2) é sinapomórfico para *Antilleana*; (0) surgiu independentemente em *Rezia consors*, *Homoeocera acuminata* e *Hyda basilutea*.

44. Venação das asas posteriores: (0) Veia transversal se une ao ramo principal da veia cubital (Fig. 35U); (1) Veia transversal se une a M2 (Fig. 35A).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

Em ACCTRAN o estado (1) surgiu independentemente em *Saurita cassandra* e em *Eucereon chalcodon*, enquanto o estado (0) é plesiomórfico.

45. Veia M2 das asas posteriores: (0) Ausente ou fundida (Fig. 35B); (1) Distinta (Fig. 35A).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença desta veia caracteriza *Eucereon chalcodon*, e a separa das demais espécies analisadas. Embora a distribuição do estado (0) pareça sugerir que se trata de sinapomorfia para Euchromiina, é sabido que alguns grupos (e.g., *Horama* Hübner) possuem-na distinta. Talvez não coincidentemente, este é um dos grupos que se suspeita não fazerem parte de Euchromiina (SIMMONS & WELLER, 2006), embora nenhum autor tenha apresentado uma mudança no posicionamento filogenético deste gênero.

46. Linha de flexão na altura da veia M2 das asas posteriores: (0) Presente (Fig. 35B); (1) Ausente (Fig. 36D).

IC: 0,5; IR: 0; IRR: 0.

A perda desta linha de flexão é homoplástica, tendo surgido em *Loxophlebia masa* e *Homoeocera acuminata*.

47. Linha de escamas na região da veia M2 das asas posteriores: (0) Completa (Fig. 35D); (1) Incompleta (Fig. 35L).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

A presença de uma linha de escamas incompleta ou ausente (mesmo no caso de ausente, a presença da linha é inequívoca) é homoplástica, pois surgiu duas vezes – em *Homoeocera acuminata* e em *Hyda basilutea* + *Antilleana*.

48. Máculas brancas no tergo abdominal II: (0) Ausentes; (1) Presente, ímpar; (2) Presente, par.

IC: 0,67; IR: 0,5; IRR: 0,33.

O estado (0) é plesiomórfico. O estado (1) é autapomórfico de *Rezia cardinale*, e o (2) é homoplástico, aparecendo em *R. sanguipuncta* + *R. erythrarchos* e em *Cosmosoma leuconoton*.

49. Máculas coloridas paralelas no tergo abdominal IV: (0) Ausentes; (1) Presentes.

IC: 0,5; IR: 0,8; IRR: 0,4.

A presença destas máculas define *Rezia*, pois é mais parcimonioso definir sua ausência em *R. sortita* como reversão.

50. Tipo de máculas coloridas no tergo abdominal IV: (0) Estendem-se da margem anterior à posterior; (1) Presentes somente na margem posterior; (2) Presentes somente na margem anterior.

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Máculas estendendo-se de uma margem à outra (estado 0) surgiram no nó 43; no nó 46 houve uma diminuição no tamanho das máculas, de modo que elas passaram a ir da margem anterior à porção distal do tergo, mas sem atingir esta margem (estado 2). Foi somente no nó 47 que o estado (1) surgiu.

51. Tufos de escamas laterais nos segmentos abdominais VI a VIII: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 34F).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Embora a presença destes tufos seja homoplástica – eles surgiram independentemente em *Mallodeta clavata*, *Rezia consors* + *R. sortita* e em *R. sanguipuncta* + *R. erythrarchos* –, verifica-se que sua presença define, pelo menos em parte, estes dois últimos clados.

52. Máculas brancas nas laterais dos tergos e esternos abdominais: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 34E).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Uma versão deste caráter foi utilizada por YEN *et al.* (2005) em Zygaenidae.

Tais máculas definem *Rezia*.

53. Bolsa subabdominal: (0) Ausente (Fig. 34D); (1) Presente (tipo II) (Fig. 37).

IC: 0,17; IR: 0,58; IRR: 0,1.

Este caráter foi estudado em detalhe por WELLER *et al.* (2000), que examinaram a distribuição desta bolsa em Euchromiina e Ctenuchina. Os autores descobriram dois diferentes tipos de bolsa, aos quais denominaram “bolsa simples” e “bolsa dupla”. O primeiro tipo se encontra distribuído em Euchromiina e Ctenuchina, enquanto o segundo só é encontrado em Euchromiina. Ainda inexistem investigações completas sobre a distribuição deste caráter nestes grupos, mas a partir dos dados obtidos por SIMMONS & WELLER (2006) e no presente trabalho é possível verificar que não se trata de caráter bem conservado, e que talvez nem sejam homólogas as bolsas denominadas “tipo II” por aqueles autores.

Segundo nossos dados, a bolsa subabdominal é derivada e homoplástica, tendo surgido em quatro ramos distintos: *Mirandisca harpalyce*, *Cosmosoma auge*, nó 44 e nó 34, *Phoenicoprocta teda* tendo sofrido reversão.

54. Pincéis de cerdas piliformes no segmento abdominal VIII: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 34G).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença de pincéis de cerdas abdominais é difundida em Lepidoptera, sendo que eles podem ocorrer em diferentes segmentos abdominais (MILLER, 1991).

A perda dos pincéis de cerdas é sinapomórfica para o grupo estudado, com exceção de *Eucereon chalcodon* e *Rhynchopyga bifasciata*.

55. Laterais do segmento abdominal IX: (0) Inteiramente inclinadas em relação ao eixo dorso-ventral (Fig. 38M); (1) Paralelas ou quase paralelas ao eixo dorso-ventral (Fig. 38G); (2) Parte ventral paralela ao eixo dorso-ventral, parte dorsal, perto do unco, inclinada (Fig. 38B); (3) Parte ventral paralela ao eixo dorso-ventral, parte dorsal, a partir das valvas, inclinada (Fig. 38D).

IC: 0,43; IR: 0,6; IRR: 0,26.

O estado (1) é plesiomórfico. (0) surgiu independentemente nos nós 39 e 51. Em *Phoenicoprocta vacillans* e nos nós 47 e 50 houve o surgimento independente do estado (2), com reversão para (0) em *Rezia sanguipuncta* neste último clado. O estado (3), por sua vez, é sinapomorfia de *Antilleana parthenii* + *A. jamaicensis*.

56. Formato da margem anterior tegume em vista dorsal: (0) Inclinação suave (Fig. 39A); (1) Retilíneo; (2) Levemente recurvado, ângulo aberto (Fig. 39F); (3) Levemente recurvado, ângulo fechado; (4) Fortemente recurvado, ângulo aberto (Fig. 39B); (5) Fortemente recurvado, ângulo fechado.

IC: 0,42; IR: 0,3; IRR: 0,13.

O estado (0) é plesiomórfico, mas houve várias mudanças: (1) e (3) são autapomórficos, respectivamente, para *Eunomia latenigra* e *Antilleana parthenii*. O estado (4) surgiu independentemente em *Rhynchopyga bifasciata*, *Rezia hanga* e *Homoeocera*, enquanto o (5) teve surgimento independente em *Mesothera ignea* + *Mirandisca harpalyce* e em *Saurita cassandra*. O estado (2), por sua vez, surgiu no nó 34 (com uma mudança autapomórfica em *Saurita cassandra*, conforme dito acima), em *Rezia* (com mudança em *R. hanga*) e em *Loxophlebia masa*.

57. Direção do unco em relação ao eixo ântero-posterior: (0) Segue o eixo ântero-posterior (Fig. 39E); (1) Recurvado para a direita (Fig. 40B); (2) Recurvado para a esquerda (Fig. 40A).

IC: 0,67; IR: 0,67; IRR: 0,45.

Modificado de SIMMONS & WELLER (2006).

Unco seguindo o eixo ântero-posterior é plesiomórfico. A mudança para a esquerda aparece em *Rezia cardinale* e no nó 30, com posterior alteração para a direita no ancestral de *A. parthenii* + *A. jamaicensis*. Este caráter não foi codificado para *Phoenicoprocta vacillans* devido à torção existente em seu unco, que torna difícil caracterizar seu direcionamento.

58. Região proximal do unco: (0) Pouco volumosa (Fig. 38C); (1) Volumosa, dando-lhe um aspecto de “corcunda” (Fig. 38F).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A região proximal do unco volumosa é sinapomorfia de *Antilleana*.

59. Extremidade distal do unco: (0) Pontiaguda (Fig. 38I); (1) Arredondada (Fig. 38A); (2) Retilínea (fig 40D).

IC: 0,67; IR: 0,5; IRR: 0,33.

Uma versão deste caráter foi utilizada por YEN *et al.* (2005) em Zygaenidae e por ZASPEL & WELLER (2006) em Arctiini.

Ele foi codificado apenas para terminais que apresentam unco unilobado. O estado (0) é plesiomórfico. Apenas *Eucereon chalcodon*, *Mallodeta clavata* e *Antilleana parthenii* + *A. jamaicensis* apresentam unco com extremidade arredondada, o que torna este estado homoplástico. (2) é autapomórfico, encontrado somente em *Hyda basillutea*.

60. Unco: (0) Unilobado (fig. 40C); (1) Bilobado (fig. 40E); (2) Trilobado (fig. 40F).

A porção distal do unco foi usada de uma outra maneira por DACOSTA *et al.* (2006) em Phaegopterina.

IC: 0,67; IR: 0; IRR: 0.

Unco unilobado é o estado plesiomórfico, enquanto unco bilobado é autapomorfia de *Loxophlebia masa*, e trilobado, caráter homoplástico, com surgimentos independentes em *Cosmosoma auge* e *C. leuconoton*.

61. Linhas de esclerotização ântero-posteriores no tegume: (0) Ausentes (Fig. 39C); (1) Separadas (Fig. 39D); (2) Unidas.

IC: 0,33; IR: 0,5; IRR: 0,17.

Ausência de linhas de esclerotização é plesiomórfica. Linhas separadas apareceram independentemente em *Rhynchopyga bifasciata*, *Rezia* e *Gymnelia laennus*, enquanto linhas unidas surgiram, também independentemente, em *Eunomia latenigra* e *Phoenicoprocta vacillans*.

62. Largura da região proximal do unco em relação à região mediana: (0) Com aproximadamente o mesmo largura; (1) Duas vezes mais larga; (2) Muitas vezes mais larga.

IC: 0,33; IR: 0,63; IRR: 0,21.

Em ACCTTRAN o estado (2) é primitivo, e os demais, homoplásticos. O estado (0) surgiu em *Homoeocera*, *Cosmosoma elegans* e no nó 50. O (1), por sua vez, surgiu em *Cosmosoma leuconoton* e no nó 34.

63. Cerdas nas regiões dorso-laterais do tegume: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 38L).

IC: 0,33; IR: 0,67; IRR: 0,22.

A presença destas cerdas é derivada, tendo surgido em *Gymnelia laennus* e *Rezia* independentemente.

64. Expansões dorso-laterais do tegume: (0) Ausentes (Fig. 39A); (1) Presentes, largas (Fig. 39F); (2) Presentes, pequenas e espiniformes.

IC: 0,4; IR: 0; IRR: 0.

Tegume sem expansões é o estado plesiomórfico. Ambos os tipos de expansão são homoplásticos: expansões largas surgiram independentemente em *Rezia cruenta* e *R. hanga*, enquanto expansões espiniformes evoluíram duas vezes, em *Loxophlebia masa* e em *Gymnelia laennus*.

65. Projeções que se articulam com o tegume e as valvas: (0) Ausentes; (1) Presentes (Fig. 38E).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença destas projeções é mais uma sinapomorfia de *Antilleana*. Embora não tenhamos conseguido identificar nenhuma estrutura homóloga a elas com um elevado grau de confiança, alguns candidatos podem ser apontados: *Homoeocera acuminata* apresenta uma projeção semelhante à de *Antilleana parthenii* do lado esquerdo, e uma expansão do lado direito. *Cosmosoma leuconoton* possui cerdas nas laterais internas do tegume, enquanto as espécies de *Antilleana* as têm nas laterais internas das projeções. *Loxophlebia postflavia* (não incluída na análise), *Phoenicoprocta teda* e *Mesothera ignea*, por sua vez, apresentam genitálias tão semelhantes quanto peculiares. A estrutura localizada acima da valva direita destas espécies pode também ser homóloga às projeções de *Antilleana*. Contudo, testes nos quais supomos cada uma destas estruturas como homólogas às citadas não alteraram as topologias obtidas.

Dito isto, é notável que nem *Hyda basilutea*, nem *Phoenicoprocta vacillans*, os dois únicos grupos-irmãos de *Antilleana* recuperados em nossas topologias, aparentemente não apresentem nada que possa ser homologizado às projeções citadas. Dado o seu tamanho relativamente grande, especialmente em *A. capistrata* e *A. jamaicensis*, é provável que uma investigação mais detalhada sobre a posição filogenética deste gênero leve a homólogos menos desenvolvidos.

66. Saco: (0) Desenvolvido; (1) Não desenvolvido (Fig. 38A).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Uma versão deste caráter foi utilizada por foi utilizada por grupos tão diversos como, por exemplo, Riodinidae (HALL & HARVEY, 2002) e Zygaenidae (YEN *et al.*, 2005).

Sacos desenvolvidos são plesiomórficos em Euchromiina, e, dado o número de espécies examinado no presente estudo, pouco comuns neste grupo. Além de *Eucereon chalcodon* e *Rhynchopyga bifasciata*, os únicos outros táxons examinados que os apresentam desta maneira são *Neotrichura penates* Druce, *Isanthrene incendiaria* (Hübner), *Pheia albisigna* Walker e *Cosmosoma subflamma* (Walker), nenhum destes incluído na análise final.

67. Curvatura no centro do saco: (0) Ausente (Fig. 40A); (1) Presente (Fig. 40B).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

Saco aproximadamente retilíneo é estado plesiomórfico. A curvatura que se apresenta em sua região mediana é homoplástica, aparecendo em *Saurita cassandra* e em *Antilleana*.

68. Valvas: (0) Subiguais (fig. 40C); (1) A direita ligeiramente maior que a esquerda; (2) A direita maior que a esquerda (fig. 40G); (3) A direita consideravelmente maior que a esquerda (fig. 40D); (4) A esquerda maior que a direita.

IC: 0,57; IR: 0,5; IRR: 0,29.

Valvas subiguais são plesiomórficas, e os demais estados são todos homoplásticos. O (1) surgiu em *Eunomia latenigra* e no nó 32. O estado (2) surgiu três vezes, em *Rezia consors*, *Homoeocera acuminata* e *Phoenicoprocta vacillans*. O (3) é autapomórfico para *Hyda basilutea*, e o (4), para *Phoenicoprocta teda*.

69. Valvas: (0) Densamente revestidas por cerdas (Fig. 38L); (1) Esparsamente revestidas por cerdas (Fig. 38D).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

O estado (0) é sinapomórfico para o nó 46.

70. Comprimento da porção distal da valva (cucullus/valvula): (0) Muito reduzido (Fig. 38D); (1) Equivalente à porção proximal (costa/sacculus) (Fig. 38C).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

Valvas compridas, alcançando o unco ou ultrapassando-no devido ao considerável tamanho de sua porção distal, são plesiomórficas. Sua redução ocorreu duas vezes: em *Loxophlebia masa* e em *Antilleana*. Ambos os grupos apresentam um formato bastante parecido das valvas.

71. Região distal das valvas (cucullus/valvula): (0) Achatada lateralmente (Fig. 38I); (1) Afilada (Fig. 38G).

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

Este caráter foi considerado aplicável somente para os táxons cujo desenvolvimento do cucullus/valvula não é reduzido e cujas valvas são morfologicamente simétricas. O estado (1) é plesiomórfico, e o (0) surgiu duas vezes: nos nós 36 e 46.

72. Região distal das valvas (cucullus/valvula): (0) *Cucullus* e *valvula* indistintos (Fig. 38M); (1) *Cucullus* e *valvula* distintos (Fig. 38H).

IC: 0,5; IR: 0,75; IRR: 0,38.

Em ACCTTRAN o estado (1) é sinapomorfia do nó 44, tendo sofrido reversão em *Rezia consors*.

73. Região distal das valvas (cucullus/valvula): (0) *Cucullus* e *valvula* indistintos, mas o primeiro com projeção dorsal distinta (Fig. 38B); (1) *Cucullus* e *valvula* distintos e do mesmo tamanho (Fig. 38L); (2) *Cucullus* e *valvula* distintos, a segunda maior que o primeiro (Fig. 38J).

IC: 0,67; IR: 0,5; IRR: 0,33.

Este caráter só foi codificado para terminais que apresentam o estado (1) do caráter anterior. O grande número de táxons que receberam um “-” torna sua otimização inexata, embora seja possível inferir que o estado (2) surgiu em *Rezia*, e que houve uma posterior modificação dentro deste grupo, em *R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*, para o estado (1).

74. Juxta: (0) Com cerdas (Fig. 40A); (1) Lisa (Fig. 40C).

IC: 0,25; IR: 0; IRR: 0.

Juxtas lisas são plesiomórficas. As com cerdas surgiram independentemente no nó 33, no nó 29, com reversão em *Antilleana parthenii*, e em três espécies de *Rezia*: *R. consors*, *R. cardinale* e *R. erythrarchos*.

75. Ceco: (0) Arredondado (Fig. 41F); (1) Comprido (Fig. 41E); (2) Virado para baixo e comprido (Fig. 41G); (3) Tripartido; (4) Comprido e côncavo.

IC: 0,4; IR: 0,4; IRR: 0,16.

ZASPEL & WELLER (2006) utilizaram uma versão diferente deste caráter.

Ceco arredondado é o estado plesiomórfico. A mudança para comprido surgiu mais de uma vez: no nó 39, em *Rezia consors* e em *R. hanga* (*R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*). O estado (2) também é homoplástico, aparecendo em *Mesothera ignea*, *Mallodeta clavata*, *Homoeocera* e *Antilleana parthenii*. O estado (4) é autapomórfico para *Cosmosoma auge*.

76. Extremidade distal do edeago: (0) Não recurvada; (1) Recurvada para a esquerda (Fig. 41H).

IC: 0,5; IR: 0,67; IRR: 0,33.

Edeago recurvado é aquisição do nó 31, sendo que *Hyda basilutea* sofreu reversão.

77. Edeago: (0) Reto (Fig. 41J); (1) Curvado para cima (Fig. 41I).

IC: 0,33; IR: 0,6; IRR: 0,2.

Em ACCTTRAN o estado (0) é plesiomórfico, e o (1) surgiu independentemente nos nós 38 e 44.

78. Cornutos: (0) Muito pequenos (Fig. 41L); (1) Triangulares na região proximal dorsal e na porção ventral (Fig. 41A-C); (2) Grandes e forma de paliçada na região ventral (Fig. 41F); (3) Conjunto de cornutos triangulares na porção apical (Fig. 41D); (4) Um grande cornuto em forma de “prego”.

IC: 0,8; IR: 0,5; IRR: 0,4.

O estado (0) é plesiomórfico. Os estados (2), (3) e (4) são autapomórficos, respectivamente, para *Rezia cardinale*, *R. cruenta* e *Rhynchopyga bifasciata*. Já o estado (1) surgiu independentemente em *R. sortita* e *R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*.

79. Placa esclerotizada na vesica: (0) Ausente; (1) Única e dorsal (Fig. 41C); (2) Duas dorsais; (3) Única, na região proximal.

IC: 0,75; IR: 0,5; IRR: 0,38.

Caráter modificado de SIMMONS & WELLER (2006).

O estado (2) é autapomórfico para *Phoenicoprocta teda*, e o (3) para *Eucereon chalcodon*. Todos os outros terminais não apresentam qualquer tipo de placa esclerotizada na vesica, com exceção de *Rezia sortita* e *R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*.

80. Margem posterior do esterno abdominal VII das fêmeas: (0) Retilínea ou levemente ondulada; (1) Com reentrância mediana.

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

Margens com reentrância mediana surgiram duas vezes, uma em *Cosmosoma leuconoton*, outra em *Antilleana* ou *Antilleana* + *Hyda basilutea*. A confirmação de onde exatamente este estado surgiu depende do estudo de fêmeas desta última espécie, até hoje desconhecidas.

81. Esclerito lateral intersegmentar entre os segmentos abdominais VII e VIII: (0) Ausente; (1) Presente (Fig. 42A).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Este esclerito, cuja origem não foi investigada, encontra-se presente somente nas espécies de *Antilleana* que apresentam fêmeas conhecidas, isto é, *A. capistrata* e *A. jamaicensis*. A possibilidade de existência desta estrutura em *A. parthenii* não é excluída, mas a averiguação depende de descobrirmos as fêmeas desta espécie. Adicionalmente, este

caráter sofre do mesmo problema do anterior quanto ao nó em que houve o surgimento deste esclerito. Caso descobramos que fêmeas de *Hyda basilutea* também o possuam, então o local exato de sua evolução mudará.

82. Lamela antevaginal: (0) Aproximadamente simétrica (Fig. 42F); (1) Assimétrica, com lado direito muito mais desenvolvido que o esquerdo (Fig. 42A).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Outro caráter que pode ser sinapomórfico para *Antilleana* ou para *Antilleana* + *Hyda basilutea*.

83. Inserção do ducto da bolsa na lamela antevaginal: (0) Centralizado (Fig. 42D); (1) Deslocado para a direita (Fig. 42A); (2) Deslocado para a esquerda (Fig. 42E).

IC: 0,67; IR: 0,67; IRR: 0,45.

O estado (0) é plesiomórfico. O (1) teve surgimento independente em *Eunomia latenigra* e no nó 31. (2), por sua vez, é autapomórfico para *Rezia consors*.

84. Região proximal do ducto da bolsa: (0) Surge no mesmo plano da lamela antevaginal (Fig. 42C); (1) Canal tubular que surge no dorso da lamela antevaginal; (2) Canal tubular que surge no ventre da lamela antevaginal.

IC: 0,4; IR: 0,4; IRR: 0,16.

O estado (0) é plesiomórfico. (1) surgiu em *Rhynchopyga bifasciata* e no nó 36; (2) é autapomórfico para *Rezia consors*.

85. Face interna da lamela antevaginal: (0) Glabra; (1) Setosa.

IC: 0,33; IR: 0,5; IRR: 0,17.

O estado (0) é plesiomórfico, e o (1) surgiu em três ramos distintos: *Mallodeta clavata*, *Saurita cassandra* e no nó 31.

86. Lamela pós-vaginal: (0) Membranosa; (1) Esclerotizada (Fig. 42F).

IC: 0,5; IR: 0,5; IRR: 0,25.

O estado (1) é plesiomórfico, e o (0) surgiu independentemente em *Homoeocera crassa* e no nó 50.

87. Margem posterior da lamela pós-vaginal: (0) Retilínea (Fig. 42F); (1) Com invaginação mediana (Fig. 42A).

IC: 0,2; IR: 0; IRR: 0.

Este caráter só foi aplicado aos terminais que apresentam a lamela pós-vaginal esclerotizada, de modo que a exclusão daqueles que a possuem membranosa e dos que não puderam ser verificados resultou em grande número de “?”. Mesmo assim, é possível inferir

que o estado (0), aparecendo em *Mallodeta clavata*, em *Cosmosoma leuconota*, no nó 33 e em *Eucereon chalcodon* é plesiomórfico. O estado (1) surgiu no nó 42.

88. Corrugações na lamela pós-vaginal: (0) Ausentes (Fig. 42F); (1) Presentes (Fig. 42A).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença de corrugações na lamela pós-vaginal parece ser outra sinapomorfia do nó 31.

89. Quantidade de corrugações na lamela pós-vaginal: (0) Presentes, poucas; (1) Presentes, muitas.

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

Dado que a ausência de tais corrugações é plesiomórfica, presume-se que a série de transformação seja: ausência derivando presença em pequena quantidade, seguida de presença em grande quantidade.

90. Esclerotizações longitudinais ao longo do ducto da bolsa: (0) Ausentes (Fig. 42D); (1) Presentes (Fig. 42B).

IC: 0,5; IR: 0,8; IRR: 0,4.

A presença destas esclerotizações define *Rezia*, sendo que houve uma reversão em *R. consors*.

91. Parede do ducto seminal: (0) Membranosa (Fig. 42F); (1) Membranosa com espinhos na porção proximal; (2) Corrugada na porção proximal (Fig. 42C); (3) Membranosa com esclerotização tubular interna.

IC: 0,67; IR: 0,5; IRR: 0,33.

O estado (0) é plesiomórfico, (1) é autapomórfico para *Saurita cassandra*, e (2) surgiu simultaneamente em *Rezia cruenta* e *R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*.

92. Largura do ducto seminal: (0) Aproximadamente tão largo quanto a porção proximal do ducto da bolsa (Fig. 42F); (1) Consideravelmente mais estreito que a porção proximal do ducto da bolsa (Fig. 42E); (2) Mais largo que a porção proximal do ducto da bolsa.

IC: 0,33; IR: 0,43; IRR: 0,14.

O estado (1) aparece na base do cladograma e em *Homoeocera crassa*, *Rezia consors* e *Phoenicoprocta vacillans* como reversão. No nó 35 e em *R. sanguipuncta* houve mudança para o estado (0), e no nó 45, *Rezia*, para (2).

93. Ornamentação na região de inserção do ducto da bolsa na bolsa copuladora: (0) Ausente; (1) Presente (Fig. 42C).

IC: 1; IR: 1; IRR: 1.

A presença destas ornamentações, de função desconhecida, caracteriza o nó 49, *Rezia hanga* (*R. erythrarchos* + *R. sanguipuncta*).

94. Bolsa copuladora: (0) Simples (Fig. 42C); (1) Com bolsa acessória do lado direito, próximo à inserção do ducto da bolsa; (2) Com bolsa acessória do lado esquerdo (Fig. 42F); (3) Com duas bolsas acessórias do lado direito; (4) Indistinta do ducto da bolsa e ducto seminal (Fig. 42D); (5) Composta de duas bolsas claramente separadas (Fig. 42E); (6) Composta de duas bolsas não muito distintas entre si (Fig. 42B); (7) Bolsa acessória dorsal.

IC: 0,78; IR: 0; IRR: 0.

Este caráter foi amplamente utilizado, para grupos tão distintos como (Chalcosiinae: YEN *et al.*, 2005; Ithomiinae: WILLMOTT & FREITAS, 2006; Euchromiina: SIMMONS & WELLER, 2006; ZASPEL & WELLER, 2006; dentre outros). No caso da amostra estudada, houve grande dificuldade no estabelecimento de estados que correspondessem às sinapomorfias aninhadas dentro dos grupos, e mesmo no estabelecimento de homologias. Isto se deveu principalmente à grande quantidade de estados observados, mas também às morfologias próprias, muitas vezes confusas. O principal problema foi a determinação dos estados de *R. sortita*, *R. consors* e *R. cardinale*. A determinação das homologias na genitália interna de *R. cardinale* somente foi possível após atenta comparação com *R. sortita*.

Em ACCTTRAN, bolsas simples são primitivas. Os estados (2)-(7) são autapomórficos, e (1) surgiu no nó 38, tendo havido reversão no 35.

95. Signos: (0) Ausentes (Fig. 42D); (1) Presentes somente na região proximal (em relação ao ducto da bolsa); (2) Presentes praticamente na bolsa inteira (Fig. 42A); (3) Presentes na bolsa principal (Fig. 42F); (4) Presentes na bolsa acessória (Fig. 42B); (5) Presentes na transição da bolsa principal para a acessória; (6) Presentes em faixa longitudinal.

IC: 0,55; IR: 0,5; IRR: 0,27.

Este caráter apresentou problemas semelhantes ao anterior, com relação às homologias das bolsas internas observadas em *R. sortita*, *R. consors* e *R. cardinale*.

O estado (6) é plesiomórfico. Os estados (1), (4), e (5) são autapomórficos, respectivamente, para *Rezia cruenta*, *R. sortita*, e *R. consors*. O estado (0) surgiu independentemente em *Homoeocera acuminata* e nos nós 35 e 46. O estado (2) é sinapomórfico do ramo 33.

96. Glândulas de feromônio: (0) Não-bifurcadas (Fig. 42B); (1) Bifurcadas duas vezes; (2) Bifurcadas uma vez; (3) Bifurcada várias vezes.

IC: 0,75; IR: 0; IRR: 0.

Este caráter foi modificado de JACOBSON & WELLER (2002) e de SIMMONS & WELLER (2006). Ele também apresentou um alto índice de “?”. É possível, no entanto, afirmar que

glândulas não-bifurcadas são plesiomórficas, e que as que se bifurcam uma vez surgiram duas vezes, em *Rhynchopyga bifasciata* e em *Homoeocera crassa*. Os estados (1) e (3) são autapomórficos, respectivamente, para *Saurita cassandra* e *Homoeocera acuminata*.

97. Comprimento das apófises anteriores em relação às posteriores: (0) Apófises anteriores consideravelmente maiores que as posteriores, reduzidas a pequenos apódemas (Fig. 42B); (1) Anteriores com cerca de um terço do comprimento das posteriores (Fig. 42D); (2) Anteriores com cerca de metade do comprimento das posteriores; (3) Anteriores quase tão longas quanto as posteriores.

IC: 0,43; IR: 0,5; IRR: 0,21.

Em ACCTTRAN, estado (2) é plesiomórfico, o (3) aparecendo como autapomorfia de *Eucereon chalcodon*. O (1) surgiu três vezes, em *Rezia*, em *Eunomia latenigra*, e no nó 33. O estado (0) também é homoplástico, e surgiu em *R. sortita* e no nó 38.

- Caracteres autapomórficos e comentários para estudos futuros

Homoeocera: Ambas as espécies analisadas apresentam projeções na porção terminal do edeago que talvez sejam sinapomórficas para o gênero. Embora em alguns cladogramas o gênero não tenha resultado monofilético, a grande similaridade das espécies de *Homoeocera* observadas pela autora (além das incluídas no presente estudo, *H. albizonata*, *H. duronia*, *H. gigantea*, *H. rodriguezi* e *H. rhodocera*) sugere o contrário.

Homoeocera crassa apresenta, na bolsa copuladora, um pequeno grupo de signos em forma de uma coroa real, além de ser peculiar em possuir duas bolsas acessórias completamente distintas das demais estudadas.

Cosmosoma: *Cosmosoma auge* possui o unco tripartido, também observado em outras espécies do gênero (e.g., *C. subflamma* (Walker), *C. teuthras* (Walker), *C. centrale* (Walker), *C. leuconoton* Hampson). Esta característica pode prover, juntamente com a bolsa copuladora feminina provida de uma bolsa acessória, um bom começo para tentativas futuras de delimitação deste imenso e heterogêneo grupo. O posicionamento de *C. leuconoton* obtido nas topologias da análise final deve ser visto com cautela, porque, conforme explicitado anteriormente, as relações entre os grupos externos não foram exaustivamente investigadas. *C. elegans* apresenta uma genitália feminina extremamente característica, com o ducto da bolsa muito fino e comprido e a margem interna dorsal das papilas anais provida de uma profunda invaginação. Sua genitália masculina também é marcante, com estruturas ligadas às laterais do unco que não parecem possuir homólogos em qualquer das espécies dissecadas pela autora. É provável que esta espécie não pertença a um conceito monofilético de *Cosmosoma*.

Hyda: *Hyda basilutea* é peculiar tanto na morfologia externa quanto na genitália masculina. Sua genitália, que de tão assimétrica é de difícil compreensão, não é facilmente associada a nenhuma das demais espécies analisadas. Fêmeas desta espécie são

desconhecidas, a despeito de os machos não serem exatamente raros. Como é conhecida desde a metade do século XIX, acreditamos que se trate de uma espécie sexualmente dimórfica.

Phoenicoprocta: *Phoenicoprocta vacillans* possui a lamela pós-vaginal com curiosas projeções, e o ducto da bolsa porta pequenos espinhos em sua porção mediana. Seu unco, retorcido, é margeado por estruturas interpretadas como *socii*; suas valvas apresentam *ampula*, *harpe*, *cucullus* e *valvula* bem desenvolvidos, o que não é visto nas demais espécies estudadas, senão em algumas outras espécies desde mesmo gênero (e.g., *P. teda*, *P. lydia* Druce), além de *Mesotheron catherina* Schaus e *Loxophlebia postflavia* Druce. Nenhuma destas, contudo, apresenta as regiões da valva subdivididas como *P. vacillans*, com exceção de *P. lydia*. Estudos preliminares mostraram que o gênero é polifilético, mas o posicionamento de algumas espécies estudadas – *P. mexicana* (Walker), *P. teda* (Walker) – não pôde ser definido com clareza. *P. teda* é a única espécie examinada que apresenta aréola nas asas anteriores.

Phoenicoprocta vacillans possui muitos sinônimos (FLEMING, 1957), e as dissecções de várias espécies tidas atualmente como válidas nos deixaram em dúvida sobre seu real status. É possível que outras tantas, ainda, sejam sinonimizadas sob *P. vacillans* no futuro.

Mesotheron: *Mesotheron ignea* apresenta genitálias masculina e feminina surpreendentemente pequenas para seu tamanho corporal. O gênero provavelmente não é monofilético, o que pode ser facilmente concluído com uma rápida observação da heterogeneidade das espécies incluídas nele; contudo, o pequeno número de espécies examinado pela autora não permite muitas conjecturas. A única observação digna de nota derivada de nossas dissecções é a semelhança das genitálias de *Loxophlebia postflavia* e *Mesotheron pyrrha* Schaus.

Saurita: é um grupo também heterogêneo e provavelmente não monofilético. Há registros de larvas de *S. cassandra* alimentando-se em folhas de abacateiro (*Persea americana* Mill., família Lauraceae) (HOSTS Database), o que sugere um considerável distanciamento de grande parte dos Eucromiina, que em sua maioria alimentam-se em Asteraceae.

Loxophlebia: *Loxophlebia masa* é peculiar em relação às demais espécies deste gênero examinadas neste estudo. Além disso, grande parte das espécies observadas diferem drasticamente de sua espécie-tipo, *L. vesparis*. É provável que a definição de *Loxophlebia* como um grupo natural dependa do estudo de grande número de espécies de *Mesotheron*, e vice-versa.

Gymnelia: *Gymnelia laennus* possui uma genitália masculina dificilmente confundível com qualquer outra, graças às projeções peculiares, pares, no dorso do unco, e à projeção também singular, no edeago. O fato de *Gymnelia* ser um gênero relativamente grande diminui sua probabilidade de ser monofilético. Tal conjectura está de acordo com a análise preliminar e com a heterogeneidade do grupo, criado, como quase todos, senão todos os gêneros de Eucromiina, sem qualquer menção a caracteres únicos.

Mirandisca: é um gênero monotípico criado por TRAVASSOS FILHO (1955) por ter considerado que a espécie era suficientemente diferente de *Cosmosoma auge*, espécie-tipo do gênero no qual *M. harpalyce* era anteriormente alocada. Como TRAVASSOS FILHO (*op. cit.*) erigiu *Mirandisca* sem considerar outras espécies de *Cosmosoma*, é provável que no futuro se encontre outras espécies que mereçam ser incluídas nele. No entanto, é preciso, primeiro, estabelecer se é de fato um grupo distinto, o que só pode ser decidido após cuidadoso estudo do gênero *Cosmosoma* como um todo.

Eunomia: é um gênero pequeno e provavelmente monofilético, como testes preliminares independentes mostraram. Dada a homogeneidade morfológica de suas espécies, tal conclusão não é surpreendente. *Eunomia latenigra* é peculiar em relação às outras duas espécies do grupo examinadas – *E. rubripunctata* e *E. colombina* (espécie-tipo) – por possuir grande quantidade de escamas vermelhas no corpo.

Rhynchopyga: reunindo espécies cujo aspecto geral permite enquadrá-las dentro do que parece ser um anel mimético do qual fazem parte representantes de Hymenoptera (Ichneumonidae e Braconidae), Coleptera (Cerambycidae) e Heteroptera (Reduviidae, Harpactorini) (Hélcio Gil-Santana, comunicação pessoal), *Rhynchopyga* é peculiar dentre as espécies de Euchromiina examinadas por apresentar asas extremamente estreitas. Por se tratar de um grupo tão diferente dos focados neste trabalho, não houve qualquer tentativa de nos aprofundarmos nele. O único comentário digno de nota é a que a similaridade das espécies analisadas, incluindo a espécie-tipo, sugere que talvez seja um grupo natural.

5.2.6. Caracteres não utilizados

Conforme mencionado na seção 4.7.1. “Seleção de caracteres”, foram excluídos da análise cladística somente caracteres contínuos, os que apresentaram sobreposição, e aqueles de difícil determinação de homologia primária. Serão discutidos, a seguir, quais caracteres sofreram com cada um destes problemas, e ainda quais foram inicialmente levantados, mas não foram utilizados por terem se revelado não variantes no grupo.

- Caracteres contínuos ou que apresentaram sobreposição

Ocelos.

Tamanho dos ocelos: as medições do tamanho dos ocelos de todas as espécies revelaram a impossibilidade do uso deste caráter devido à ausência de intervalos seguros entre as medidas. No entanto, pode ser que para outros grupos dentro de Euchromiina ele se revele filogeneticamente informativo, dado que há diferenças significativas nos tamanhos observados, e que estas não necessariamente estão correlacionadas ao tamanho do indivíduo.

Distância do ocelo ao olho: além de ser de difícil estabelecimento de intervalos seguros, este caráter não se revelou útil depois de examinados muitos indivíduos de cada espécie, pois a frequência de variação intraespecífica é extremamente alta.

Fronte.

Escamas brancas na fronte. As espécies de *Rezia* apresentam escamas brancas ao redor dos olhos e/ou no ventre da fronte, mas em configurações que não permitiram uma codificação útil deste caráter. Além disso, o fato de inúmeras outras espécies de Euchromiina as apresentarem tornaria as homologias duvidosas quando da análise de espécies distantes filogeneticamente. De fato, este caráter é amplamente difundido no grupo, os machos com frequência apresentando escamas brancas em maior quantidade do que as fêmeas, tanto na fronte, quanto nos palpos, coxas anteriores, tórax (DIETZ, 1980).

Antenas.

Comprimento dos pentes antenais em relação à haste do artigo: além de ser um caráter de medição difícil e trabalhosa, não foi possível estabelecer intervalos confiáveis entre os valores obtidos. A existência de diferenças óbvias entre alguns grupos, no entanto, pode torná-lo promissor para análises em outros níveis.

Palpos.

Comprimento e formato do segundo artigo do palpo labial (em relação ao primeiro ou ao terceiro artigos): impossível de codificar, também pela existência de variações contínuas. Este caráter foi usado por DACOSTA *et al.* (2006) para Phaegopterini e por SIMMONS & WELLER (2006) para o complexo *Sphecosoma* Butler.

Comprimento e formato do terceiro artigo do palpo labial (em relação ao primeiro ou segundo artigos): este caráter sofreu do mesmo problema do anterior, embora as variações sejam um pouco mais significativas. Algumas espécies (*e.g.* *Mallodeta clavata*) apresentaram alto índice de polimorfismo para este caráter.

Tórax.

Comprimento das escamas no dorso do meso e metatórax. Embora as diferenças entre, por exemplo, *Homoeocera crassa* (escamas muito compridas) e *Mallodeta clavata* (escamas muito curtas) sejam evidentes, há intermediários (*e.g.*, *Rezia sanguipuncta*) de difícil medição.

Formato do epímero. A porção superior do epímero apresenta diferentes configurações quanto ao formato e posição. É possível que uma amostra menos abrangente ou de morfologias menos diversas possibilite delimitações úteis deste caráter.

Tímbalos. Dentre as espécies amostradas há algumas que apresentam tímbalos inequivocamente profundos e presentes em pequena quantidade (*e.g.*, *Mallodeta clavata*), e outras que os apresentam em grande quantidade e pouco profundos (*e.g.*, *Rezia sortita*). Entretanto, para um número considerável de terminais não foi possível determinar com clareza se possuíam tímbalos pouco demarcados ou ausentes. Este caráter parece ser útil em Euchromiina, de modo que ele se beneficiaria da aplicação de microscopia eletrônica de

varredura, não realizada neste trabalho pela grande quantidade de espécies representadas exclusivamente por indivíduos emprestados de outras instituições e/ou devido à pequena quantidade de espécimes disponíveis para estudo.

Asas.

Padrão de cobertura de escamas do ápice das asas anteriores. Este caráter pretendia estabelecer diferenças na cobertura de escamas do ápice em relação às margens alares adjacentes – há espécies cujo ápice é consideravelmente mais escamado que as margens, outras em que ele é pouco mais escamado, e outras ainda que é igualmente escamado. Há, entretanto, sutis intermediários e leves diferenças no padrão de cobertura de escamas que tornaram sua codificação impossível.

Padrão de cobertura de escamas do ápice das asas posteriores. Este caráter foi abandonado por sofrer dos mesmos problemas do caráter acima.

Formato da barra pós-discal. Embora haja diferenças óbvias nos terminais analisados, a delimitação de estados discretos se mostrou extremamente difícil.

Genitália masculina.

Largura do tegume. Embora haja claras diferenças entre muitas espécies, a sobreposição de medidas e a dificuldade em se estabelecer pontos de referência em diferentes espécies impossibilitaram uma codificação segura.

Formato das valvas. Embora a morfologia das valvas nas espécies estudadas seja incrivelmente heterogênea, é possível perceber significativas diferenças a princípio classificáveis, especialmente no coxopodito, não fossem as morfologias intermediárias entre uma forma e outra e as dificuldades de determinação de homologias das subpartes que as compõem (*sensu* SIBATANI *et al.* (1954): *sacculus*, *cucullus*, *valvula*, *etc.*).

Relação comprimento/largura do edeago. Mais uma vez um caráter que pode ser promissor para outros grupos, mas que apresentou sobreposição nas espécies estudadas.

Genitália feminina.

Margem interna das papilas anais. *Cosmosoma elegans* apresenta invaginações próximas à extremidade ventral, o que também é observado em outras espécies, embora com estados intermediários de difícil codificação.

- Caracteres de difícil determinação de homologia primária (*sensu* DE PINNA, 1991)

Este problema foi comum no estudo das genitálias masculinas e femininas, uma vez que a amostra de espécies selecionada para a análise preliminar, e também para a análise final, apresenta morfologias genitais incrivelmente diversas. Esta dificuldade foi naturalmente mais acentuada na análise preliminar, que presumivelmente possuía espécies de relações

filogenéticas muito distantes, embora ainda na análise final também haja células na matriz preenchidas com um “?” por este motivo.

A ocorrência de escamas iridescentes na fronte sofreu de problemas de determinação de homologia primária, dada a distribuição das escamas iridescentes e a cor da iridescência.

Posição de inserção do ducto seminal. Nas espécies cujo ducto seminal se insere no ducto da bolsa há diferenças em exatamente onde no ducto da bolsa ele se insere. Mais uma vez, contudo, não é possível determinar com segurança estados homólogos, uma vez que uma estrutura membranosa como o ducto da bolsa não apresenta pontos de referência reconhecíveis, o que impede estabelecer, por exemplo, se o ducto seminal em uma dada espécie se insere de na região proximal do ducto da bolsa, ou se este é que sofreu uma redução local, de modo que, na verdade, aquela posição corresponde à região mediana de outra espécie.

- Outros caracteres não utilizados

O *tamanho da espirotromba* não pôde ser avaliado para a maioria das espécies devido à impossibilidade de dissecção dos espécimes provenientes de outros museus, que em sua maioria estavam com a espirotromba enrolada. Uma rápida inspeção quanto ao número de voltas na espirotromba enrolada não revelou diferenças aparentemente significativas.

Tamanho relativo das pectinações de cada lado. WELLER (1989) *apud* MILLER (1991), notou que em Notodontidae há variações, que, no entanto, não conseguiram medir. Todas as espécies aqui estudadas também apresentam tal diferença, mas nossa habilidade em medi-la não superou a dos autores supracitados.

Morfologia dos pentes. Foram observadas diferenças, mas que necessitariam da dissecção das antenas para poderem ser bem visualizadas. Como não havia a possibilidade de dissecção de nenhum indivíduo de alguns terminais, estas variações não foram codificadas.

A *margem interna dos esporões tibiais* (lisa ou serreada) e o *tamanho da epífise*, caracteres utilizados por MILLER (1991), JACOBSON & WELLER (2002) e DACOSTA *et al.* (2006), foram verificados serem invariantes nos grupos analisados.

O exame de um caráter comumente utilizado em estudos com Lepidoptera, o *número de espinhos no frênuo das fêmeas* (MILLER, 1991; SIMMONS & WELLER, 2006; YEN *et al.*, 2005), revelou que tais espinhos são facilmente destacáveis, e que, por isso, nem sempre é possível averiguar com segurança seu número. Portanto, para ser um caráter seguro, seria preciso analisar um número considerável de fêmeas, o que não seria possível para várias espécies. Além disso, MARSHALL (1922, *apud* MILLER, 1991) revelou a existência de polimorfismo para este caráter.

Tamanho dos contratímbanos. Utilizado por SIMMONS & WELLER (2006), não foi possível verificar se as supostas variações de tamanho observadas nos espécimes alfinetados eram filogeneticamente informativos pela impossibilidade de dissecar indivíduos oriundos de outras instituições. As diferenças observadas não eram, no entanto, dramáticas como as encontradas no trabalho supracitado.

Bolsas timpânicas (tympanal pockets). Este caráter é comumente utilizado em estudos de Noctuoidea desde o trabalho pioneiro de RICHARDS (1932). A mesma impossibilidade de dissecções de corpo inteiro discutida logo acima impossibilitou que se realizasse um estudo sobre estas bolsas. No entanto, embora seja um caráter popular, é possível que não seja tão relevante quanto sua popularidade faz parecer, uma vez que mesmo a interpretação de tais bolsas difere entre os autores que as usaram como caráter (James Miller, comunicação pessoal).

O formato do esterno abdominal VIII das fêmeas (lamela antevaginal), caráter usado por SIMMONS & WELLER (2006), apresenta, em nossa amostra, morfologias muito distintas demais para permitir uma codificação informativa.

A morfologia da região distal do edeago e formato da lamela antevaginal, outros caracteres usados por SIMMONS & WELLER (2006) também mostraram-se muito variáveis para serem informativos em estudos filogenéticos.

- Caracteres não-variantes

Dentre os caracteres examinados que se mostraram não-variantes estão alguns dos usados por JACOBSON & WELLER (2002), SIMMONS & WELLER (2006), ZASPEL & WELLER (2006) e DACOSTA *et al.* (2006) para, respectivamente, Arctiinae, Euchromiina, Arctiina e Phaegopterina. Alguns dos caracteres não-variantes encontrados correspondem a sinapomorfias para Euchromiina propostas por diferentes autores.

Ocelos com anel melanizado em torno da lente. Todos os Euchromiina estudados apresentam tal estado, o que está em conformidade com o proposto por JACOBSON & WELLER (2002), que sugeriram ser esta uma autapomorfia de Arctiini.

Tamanho relativo das pectinações de cada lado das antenas dos machos. NAGANO (1916) e WELLER (1989) *apud* MILLER (1991), notaram que em Notodontidae há variações, que no entanto não conseguiram medir. Todas as espécies aqui estudadas também apresentam tal diferença, mas nossa habilidade em medi-la não superou a dos autores supracitados.

Modo de inserção dos pentes nas antenas dos machos. MILLER (1991) observou que há, em Notodontidae, dois modos pelos quais os pentes podem se ligar à haste do artículo – região basal estreita ou região basal tão larga quanto o restante do pente. Todos os indivíduos observados apresentavam o segundo estado.

Antenas das fêmeas. Embora todas as fêmeas das espécies que integraram a análise final tivessem antenas bipectinadas, há Euchromiina fêmeas com antenas filiformes (e.g., *Pheia albisigna*, estudada na análise preliminar).

Linha de esclerotização na porção ântero-ventral das tégulas. Proposto como autapomorfia de Euchromiina + Ctenuchina por BENDIB & MINET (1998).

Garras tarsais. Todas as espécies estudadas apresentam garras tarsais levemente bífidas, como ilustrado por ZASPEL & WELLER (2006).

Pseudopapilas anais. Este caráter é variante dentro de Arctiinae JACOBSON & WELLER (2002) e Arctiina (ZASPEL & WELLER, 2006), mas invariante nos Euchromiina estudados: todos as possuem.

A venação das asas anteriores, assim como das posteriores, com exceção dos caracteres 45 e 46, também se revelou não variante.

5.3. TAXONOMIA

5.3.1. Redescrição e catálogo atualizado de *Mallodeta*

Mallodeta Butler

Mallodeta Butler, 1876: 398 (tax.). Espécie-tipo: *Glaucopis (Lycorea) clavata* Walker, por designação subsequente (Kirby, 1892: 149); Kirby, 1892: 149 (cat.); Druce, 1898: 403 (tax.); Hampson, 1898: 193 (cat.); Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Wolcott, 1923: 156 (lev. faun.); Gaede, 1926: 120 (tax.); Rothschild, 1931: 155 (tax.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Fleming, 1957: 112 (lev. faun.); Zikán & Zikán, 1967: 95 (lev. faun.); Watson *et al.*, 1980: 110 (cat.); Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2003: 87 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2004: 81 (lev. faun.); Teston *et al.*, 2006: 282 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 4 (lev. faun.).

Glaucopis (Lycorea) Walker, 1854: 192 (cat.).

Glaucopis (Hyda) Walker, 1854: 184 (cat.) (em parte).

Diagnose. Dado ser este um gênero monotípico, sua identificação é feita com base nas características de sua espécie-tipo, descrita adiante.

Etimologia. Em grego, *mallodetes* significa “atado por fios de lã”. O nome possivelmente é uma referência às escamas floculentas liberadas pela bolsa subabdominal do macho, que lembram fios de lã. É possível que BUTLER (1876) tenha erigido o gênero ao notar tais escamas no abdome de *Rezia sortita* (Walker, 1854) **combinação nova**. Como

Mallodeta clavata não apresenta essas escamas, o nome do gênero sem aquelas duas espécies é inapropriado, o que, no entanto, não é motivo para que se designe um novo nome, de acordo com o artigo 18 do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN, 1999).

Mallodeta clavata (Walker)

Figs. 43-45

Glaucopis (Lycorea) clavata Walker, 1854: 192 (cat.). Holótipo ♂, BRASIL, ex-coleção H. W. Bates (BMNH) [fotografia examinada].

Mallodeta clavata; Butler, 1876: 398 (lev. faun.); Kirby, 1892: 149 (cat.); Hampson, 1898: 193 (cat.); Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Zikán & Zikán, 1967: 95 (lev. faun.); Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2003: 87 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2004: 81 (lev. faun.); Teston *et al.*, 2006: 282 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 4 (lev. faun.).

Mallodeta simplex Rothschild, 1931: 155 (tax.). Holótipo ♂, PARAGUAI: Villarica, IV.1923 (F. Shade) (BMNH) [fotografia examinada] **sinônimo novo**.

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 33 mm. Corpo inteiramente castanho, com exceção das coxas anteriores dos machos, brancas. Abdome mais fino na base do que na região posterior. Bolsa subabdominal masculina ausente.

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Inteiramente recoberta por escamas castanhas. Espirotromba, de coloração amarelo-clara em toda a sua extensão, estendendo-se até o meio do abdome. Antenas completamente castanhas, bipectinadas. **Tórax.** Inteiramente castanho. **Pernas.** Face externa das coxas protorácicas branca nos machos e castanha nas fêmeas; restante das pernas castanho nos dois sexos. Tímbalos profundamente sulcados e bem espaçados, presentes em quase toda a extensão do epímero. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas, com exceção das bordas, levemente escamadas, e do ápice, também recoberto por escamas castanhas. Trilha de escamas anterior à veia M2 presente, e adjacente a esta. Pequena trilha de escamas anterior à veia M1 também presente, aproximadamente do extensão da cobertura de escamas da região apical da asa. **Asas posteriores.** Escamadas somente nas bordas. **Abdome.** Castanho, com exceção de dois pequenos pontos brancos descamados nas bulas timpânicas. Bolsa abdominal masculina ausente. Segmentos

abdominais III e IV muito estreitos, dando o aspecto de haver uma constrição. Demais segmentos abdominais mais largos que longos. Segmentos VI a VIII com tufos laterais de escamas; até o segmento III inclinado para baixo; a partir do IV, inclinado para cima. **Genitália masculina.** Unco fortemente esclerotizado e voltado para baixo, mais largo na porção mediana e com ápice arredondado. Tegume mais largo que o vínculo. Saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando o unco, estreitas, simétricas e distalmente pontiagudas. Região distal aproximadamente cilíndrica, consideravelmente mais estreita que a região proximal. Juxta membranosa. Edeago curto e reto, com projeção espinhosa dorsal. Vesica com cornutos diminutos. **Genitália feminina.** Lamela antevaginal estreita. Óstio e antro centralizados. Ducto da bolsa surgindo no mesmo plano da lamela antevaginal, pouco mais largo na porção proximal do que na distal; com paredes membranosas. Corpo da bolsa subdividido, com signos bem desenvolvidos na porção maior; porção menor membranosa. Ducto seminal membranoso, divergindo a partir da região mais proximal do corpo da bolsa. Apófises anteriores com cerca de metade do comprimento das posteriores.

Biologia. Pouco conhecida. Adultos já foram coletados de dia próximos a flores; larvas já foram coletadas em folhas de *Mikania glomerata* (Sprengel) (Asteraceae), o guaco.

Distribuição. Esta espécie possui ampla distribuição no sul da América do Sul, ocorrendo da Bahia ao Paraguai e à província de Misiones, na Argentina. Aparentemente não possui restrições de altitude ao longo de sua distribuição geográfica, e ocorre em todos os meses do ano.

Material examinado (66 ♂ e 24 ♀).

BRASIL: Bahia: Camacã (15°23'60"S 39°30'00"W, 400-700m), 14.II.1995, V. Becker leg. (NMNH), 1 macho; idem, 21-30.IX.1991, V. O. Becker leg. (VOB), 2 machos; 600m, idem, 15.VI.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem, 600m, 2.III.1994, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Ilhéus (14°47'21"S 39°02'57"W), sem coletor, (MNRJ), 1 macho; **Distrito Federal:** Planaltina (15°46'47"S 47°55'46"W, 1100m), 22.VIII.1996, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; **Espírito Santo:** Fazenda Jerusalém, 11.II.1914, sem coletor, (FIOCRUZ), 1 macho; Linhares (19°23'29"S 40°04'20"W), 25.VII.1969, sem coletor, (NMNH), 2 machos; Sooretama (19°11'49"S 40°05'52"W), sem coletor, (MNRJ), 1 fêmea; **Minas Gerais:** Caraça (20°04'29"S 43°24'27"W, 1300m), 25.X.1994, V. O. Becker & K. S. Sattler leg. (VOB), 3 machos e 1 fêmea; idem, 1300m, 7.X.1996, V. O. Becker leg. (VOB), 2 machos; Nova Lima (19°59'09"S 43°50'48"W), 23.III.1978, V. Becker leg. (NMNH), 1 macho; 850m, 11-12.IV.1991, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; 850m, 25.XII.1987, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Serra do Cipó (19°00'00"S 43°39'00"W), 04.IV.1968, sem coletor, (NMNH), 1 fêmea; **Rio de Janeiro:** Angra dos Reis (23°00'25"S 44°19'05"W), II.1931, Lauro Travassos leg.

(FIOCRUZ), 1 macho; idem, IV.1934, Travassos & Almeida leg. (FIOCRUZ), 1 macho; idem, Fazenda Japuhya, 06.X.1945, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, 25.X.1951, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, 29.VI.1938, Travassos & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, 5-10.VI.1945, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, 20.X.1945, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; IV.1934, Travassos & F. Almeida leg. (MZSP), 1 macho; idem, Estrada do Rio (segundo túnel, 700m), 1-2.XI.1951, Pearson leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, Jussaral, Estrada do Rio, 17X.1936, Travassos & H. Lopes leg. (MZSP), 2 machos; Itatiaia (22°29'46"S 44°33'47"W, 1100m), III.1963, coleção Dirings, sem coletor, (MZSP), 2 machos; idem, 1200m, 13.V.1996, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem, Maromba (22°29'46"S 44°33'47"W), 28.VII.1952, Pearson & Oiticica leg. (MZSP) 1 macho; idem, X.1962, sem coletor, (DZUP), 1 macho; Mangaratiba (22°57'36"S 44°02'26"W), 14.VI.1982 (NMNH), 1 macho; Nova Friburgo (22°16'55"S 42°31'52"W), sem coletor, (MNRJ); Petrópolis (22°30'18"S 43°10'43"W), IX.1954, sem coletor, (DZUP), 1 macho; Rio de Janeiro (22°22'60"S 41°50'59"W), idem, Corcovado, XI. 1933, Lauro Travassos, (FIOCRUZ), 1 fêmea; Santa Teresa, sem coletor, (MNRJ), 1 macho; Teresópolis (22°24'44"S 42°57'56"W), sem coletor, (MNRJ), 1 macho; **São Paulo:** Anhembi, Fazenda Bar. Rico (22°47'22"S 48°07'37"W), 6-8.IX.1959, Travassos Filho & Barroso leg. (MZSP), 2 machos; Atibaia, Grotta Funda (23°10'60"S 46°31'59"W), 16.IX.1990, K. Brown leg. (ZUEC), 1 macho; Bertoga (23°51'17"S 46°08'18"W, 5m), 5.XI.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; idem, 5m, 7-9.X.1996, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Campos do Jordão, Eugênio Lefevre (22°44'01"S 45°44'W, 1200m), 21.II.1963, Guimarães, Morgante, Rocha, Barroso & Travassos Filhos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 1200m, 22.III.1963, Guimarães, Rabello, Barroso & Travassos Filho leg. (MZSP), 2 machos; Cantareira, Bairro São Paulo (23°32'52"S 46°38'09"W), coleção Dirings, II.1919, sem coletor, (MZSP), 1 macho; Jacupiranga (24°41'33"S 48°00'07"W, 800m), 8.II.1993, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Jundiá (Japi) (23°13'S 46°56'W, 900m), 13-16.II.2001, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Juquiá, Fonte Tapir (24°19'15"S 47°38'05"W, 400m), 03.XI.1940, Travassos & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; Salesópolis, Boracéia (23°31'60"S 45°50'59"W, 850m), 04.I.1963, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 900 metros, 13.IV.1942, Almeida & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, 24-30.I.1952, Travassos Filho, Carrera, Vanzolini, Oiticica, Pearson, (MZSP), 1 macho; São Paulo (23°32'52"S 46°38'10"W), 20.VII.1966, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, Santo Amaro, Cocaia, "ex-larva 26.II, ex-pupa 10.III, adulto 19.III.1961", sem coletor, (MZSP), 2 machos; idem, 03.VIII.1961, "última ecdise em 16.VII.1961", sem coletor, (MZSP), 1 macho com casulo; idem, 26.III.1961, H. Urban leg. (MZSP), 5 fêmeas; idem, casulo: 25.II.1963, H. Urban leg., adulto: 13.III.1963, "lagarta em Guaco, *Mikania glomerata*" (MZSP), 1 macho com casulo; idem, H. Urban leg., casulo: 25.II, adulto: 09.III.1963 "lagarta em Guaco, *Mikania glomerata*" (MZSP), 1 macho; idem, H. Urban leg., coleta: 13.III.1960, ecdise: 17.III, pupa: 22.III, imago: 04.IV, larva em guaco (MZSP), 1 macho; idem, H. Urban leg., pupa: 24.X.1960, imago: 13.XI, em guaco (MZSP), 1 macho; idem, H. Urban leg., última ecdise: 14.III.1963, casulo: 17.III, imagos: 29.III.1963 (MZSP), 2

machos e 3 fêmeas; idem, Água Funda, Horto Florestal, 17.III.1953, Travassos Filho & Guimarães leg. (MZSP), 1 macho; idem, Instituto de Botânica, “em guaco”, 09.III.1959, sem coletor, (MZSP), 1 fêmea; idem, Instituto de Botânica, 05.III.1959, sem coletor, “em guaco” (MZSP), 2 machos; São Sebastião, Ilhabela (23°46'41"S 45°21'28"W), 15.IV.1958, H. Urban leg., “em guaco” (MZSP), 1 macho; **Paraná:** Campo do Tenente (25°58'42"S 49°40'57"W, 850m), I.1974, Mielke leg. (DZUP), 1 macho; Ponta Grossa (25°05'42"S 50°09'43"W), 18-23.XII.1938, Camargo leg. (MZSP), 1 macho; idem, I.1959, sem coletor, (DZUP), 1 macho; Quatro Barras, Banhado (25°21'57"S 49°04'36"W, 800m), 9.V.1970, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Telêmaco Borba (24°19'26"S 50°36'55"W, 750m), 13-19.X.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho e 1 fêmea; Tibagi (24°30'34"S 50°24'49"W), 29.VI.1989, K. Brown leg. (ZUEC), 1 fêmea; **Santa Catarina:** Joinville, Rio Bracinho (26°18'16"S 48°50'43"W), ex-coleção Dirings, III.1960, sem coletor, (MZSP), 1 macho. **PARAGUAI: Departamento Del Guayra:** Villarica (25°45'S 56°25'6"W) (BMNH), 1 macho. **ARGENTINA: Misiones:** 18.XII.1957, sem coletor (NMNH), 1 macho; coleção Breyer (MZSP), sem coletor, 1 macho; Iguazú (25°34'S 54°34'W), 12.24.XII.1957, Vulcano, Pd. Pereira & Martines leg., (MZSP), 3 fêmeas e 1 macho.

Etimologia. O epíteto específico *clavata* tem origem no latim, com o significado de “em forma de prego ou cravo”. Trata-se de uma alusão ao abdome da espécie, consideravelmente mais estreito na base que nas porções mediana e distal.

5.3.2. Redescrições e catálogo das espécies de *Rezia*

Rezia Kirby **gen. reval.**

Rezia Kirby, 1892: 149 (cat.). Espécie-tipo: *Glaucoptis (Lagaria) erythrarchos* Walker, designação original; Hampson, 1898: 225 (cat.); Watson *et al.*, 1980: 169 (cat.); Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 5 (lev. faun.); Schmidt & Opler, 2008: 21 (checkl.).

Aristodaema Wallengren, 1858: 136 (tax.). Sinonimizado por KIRBY (1892).

Rizia Zerny, 1912: 67 (cat.).

Diagnose. Mariposas medindo entre 29 e 47 mm de envergadura alar. Corpo predominantemente castanho. Maioria dos segmentos abdominais com máculas brancas no ventre, laterais e dorso. Pernas castanhas com a porção distal de cada artículo branca.

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Espirotromba escura em toda a sua extensão. Palpos labiais castanhos. Dorso do ápice das antenas branco. **Tórax.** Predominantemente castanho, com pequenos pontos com escamas brancas de cada lado, na região das parapatégias. **Pernas.** Face externa das coxas anteriores dos machos predominantemente branca. Coxas anteriores das fêmeas inteiramente castanhas. Coxas medianas e posteriores castanhas com algumas escamas brancas. Porção terminal de cada artícuo com pequeno aglomerado de escamas brancas; todo o restante das pernas castanho. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas. **Asas posteriores.** Idem. **Abdome.** Predominantemente castanho. Segmentos V-VIII com máculas de escamas brancas nas laterais dorsais e ventrais.

Distribuição geográfica. O gênero ocorre da Bahia ao norte da Argentina.

Etimologia. O nome *Rezia* aparentemente deriva de um nome bíblico: Rizia, filho de Ula (Bíblia de Jerusalém, I Crônicas, 7:39). Daí o motivo de ZERNY (1912) ter grafado o nome do gênero com “i” ao invés de “e”, como na denominação original. Conforme o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, esta emenda de ZERNY (*op. cit.*) é inválida. *Rezia* é, portanto, de um nome masculino apomórfico do hebraico.

Comentários. O gênero *Rezia* foi sinonimizado por HAMPSON (1898) sob *Cosmosoma* Hübner. MARINONI & DUTRA (1996) e FERRO & DINIZ (2007a) utilizaram o nome *Rezia* inadvertidamente, quando, pela taxonomia vigente na época de seus trabalhos, deveriam ter usado as combinações com *Cosmosoma*. Como os autores acima não revalidaram o gênero explicitamente, sua revalidação é sem efeito. No entanto, as combinações *Rezia sanguipuncta* e *Rezia cardinale* não podem ser consideradas novas por já terem sido usadas por estes autores.

ZERNY (1912), aparentemente ciente da origem do nome *Rezia*, propôs que ele passasse a se chamar *Rizia*. De acordo com o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, esta alteração é uma emenda injustificada, o que automaticamente torna *Rizia* um nome disponível, sinônimo objetivo júnior de *Rezia* Kirby, pois seu uso não foi seguido em detrimento de *Rezia* (ICZN, artigo 33).

Rezia erythrarchos (Walker) **comb. nov.**

Figs. 46-49A

Glaucopis erythrarchos Walker, 1854: 164 (cat.). Holótipo ♀, BRASIL: RJ, Rio de Janeiro (H. Low) (BMNH) [fotografia examinada].

Laemocharis vulnerata Herrich-Schäffer, [1854]: 80 (Fig. 238) (tax.). Tipo ♂. BRASIL: RJ, Rio de Janeiro, "Rio" (ZMAS) [fotografia examinada]. Sinonimizado por Walker, 1856: 1607 (cat.).

Lagaria vulnerata; Walker, 1856: 1607 (cat.); Butler, 1876: 398 (tax.); Butler, 1877: 36 (pl. 12, Fig. 2) (checkl.).

Laemocharis ignicolor Ménétriés, 1857: 139 (pl. 14, Fig. 3) (tax.). Holótipo [BRASIL]: MG "Minas Geraes", [1824] (Ménétriés) (ZMAS) [fotografia examinada]; Butler, 1876: 398 (tax.); Kirby, 1892: 149 (cat.). **sinônimo novo.**

Rezia erythrarchos; Kirby, 1892: 149 (cat.); Watson *et al.*, 1980: 169 (cat.).

Sarosa ignicolor; Hampson, 1898: 185 (cat.); Zerny, 1912: 57 (cat.); Draudt, 1916: 52 (pl. 11f) (cat.).

Cosmosoma erythrarchos; Hampson, 1898: 230 (cat.); Draudt, 1916: (73, pl. 14m) (cat.); Ferro & Diniz, 2007a: 04 (lev. faun.).

Cosmosoma erythrarchum [sic] Zerny, 1912: 69 (cat.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 43 mm. Corpo predominantemente castanho. Asas predominantemente hialinas, região proximal da margem interna vermelha nas quatro asas (SSO-13-12°), coloração também presente no segmentos abdominais II e IV.

Descrição: ♂ e ♀

Cabeça. Fronte castanha, com exceção das laterais, com fina faixa de escamas brancas adjacente aos olhos. Vértice, com escamas brancas entre as antenas, e na porção posterior do alvéolo antenal. **Tórax.** Predominantemente castanho, com pequenos pontos brancos de cada lado, na região das parapatégias. Patégias castanhas com poucas escamas brancas no centro. Tégulas castanhas com listra de escamas vermelhas (SSO-13-12°) na lateral externa. **Pernas.** Face externa das coxas anteriores predominantemente brancas nos machos. Fêmeas com coxas anteriores inteiramente castanhas. Coxas medianas e posteriores castanhas com algumas escamas brancas. Tímbalos pouco desenvolvidos nos dois sexos. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas. Célula costal com algumas escamas nas regiões proximal e distal, mas hialina no centro. Ápice consideravelmente mais escamado que as demais margens alares. Barra pós-discal larga e subretangular. Trilha de escamas anterior à veia M2 com origem dentro da célula discal, toca esta veia, separando-se dela em seguida. Região basal das células CuA2-CuP e CuP-1A+2A com escamas vermelhas (SSO-13-12°). Face ventral das asas anteriores como a dorsal, com exceção das escamas na célula CuP-1A+2A, brancas. **Asas posteriores.** Predominantemente hialinas. Margem interna com cobertura de escamas semelhante às demais margens alares, só variando a cor. Face dorsal da margem costal recoberta por escamas brancas; face ventral por escamas brancas e vermelhas (SSO-13-12°); margem interna recoberta por escamas vermelhas (SSO-13-12°) e a externa, por castanhas. **Abdome.** Predominantemente

castanho. Tergo II com escamas brancas nas laterais posteriores. Bulas abdominais vermelhas (SSO-13-12°). Tergo III inteiramente castanho, o IV com duas máculas paralelas de escamas vermelhas (SSO-13-12°) no dorso da porção distal. Tergos V-VIII castanhos com um pequeno ponto de escamas brancas no dorso cada. Tergos IV-VII ou IV-VIII com um pequeno ponto de escamas brancas também nas laterais. Tergo IX inteiramente castanho. Esterno II mais desenvolvido que os demais, recobrimdo a bolsa subabdominal. Esteros com pequenos pontos de escamas brancas látero-dorsais semelhantes às dos tergos. **Genitália masculina.** Unco comprido e estreito, extremidade distal pontiaguda. Tegume com esclerotizações longitudinais, densamente recoberto por cerdas nas laterais e consideravelmente mais largo que o vínculo. Saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando o unco. *Cucullus* e *valvula* bem desenvolvidos e distintos. Ambos densamente providos de cerdas. Juxta subdividida em duas porções esclerotizadas separadas por uma parte membranosa. Porção dorsal com pequenas cerdas. Edeago ligeiramente curvo, ceco curto e arredondado. Porção distal com um pequeno espinho na lateral direita. Vesica com grandes cornutos no ventre e no dorso da porção proximal, e pequenos cornutos na porção distal. **Genitália feminina.** Lamela antevaginal bem esclerotizada, sua largura não ultrapassando muito a da lamela pós-vaginal; esta parcialmente membranosa no ventre e nas laterais. Óstio e antro centralizados, o último achatado e esclerotizado. Ducto da bolsa tão largo quando o antro em toda a sua extensão. Ducto seminal tão largo quando o ducto da bolsa, com corrugações. Espermateca alongada. Bolsa copuladora sem signos. Região anterior com ornamentações arredondadas. Região posterior com pequena região esclerotizada. Apófises anteriores com menos da metade do comprimento das posteriores.

Distribuição. Esta espécie é conhecida somente de algumas localidades nos estados de Minas Gerais e Rio de Janeiro. Embora os esforços de coleta no estado de São Paulo sejam razoáveis e provavelmente indiquem a inexistência desta espécie na região, é possível que sua área de ocorrência englobe também estados cuja composição faunística foi menos estudada, como Bahia e Espírito Santo.

Biologia. Desconhecida. Embora a escassez de espécimes nos museus visitados possa sugerir que esta espécie não seja particularmente abundante, é relevante que quase todos os indivíduos da coleção do MZSP tenham sido coletados em uma mesma expedição de oito dias de duração. Ainda que seja possível que a lacuna de ocorrência observada de junho a setembro corresponda somente a subamostragem, talvez se trate de fato de uma espécie univoltina.

Material examinado (29 ♂ e 5 ♀).

BRASIL: Minas Gerais: Nova Lima (19°59'09"S 43°50'48"W, 1000m), 20.V.1970, F. Becker & H. Pimenta leg. (VOB), 1 macho; Serra do Caraça (20°04'29"S 43°24'27"W, 1300m), 14-15.IV.1998, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; idem, 1380m, XI.1961, Kloss,

Lenko, Martins & Silva leg. (MZSP), 1 macho e 2 fêmeas; idem, 24.II-03.III.1972, Martins, Demets & Vanin leg. (MZSP), 1 fêmea e 19 machos; **Rio de Janeiro:** Cachoeiras de Macacu (22°27'45"S 42°39'11"W, 700m), 23.I.1998, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Magé (22°39'11"S 43°02'26"W, 400m), 17.I.1985, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Nova Friburgo (22°16'55"S 42°31'52"W, 1100m), 21.I.1998, V. O. Becker leg. (VOB), 2 machos; Petrópolis, Independência (22°30'18"S 43°10'43"W), sem coletor, IX.1932 (MZSP), 3 machos; idem, P. Gagarin leg., ex-coleção E. May (MZSP), 1 macho; idem, X.1932, sem coletor (MZSP), 1 macho; Teresópolis, Soberbo (22°24'44"S 42°57'56"W, 1000m), 10.I.1940, Travassos & Oiticica leg. (MZSP), 1 macho.

Etimologia. Do grego *erythros*, vermelho. É uma alusão à coloração encontrada na região proximal das asas e do abdome.

Comentários. *Laemocharis ignicolor* Ménétriés (Fig. 49B), **sin. nov.** de *Rezia erythrarchos*, é na verdade uma mariposa falsa formada pela cabeça e tórax de *Rezia erythrarchos* e abdome de *Aethria haemorrhoidalis* (Fig. 49C) (BECKER & PINHEIRO, submetido). BUTLER (1876) considera *Lagaria vulnerata* sinônimo sênior de *Lagaria erythrarchos*, quando o contrário é verdadeiro devido às datas de publicação do trabalho de WALKER e HERRICH-SCHÄFFER.

Esta espécie pode ser distinguida de *Rezia cardinale* por apresentar duas máculas brancas no terço abdominal II, enquanto *R. cardinale* só possui uma. Além disso, ela é distinta de *Rezia sanguipuncta* por ser recoberta por escamas vermelho-claras nas margens internas das asas e no dorso dos terços abdominais II e IV, enquanto esta as possui vermelho-escuras nestes mesmos locais.

Rezia cardinale (Hampson)

Figs. 50-52

Cosmosoma cardinale Hampson, 1898: 230 (cat.). Holótipo ♂, parátipo ♀, BRASIL: São Paulo (Jones) (BMNH) [fotografia examinada].

Cosmosoma cardinale; Zerny, 1912: 69 (cat.); Draudt, 1916: 73 (cat.); Zerny, 1931: 09 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.).

Rezia cardinale; Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 5 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 47 mm. Corpo predominantemente castanho. Ápice das asas anteriores com escamas brancas; asas predominantemente hialinas com margem interna vermelha (SSO-13-12°). Dois primeiros segmentos abdominais vermelhos (SSO-13-12°).

Descrição: ♂ e ♀

Cabeça. Cabeça inteiramente recoberta por escamas castanhas. Palpos labiais castanhos. **Tórax.** Patágias predominantemente castanhas, com escamas brancas somente na aresta entre a margem interna e a posterior. Tégulas castanhas, com faixa de escamas vermelhas (SSO-13-12°) no centro da porção posterior. Meso e metatórax castanhos. **Pernas.** Tímbalos pouco desenvolvidos nos dois sexos. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas, com escamas castanhas recobrimdo as margens, as veias e a barra pós-discal, tanto na face dorsal, quanto na ventral. Ápice densamente recoberto por escamas castanhas, mas com pequena concentração de escamas brancas. **Asas posteriores.** Predominantemente hialinas, margem interna e parte proximal da margem costal recobertas por escamas vermelhas (SSO-13-12°), demais margens recobertas por escamas castanhas de modo uniforme. **Abdome.** Predominantemente castanho. Tergos II-IV com laterais vermelhas (SSO-13-12°) e com pequenas máculas brancas dorsais, estas últimas também presentes nos demais tergos. Tergos IV-VII também apresentam máculas brancas laterais. Esternos inteiramente castanhos, com exceção do III-V, com pequenas máculas brancas laterais. **Genitalia masculina.** Unco comprido e estreito, sulcado no meio da região proximal. Tegume consideravelmente mais largo que o vínculo, e com linhas de esclerotização longitudinais no dorso. Saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando o unco. Região distal bem desenvolvida, *cucullus* e *valvula* distintos, aquele curto e este comprido, com extremidade pontiaguda. Juxta composta por duas partes distintas, ambas providas de cerdas na superfície dorsal. Edeago curto e levemente curvo. Dorso da porção distal mais esclerotizado que as demais regiões. Ceco pequeno e arredondado. Vesica volumosa, com numerosos pequenos cornutos na parte dorsal e cinco grandes cornutos espiniformes na região ventral, voltados para baixo. **Genitalia feminina.** Apófises anteriores com menos da metade do comprimento das posteriores. Lamela antevaginal ampla. Óstio amplo, com margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro centralizado. Ducto da bolsa surge no plano da lamela antevaginal; é dividido em duas porções dilatadas separadas por uma estreita faixa não dilatada. Porção dilatada direita, anterior, com esclerotização tubular interna originária do corpo da bolsa. Paredes do ducto da bolsa membranosas, com exceção da região adjacente à lamela antevaginal, com algumas corrugações. Corpo da bolsa inteiramente membranoso. Ducto seminal, muito fino, divergindo a partir da região mais proximal do corpo da bolsa.

Biologia. Desconhecida. Ocorre em todos os meses do ano em considerável abundância.

Distribuição. Possui ampla distribuição no sul do continente sul-americano, ocorrendo do estado da Bahia à província de Jujuy, na Argentina aparentemente sem lacunas altitudinais.

Material examinado (52 ♂ e 10 ♀).

BRASIL: Bahia: Camacã (15°23'60"S 39°30'00"W, 400-700m), 21-30.IX.1991, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; **Espírito Santo:** Santa Teresa (19°56'09"S 40°36'W), 18.XI.1955, Santos, Machado & Barros leg. (MNRJ), 2 machos; sem localidade, 1948, Simonasse leg. (FIOCRUZ), 1 fêmea; **Minas Gerais:** Sete Lagoas (19°27'01"S 44°14'W), III.1963, F. Werner, U. Martins & L. Silva leg. (MZSP), 1 macho; **Rio de Janeiro:** Angra, Jussaral (23°00'25"S 44°19'05"W), VII.1934, Travassos & Oiticica leg. (MZSP), 1 macho; Petrópolis (22°30'18"S 43°10'43"W, 600m), ex-coleção A. R. Miranda (MZSP), 1 macho; Rio de Janeiro, Corcovado (22°54'11"S 43°12'27"W), IV.1932, Travassos leg. (MZSP), 1 macho; Teresópolis, Fazenda Barreira, Estrada do Rio (22°24'44"S 42°57'56"W), 29.X.1957, Machado, Dalcy & Rego Barros leg. (MNRJ), 1 macho; idem, Soberbo, 1000m, 22.IV.1939, Travassos & Oiticica leg. (FIOCRUZ), 2 machos; **São Paulo:** Serra de Santos, X.1932, Travassos leg. (MZSP), 1 fêmea; Barueri (23°30'38"S 46°52'33"W), 26.III.1958, C. Lenko leg. (MZSP), 1 fêmea; Bertioga (23°51'17"S 46°08'18"W, 5m), 7-9.X.1996, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Cotia, Morro Grande (23°36'15"S 46°55'08"W, 900m), 16-17.I.2001, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Cubatão (23°53'43"S 46°25'30"W), ex-coleção A. R. Miranda (MZSP), 1 fêmea; Jacupiranga (24°41'33"S 48°00'07"W, 800m), 08.III.1993, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Jundiaí (Japi) (23°13'S 46°56'W, 900m), 13-16.II.2001, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Juquiá, Fazenda Poço Grande (24°19'15"S 47°38'05"W), 1-5.X.1940, C. D. Z. (MZSP), 1 macho; Mogi das Cruzes (23°31'22"S 46°11'17"W), 1932 (MZSP), 1 macho; Peruíbe (24°19'12"S 46°59'53"W), 09.VII.1952 (MZSP), 1 macho; Salesópolis, Estação Biológica Boracéia (23°31'60"S 45°50'59"W, 850m), 05.X.1949, Travassos & Rabello leg., eclipse (MZSP), 1 macho; 10-14.VI.1947, Travassos Filho, Ramalho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem, II-VII.1949, Travassos & Rabello leg. (MZSP), 23 machos e 2 fêmeas; 14-18.II.1950, Travassos, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho e 1 fêmea; 14-21.IV.1957, Travassos Filho, Costa & Barroso leg. (MZSP), 1 macho; 17-19.I.1957, Buckup *et al.* leg. (MZSP), 1 macho e 1 fêmea; 17-21.XI.1949, Rabello leg. (MZSP), 1 macho; 22.XII.1964, Rabello leg. (MZSP), 1 macho; 22-25.VIII.1949, Travassos, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; 25.V.1949, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; 28-31.III.1957, Portugal *et al.* leg. (MZSP), 1 fêmea; 6-9.IX.1950, Peña *et al.* leg. (MZSP), 1 macho; **Santa Catarina:** sem localidade, IX.1922, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; Joinville (26°18'16"S 48°50'43"W), Brückner leg. (MNRJ), 1 fêmea; **PARAGUAI: Departamento Central:** Assunción (25°16'S 57°40'W), Julho a Setembro, B. Poditiaguin leg., Mesic forest (AMNH), 2 machos; **ARGENTINA: Jujuy:** Ledesma, perto do Pq. Nacional Callilegua (23°49'60"S 64°46'W, 1600m), K. Johnson leg. (AMNH), 1 macho.

Etimologia. A palavra latina *cardo*, que originalmente se referia a pontos cardeais e posteriormente aos cardeais da igreja católica, foi apropriada para o significado de 'vermelho', devido à cor da vestimenta destes religiosos. Desta forma, o epíteto específico

desta espécie também se refere à coloração da região proximal das asas e dos primeiros segmentos abdominais.

Conforme explicitado anteriormente, esta espécie se distingue de *Rezia erythrarchos* e de *Rezia sanguipuncta* por apresentar uma única mancha branca no tergo abdominal II, enquanto aquelas possuem duas. Ela ainda difere de *R. sanguipuncta* pela coloração vermelho-clara (SSO-13-12°), que em *R. sanguipuncta* é vermelho-escarlate (S-6-9°).

Rezia hanga (Herrich-Schäffer) **comb. nov.**

Figs. 53-55

Laemocharis hanga Herrich-Schäffer, 1854: 80 (Fig. 246) (tax.). Holótipo ♀, BRASIL (ZMAS) [fotografia examinada].

Lagaria hanga; Walker, 1856: 1608 (cat.).

Aristodaema arauna Wallengren, 1860: 41 (tax.). Holótipo ♂, BRASIL, dezembro, Mus. Holm. (NHRS) [fotografia examinada]. Sinonimizado por Kirby, 1892: 142 (cat.).

Cosmosoma hanga; Butler, 1876: 388 (tax.); Kirby, 1892: 142 (cat.); Hampson, 1898: 231 (cat.); Schrottky, 1909: 124 (tax.); Zerny, 1912: 71 (cat.); Draudt, 1916: 73 (cat.); Zerny, 1931: 9 (cat.); Hoffman, 1936: 437 (lev. faun.); Zikán & Zikán, 1967: 94 (lev. faun.); Kohler, 1972: 10 (lev. faun.); Biezanko, 1983: 231 (lev. faun.); Biezanko, 1985: 191 (lev. faun.).

Aristodaema hanga; Marinoni & Dutra, 1996: 438 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2003: 85 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2004: 81 (lev. faun.); Teston *et al.*, 2006: 282 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 3 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 42 mm. Corpo predominantemente castanho, com regiões alaranjadas (OOS-16-12°) nas margem interna das asas anteriores e posteriores. Ápice das asas anteriores com conjunto de escamas brancas. Tergos abdominais IV e V também com escamas alaranjadas (OOS-16-12°).

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Cabeça predominantemente castanha, com escamas brancas margeando a porção látero-ventral da fronte, no vértice, na região imediatamente dorsal aos alvéolos antenais e atrás dos olhos, ao lado dos ocelos. Antenas castanhas com dorso do ápice branco. **Tórax.** Predominantemente castanho, com pontos laterais de escamas brancas nas parapatégias. Patégias castanhas com algumas escamas brancas na porção distal das laterais internas e externas. Tégulas castanhas com faixa de escamas alaranjadas (OOS-16-12°) próximas à margem externa. **Pernas.** Predominantemente castanhas. Subcoxas com

pequenos pontos de escamas brancas. Coxas anteriores inteiramente castanhas, as demais com escamas brancas esparsas. Tímbalos pouco desenvolvidos. *Asas anteriores.* Predominantemente hialinas. Célula costal com algumas escamas na região proximal e distal, hialina no centro. Ápice consideravelmente mais escamado que as demais margens alares, e com pequeno número de escamas brancas terminais. Barra pós-discal muito estreita, acompanhando a forma aproximada de “v” da veia transversal. Trilha de escamas anterior à veia M1 se originando dentro da célula discal, tocando esta veia e depois se separando dela. Região basal das células CuA2-CuP e CuP-1A+2A com escamas alaranjadas (OOS-16-12°), tanto da face ventral como na dorsal. Demais escamas alares castanhas. *Asas posteriores.* Predominantemente hialinas. Margem interna consideravelmente mais escamada que as demais margens alares. Aquela com escamas alaranjadas (OOS-16-12°), as demais castanhas. Dorso da margem costal com faixa de escamas brancas. **Abdome.** Predominantemente castanho. Dorso do tergo II inteiramente castanho. Bulas abdominais alaranjadas (OOS-16-12°). Tergos IV e V com duas máculas de escamas alaranjadas (OOS-16-12°) no dorso. Tergos III-VIII e esternos II-VIII com pequenos pontos de escamas brancas nas laterais. Esterno II grandemente aumentado, recobrindo a bolsa subabdominal. **Genitália masculina.** Unco estreito e comprido, ápice pontiagudo. Tegume consideravelmente mais largo nas laterais que no dorso. Linhas de esclerotização longitudinais separadas. Vínculo estreito, saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando o unco. Região distal das valvas bem desenvolvida, composta basicamente pela *valvula* (*cucullus* rudimentar). Juxta composta de uma parte única. Edeago curvo, ceco comprido. Extremidade distal irregularmente esclerotizada, com um espinho lateral. Vesica com somente pequenos cornutos e uma placa esclerotizada na região proximal. **Genitália feminina.** Apófises anteriores com menos da metade do comprimento das posteriores. Lamela antevaginal ampla. Óstio amplo, margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro centralizado. Ducto da bolsa se originando no plano da lamela antevaginal. É uniformemente fino, com paredes membranosas e corrugações internas que se tornam esclerotizações próximo ao corpo da bolsa. Estruturas tuberculares recobertas por protuberâncias arredondadas marcando o encontro do ducto da bolsa com o corpo da bolsa. Corpo da bolsa inteiramente membranoso. Ducto seminal, relativamente largo, divergindo a partir da região mais proximal do corpo da bolsa.

Distribuição. Similar à de *R. cardinale*, com registros de ocorrência do Rio de Janeiro à Argentina, também sem restrições quanto à altitude.

Biologia. Desconhecida. Dados de coleções indicam que ocorre o ano todo.

Material examinado (37 ♂ e 17 ♀).

BRASIL: Minas Gerais: sem localidade, 16.X.1968, E. Dente leg. (MZSP), 1 fêmea; sem localidade, 16.X.1968, E. Dente leg. (MZSP), 1 fêmea; Botelhos, Córrego da Onça

(21°40'90"S 46°22'05"W), luz, mata, Amorim, Oliveira & Capellari leg. (MZSP), 1 fêmea; Caraça (20°04'29"S 43°24'27"W, 1300m), 25.X.1994, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Sapucaí Mirim, Cidade Azul (22°44'01"S 45°45'W, 1400m), 07.XI.1953, Travassos Filho, Kuhlmann, Gans & Medeiros leg. (MZSP), 1 macho; **Rio de Janeiro**: Itatiaia (22°29'46"S 44°33'47"W, 1100m), II.1965, ex-coleção Dirings (MZSP), 1 fêmea; idem, XII.1933 (FIOCRUZ), 1 macho; Petrópolis (22°30'18"S 43°10'43"W), 01.XI.1904, J. G. Foetterle, ex-coleção A. R. Miranda (MZSP), 1 fêmea; idem, 02.X.1913, J. G. Foetterle, ex-coleção A. R. Miranda (MZSP), 1 fêmea; Teresópolis, Soberbo, 1000m, 15.X.1939, Travassos & Oiticica leg. (FIOCRUZ), 1 macho; **São Paulo**: Araras (22°21'25"S 47°23'03"W) (MZSP), 1 fêmea; Campos do Jordão (22°44'01"S 45°44'W, 1600m), 23-27.I.2001, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem, 1700m, X.1937, Travassos & Oiticica leg. (FIOCRUZ), 1 macho; idem (Turiba), 13.III.1953, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem, 04.I.1948, F. Lane leg. (MZSP), 1 fêmea; Campos do Jordão, Eugênio Lefevre (22°44'01"S 45°44'W, 1200m), 11.XI.1953, Travassos Filho, Kuhlmann, Gans & Medeiros leg. (MZSP), 1 macho; idem (1200m), 21.XII.1962, Travassos Filho, Rabelo & Medeiros leg. (MZSP), 2 machos; idem (1200m), 21.X.1965, Rabello leg. (MZSP), 1 fêmea; idem (1200m), 22.III.1963, Guimarães, Rabello, Barroso & Travassos Filho leg. (MZSP), 3 machos; idem (1200m), 28.IX.1962, Travassos Filho, Papavero, Rabello, L. Silva & Zanettin leg. (MZSP), 1 macho; Cantareira (Bairro São Paulo) (23°32'52"S 46°38'09"W), II.1938, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; idem, X.1939, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; São Paulo, Ipiranga (23°32'52"S 46°38'10"W), IV.1922, coleção Dirings (MZSP), 1 fêmea; idem, 16.I.1963, U. Martins leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, V.1922, coleção Dirings (MZSP), 1 fêmea; idem, Morumbi, IX.1949, Portugal leg. (MZSP), 4 machos; Itu, Fazenda Pau D'Alho (23°15'52"S 47°17'57"W), 26.VIII.1961, U. Martins leg. (MZSP), 1 fêmea; Jacupiranga (24°41'33"S 48°00'07"W, 800m), 08.I.1993, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Mogi das cruzeiras (23°31'22"S 46°11'17"W), (MZSP), 1 macho; Salesópolis, Estação Biológica Boracéia (23°31'60"S 45°50'59"W), 06-11.III.1948, Travassos, Braz, Rabello, Bohermann leg. (MZSP), 1 macho; idem, 13.IX.1947, Travassos, Ventel, Lane & Rabello leg. (MZSP), 2 machos; idem, 13.VII.1967, Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem, 14-21.IV.1957, Travassos Costa & Barroso leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, 17-19.I.1957, Buckup, Carrera & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, 24.XI.1959, Travassos Filho *et al.* leg. (MZSP), 1 macho; idem, 26.XI.1962, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; São Bernardo do Campo, Alto da Serra (23°49'01"S 46°31'W), 20.VIII.28, Spitz leg. (MZSP), 1 macho; **Paraná**: Curitiba (25°25'41"S 49°16'23"W, 920m), 28.IX.1975, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; idem, Parolim, 03.V.1936, Claretiano leg. (MZSP), 1 macho; Mandirituba (25°46'44"S 49°19'33"W, 850m), XI.1969, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Ponta Grossa (25°05'42"S 50°09'43"W), 17.I.1939, Camargo leg. (MZSP), 1 macho; idem, 23.XII.1938, Camargo leg. (FIOCRUZ), 1 fêmea; Rolândia (23°18'36"S 51°22'09"W), 17.XI.1962, C. Roosen-Rungen leg. (MZSP), 1 macho; Telêmaco Borba (24°19'26"S 50°36'55"W, 750m), 13-19.X.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; **Santa Catarina**: Bom Jardim da Serra (28°20'14"S 49°37'28"W, 1500m), 01-04.X.1996, V. O.

Becker leg. (VOB), 1 fêmea; Joinville (26°18'16"S 48°50'43"W, 500m), 03.I.1989, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; São Joaquim (28°17'38"S 49°55'54"W, 1400m), 02.II.1993, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho. **PARAGUAI:** *Cordillera*: Santíssima Trindad (25°15'S 57°37'60"W), Junho, B. Poditiaguin, Mesic forest (AMNH), 1 macho. **ARGENTINA:** *Misiones*: Iguazú (25°34'S 54°34'W), Vulcano, Pd. Pereira & Martines leg., 12.24.XII.1957 (MZSP), 1 fêmea; *Salta*, La Caldera (24°36'S 65°22'60"W, 1450m), 12.II.1991, K. Johnson leg. (AMNH), 1 macho.

Etimologia. Desconhecida.

Comentários. *Rezia hanga* é muito semelhante a *R. cardinale*, mas é facilmente diferenciada desta pela coloração alaranjada (OOS-16-12°) nas asas e abdome, enquanto *Rezia cardinale* apresenta escamas vermelhas (SSO-13-12°).

Rezia cruenta (Perty) **comb. nov.**

Figs. 56-58

Glaucoptis cruenta Perty, 1833: 157 (tax.). Holótipo de sexo desconhecido (provavelmente perdido), "*Habitat ad Amazonum flumen*" (erro).

Glaucoptis (*Marissa*) *cruenta*; Walker, 1854: 175 (cat.).

Marissa cruenta; Butler, 1876: 396 (tax.).

Eunomia cruenta; Kirby, 1892: 147 (cat.).

Cosmosoma cruentum; [sic] Zerny, 1912: 69 (cat.).

Cosmosoma cruenta; Draudt, 1916: 79 (cat.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 29 mm. Corpo predominantemente castanho e róseo-avermelhado (SSO-15-12°). Ápice das asas anteriores com escamas róseo-avermelhadas (SSO-15-12°).

Descrição: ♂ e ♀

Cabeça. Cabeça predominantemente castanha. Laterais da fronte e da região occipital com escamas brancas. Vértice também com escamas brancas, mas esparsas. **Tórax.** Patágias predominantemente castanhas, com escamas brancas na lateral externa e margem posterior. Tégulas castanhas na lateral externa e róseo-avermelhadas (SSO-15-12°) na lateral interna. Meso e metatórax castanhos. **Pernas.** Subcoxas medianas castanhas com conjuntos de escamas brancas. Tímbalos pouco desenvolvidos. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas; face dorsal com margens recobertas por escamas castanhas e róseo-avermelhadas (SSO-15-12°). Veias recobertas por escamas castanhas em ambas as

faces. Face ventral recoberta predominantemente por escamas castanhas. Barra pós-discal ausente. *Asas posteriores*. Região central hialina, área escamada com escamas róseo-vermelhadas (SSO-15-12°) e castanhas. **Abdome**. Tergos II-IV com laterais róseo-avermelhadas (SSO-15-12°) e dorso castanho. Demais tergos castanhos com pequenas máculas brancas no dorso. Esternos inteiramente castanhos, com exceção dos III-V, com máculas brancas laterais. **Genitália masculina**. Unco comprido, ápice pontiagudo. Tegume consideravelmente mais largo que o vínculo, regiões látero-dorsais expandidas. Dorso do tegume com linhas de esclerotização longitudinais. Saco não desenvolvido. Valvas, simétricas, ultrapassando o unco. Região distal bem desenvolvida, *cucullus* e *valvula* indistintos. Região mediana das valvas densamente recoberta por cerdas. Juxta composta de uma placa única, com forma aproximada de meia-lua. Edeago reto, paredes lisas e sem espinhos. Ceco muito curto e arredondado. Vesica com grandes cornutos em forma de espinhos no ventre da região proximal e no dorso da região distal. **Genitália feminina**. Lamela antevaginal com duas paredes, a externa ampla, a interna consideravelmente menor. Óstio amplo, com margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro centralizado. Ducto da bolsa dorsal à lamela antevaginal, com a mesma largura em todo o comprimento e com paredes membranosas, porém internamente revestido por esclerotizações longitudinais. Corpo da bolsa recoberto por numerosos pequenos signos, pelo menos na região mais próxima do ducto da bolsa³. Ducto seminal, divergindo muito próximo ao antro, com o mesmo padrão de esclerotizações internas, mas mais fracas.

Biologia. Desconhecida.

Distribuição. Esta espécie, aparentemente rara, é conhecida somente da região central do Brasil. No entanto, é possível que a subamostragem dos cerrados em levantamentos faunísticos (FERRO & DINIZ, 2007b) contribua exacerbadamente na percepção de sua raridade.

Material examinado (1 ♂ e 3 ♀).

BRASIL: Distrito Federal: Brasília Country Club (15°46'47"S 47°55'46"W), 16.V.1969, S. S. Nicolay leg. (NMNH), 1 fêmea; Planaltina (13°35'S 47°42'W, 1000m), 15.I.1978, V. O. Becker leg. (NMNH), 1 macho; **Minas Gerais:** Araguari (18°38'51"S 48°11'13"W), II.1930, R. Spitz leg. (MZSP), 2 fêmeas.

Etimologia. Do latim *cruentus*, que pode significar sangrento, coberto de sangue, e neste caso, provavelmente o autor quis dar o significado de “da cor do sangue”. Trata-se novamente de uma alusão à coloração avermelhada das asas e abdome.

³ A escassez de material e os danos no espécime dissecado não permitiram decifrar se há signos em

Comentários. PERTY (1833) provavelmente errou na localidade-tipo desta espécie por ter descrito espécimes coletados não por ele próprio, mas por Spix e Martius. A intensa procura pelo tipo desta espécie foi infrutífera. Segundo o Dr. Axel Hausmann, curador do Zoologische Staatssammlung Muenchen (ZSM), é provável que ele tenha sido destruído no bombardeamento da exposição de Lepidoptera em Munique durante a II Guerra Mundial, em julho de 1944. No entanto, a designação de um neótipo é desnecessária, uma vez que a ilustração original desta espécie (Fig. 56C) é suficientemente clara para sua determinação inequívoca.

Rezia cruenta se distingue das outras espécies de seu gênero que apresentam coloração avermelhada por ser menor do que a média destas; pela peculiar coloração, mais rósea do que vermelha; e pela presença de escamas coloridas até o ápice das asas.

Rezia sanguipuncta (Druce)

Figs. 59-61

Mallodeta sanguipuncta Druce, 1898: 403 (tax.). Holótipo ♂, PARAGUAI (OXUM) [fotografia examinada];

Mallodeta sanguipuncta; Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2003: 87 (lev. faun.).

Rezia sanguipuncta; Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 5 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 46 mm. Corpo predominantemente castanho-escuro. Margem interna das asas anteriores e primeiros segmentos abdominais de coloração vermelho-escarlate (S-6-9°).

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Vértice e fronte castanhos, com exceção das laterais da fronte, com estreita faixa de escamas brancas adjacente aos olhos, e das escamas adjacentes à porção posterior do alvéolo antenal, também brancas. **Tórax.** Predominantemente castanho, com pequenos pontos com escamas brancas de cada lado, na região das parapatégias. Patégias castanhas com poucas escamas brancas no centro. Tégulas castanhas com listra de escamas vermelho-escarlate (S-6-9°) próximas à margem externa. **Pernas.** Nos machos, face externa das coxas anteriores brancas na porção proximal e castanhas na distal. Nas fêmeas, coxas anteriores inteiramente castanhas. Coxas medianas e posteriores inteiramente castanhas ou com poucas escamas brancas esparsas. *Asas anteriores.*

todo o corpo da bolsa ou somente nas regiões próximas ao ducto da bolsa.

Predominantemente hialinas. Célula costal com algumas escamas na região proximal e distal, hialina no centro. Ápice consideravelmente mais escamado que as demais margens alares. Barra pós-discal larga e subretangular. Trilha de escamas anterior à veia M2 se originando dentro da célula discal, tocando esta veia e depois se separando dela. Região basal das células CuA2-CuP e CuP-1A+2A escamadas. Face ventral das asas anteriores como a dorsal, com exceção das escamas branco-amareladas na célula CuP-1A+2A, que na face dorsal são castanhas, como todas as demais escamas desta face. *Asas posteriores*. Predominantemente hialinas. Margem interna consideravelmente mais escamada que as demais margens alares. Dorso da margem costal com algumas escamas brancas. Ventre da região basal alar com algumas escamas vermelhas. **Abdome**. Predominantemente castanho. Tergo II com duas máculas de escamas brancas nas laterais posteriores. Bulas abdominais vermelho-escarlate (S-6-9°). Tergo III inteiramente castanho, o IV com duas pequenas máculas paralelas de escamas vermelhas no dorso da porção distal. Segmentos V-VIII castanhos com pequenos pontos de escamas brancas no dorso, uma em cada tergo e em cada esterno. Esterno II inteiramente castanho e aumentado, recobrimdo a bolsa subabdominal. **Genitália masculina**. Unco comprido e estreito, ápice pontiagudo. Valvas bilobadas, *cucullus* e *valvula* com a mesma largura. Tegume largo no dorso, com linhas de esclerotização longitudinais e densamente coberto por cerdas nas laterais. Vínculo muito estreito, saco não desenvolvido. Edeago curto, paredes lisas. Ceco comprido. Vesica mais longa que o edeago, com diferentes tamanhos de cornutos presentes em grande parte da membrana. Cornutos retos, em forma de espinho. **Genitália feminina**. Apófises anteriores com menos da metade do comprimento das posteriores. Lamela antevaginal com parede ampla, mais comprida e mais larga que a lamela pós-vaginal e tão esclerotizada quanto esta. Óstio amplo, margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro levemente deslocado para a esquerda. Ducto da bolsa surgindo no plano da lamela antevaginal, pouco mais largo na região posterior do que na anterior, com paredes membranosas e esclerotização oriunda da lamela antevaginal à esquerda da região anterior. Ducto da bolsa com esclerotizações e corrugações internas. Esclerotizações do ducto da bolsa mais acentuadas próximo ao ducto seminal, corrugações ocorrendo ao longo de todo o ducto da bolsa, culminando em dois tubérculos com por protuberâncias arredondadas aos lados da região proximal do corpo da bolsa. Corpo da bolsa liso, desprovido de signos. Ducto seminal divergindo próximo ao antro, com esclerotizações internas na porção inicial.

Distribuição. Esta espécie é conhecida do Rio de Janeiro ao Rio Grande do Sul, em todas as altitudes cobertas nestes estados.

Biologia. Desconhecida. Ocorre o ano inteiro em considerável abundância.

Material examinado (71 ♂ e 11 ♀).

BRASIL: Rio de Janeiro: Angra, Jussara (23°00'25"S 44°19'05"W), II.1933, Travassos & Oiticica leg. (MZSP), 1 macho; idem, IX.1934, Travassos & Oiticica leg. (MZSP), 1 fêmea; Rio de Janeiro (22°54'11"S 43°12'27"W), 16.VI.1967 (NMNH), 3 machos; **São Paulo:** São Bernardo do Campo, Alto da Serra (23°49'01"S 46°31'W), IX.1933, R. Soitz leg. (MZSP), 2 machos; idem, 18.XI.1928, R. Spitz leg. (MZSP), 2 machos; idem, XI.1938, coleção Dirings (MZSP), 2 machos; idem XI.1938, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; São Paulo, Bananal (Bocaina) (22°41'01"S 44°19'24"W), 02.I.1937, Travassos leg. (MZSP), 1 fêmea; Salesópolis, Estação Biológica Boracéia (23°31'60"S 45°50'59"W), 21-25.X.1963, Oliveira & Wygodzinsky leg., collected at light (AMNH), 1 macho; idem (850m), 05.VIII.1948, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 09.VII.1959, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 11-15.XII. 1949, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 13.IV.1942, Almeida & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho e 1 fêmea; idem (850m), 14-16.II.1950, Travassos, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 20-22.IX.1957, S. Medeiros & Travassos Filho leg. (MZSP), 4 machos e 2 fêmeas; idem (850m), 22.V.1947, Travassos, Travassos Filho & Vanzolini leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 22.XI.1967 Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 22.XII.1964, Rabello leg. (MZSP), 5 machos; idem (850m), 22.XII.1967 (MZSP), 8 machos e 2 fêmeas; idem (850m), 22-25.VIII.1949, Travassos, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 24.XI.1959, Travassos Filho *et al.* leg. (MZSP), 2 machos; idem (850m), 25.V.1949, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 27-30.IV.1949, Travassos Filho, Rabello & Barreto leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), 28-31.III.1957, Portugal *et al.* leg. (MZSP), 2 machos; idem (850m), Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem (850m), X.1977, Exp. DZUSP (MZSP), 1 macho; idem (850m), 22.IX.1949, Travassos, Travassos Filho & Rabello leg. (MZSP), 1 macho; idem, 04.I.1962, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 25.VI.1947, Travassos & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, X.1943, Travassos Filho leg. (DZUP), 2 machos; idem, XI.1941, Travassos Filho leg. (DZUP), 3 machos; idem, XI.1942, Travassos Filho leg. (DZUP), 3 machos; idem, XII.1941, Travassos Filho leg. (DZUP), 2 machos; São Paulo, Horto Florestal (23°32'52"S 46°38'10"W), 06.IX.1940, Travassos Filho & D'Amico leg. (MZSP), 1 macho; Serra de Santos, X.1932, Travassos leg. (MZSP), 1 macho; **Paraná:** Guaratuba (25°52'59"S 48°34'29"W, 600m), 5.VIII.1975, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem, Pontal de Itararé (800m), 08.II.1968, Mielke, Brown & Laroca leg. (DZUP), 1 fêmea; Morretes, Marumbi (23°42'23"S 51°38'21"W), V.1966, O. Mielke leg. (DZUP), 1 macho; Quatro Barras, Banhado (25°21'57"S 49°04'36"W), V. Becker leg., 25.III.1974 (NMNH), 2 machos; idem (800m), 27.II.1971, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem (800m), 31.I.1993, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea; **Santa Catarina:** Brusque (27°05'54"S 48°55'02"W), 20.I.1968, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Jaraguá (26°29'01"S 49°03'59"W), 05.VI.1935, Hoffmann leg. (MZSP), 1 macho; Joinville (26°18'16"S 48°50'43"W), III.1942, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; São Bento do Sul, Rio Vermelho (27°27'01"S 48°22'00"W), III.1956, coleção Dirings (MZSP), 1 macho; idem, III.1961, coleção Dirings (MZSP), 2 machos e 1 fêmea; Rio Vermelho, Anton Maller leg. (AMNH), 1 macho.

Etimologia. O epíteto específico refere-se aos pontos vermelho-escuros no abdome (em latim: *sanguis*, sangue; *punctum*, ponto).

Comentários. DRAUDT (1916) menciona esta espécie ocorrendo no Equador. Na ausência de qualquer evidência de que ela ocorra a oeste do estado de São Paulo, é possível afirmar que esta informação é errônea. *Rezia sanguipuncta* pode ser distinguida de *R. cardinale* por possuir duas máculas brancas no terço II, enquanto *R. cardinale* possui somente uma. Já a diferenciação de *R. sanguipuncta* e *R. erythrarchos* pode ser facilmente realizada pela coloração avermelhada, mais clara nesta espécie do que em *R. sanguipuncta*.

Rezia consors (Walker) **comb. nov.**

Figs. 62-64

Glaucoptis (Hyda) consors Walker, 1854: 183 (cat.). Holótipo ♂, BRASIL, ex-coleção H. W. Bates (BMNH) [fotografia examinada].

Laemocharis norma Herrich-Schäffer, 1854:80 (Fig. 251 b) (tax.). Holótipo ♀, BRASIL: RJ, Rio de Janeiro, "Rio" (ZMAS) [fotografia examinada]; Kirby, 1892: 134 (cat.). Sinonimizado por HAMPSON (1898).

Mallodeta consors; Kirby, 1892: 149 (cat.); Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Zikán & Zikán, 1967: 95 (lev. faun.); Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.); Ferro & Diniz, 2007a: 4 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 37 mm. Corpo predominantemente castanho, com vários pontos brancos, presentes em maior número nos machos do que nas fêmeas. Asas quase totalmente hialinas, as anteriores amareladas na região costal. Abdome com duas máculas alaranjadas (O-17-11°) no dorso do segmento IV.

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Região ventral da fronte com escamas castanhas e brancas; estas predominam nos machos e aquelas nas fêmeas. Artículos subterminais das antenas com escamas brancas no dorso. **Tórax.** Predominantemente castanho, com pequeno ponto de escamas brancas nas parapatégias. Mancha de escamas alaranjadas (O-17-11°) na porção anterior das tégulas. **Pernas.** Predominante castanhas. Face exterior das coxas e fêmures protorácicos dos machos quase inteiramente brancas. Coxas e fêmures anteriores castanhos nas fêmeas. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas, com escamas castanhas e alaranjadas (O-17-11°) nas margens costal e interna. Margens externa e ápice com escamas castanhas. **Asas posteriores.** Predominantemente hialinas, escamas castanhas recobrimdo

somente as veias e as margens alares. **Abdome.** Predominantemente castanho; pequenas máculas brancas nas laterais de todos os tergos, com exceção do VIII. O dorso dos tergos II a VIII também com máculas brancas. Tergo IV também com duas máculas alaranjadas dorso-laterais. Esternos II-VIII com máculas laterais brancas idênticas às dos tergos. **Genitália masculina.** Unco estreito e comprido. Tegume uniformemente estreito, com pequena projeção localizada acima do unco, orientada para a esquerda. Sem linhas de esclerotização longitudinais no tegume. Vínculo muito estreito, saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando o unco. *Cucullus* e *valvula* bem desenvolvidos, mas indistintos. Ambos densamente providos de cerdas. Juxta composta de duas partes esclerotizadas distintas, com pequenas cerdas na superfície dorsal. Edeago curto e ligeiramente curvo, ceco alongado. Vesica sem cornutos, com ampla região esclerotizada na região proximal. **Genitália feminina.** Lamela antevaginal ampla. Óstio amplo, margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro deslocado para a direita. Ducto da bolsa dorsal à lamela antevaginal, com paredes lisas, levemente esclerotizadas, e se dividindo em duas regiões, uma perfeitamente reconhecível como ducto, outra dilatada, muito semelhante ao corpo da bolsa. A parte dilatada se separando do corpo da bolsa por uma constricção corrugada e com espinhos internos. Corpo da bolsa inteiramente membranoso. Ducto seminal divergindo do ducto da bolsa próximo à lamela antevaginal. Apófises anteriores com menos da metade do comprimento das posteriores. Glândulas de feromônio dorsais não-bifurcadas.

Biologia. Desconhecida. Os registros indicam que ocorre o ano inteiro, sendo a ausência de espécimes no mês de fevereiro provavelmente decorrente de subamostragem.

Distribuição. Esta espécie é conhecida exclusivamente do sul e sudeste brasileiros, na Floresta Atlântica. Ocorre do Espírito Santo a Santa Catarina, aparentando não haver hiatos altitudinais.

Material examinado (42 ♂ e 13 ♀).

BRASIL: sem localidade, B. Neumögen leg. (NMNH), 1 macho; sem localidade, sem coletor, Coll. J. Boll (AMNH), 1 macho; **Espírito Santo:** sem localidade, Johnson leg. (NMNH), 1 macho; **Minas Gerais:** Serra do Caraça (20°04'29"S 43°24'27"W, 1380m), Kloss, Lenko, Martins & Silva leg., XI.1961 (MZSP), 1 fêmea; **Rio de Janeiro:** Angra dos Reis, X.1932, Travassos leg. (FIOCRUZ), 2 machos; idem, Fazenda Japubyba (23°00'25"S 44°19'05"W), Travassos Filho leg., 20.X.1945 (MZSP), 1 macho; Itatiaia, Maromba (22°29'46"S 44°33'47"W), Pearson col, 17.VIII.1952 (MZSP), 1 macho; Petrópolis (22°30'18"S 43°10'43"W), coleção A. R. Miranda (MZSP), 1 macho; idem, sem coletor, Dognin collection (NMNH); 1 fêmea; Rio de Janeiro, Corcovado (22°54'11"S 43°12'27"W), VII.1924 (DZUP), 1 macho; idem, III.1932, Travassos leg. (FIOCRUZ), 1 fêmea; idem, (Paineiras), III.1934, sem coletor (MZSP), 1 macho; Três Rios, (22°54'11"S 43°12'27"W), VIII.1960 (DZUP), 1 fêmea; **São Paulo:** sem localidade, sem coletor, Dognin collection (NMNH), 1 macho e 1 fêmea;

Araras (22°21'25"S 47°23'03"W), coleção Dirings, sem coletor (MZSP), 1 macho; Bertioga (23°51'17"S 46°08'18"W), 5.XI.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Cananéia, Ilha do Cardoso (25°08'54"S 48°00'50"W), Freitas leg. (ZUEC), 1 macho; Cantareira, Bairro São Paulo (23°32'52"S 46°38'09"W), coleção Dirings, sem coletor (MZSP), 2 fêmeas e 1 macho; Capão Bonito, Intervales (24°00'21"S 48°20'58"W, 900m), Freitas leg. (ZUEC), 1 macho; Cubatão, Serra Velha, km 48 (23°53'43"S 46°25'30"W), 04.IV.1965, Travassos Filho leg. (MZSP), 3 machos; Faxina (23°58'01"S 48°52'W), X.1923 (MZSP), 1 fêmea; Salesópolis, Estação Biológica de Boracéia (23°31'60"S 45°50'59"W), 13.IV.1942, Almeida & Travassos Filho leg. (MZSP), 1 macho; idem, (840m), 14-19.III.1958, Magalhães, Alves, Kuhlmann & Barroso leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, (850m), 20.III.1968, Travassos Filho & Lopes leg. (MZSP), 1 macho; idem, 18.III.1963, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 18.I.1969, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 09.I.1969, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 25.XII.1967, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 31.XII.1967, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 11.III.1963, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; idem, 06.XII.1961, J. Oliveira Santos (MZSP), 1 macho; idem, 25.III.1963, J. Oliveira Santos (MZSP), 1 macho; idem, 28-31.V.1957, Portugal, Pereira, Ameln, Hoitzmann, Barroso & Travassos Filho leg. (MZSP), 2 machos; idem, 08-11.III.1949, Travassos, Braz, Rabello & Bohermann leg. (MZSP), 2 machos; idem, 7-11.IV.1948, Travassos, Santos, Travassos Filho e Rabello leg. (MZSP), 1 macho; São Paulo (23°32'52"S 46°38'10"W), sem coletor (MZSP), 1 fêmea; idem, (MZSP), 1 macho; idem, Ipiranga, IV.1942, sem coletor (MZSP), 1 macho; Ubatuba (23°26'03"S 45°04'15"W) sem coletor, (ZUEC), 1 macho; **Paraná:** Curitiba, "Matto Grego", (25°25'41"S 49°16'23"W), 22.IV.1934, Claretiano leg. (MZSP), 1 fêmea; Piraquara (25°26'31"S 49°03'47"W) (DZUP), 1 macho; Ponta Grossa (25°05'42"S 50°09'43"W), V.1941, sem coletor (DZUP), 1 fêmea; Ponta Grossa, VI.1941 (DZUP), 1 macho; **Santa Catarina:** sem localidade, F. Johnson leg. (NMNH), 1 macho; Blumenau (26°36'39"S 49°00'29"W), W. M. Schaus collection, sem coletor (NMNH), 1 fêmea; Brusque (27°05'54"S 48°55'02"W), 5.I.1989, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Joinville, Annaburg (26°18'16"S 48°50'43"W), coleção Dirings (MZSP), 2 machos.

Etimologia. Do latim *consors*, que significa "do mesmo tipo, irmão". Trata-se de uma alusão à semelhança morfológica desta espécie com *R.sortita*.

Comentários. BUTLER (1876) afirma que esta espécie, juntamente com *R. consors*, provavelmente é originária do Pará. Isto parece ser um erro causado pelo fato de o espécime-tipo ter sido levado ao Museu Britânico na coleção de Henry Walter Bates (este naturalista passou a maior parte do tempo em que esteve no Brasil na região Amazônica, especialmente no Pará; mais detalhes em BATES, 1979), visto que em nenhuma coleção visitada foram encontrados exemplares coletados ao norte de Minas Gerais. KIRBY (1892) erroneamente sinonimizou *Laemocharis norma* sob *Erruca deyrolii* Walker. *L. norma* é, na verdade, sinônimo subjetivo júnior de *Rezia sortita* (ver adiante). Este equívoco

provavelmente foi causado pela Fig. original de *L. norma*, que mostra um abdome com máculas alaranjadas no terço IV, características de *Rezia consors*, acima de um exemplar que parece ser de *Rezia sortita*. Ambos constam como “Fig. 251”. Embora esta ilustração de fato esteja confusa, a determinação de *L. norma* como sinônimo júnior de *R. consors* não está em dúvida devido à consulta às fotografias do holótipo de ambas.

Rezia sortita (Walker) **comb. nov.**

Figs. 65-67

Glaucopis (Hyda) sortita Walker, 1854: 184 (cat.). Holótipo ♂, BRASIL, ex-coleção H. W. Bates (BMNH) [fotografia examinada].

Glaucopis (Erruca) deyrolii Walker, 1854: 165 (cat.) (“*Gymnelia deyrolii*, MSS”). Holótipo ♀, BRASIL: Rio Grande, Coleção M. Becker (BMNH) [fotografia examinada]. **Sinônimo novo.**

Laemocharis deyrollei Herrich-Schäffer, 1854: 80 (Figs. 247 e 251a) (tax.). Holótipo ♀, BRASIL, “Rio” (Beske) (ZMAS) [fotografia examinada]. Sinonimizado por HAMPSON (1898).

Laemocharis aecyra, Herrich-Schäffer, 1854: 80 (Fig. 250) (tax.). Holótipo ♂, “Rio” (ZMAS) [fotografia examinada]; Walker, 1856: 1609. Sinonimizado por BUTLER (1876).

Laemocharis deyrollei (Herrich-Schäffer); Walker, 1856: 1609 (cat.).

Erruca deyrolii [sic]; Butler, 1876: 379 (tax.); Butler, 1877: 28 (pl. XII, Fig. 6) (checkl.); Kirby, 1892: 134 (cat.).

Mallodeta aecyra; Butler, 1877: 36 (pl. XIII, Fig. 6) (checkl.) (Amazônia, Bates) (erro).

Mallodeta sortita; Kirby, 1892: 149 (cat.); Hampson, 1898: 194 (cat.); Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Marinoni & Dutra, 1996: 439 (lev. faun.).

Cosmosoma deyrolii [sic]; Hampson, 1898: 238 (cat.).

Cosmosoma deyrollei; Draudt, 1916: 58 (cat.); Hoffmann, 1936: 437 (lev. faun.); Teston & Corseuil, 2003: 86 (lev. faun.).

Cosmosoma deyrolii; Schrottky, 1909: 126 (tax.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 38 mm. Corpo predominantemente castanho, mas com vários pontos brancos na cabeça, tórax e abdome. Asas quase completamente hialinas, as anteriores amareladas na região costal. Abdome quase inteiramente castanho.

Descrição. ♂ e ♀

Cabeça. Fronte inteiramente branca nos machos e castanha nas fêmeas. Vértice com algumas escamas brancas. Antenas castanhas com artículos subapicais brancos. **Tórax.** Predominantemente castanho; com pequeno ponto de escamas brancas nas parapatégias e nas axilas das asas. **Pernas.** Face exterior das coxas protorácicas dos machos predominantemente branca. Coxas protorácicas das fêmeas castanhas. Tímbalos pouco desenvolvidos. **Asas anteriores.** Predominantemente hialinas, com escamas castanhas e alaranjadas (O-17-11°) nas margens costal e interna. Ápice geralmente escamado somente na margem. **Abdome.** Predominantemente castanho; máculas brancas nas laterais dos tergos II a IV, do dorso dos tergos IV a VI, e nas laterais dos esternos III e IV, às vezes também no V. Tufos de escamas ausentes, ou presentes nas laterais dos segmentos V-VIII ou IV-VIII. **Genitália masculina.** Unco estreito, ápice pontiagudo. Tegume consideravelmente mais estreito no dorso que nas laterais, e mais largo que o vínculo. Tegume com linhas de esclerotização longitudinais separadas. Saco não desenvolvido. Valvas ultrapassando ligeiramente o unco. *Cucullus* e *valvula* bem desenvolvidos e distintos, densamente providos de cerdas. Juxta composta de duas partes distintas. Edeago curvo, ceco curto e arredondado. Vesica bilobada com grandes cornutos na região proximal e no lobo ventral, de formato estreito e comprido. Pequenos cornutos presentes em grande parte do ramo largo e curto. **Genitália feminina.** Lamela antevaginal ampla. Óstio amplo, com margens coincidentes com a largura da lamela antevaginal. Antro centralizado. Ducto da bolsa surgindo no plano da lamela antevaginal. Porção proximal do ducto da bolsa com paredes levemente esclerotizadas e com corrugações internas. Porção distal, dilatada, apresenta paredes membranosas. Corpo da bolsa com pequenos signos na porção próxima ao ducto da bolsa e membranoso nas demais regiões. Corpo da bolsa com ducto tubular interno, esclerotizado, desembocando no ducto seminal. Ducto seminal divergindo na metade do comprimento do ducto da bolsa. Glândulas de feromônio dorsais não-bifurcadas. Apófises anteriores muitas vezes menores que as posteriores.

Biologia. Desconhecida. Adultos já foram capturados à luz do dia e em armadilhas luminosas. Dados de coleção permitem deduzir que ocorre ao longo de todo o ano, apesar de nenhum espécime ter sido coletado nos meses de maio e junho, o que provavelmente se deve a amostragem insuficiente nestes meses.

Distribuição. Também com ampla distribuição pelo sul do continente sul-americano, esta espécie sabidamente ocorre da Bahia a Santa Catarina. Aparentemente não apresenta hiatos altitudinais ao longo de sua ocorrência.

Material examinado (36 ♂ e 11 ♀).

BRASIL: Bahia: Camacã (15°23'60"S 39°30'00"W, 600m), 15.XI.1995, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Ihéus (14°47'21"S 39°02'57"W), XI.1935, sem coletor, (DZUP), 1 fêmea; **Espírito Santo:** Santa Teresa (19°56'09"S 40°36"W), II.1970, sem coletor (DZUP), 1 macho;

Minas Gerais: W. M. Schaus collection, sem coletor (NMNH), 1 fêmea; **Rio de Janeiro:** Angra dos Reis, Fazenda Japuhya (23°00'25"S 44°19'05"W), 15.X.1945 (de dia), Travassos Filho leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, VII.1984, Travassos e Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 08.X.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 10-15.IX.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 14.XI.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 15.XI.1946, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 20.XI.1945, Travassos Filho leg. (MZSP), 1 fêmea; idem, 20-25.X.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 22.III.1951, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 29.VIII.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, 30.VII.1945, Travassos Filho leg., (MZSP), 1 macho; idem, Jussaral, Travassos, Lopes & Lent leg. (MZSP), 1 macho; idem, 17.X.1936, Travassos & Lopes leg. (MZSP), 1 macho; Cachoeiras de Macacu (22°27'45"S 42°39'11"W, 600m), 13.X.1985, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; Petrópolis (22°30'18"S 43°10'43"W), Independência, IX.1932, Travassos leg. (FIOCRUZ), 2 machos; Rio de Janeiro (22°54'11"S 43°12'27"W), Coleção Breyer, sem coletor (MZSP), 1 fêmea; idem, Corcovado, XII.1933, Travassos leg. (FIOCRUZ), 1 macho; idem, Gávea, Estrada D. Costureira, ano de 1937, Oiticica leg. (DZUP), 1 macho; Rio de Janeiro, Serra da Tijuca, XII.1953. sem coletor, (DZUP), 1 macho; **São Paulo:** Juquiá, Fazenda Poço Grande (24°19'15"S 47°38'05"W), 1-5.X.1940, C. D. Z. leg. (MZSP), 7 machos; Juquiá, Fazenda Poço Grande, 1-5.X.1940, C. D. Z. leg. (MZSP), 3 fêmeas; Juquiá, Fonte Tapir, 400 m, 3.IX.1940, Travassos e Travassos Filho leg. (MZSP), 5 machos; Miracatu (24°16'54"S 47°27'34"W), 43km N, X.2005 (DZUP), 1 macho; Salesópolis, Estação Biológica de Boracéia (850 m) (23°31'60"S 45°50'59"W), 14.I.1963, J. Oliveira Santos leg. (MZSP), 1 macho; Ubatuba (23°26'03"S 45°04'15"W), Pohl det. (MZSP), 1 macho; idem, Coleção Dirings (MZSP), 1 macho; **Paraná:** Alexandra (25°34'01"S 48°37'W), 17.IV.1968, Olaf Mielke leg. (DZUP), 1 fêmea; Guaratuba (25°52'59"S 48°34'29"W), XII.1951 (DZUP), 1 fêmea; **Santa Catarina:** Brusque (27°05'54"S 48°55'02"W, 100m), 20.I.1968, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; idem, 5.I.1989, V. O. Becker leg. (VOB), 1 fêmea.

Etimologia. A palavra latina *sortis* pode significar 'sorte, destino' ou 'da mesma sorte de'. Neste caso, provavelmente se trata de uma alusão à similaridade desta espécie com *R. consors*. A distinção entre *R. sortita* e *R. consors* é facilmente reconhecida pelas máculas alaranjadas presentes no dorso do terço abdominal III desta, ausentes naquela.

Comentários. Ver comentários em *R. consors*.

5.3.3. Chave de identificação para as espécies de *Rezia* (machos e fêmeas)

1. Asas anteriores e posteriores com escamas avermelhadas, inclusive no ápice e na margem externa das quatro asas *Rezia cruenta*

- 1'. Asas anteriores e posteriores com ou sem escamas coloridas na margem interna, mas sem tais escamas na margem externa das asas anteriores 2
- 2 (1'). Margem posterior do alvéolo antenal com escamas castanhas ou castanhas e brancas alternadas; membranas das asas anteriores amareladas na margem costal; veias costal e radiais recobertas por escamas alaranjadas; barra pós-discal ausente; célula costal escamada somente na porção distal 3
- 2'. Margem posterior do alvéolo antenal com escamas brancas; membranas das asas anteriores transparente; veias costal e R recobertas exclusivamente por escamas castanhas; barra pós-discal desenvolvida; célula costal escamada nas porções proximal e distal, com uma área hialina entre elas 4
- 3 (2). Fronte dos machos e das fêmeas com escamas castanhas e brancas; tergo abdominal IV com máculas alaranjadas *Rezia consors*
- 3' (2'). Fronte dos machos inteiramente branca, das fêmeas, castanha; tergo abdominal IV inteiramente castanho *Rezia sortita*
- 4 (2'). Asas anteriores com escamas coloridas somente na região proximal; segundo tergo abdominal com uma mancha de escamas brancas no dorso; bolsa copuladora simples, sem qualquer tipo de ornamentação *Rezia cardinale*
- 4'. Asas anteriores completamente castanhas ou com escamas coloridas na região proximal; segundo tergo abdominal completamente castanho ou com duas máculas de escamas brancas no dorso; bolsa copuladora com ornamentação composta de pequenos tubérculos arredondados 5
- 5 (4'). Asas anteriores e posteriores avermelhadas na margem interna ou inteiramente castanhas; tergo abdominal II com duas máculas brancas dorsais; tergo abdominal IV com duas máculas de escamas avermelhadas; tergo abdominal V inteiramente castanho 6
- 5'. Asas anteriores e posteriores com escamas alaranjadas na base; tergo abdominal II inteiramente castanho; tergos abdominais IV e V com duas máculas de escamas alaranjadas cada um *Rezia hanga*
- 6 (5'). Asas anteriores e posteriores com escamas castanhas; tégulas, bulas abdominais e dorso do tergo abdominal IV com escamas vermelho-escuras *Rezia sanguipuncta*
- 6'. Asas anteriores e posteriores com escamas castanhas e avermelhadas; tégulas, bulas abdominais e dorso do tergo abdominal IV com escamas vermelho-claras *Rezia erythrarchos*

5.3.4. Redescrições e catálogo das espécies de *Antilleana*

Antilleana gen. nov.

Espécie-tipo: *Zygaena capistrata* Fabricius, 1775, designação presente.

Diagnose: Envergadura alar de aproximadamente 30-40 mm. Com escamas azuis iridescentes em várias regiões do corpo, especialmente nas asas. Abdome castanho e vermelho, ou predominantemente vermelho. Dimorfismo sexual ausente ou presente.

Descrição: ♂ e ♀

Cabeça. Espirotromba escura. Fronte e vértice predominantemente castanhos. Palpos labiais com dois ou três palpômeros. Porção anterior do escapo antenal com algumas escamas brancas no fundo castanho. Ápice das antenas de coloração clara, contrastando com as escamas castanhas predominantes. Margem posterior do alvéolo antenal com escamas azuis iridescentes. **Tórax.** Predominantemente castanho. **Pernas.** Coxas predominantemente castanhas. Trocânteres e tíbias com escamas brancas. **Asas anteriores.** Recobertas por escamas iridescentes esparsas na área que apresenta escamas castanhas, tanto na face dorsal quanto na ventral. Região apical das asas anteriores com mais escamas do que as margens adjacentes. Linha de escamas na região da veia CuP ausente ou incompleta. Fêmeas às vezes com área escamada abaixo da barra pós-discal. **Asas posteriores.** Com escamas amarelo-claras na região basal da célula costal. **Abdome.** Bulas timpânicas com pelo menos algumas escamas avermelhadas. Região dorsal dos tergos castanha, laterais castanhas ou avermelhadas. Esterno II pouco maior que os demais. Tufo de escamas avermelhadas no último segmento abdominal. **Genitália masculina.** Base do unco assimétrica, consideravelmente mais volumosa que a porção distal. Tegume mais largo que o vínculo; projeções laterais que se articulam com o tegume e as valvas. Projeção esquerda com cerdas muito esclerotizadas na região distal. Projeção direita maior que a esquerda, com poucas cerdas. Vínculo muito estreito, saco não desenvolvido. Edeago com paredes lisas, porção distal curvada para cima. Vesica curta, com cornutos pequenos. **Genitália feminina.** Lamela antevaginal bem desenvolvida e levemente assimétrica, portando um pequeno esclerito na lateral direita. Pleura direita do segmento VIII esclerotizada, a esquerda membranosa. Lamela pós-vaginal com corrugações, deslocada para a direita. Ducto da bolsa estreito na porção proximal, e mais largo na porção distal. Ducto seminal divergindo próximo ao antro. Pequena esclerotização na bifurcação dos dois ductos. Bolsa copuladora quase inteiramente recoberta por signos, e com invaginações longitudinais nas laterais, densamente esclerotizadas.

Distribuição: O gênero se restringe a algumas ilhas do Caribe. Há espécimes da Jamaica, Hispaniola (República Dominicana e Haiti), Cuba e das Ilhas Virgens Americanas.

Biologia: A biologia das espécies deste gênero é pouco conhecida, com exceção de *A. capistrata* **comb. nov.** A única informação comum às três espécies, inferida a partir de dados obtidos de etiquetas, é a de que é possível capturá-las tanto de dia quanto à noite, o que sugere uma atividade ampla de voo para estas mariposas.

Etimologia: *Antilleana* é um nome feminino apomórfico do grupo de ilhas no qual o gênero ocorre, as Antilhas.

Antilleana capistrata (Fabricius), **comb. nov.**

Figs. 68-70

Zygaena capistrata Fabricius, 1775: 554 (tax.); Holótipo, "*Americae Parthenio histerophero*" [não examinado] (perdido); Fabricius, 1793: 402.

Laemocharis selecta Herrich-Schäffer, 1854: 73 (tax.). Localidade-tipo: BRASIL (erro). Lectótipo (ZMAS) [fotografia examinada]. Sinonimizado por Kirby, 1892: 123.

Glaucopis capistrata; Walker, 1854: 199 (cat.).

Eurata selecta; Walker, 1856: 1615 (cat.).

Glaucopis thomae Lucas, 1857: 660 (tax.). Localidade-tipo: St. Thomas. Tipo perdido. Sinonimizado por HAMPSON (1914).

Glaucopis eximia Herrich-Schäffer, 1866: 115 (tax.). Localidade-tipo desconhecida. Tipo perdido. Sinonimizado por FORBES (1930).

Glaucopis selecta; Dewitz, 1877: 92 (tax.); Gundlach, 1881: 155 (lev. faun.).

Syntomeida capistrata; Kirby, 1892: 123 (cat.); Butler, 1876: 366 (tax.).

Phoenicoprocta capistrata; Hampson, 1898: 125 (cat.); Forbes, 1930: 20 (lev. faun.); Fleming, 1957: 112 e 113 (lev. faun.); Águila, 2004: 158 (lev. faun.).

Phoenicoprocta eximia; Hampson, 1898: 199 (cat.); Zerny, 1912: 59 (cat.); Draudt, 1916: 58 (cat.).

Phoenicoprocta cubana Druce 1899: 228 (tax.). Localidade-tipo: Cuba, San Cristobal (Mus. Druce). Holótipo ♂ (BMNH) [fotografia examinada]; Draudt, 1916: 58 (cat.). Sinonimizado por HAMPSON (1898).

Autochloris capistrata; Zerny, 1912: 55 (cat.); Draudt, 1916: 50 (cat.).

Bombiliodes capistrata; Hampson, 1914: 180 (cat.).

Bombiliodes capistrana [sic]; Wolcott, 1923: 156 (lev. faun.).

Mallodeta cubana Gaede, 1926: 120 (tax.). Holótipo ♂, CUBA (ZMHB) [fotografia examinada]. **sinônimo novo.**

Phoenicoprocta capistrana [sic]; Wolcott, 1948: 574 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar varia de 29 a 33 mm, tendo o macho uma envergadura intermediária entre os fenótipos maiores e menor das fêmeas. Patágias e tégulas alaranjadas (O-16-11°). Abdome predominantemente vermelho (SSO-11-12°), também com escamas castanhas no dorso.

Descrição: ♂

Cabeça. Fronte predominantemente castanha, com escamas azuis esparsas. Região acima do labro com algumas escamas brancas. Vértice castanho com faixas longitudinais azuis iridescentes. Ocelos escuros. Região occipital castanha com faixa transversal de escamas azuis. Escamas azuis também nas áreas paraoculares posteriores e em um pequeno ponto atrás dos olhos compostos, ao lado dos ocelos. Palpos labiais com dois palpômeros, o segundo predominantemente vermelho (SSO-11-12°), o outro branco e castanho, com poucas escamas iridescentes. **Tórax.** Patágias alaranjadas (O-16-11°), com algumas escamas vermelhas (SSO-11-12°), azuis e castanhas. Tégulas predominantemente alaranjadas (O-16-11°), com porção anterior castanha com algumas escamas azuis. Meso e metatórax castanhos com escamas azuis esparsas. **Pernas.** Face externa das coxas anteriores branca. Faces laterais castanhas e azuis. Fêmures de todas as pernas brancos, vermelhos (SSO-11-12°) e castanhos. Tíbias e primeiros tarsômeros vermelhos (SSO-11-12°). Últimos tarsômeros castanhos. Subcoxas e pleura vermelhas (SSO-11-12°). **Asas anteriores.** Mancha arredondada de escamas castanhas no meio da célula CuP-1A+2A. Linha de escamas na região da veia CuP incompleta, ausente na porção proximal. Barra pós-discal retangular e com escamas castanhas e azuis. **Asas posteriores.** Célula costal com escamas amareladas na parte basal. Veias 1+2A e 3A recobertas por escamas vermelhas (SSO-11-12°). Face ventral com escamas azuis esparsas na área escamada. **Abdome.** Bulas timpânicas vermelhas, assim como as laterais de todos os tergos. Tergos V a VIII com faixa vermelha (SSO-11-12°) na porção anterior. Todos os tergos com faixa transversal azul na região posterior. Esternos IV a VIII castanhos no centro, sendo o II aumentado. Esternos II a IV com escamas vermelhas (SSO-11-12°) na porção posterior. Demais esternos vermelhos (SSO-11-12°), incluindo o tufo de escamas do esterno VIII. **Genitália.** Unco estreito, ápice arredondado, levemente assimétrico na região proximal. Tegume consideravelmente mais largo que o vínculo, muito estreito e ligeiramente recurvado em direção à região anterior. Valvas curtas, região distal pouco desenvolvida. Projeções conectadas ao tegume e às valvas, a esquerda consideravelmente menor que a direita. Aquela com espinhos grandes e intensamente esclerotizados em sua porção distal, esta recobrimdo completamente o unco em vista dorsal, com espinhos pequenos somente em sua região interna. Juxta composta por duas partes esclerotizadas, de formato comprido e estreito. Edeago bruscamente curvo na porção distal, com paredes lisas e sem ornamentações. Ceco comprido. Vesica pequena, com cornutos diminutos.

Descrição: ♀

Há três fenótipos femininos nesta espécie, diferindo dos machos em tamanho – as formas *reducta* Draudt, 1916 e *eximia* Herrich-Schäffer, 1854 são maiores que o macho, enquanto a forma *portoricensis* Draudt, 1916 é ligeiramente menor que o macho – e pelos seguintes caracteres:

Cabeça. Palpos labiais predominantemente castanhos, o primeiro palpômero com escamas brancas na face ventral. **Tórax.** Patágias predominantemente alaranjadas (O-16-

11°), com margens castanhas. Tégulas sem iridescência alguma. *Pernas*. Subcoxas anteriores com escamas brancas esparsas. Subcoxas medianas e posteriores castanhas e azuis, como nas coxas anteriores. Coxas medianas e posteriores brancas. Demais artículos das pernas castanhos. Pleura castanha e azul. *Asas anteriores*. O fenótipo *portoricensis* tem as asas como o macho. As formas *reducta* e *eximia* apresentam duas faixas de escamas castanhas abaixo e acima da barra pós-discal. *Asas posteriores*. Pequena 'barra pós-discal' nas asas. anteriores em *eximia* e *reducta*. **Abdome**. Bulas timpânicas predominantemente vermelho-claras (SSO-14-12°), com escamas castanhas e azuis esparsas e longas escamas brancas laterais. Tergos castanhos no centro, com escamas esparsas vermelho-claras (SSO-14-12°) e azuis nas laterais. Esterno II castanho e azul, os demais, com exceção do VIII, vermelho-claros (SSO-14-12°) com pequenos pontos brancos latero-posteriores. Último esterno completamente vermelho-claro (SSO-14-12°). **Genitália**. Ducto da bolsa membranoso, mais estreito próximo ao óstio, onde se encontra uma esclerotização pontual. Lamela antevaginal assimétrica, setosa em sua face interna. Ducto seminal membranoso, surgindo próximo ao antro. Bolsa copuladora densamente recoberta por signos em toda a sua superfície, menos nas laterais, que possuem invaginações longitudinais recobertas por faixas transversais esclerotizadas. Apófises anteriores e posteriores muito finas, as primeiras com cerca de metade do comprimento das segundas. Papilas anais bilobadas na região dorsal. Lamela pós-vaginal simétrica com muitas corrugações.

Distribuição: Foram examinados exemplares de Hispaniola, Cuba e Porto Rico. RODRIGUEZ-LOECHES & BARRO (2008) também reportam esta espécie para o Brasil e para as ilhas caribenhas de St. Thomas e St. Croix. Embora seja provável que *A. capistrata* ocorra nestas últimas, a citação de sua ocorrência no Brasil é errônea. Esta informação é provavelmente derivada de um equívoco cometido por Fabricius ou por quem o enviou o espécime tipo de *A. capistrata* – *Americae Meridionalis* era o que hoje denominamos o continente sul-americano, em contraposição a *Americae Meridionalis insulis*, o atual Caribe.

Biologia: FABRICIUS (1775) provavelmente quis dizer que a larva desta espécie alimenta-se da planta *Parthenium hysterophorus* Linnaeus (Asteraceae), e é a mesma planta que ele cita na descrição de *A. parthenii* **comb. nov.**

O primeiro trabalho sobre a biologia de *A. capistrata* **comb. nov.** é o de RODRIGUEZ-LOECHES & BARRO (2008). Os autores criaram diversas larvas encontradas em folhas de *Serjania diversifolia*, planta da família Sapindaceae. As larvas eclodiram, em laboratório, após 6 dias de incubação. As de primeiro instar se alimentaram somente da epiderme das folhas, enquanto as maiores evitavam somente as nervuras. Após pouco mais de um mês e uma média de 6 a 7 ínstar, teve início a pupação, que durou cerca de 15 dias. A eclosão dos adultos ocorreu sempre no período vespertino. Fêmeas foram observadas ovipositando uma única vez em cada folha ou em grupos de até 30 ovos depois de uma longa cópula ocorrida ao pôr-do-sol. Observou-se que a forma *eximia* é menos comum do que as demais,

sendo as fêmeas descendentes das formas *reducta* ou *portoricensis* todas alaranjadas, e as de *eximia* 50% alaranjadas, 50% azuis metálicas (RODRIGUEZ-LOECHES & BARRO, 2008). Embora a prole obtida no estudo supracitado tenha sido pequena, há indícios de que o polimorfismo desta espécie é definido por componente genético dominante. Para mais detalhes sobre a biologia desta espécie, consultar RODRIGUEZ-LOECHES & BARRO (2008).

Material examinado (1♂ e 3♀):

CUBA: *Pinar del Rio*: Sierra Rosario, (22°31'60"N 83°31'00"W, 400m), 5-15.VI.1990, V. O. Becker leg. (VOB), 1 macho; **HAITI:** *Département de l'Ouest*: Petionville, (18°30'45"N 72°17'7"W), 23.II.1952, B. Heineman leg., (AMNH), 1 fêmea; **PORTO RICO**: Maricao, (18°10'58"N 66°58'49"W, 770m), 12.VIII.1987, V. O. Becker leg. (VOB), 2 fêmeas.

Etimologia. *Capistrum*, palavra latina, tem o sentido de mordaca ou cabresto.

Comentários. ZIMSEN (1964: 13-14) dá o tipo de *Zygaena capistrata* Fabricius como perdido. Os tipos de *Glaucopis thomae* e *G. eximia* não foram encontrados nos museus nos quais supostamente deveriam estar, MNHN e ZMHB, respectivamente. Segundo BECKER (2002), não há nenhum exemplar de *G. eximia* no Instituto de Ecologia y Sistemática (IES) de Havana que possa ser considerado pertencente à série típica, de modo que também consideramos o tipo desta espécie como perdido.

FLEMING (1957) notou um possível problema taxonômico para *A. capistrata* devido à sinonimização de *Glaucopis thomae* Lucas, *Laemocharis selecta* Herrich-Schäffer e *Phoenicoprocta cubana* Druce sob *Zygaena capistrata* Fabricius. Ele notou que *L. selecta* e *Z. capistrata* foram supostamente descritas do Brasil, o que não está de acordo com as localidades-tipo das demais espécies supracitadas, as Antilhas. Ele, então, sugeriu que elas pudessem ser, na verdade, fêmeas de *Phoenicoprocta vacillans* – espécie que ocorre no país e sabidamente apresenta complexo dimorfismo sexual, com vários fenótipos femininos – enquanto sugeriu ainda que *Glaucopis eximia* Herrich-Schäffer fosse a verdadeira fêmea da espécie caribenha. O exame de fotografias dos tipos de *L. selecta*, e *P. cubana*, da ilustração original de *G. eximia* e a consulta às descrições originais de *G. thomae* e *Z. capistrata* revelaram que as sugestões de FLEMING, neste caso, são incorretas.

Antilleana parthenii (Fabricius), **comb. nov.**

Figs. 71-73

Zygaena parthenii Fabricius, 1793: 402 (tax.). Síntipo ♂, "Americae Meridionalis" [erro] (ZMUC) [fotografia examinada]

Glaucopis (Poecilosoma) multicincta Walker, 1854: 163 (cat.). Holótipo macho (a etiqueta diz fêmea; [erro]) (Cummins' collection), REPÚBLICA DOMINICANA, Santo Domingo. (BMNH) [fotografia examinada]. Sinonimizado por HAMPSON (1898).

Poecilosoma multicincta; Walker, 1856: 1606 (cat.); Möschler, 1890: 113 (checkl.); Gundlach, 1881: 154 (lev. faun.).

Marissa multicincta; Butler, 1876: 395 (tax).

Glaucopis multicincta; Dewitz, 1877: 92 (checkl.).

Cosmosoma parthenii; Kirby, 1892: 142 (cat.).

Eunomia multicincta; Kirby, 1892: 146 (cat.).

Mallodeta parthenii; Zerny, 1912: 59 (cat.); Hampson, 1914: 195 (cat.); Draudt, 1916: 57 (cat.); Wolcott, 1923: 156 (lev. faun.).

Phoenicoprocta parthenii; Forbes, 1930: 20 (lev. faun.); Forbes, 1931: 341 (lev. faun.); Fleming, 1957: 112 (lev. faun.).

Mollodeta [sic] *partheni*; Beatty, 1944: 158 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 29 mm. Corpo castanho com escamas azuis iridescentes e brancas esparsas. Patágias, tégulas e dorso do segmento abdominal I com escamas vermelhas (S-9-12º). Pernas predominantemente brancas. Restante do dorso abdominal castanho com listras brancas bordeando a margem superiorl. Ventre abdominal branco e vermelho (S-9-12º).

Descrição: ♂ (♀ desconhecida)

Cabeça. Fronte predominantemente castanha, com escamas brancas em torno dos olhos, acima do labro e próximo ao vértice. Área paraocular recoberta de escamas brancas e azuis na porção posterior. Vértice castanho, com poucas escamas brancas e azuis. Região posterior ao alvéolo antenal com escamas brancas. Ocelos escuros. Palpos labiais com três palpômeros, todos castanhos dorsalmente e brancos ventralmente. Ápice das antenas branco, o restante castanho. **Tórax.** Predominantemente castanho, com escamas azuis e brancas esparsas, com exceção das laterais do metatórax, inteiramente brancas. Patágias castanhas com margens brancas e região mediana vermelha (S-9-12º). Tégulas com faixa vermelha em toda sua extensão. Região ventral castanha com poucas escamas brancas e azuis. **Pernas.** Face externa das coxas anteriores brancas, faces internas azuis. Tíbias e fêmures com faixas longitudinais brancas. Tarsômeros castanho-claros. **Asas anteriores.** Região proximal recoberta por escamas azuis, na face dorsal, bem como na ventral. Barra pós-discal retangular, castanha com escamas azuis esparsas. Ápice consideravelmente mais escamado que as margens adjacentes. Veia CuP completamente ausente. **Asas posteriores.** Região proximal da face ventral com escamas azuis iridescentes. **Abdome.** Bulas timpânicas com esparsas escamas azuis e vermelhas (S-9-12º) sob fundo castanho, e longas escamas brancas laterais. Tergos abdominais predominantemente castanhos, com algumas escamas azuis no centro, vermelhas (S-9-12º) nas laterais e brancas nas margens posteriores.

Extensão do vermelho variável, podendo ou não estar presente nas laterais dos tergos III a VI. Esterno II pouco maior que os demais, e completamente branco. Escamas brancas também nas laterais dos esternos III-VI, que podem ser predominantemente vermelhos ou predominantemente brancos (S-9-12°). Margens laterais dos esternos castanhas, com exceção dos esternos II e VIII predominantemente vermelhos (S-9-12°). **Genitália masculina.** Região proximal do unco muito desenvolvida e assimétrica, com região basal mais alta do lado direito em vista posterior. Região distal do unco arredondada e quase perpendicular ao eixo ântero-posterior. Vínculo muito estreito. Saco não desenvolvido. Tegume com uma reentrância mediana em vista dorsal. Valvas subretangulares, não alcançando o unco. Projeção esquerda com cerdas fortemente esclerotizadas na região distal. Projeção direita maior que a esquerda, e lisa. Juxta com espinhos na porção dorsal. Edeago curvado para cima na porção distal, com ou sem pequenos espinhos. Ceco recurvado ventralmente. Vesica muito curta, com pequenos cornutos.

Distribuição: Exemplares desta espécie são conhecidos das Grandes Antilhas, com exceção da Jamaica, e nas Ilhas Virgens Americanas.

Biologia: FABRICIUS (1793) utiliza a seguinte frase na descrição da espécie: "*Habitat in Americae Meridionalis Parthenio hystero-phero Dr. Pflug*". "*Parthenio hystero-phero*" é provavelmente uma grafia incorreta ou alternativa, na época, de *Parthenium hystero-phorus* Linnaeus (Asteraceae), provavelmente a planta na qual o Dr. Pflug encontrou larvas desta espécie. O outro registro existente para a planta-alimento de *A. parthenii* é de GUNDLACH (1891 *apud* WOLCOTT, 1923), que notou larvas alimentando-se em uma Convolvulaceae.

Quanto à distribuição ao longo do ano, embora os dados de coleção reunidos não cubram todos os meses, é possível que a espécie seja de fato perene, pois há registros de ocorrência esparsos ao longo do ano. Segundo dados obtidos em etiquetas, esta espécie já foi coletada tanto à luz do dia, quanto em armadilhas luminosas.

Material examinado (62 ♂):

CUBA: sem localidade, Felder collection (NMNH), 1 macho; **HAITI: *Departement de l'Ouest*** Port-au-Prince (18°32'21"N 72°20'06"W), 15.IV.1922 (AMNH), 2 machos; Petionville (18°30'45"N 72°17'7"W), 4.II.1951, Bernard Heineman leg. (AMNH), 2 machos; **REPÚBLICA DOMINICANA:** El Valle (18°46'60"N 71°42'0"W), V.1916 (AMNH), 1 macho; ***Província de La Vega***: Convento, (18°52'00"N 70°40'60"W), 6-13.VI.1969, Flint & Gomez leg. (NMNH), 3 machos; Jarabacoa, (19°07'00"N 70°37'60"W), 250m, 28.V.1973, Don & Mignon Davis leg. (NMNH), 2 machos; San Lorenzo (19°19'0"N 70°31'60"W), IV.1915 (AMNH), 5 machos; ***Distrito Nacional***: San Domingo, (18°29'00"N 69°55'00"W), II-III.1914, E.G. Smyth leg. (NMNH), 1 macho; ***Província de Barahona***: Barahona, (18°11'60"N 71°05'60"W), 26.XI.1973, Martorel, Medina e D'Ovalle leg. (NMNH), 1 macho; ***Província de Dajabón***: Loma de Cabrera (19°25'60"N 71°37'60"W), 400m, 20-22.V.1973, Don & Mignon Davis leg.

(NMNH), 1 macho; Sanchez (19°37'60"N 71°43'60"W), VII.1915 (AMNH), 2 machos. **PORTO RICO**: Coamo Springs (18°4'55"N 66°21'30"W), 17-19.VII.1914 (AMNH), 2 machos; Rio Piedras (18°23'58"N 66°3'1"W), 15.II.1912, T. H. Jones leg. (NMNH), 1 macho; Aguadilla, (18°25'46"N 67°9'16"W), I.1899, August Busck leg. (NMNH), 1 macho; Sta. Rita, (18°24'16"N 66°3'24"W), 8.VIII.1913, E.G. Smyth leg. (NMNH), 1 macho; Bayamon, (18°24'2"N 66°9'22"W), 14.I.1933, Anderson & Lesesne leg. (NMNH), 1 macho. **ILHAS VIRGENS AMERICANAS**: St. Croix, Orange Grove (17°44'21"N 64°51'9"W), 6-16.VII.1967, E. L. Todd leg. (NMNH), 35 machos.

Etimologia. O epíteto específico é uma menção à provável planta-alimento desta espécie.

Antilleana jamaicensis (Schaus), **comb. nov.**

Figs. 74-76

Bombiliodes jamaicensis Schaus, 1901: 40 (tax.). Holótipo ♀, JAMAICA, Runaway Bay, Walsingham (USNM) [examinado]

Autochloris jamaicensis; Zerny, 1912: 56 (cat.); Draudt 1916: 50 (cat.).

Phoenicoprocta jamaicensis; Hampson 1914: 124 (cat.); Fleming, 1957: 114 (lev. faun.).

Diagnose. Envergadura alar de aproximadamente 39 mm. Cabeça e tórax castanho-escuros. Ápice das antenas amarelado. Escamas esparsas na área hialina das asas anteriores. Barra pós-discal arredondada. Pernas castanhas. Abdome quase completamente róseo (SSO-17-9°); com o dorso castanho.

Descrição: ♂ e ♀.

Cabeça. Fronte e vértice castanhos, este com escamas brancas e azuis iridescentes esparsas. Região occipital margeada por escamas brancas. Ocelos claros muito próximos dos olhos. Palpos labiais com dois palpômeros, ambos castanhos com algumas escamas azuis. Cinco primeiros artículos antenais com escamas brancas no dorso. Ápice das antenas com tegumento amarelado, sem escamas. **Tórax.** Patágias e tégulas com faixa longitudinal rósea (SSO-17-9°) e branca. Tégulas também com escamas azuis em sua lateral externa. **Pernas.** Face externa das coxas anteriores castanha. Trocânteres e região proximal dos fêmures anteriores brancas. Porção final dos fêmures anteriores azul nas laterais. Tíbias anteriores predominantemente castanhas com uma linha de escamas azuis. Região proximal dos tarsômeros branca, região distal castanha. **Asas anteriores.** Região proximal com grupo de escamas azuis, tanto no dorso quanto no ventre. Barra pós-discal ampla e arredondada. Região apical das asas consideravelmente mais escamada que as margens adjacentes.

Célula CuP-1A+2A com escamas na região mediana. Região hialina com escamas castanhas esparsas. Veia CuP incompleta, linha de escamas ausente na região proximal. *Asas posteriores.* Região proximal da face ventral com escamas azuis iridescentes. Pontos de escamas brancas no meio da célula costal. **Abdome.** Bulas timpânicas róseas (SSO-17-9°) com algumas longas escamas brancas. Tergo II castanho no centro e róseo (SSO-17-9°) nas laterais. Tergos III-VI e VIII como o tergo II, mas com as regiões latero-posteriores também castanhas. Tergo VII inteiramente róseo (SSO-17-9°), assim como os esternos. **Genitália masculina.** Região proximal do unco relativamente grande e assimétrica. Região distal do unco arredondada e deslocada em relação ao eixo ântero-posterior. Vínculo muito estreito, saco não desenvolvido. Tegume com reentrância mediana em vista dorsal. Valvas atingindo o unco. Projeções extremamente assimétricas, a esquerda com cerdas muito esclerotizadas na região distal, a direita relativamente grande, encobrindo totalmente o unco em vistas lateral, dorsal e posterior. Juxta desprovida de cerdas ou espinhos. Edeago com paredes lisas e recurvado para cima em sua porção distal. Ceco comprido, vesica curta, com pequenos cornutos. **Genitália feminina.** Ducto da bolsa membranoso, mais estreito próximo ao óstio. Lamela antevaginal assimétrica, setosa em sua face interna. Lamela pós-vaginal também assimétrica. Ducto seminal membranoso, surgindo próximo ao antro. Bolsa copuladora densamente recoberta por signos em toda a sua superfície, menos nas laterais, com invaginações longitudinais recobertas por faixas transversais esclerotizadas. Apófises anteriores e posteriores muito finas, as primeiras com cerca de metade do comprimento das segundas. Papilas anais bilobadas na região dorsal. Lamela pós-vaginal simétrica com muitas corrugações.

Distribuição: Exemplares desta espécie são conhecidos somente da Jamaica.

Biologia: Desconhecida.

Material examinado (2♂ e 4♀):

JAMAICA: Saint Catherine Parish: Mt. Diablo, Hollymount, 18°12'00"N 77°06'00"W, 840 m, 21-24.IV.1973, Don & Mignon Davis leg. (USNM), 1 macho e 4 fêmeas; **Saint Andrew Parish:** Hermitage Dam, 18°04'05"N 76°35'49"W, 22-23.VI.1962, Farr. O & R. Flint leg. (USNM), 1 macho.

Etimologia. O epíteto específico refere-se ao único país no qual a espécie é encontrada.

Comentários. Genitália feminina muito semelhante à de *A. capistrata*. Difere desta principalmente pela lamela pós-vaginal assimétrica.

Antilleana carminata (Hampson), **comb. nov.**

Fig. 77

Bombiliodes carminata Hampson, 1901: 246 (cat.). Holótipo ♀, BAHAMAS, Nassau (BMNH)
[fotografia examinada].

Phoenicoprocta carminata; Hampson, 1914: 124 (cat.).

Autochloris carminata; Draudt, 1916: 50 (cat.).

Diagnose. Muito semelhante ao fenótipo feminino *reducta* de *Antilleana capistrata*. Difere desta pela coloração das patágias, tégulas e abdome, todos de um vermelho vivo (SSO-11-12°), como o abdome do machos daquela mesma espécie.

Descrição. ♀ (♂ desconhecido)

Cabeça. Inteiramente castanha com escamas azuis iridescentes esparsas. Antenas bipectinadas castanhas com ápice da face dorsal branca. **Tórax.** Patágias e tégulas vermelhas (SSO-11-12°). Meso e metatórax castanhos. Asas com regiões hialinas, regiões escamadas castanhas e azuis iridescentes. Barra pós-discal ampliada, com escamas da margem costal à interna. Faixa de escamas também da margem costal à interna na região proximal da asa anterior. Margem interna das asas posteriores com estreita faixa de escamas vermelhas (SSO-11-12°). **Abdome.** Predominantemente vermelho (SSO-11-12°), mas com pelo menos algumas escamas azuis iridescentes no dorso. **Genitália feminina.** Desconhecida.

Distribuição. Bahamas.

Biologia. Desconhecida.

Material examinado. Esta espécie foi examinada somente por meio da fotografia do holótipo.

Etimologia. O epíteto *carminata* se refere ao vermelho vivo predominante em sua coloração.

Comentários. É possível que *A. carminata* seja um sinônimo júnior da espécie precedente. No entanto, tal determinação não pôde ser feita devido à indisponibilidade de espécimes para estudo.

5.3.5. Chave de identificação para as espécies de *Antilleana* (machos e fêmeas)

1. Margem interna das asas posteriores sempre castanha nas fêmeas, castanha ou vermelha nos machos 2
- 1'. Margem interna das asas posteriores vermelha nas fêmeas. Mariposas encontradas nas Bahamas *Antilleana carminata*
- 2 (1). Palpos labiais não atingindo o vértice. Patágias e tégulas alaranjadas. Dimorfismo sexual presente, havendo três fenótipos femininos. Mariposas que ocorrem nas grandes Antilhas, Porto Rico, St. Thomas e St. Croix *Antilleana capistrata*
- 2'. Palpos labiais atingindo o vértice. Patágias e tégulas vermelhas ou róseas. Dimorfismo sexual desconhecido 3
- 3 (2'). Escamas da fronte assentadas, as da margem posterior do alvéolo antenal brancas; palpos labiais com três palpômeros; barra pós-discal retangular, região hialina das asas anteriores sem escamas, mas com cerdas; abdome predominantemente castanho. Mariposas que ocorrem nas grandes Antilhas, com exceção da Jamaica, e algumas ilhas das pequenas Antilhas *Antilleana parthenii*
- 3'. Escamas da fronte eriçadas, as da margem posterior do alvéolo antenal castanhas; palpos labiais com dois palpômeros; célula discal com pequena mancha escamada no centro, barra pós-discal arredondada; região hialina das asas anteriores com escamas castanhas esparsas; abdome predominantemente vermelho. Mariposas que ocorrem somente na Jamaica *Antilleana jamaicensis*

5.3.6. Chave de identificação para os gêneros de *Euchromiina* revisados neste trabalho (machos e fêmeas)

1. Mariposas sem escamas iridescentes no corpo ou asas. Corpo inteira ou predominantemente castanho. Linha de escamas na região da veia CuP das asas anteriores completa. Linha de escamas presente entre as veias M2 e M3 das asas anteriores 2
- 1'. Mariposas com escamas azuis iridescentes no corpo e nas asas. Linha de escamas na região da veia CuP das asas anteriores incompleta ou ausente. Sem linha de escamas entre M2 e M3. Genitália masculina portando grandes projeções que se articulam com as valvas e o tegume. Genitália feminina com lamela antevaginal assimétrica e laterais do corpo da bolsa invaginadas *Antilleana*
- 2 (1). Mariposas com máculas brancas no dorso e nas laterais dos segmentos abdominais; machos com ou sem bolsa subabdominal. Região imediatamente posterior ao alvéolo antenal com pelo menos algumas escamas brancas. Pernas castanhas, com a porção terminal de cada artículo branca; valvas da genitália masculina densamente recobertas por cerdas *Rezia*

2'. Mariposas com corpo quase totalmente castanho, machos sem bolsa subabdominal, primeiros segmentos abdominais mais estreitos que os últimos, asas muito estreitas *Mallodeta*

6. Conclusões e perspectivas futuras

Os resultados de nossa análise filogenética corroboram a já antiga noção de graves problemas taxonômicos em *Euchromiina*.

Mallodeta Butler é, agora, um gênero monotípico, mas o estabelecimento de suas relações filogenéticas requererá estudos mais amplos.

Redefinimos *Rezia* Kirby, e assim começamos a atender à urgente necessidade de revisar e delimitar *Cosmosoma* Hübner, gênero imenso polifilético.

Erigimos *Antilleana* para separar as linhagem do Caribe. O estabelecimento das relações entre suas espécies pode ser mais bem estudado, e especificamente em *Antilleana* este trabalho se beneficiaria enormemente da coleta e estudo de fêmeas de *A. parthenii*.

As relações filogenéticas dentro de *Euchromiina* precisam ser analisadas considerando-se um número maior de grupos.

7. Referências Bibliográficas

- ÁGUILA, R. N. 2004. Lepidoptera (Insecta) de Topes de Collantes, Sancti Spíritus, Cuba. **Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa** 34:151-159.
- AMORIM, D. S. 2002. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Holos Editora, Ribeirão Preto, 154 pp.
- AREEKUL, B. & QUICKE, D. L. J. 2006. The use of colour characters in phylogenetic reconstruction. **Biological Journal of the Linnean Society** 88: 193-202.
- ARNETT, R. H. Jr., SAMUELSON, G. A. & NISHIDA, G. M.. 1993. **The insect and spider collections of the World**. Sandhill Crane Press, Gainesville. 310 pp.
- BARBER, J. R. & CONNER, W. E. 2007. Acoustic mimicry in a predator-prey interaction. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 104(22): 9331-9334.
- BARTH, R. 1953. Órgãos odoríferos masculinos de algumas Syntomidae brasileiras (=Ctenuchidae; Lepidoptera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 51: 227-237.
- _____. 1957. Estímulos químicos como meio de comunicação entre os sexos em lepidópteros. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 30(3): 343-362.
- BATES, H. W. 1979. **Um naturalista no rio Amazonas**. EDUSP e Editora Itataia, Belo Horizonte, 300 pp.
- BEATTY, H. A. 1944. The insects of St. Croix. **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico** 28: 114-172.
- BECCALONI, G. W., SCOBLE, M. J., ROBINSON, G. S. & PITKIN, B. (Eds). 2003. **The Global Lepidoptera Names Index (LepIndex)**. Publicação eletrônica na Internet. <http://www.nhm.ac.uk/entomology/lepindex> [Acessado entre fevereiro de 2007 a fevereiro de 2009].
- BECKER, V. O. 2002. The Noctuoidea (Lepidoptera) from Cuba described by Herrich-Schaffer and Gundlach in the Gundlach collection, Havana. **Revista Brasileira de Zoologia** 19(2): 349-391.
- BEEBE, W. & KENNEDY, R. 1957. Habits, palatability, and mimicry in thirteen ctenuchid moth species from Trinidad, BWI. **Zoologica** 42: 147-158.
- BENDIB, A. & MINET, J. 1998. Female feromone glands in Arctiidae (Lepidoptera): evolution and phylogenetic significance. **Comptes Rendus de l'Académie des Sciences - Series III - Sciences de la Vie** 321(12), 1007-1014.
- Bíblia de Jerusalém. 2003. Editora Paulus, São Paulo.
- BIEZANKO, C. M. 1983. Ctenuchidae, Nolidae, Arctiidae e Pericopidae da zona sudeste do Rio Grande do Sul. **Revista do Centro de Ciências Rurais** 13(4): 229-263.
- _____. M. 1985. Ctenuchidae, Arctiidae et Pericopidae da zona missioneira do Rio Grande do Sul. **Revista do Centro de Ciências Rurais** 15(3): 189-210.

- BLEST, A. D. 1964. Protective display and sound production in some New World arctiid and ctenuchid moths. **Zoologica** **49**: 161-181.
- BLEST, A.D., COLLET, T. S. & PYE, J. D. 1963. The generation of ultrasonic signals by a New World arctiid moth. **Proceedings of the Royal Society of London B** **158**: 196–207.
- BOADA, R. 1997. Courtship and defense of the scarlet-bodied wasp moth *Cosmosoma myridora* Dyar (Lepidoptera: Arctiidae) with notes on related euchromiines. Tese de Mestrado, Wake Forest University, Winston-Salem, N.C.
- BOPPRÉ, M. & SCHNEIDER, D. 1989. The biology of *Cretonotos* (Lepidoptera: Arctiidae) with special reference to the androconial system. **Zoological Journal of the Linnean Society** **96**: 339-356.
- BOPPRÉ, M.; HÄUSER, C. L. & KREUSEL, B. 1997. On the evolution of diversity of sexual and protective characters in neotropical Ctenuchinae (Lepidoptera, Arctiidae). 50th Anniversary Meeting, World Congress of Lepidopterists 1997, Yale University, Connecticut, USA.
- BRAET & QUICKE, 2003. A phylogenetic analysis of the Mimagathidini with revisionary notes on the genus *Stantonia* Ashmead, 1904 (Hymenoptera: Braconidae: Orgilinae). **Journal of Natural History** **38**(12), 1489-1589.
- BREMER, K. 1994. Branch support and tree stability. **Cladistics** **10**: 295-304.
- BROCK, J. P. 1971. A contribution towards an understanding of the morphology and phylogeny of the ditrysian Lepidoptera. **Journal of Natural History** **5**: 29-102.
- BROWN, R.W. 1956. **Composition of scientific words. A manual of methods and a lexicon of materials for the practice of logotechnics**. Smithsonian Institution Press, Washington, 882 pp.
- BROWN JR., K.S. & FREITAS, A.V.L. 1999. Lepidoptera, pp.225-243. *In*: Brandão, C.R.F. & Cancellato, E.M. (Eds) **Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: síntese do conhecimento ao final do século XX. V. 5 – Invertebrados terrestres**. FAPESP, São Paulo, 1999.
- _____. 2000. Atlantic Forest butterflies: indicators for landscape conservation. **Biotropica** **32**(4b): 934-956.
- BRYK, F. 1931. Pericopinae. *In*: Strand, E. (ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 45**. W. Junk, Berlin, 57 pp.
- _____. 1937. Arctiidae. Subfam. Callimorphinae et Nyctemerinae. *In*: Bryk, F. (ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 82**. W. Junk, Gravenhage, 105 pp.
- BUTLER, A.G. 1876. Notes on the Lepidoptera of the family Zygaenidae, with descriptions of new genera and species. **Journal of the Linnean Society (Zoology)** **12**: 342-406.
- _____. 1877. **Illustrations of Typical Specimens of Lepidoptera Heterocera in the Collection of the British Museum**. 1:1-62.
- CARDOSO, M. Z. 1997. Testing chemical defences based on pyrrolizidine alkaloids. **Animal behavior** **54**: 985-991.

- COMMON, I. F. B. & NIELSEN, E. S. 1991. Lepidoptera (Butterflies and moths), pp. 817-915. *In*: **Insects of Australia vol. II**, 2^a ed. CSIRO. Cornell University Press, Ithaca, NY.
- CONNER, W. E. 1987. Ultrasound: its role in the courtship of the arctiid moth, *Cycnia tenera*. **Experientia** **43**: 1029–1031.
- _____. 1999. 'Un chant d'appel amoureux': acoustic communication in moths. **Journal of experimental biology** **202**(13): 1711-1723.
- CONNER, W. E.; BOADA, R.; SCHROEDER, F. C.; GONZÁLEZ, A.; MEINWALD, J. & EISNER, T. 2000. Chemical defence: bestowal of a nuptial alkaloidal garment by a male moth on its mate. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** **97**: 14406-14411.
- CONNER, W. E. & WELLER, S. J. 2004. A quest for alkaloids: The curious relationship between tiger moths and plants containing pyrrolizidine alkaloids, pp. 248–282. *In*: Cardé, R. T. & Millar, J. (eds.) **Advances in Insect Chemical Ecology**. Cambridge University Press.
- CROWSON, R. A. 1981. **The biology of the Coleoptera**. Academic Press, London.
- DACOSTA, M. A.; LARSON, P.; DONAHUE, J. P. & WELLER, S. J. 2006. Phylogeny of Milkweed Tussocks (Arctiidae: Arctiinae: Phaegopterini) and Its Implications for Evolution of Ultrasound Communication. **Annals of the Entomological Society of America** **99**(5): 723-742.
- DE PINNA, M. G. G. 1991. Concepts and tests of homology in the cladistic paradigm. **Cladistics** **7**: 367-394.
- DE QUEIROZ, K. 2000. Logical problems associated with including and excluding characters during tree reconstruction and their implications for the study of morphological character evolution. *In*: Wiens, J. J. (ed.). **Phylogenetic analysis of morphological data**. Smithsonian Institution Press, Washington, 220 pp.
- DETHIER, V. G. 1939. Prothoracic glands of adult Lepidoptera. **Journal of the New York Entomological Society** **47**: 131-144.
- DEWITZ, H. 1877. Neue schmetterlinge des Berliner museums. **Mitteilungen München Entomologische Verein** **1**: 85-91.
- DIETZ, R. E., IV. 1980. **Systematics and biology of the genus *Macrocneme* Hübner (Lepidoptera: Ctenuchidae)**. Tese de doutorado apresentada à Universidade da California, Berkeley, 246 pp.
- DIETZ, R. E., IV & DUCKWORTH, W. D. 1976. A review of the genus *Horama* Hübner and reestablishment of the genus *Poliopastea* Hampson (Lepidoptera: Ctenuchidae). **Smithsonian Contributions to Zoology** **215**: 1-53.
- DONAHUE, J. P. 1993. Six species of tiger moths (Arctiidae: Lithosiinae, Ctenuchinae) new to the United States fauna, with notes on their nomenclature and distribution in middle America. **Journal of the Lepidopterists' Society** **47**(3): 199-210.
- DOUBLEDAY, E. 1847. **The Genera of Diurnal Lepidoptera**. Longman, Brown, Green and Longmans, London.

- DRAUDT, M. [1916-1919]. Family Syntomidae. *In*: SEITZ, A. (ed.). **The Macrolepidoptera of the World**, volume 6. Stuttgart. A. Kernen (versão em inglês).
- DRUCE, H. 1898. Descriptions of some new species of Syntomidae, chiefly in the Oxford Museum. **The Annals and Magazine of Natural History** 7: 401-408.
- _____. 1899. Descriptions of some new species of Heterocera from tropical America, Africa, and the Eastern Islands. **Annals and magazine of natural history** 7(3).
- DUNNING, D. C. 1968. Warning sounds of moths. **Z. Tierpsychol.** 25: 129-138.
- DUNNING, D.C.; ACHARYA, L.; MERRIMAN, C.B. & DAL FERRO, L. 1992. Interactions between bats and arctiid moths. **Canadian Journal of Zoology** 70: 2218–2223.
- EGGERS, F. 1917. Notes supplémentaires sur l'organe tympanal thoracal des Noctuides et de quelques autres familles de Lepidopteres. **Rev. Russe Ent. Petrograd** 16: 249-265.
- EHRlich, P. R. & EHRlich, A. H. 1961. **How to know the butterflies**. Dubuque, Wm. C. Brown Company Publishers, VIII + 266 pp.
- EISNER, T. 1982. For love of nature: exploration and discovery at biological field stations. **Bioscience** 32(5): 321-326.
- EISNER, T. & MEINWALD, J. 1987. Alkaloid-derived pheromones and sexual selection in Lepidoptera. **Pheromone biochemistry** pp. 251-269.
- ESRI. 1999. ArcView GIS v. 3.2 - ArcView Global Information System. ESRI (Environmental Systems Research Institute), Redlands.
- FABRICIUS, J. C. 1775. **Systema entomologicae, sistens insectorum classes, ordines, genera, species, adiectus, synonymis, locis, descriptionibus, observationibus**. Flensburgi et Lipsiae.
- _____. 1793. **Entomologia systematica emendata et aucta, secundum classes, ordines, genera, species, adiectis, synonymis, locis, observationibus, descriptionibus**. Volume 3, parte 1. Hafniae.
- FARRIS, J. S. 1969. A Successive Approximations Approach to Character Weighting. **Systematic Zoology** 18(4): 374-385.
- FERGUSON, 1985. Contribution toward classification of the world genera of the tribe Arctiini, Part 1 – Introduction and a revision of the *Neoarctia-Grammia* group (Lepidoptera: Arctiidae, Arctiinae). **Entomography** 3: 181-275.
- FERRO, V. G. & DINIZ, I. R. 2007a. Arctiidae (Insecta: Lepidoptera) da Estação Biológica de Boracéia (Salesópolis, São Paulo, Brasil). **Biota Neotropica** 7(3): 1-8.
- _____. 2007b. Composição de espécies de Arctiidae (Insecta: Lepidoptera) em áreas de Cerrado. **Revista Brasileira de Zoologia** 24(3): 635-646.
- FIBIGER, M. & LAFONTAINE, L. D. 2005. A review of the higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera) with special reference to the Holarctic fauna. **Esperiana, Buchreihe zur Entomologie** 11: 1–205.
- FIELD, W. D. 1975. Ctenuchid moths of *Ceramidia* Butler, *Ceramidiodes* Hampson, and the *caca* species group of *Antichloris* Hübner. **Smithsonian Contributions to Zoology** 198: 1-44.

- FITCH, W. M. 1971. Toward defining the course of evolution: Minimal change for a specific tree topology. **Systematic Zoology** 20: 406–416.
- FLEMING, H. 1957. The Ctenuchidae (moths) of Trinidad, B.W.I. Part I. Euchromiinae. **Zoologica** 42(10): 105-130.
- FORBES, W. T. M., 1923. Lepidoptera of New York and neighboring states. Primitive forms, Microlepidoptera, Pyraloids and Bombyces. **Cornell University Agricultural Experiment Station Memoir** 68: 1-729.
- _____. 1930. Insects of Porto Rico and the Virgin Islands. Heterocera or moths (excepting the Noctuidae, Geometridae and Pyralidae). **Scientific survey of Porto Rico and the Virgin Islands** 12: 1-171.
- _____. 1931. Supplementary report on the Heterocera or moths of Porto Rico. **Journal of the Department of Agriculture of Porto Rico** 15: 339-394.
- _____. 1939. The Lepidoptera of Barro Colorado island, Panama. **Bulletin of the Museum of Comparative Zoology** 85(4): 97-322.
- _____. 1948. Lepidoptera of New York and neighboring states. Part II. Geometridae, Notodontidae, Sphingidae, Lymantriidae. **Memoirs of the Cornell University Agricultural Experiment Station** 274: 1–263.
- _____. 1960. Lepidoptera of New York and neighboring states. Part IV. Agaristidae through Nymphalidae including butterflies. **Memoirs of the Cornell University Agriculture Experimental station** 371: 1-188.
- FOREY, P. L. & KITCHING, I. J. 2000. Experiments in coding multistate characters, p. 54-80. *In*: Scotland, R. & Pennington, R. T. (eds.). **Homology and systematics. Coding characters for phylogenetic analysis**. London: Taylor & Francis.
- FRANCLEMONT, J. G. 1983. Arctiidae, pp. 114-119. *In*: Hodges et al. (eds.) **Check list of the Lepidoptera of America North of Mexico**. The Wedge Entomological Research Foundation, Washington, D. C., 284 pp.
- FRANCLEMONT, J. G. & TODD, E. L. 1983. Noctuidae, pp. 120–159. *In* Hodges et al. (eds.) **Check List of the Lepidoptera of America North of Mexico**. The Wedge Entomological Research Foundation, Washington. 284 pp.
- FREITAS, A. V. L. & BROWN, K. S. JR. 2004. Phylogeny of the Nymphalidae. **Systematic Biology** 53(3): 363-383.
- FULLARD, J. H.; FENTON, M. B. & SIMMONS, J. A. 1979. Jamming bat echolocation: the clicks of arctiid moths. **Canadian Journal of Zoology** 57: 647–649.
- GAEDE, M. 1926. Amatiden des Berliner Zoologischen Museums. (Lep.). **Deutsche Entomologische Zeitschrift** 2: 113-136.
- GALL, L. F. & TIFFNEY, B. H. 1983. A fossil noctuid egg from the Late Cretaceous of eastern North America. **Science** 219: 507-509.
- GLOBAL GAZETTEER VERSION 2.1. <<http://www.fallingrain.com/world/>> Acessado entre janeiro de 2008 e fevereiro de 2009.

- GOLOBOFF, P. 1993. Estimating character weights during tree search. **Cladistics** **9**(1): 83-91.
- _____. 1995. Parsimony and weighting: a reply to Turner and Zandee. **Cladistics** **11**: 91-104.
- GOLOBOFF, P.; FARRIS, S. & NIXON, K. 2007. T.N.T.: Tree analysis using New Technology. Disponível em versão gratuita pela Willi Hennig Society em www.zmuc.dk/public/phylogeny
- GOLOBOFF, P.; CARPENTER, J. M.; ARIAS, J. S. & ESQUIVEL, D. R. M. 2008. Weighting against homoplasy improves phylogenetic analysis of morphological data sets. **Cladistics** **24**: 758-773.
- GOSLINER, T. M. & JOHNSON, R. F. 1999. Phylogeny of Hypselodoris (Nudibranchia: Chromodorididae) with a review of the monophyletic clade of Indo-Pacific species, including descriptions of twelve new species. **Zoological Journal of the Linnean Society** **125**: 1-114.
- GRADOS, J. 1999. A preliminary checklist of the Ctenuchinae (Lepidoptera: Arctiidae) of the Tambopata-Candamo Reserved Zone, Madre de Dios, Peru. **Revista Peruana de Entomología** **41**: 9-14.
- _____. 2002. Los Arctiidae y Sphingidae (Lepidoptera: Heterocera) del Santuario Histórico de Machu Picchu, Cuzco, Perú: estudio preliminar. **Revista Peruana de Biología** **9**(1): 16-22.
- _____. 2003. Notas sinonímicas sobre Ctenuchini y Euchromiini (Lepidoptera: Arctiidae). **Revista Peruana de Biología** **10**(1): 98-100.
- GRIMALDI, D. & ENGEL, M. S. 2005. **Evolution of the Insects**. Cambridge University Press, 755 pp. New York.
- GUNDLACH, J. C. 1881. **Contribución a la entomología cubana**. Imprenta de G. Montiel, 445 pp. Havana.
- HALL, J. P. W. & HARVEY, D. J. 2002. Basal subtribes of the Nymphidiini (Lepidoptera: Riodinidae): phylogeny and myrmecophily. **Cladistics** **18**: 539-569.
- HAMMOND, P. 1992. Species inventory. pp. 17-39. *In*: B. Groombridge (ed.) **Global Biodiversity, Status of the Earth's Living Resources**. Chapman & Hall.
- HAMMOND, P. C. & MILLER, J. C. 1998. Comparison of the biodiversity of Lepidoptera within three forested ecosystems. **Annals of the Entomological Society of America**, **91** (3): 323-328.
- HAMPSON, G. F. 1898. **Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum, vol. 1: Catalogue of the Syntomidae in the collection of the British Museum (Natural History)**. London 559 pp.
- _____, 1901. **Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum, vol. III. Catalogue of the Arctiidae (Arctianae) in the collection of the British Museum (Natural History)**. London, 690 pp.

- _____, 1914. **Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum, vol. III. Catalogue of the Amatidae and Arctiidae (Nolinae and Lithosiinae) in the collection of the British Museum (Natural History)**. London, 858 pp.
- _____, 1920. **Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum, vol. III. Catalogue of the Lithosiidae (Arctiinae) and Phalaenoididae in the collection of the British Museum (Natural History)**. London, 619 pp.
- HAUSER, D. L. 1992. Similarity, falsification and character state order – a reply to Wilkinson. **Cladistics** 8: 339-344.
- HAUSER, D. L. & PRESCH, W. 1991. The effect of ordered characters on phylogenetic reconstruction. **Cladistics** 7: 243-265.
- HAWKINS, J. A.; HUGHES, C. E. & SCOTLAND, R. W. 1997. Primary homology assessment, characters and character states. **Cladistics** 13: 275-283.
- HENNIG, W. 1966. **Phylogenetic Systematics**. Illinois University Press. Urbana, 286 pp.
- HEPPNER, J. B. & LAMAS, G. 1982. Acronyms for world museum collections of insects, with emphasis on Neotropical Lepidoptera. **Bulletin of the Entomological Society of America** 28(3): 305-315.
- HERNANDEZ-BAZ, F. & GRADOS, J. 2004. Lista de los Ctenuchinae (Insecta: Lepidoptera: Arctiidae) del estado de Veracruz, México y algunas notas sobre su riqueza en el continente americano. **Folia Entomologica Mexicana** 43(2): 203-213.
- HERRICH-SCHÄFFER, G. A. W. 1845. **Systematische Bearbeitung der Schmetterlinge von Europa, zugleich als Text, Revision und Supplement zu Jakob Hübner's Sammlung europäischer Schmetterlinge**. 2. Die Schwärmer, Spinner und Eulen. Regensburg, 450 pp.
- _____. 1850-[1869]. **Sammlung neuer oder bekannter ausseuropaischer Schmetterlinge** 1. 84 pp, 120 pls. Regensburg: G. J. Manz.
- _____. 1866. Schmetterlinge aus Cuba. **Corr.-Blatt zool.-min. Ver. Regensburg** 20: 103-109, 113-320, 130-136.
- HILT, N. & FIEDLER, K. 2005. Diversity and composition of Arctiidae moth ensembles along a successional gradient in the Ecuadorian Andes. **Diversity and Distributions** 11(5): 387-398.
- HILT, N. & FIEDLER, K. 2006. Arctiid moth ensembles along a successional gradient in the Ecuadorian montane rain forest zone: how different are subfamilies and tribes? **Journal of Biogeography** 33(1): 108-120.
- HILTY, J. & MERENLENDER, A. 2000. Faunal indicator taxa selection for monitoring ecosystem health. **Biological Conservation** 92: 185-197.
- HINTON, H. E. 1946. On the homology and nomenclature of the setae of lepidopterous larvae, with some notes on the phylogeny of the Lepidoptera. **Transactions of the Entomological Society of London** 97: 1-37.

- HOFFMANN, F. 1936. Beitrage zur Lepidopterenfauna von Sta. Catherina. **Entomologische Rundschau** **53**: 435-439.
- HOLLOWAY, J. D. 1988. **Moths of Borneo: family Arctiidae, subfamilies Syntominiæ, Euchromiinae, Arctiinae; Noctuidæ misplaced in Arctiidae (Camptoloma, Aganainae)**. Malayan Nature Society, Kuala Lumpur.
- HOLLOWAY & NIELSEN, 1998. Biogeography of the Lepidoptera, pp. 423-462. *In*: Kristensen, N. P. (ed.). Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, Moths and Butterflies: evolution, systematic and biogeography. Vol. 1. *In*: Fischer, M. (ed.), **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**. Walter de Gruyter, Berlin, 491 p.
- HRISTOV, N. I. & CONNER, W. E. 2005a. Effectiveness of tiger moth (Lepidoptera, Arctiidae) chemical defenses against an insectivorous bat (*Eptesicus fuscus*). **Chemoecology** **15**: 105-113.
- _____. 2005b. Sound strategy: acoustic aposematism in the bat–tiger moth arms race. **Naturwissenschaften** **92**: 164–169.
- HÜBNER, J. [1816–1826] 1816. **Verzeichniß bekannter Schmettlinge** (sic). Augsburg, 432 pp.
- ICZN (International Comission of Zoological Nomenclature). 1999. International code of zoological nomenclature adopted by the XX General Assembly of the International Union of Biological Sciences. International Trust for Zoological Nomenclature. London, 206 p.
- INTACHAT, J. & WOIWOD, I. P. 1999. Trap design for monitoring moth biodiversity in tropical rainforests. **Bulletin of Entomological Research** **89**(2): 153-163.
- JACOBSON, N. L & WELLER, S. J. 2002. A cladistic study of the Arctiidae (Lepidoptera) by using characters of immatures and adults. **Thomas Say Publications in Entomology: monographs**. Entomological Society of America. Lanham, 97 pp.
- KÄLLERSJÖ, M.; ALBERT, V. A. & FARRIS, J. S. 1999. Homoplasy increases phylogenetic structure. **Cladistics** **15**: 91-93.
- KIRBY, W. F., 1892. **A synonymic catalogue of Lepidoptera-Heterocera**. Gurney & Jackson, London. 951 pp.
- KIRIAKOFF, S. G. 1963. The tympanic structures of the Lepidoptera and the taxonomy of the Order. **Journal of the Lepidopterists' Society** **17**: 1-6.
- KITCHING, I. J. 1984. An historical review of the higher classification of the Noctuidæ (Lepidoptera). **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology series** **49**: 153-234.
- KITCHING, I. J. & RAWLINGS, J. E. 1998. The Noctuoidea, pp. 389-394. *In*: Kristensen, N. P. (ed.). Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, Moths and Butterflies: evolution, systematic and biogeography. Vol. 1. *In*: Fischer, M. (ed.), **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**. Walter de Gruyter, Berlin, 491 p.
- KITCHING, I. J.; FOREY, P. L.; HUMPHRIES, C. J. & WILLIAMS, D. M. 1998. **Cladistics: the theory and practice of parsimony analysis**. 2^a ed. Oxford University Press.

- KITCHING, R.L.; ORR, A.G.; THALIB, L.; MITCHELL, H.; HOPKINS, M.S. & GRAHAM, A.W. 2000. Moth assemblages as indicators of environmental quality in remnants of upland Australian rain forest. **Journal of Applied Ecology** 37(2): 284-297.
- KJER, K. M.; SWIGONOVA, Z; LAPOLLA, J. S. & BROUGHTON, R. E. 2007. Why weight? **Molecular phylogenetics and evolution** 43: 999-1004.
- KLOTS, A. 1970. Lepidoptera. *In*: TUXEN, S. L. (ed.) **Taxonomist's glossary of genitalia in insects**. Munksgaard, Copenhagen, 359 pp.
- KOHLER, P. 1972. Aegeriidae Argentinas del Instituto Miguel Lillo (Lep. Het.). **Miscelanea Instituto Miguel Lillo** 4: 1-12.
- KREUSEL, B. 2000. Phylogenetische analyses der Ctenuchinae. Tese de doutorado apresentada à Universidade de Bönn, Alemanha, 108 pp.
- KRISTENSEN, N. P. 1975. The phylogeny of hexapod "orders". A critical review of recent accounts. **Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionforschung**, 13: 1-44.
- _____. 1984. Studies on the morphology and systematics of primitive Lepidoptera (Insecta). **Steenstrupia** 10: 141-191.
- _____. 1985. Catalogue of the Lepidoptera of Denmark. The higher classification of the Lepidoptera. **Entomologiske Meddelelser** 52(2-3): 6-20.
- _____. 1991. Phylogeny of extant hexapods. *In*: CSIRO (ed.). **The insects of Australia**, 2^a ed., pp. 125-140, Melbourne University Press, Melbourne, Australia.
- KRISTENSEN, N. P. & SKALSKI, A. W., 1998. Phylogeny and Palaeontology, pp. 5-25. *In*: Kristensen, N. P. (ed.). Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, Moths and Butterflies: evolution, systematic and biogeography. Vol. 1. *In*: Fischer, M. (ed.), **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**. Walter de Gruyter, Berlin, 491 p.
- KRISTENSEN, N. P.; SCOBLE, M. J. & KARSHOLT, O. 2007. Lepidoptera phylogeny and systematics: the state of inventorying moth and butterfly diversity. **Zootaxa** 1668: 699-747.
- LAFONTAINE, J. D. & FIBIGER, M. 2006. Revised higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). **Canadian Entomologist** 138: 610-635.
- LANDAU, D.; PROWELL, D.; CARLTON, C. E. 1999. Intensive versus long-term sampling to assess lepidopteran diversity in a southern mixed mesophytic forest. **Annals of the Entomological Society of America** 92(3): 435-441.
- LEACH, W. E. 1815. Entomology, pp. 55–172. *In*: Brewster, D. (ed.). **The Edinburgh Encyclopedia**, vol. 9 (part 1), 1^a Ed., William Blackwood *et al.*, Edinburgo.
- LEE, D. & BRYANT, H. N. 1999. A reconsideration of the coding of inapplicable characters: assumptions and problems. **Cladistics** 15: 373-378.
- LINNAEUS, C. 1758. **Systema Naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis**. Vol. 1, Holmiae, 824 pp.

- LUCAS, H. 1857. Lépidoptères. pp. 660. *In*: DE LA SAGRA, R. **Histoire physique, politique et naturelle de l'île de Cuba** (1838-1857), Tomo VII - Articulata, Paris, Arthur Bertrand.
- MADDISON, W. P. 1993. Missing data versus missing characters in phylogenetic analysis. **Systematic Biology** 42(4): 576-581.
- MADDISON, W. P. & MADDISON, D. R. 2008. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 2.01 . Disponível em <<http://mesquiteproject.org>>
- MARINONI, R. C. & DUTRA, R. R. C. 1996. Levantamento da fauna entomológica no Estado do Paraná. II. Ctenuchidae (Lepidoptera). **Revista Brasileira de Zoologia** 13(2): 435-461.
- MARQUES LEITE, J. F. & NOVAES JORDÃO, A. J. 1956. **Dicionário Latino Vernáculo**. 2ª edição. Editora Lux Ltda. Rio de Janeiro, 528 pp.
- MARQUIS, R. J.; MORAIS, H. C. & DINIZ, I. R. 2002. Interactions among cerrado plants and their herbivores: unique or typical? pp. 306-328. *In*: Oliveira, P. S. & Marquis, R. J. (eds.). **The Cerrados of Brazil: ecology and natural history of a Neotropical savanna**. Columbia University Press, New York. 398 p.
- MATSUDA, R. 1976. Morphology and evolution of the insect abdomen, with special reference to developmental patterns and their bearings upon systematics. **International Ser. Monogr. pure appl. Biol. (Zool. Div.)**, 56: 1-532.
- MÉNÉTRIÉS, E., 1857. **Enumeratio corporum animalium Musei Imperialis Academiae Scientiarum Petropolitanae**. Petropoli, Eggers, v. 2, pp. 99-144, pls. 7-14.
- MILLER, J. S. 1987. Phylogenetic studies in the Papilioninae (Lepidoptera: Papilionidae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 186: 365-512.
- _____. 1991. Cladistics and classification of the Notodontidae (Lepidoptera: Noctuoidea) based on larval and adult morphology. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 204: 1-230.
- _____. 1996. Phylogeny of the Neotropical moth tribe Josiini (Notodontidae: Diptinae): a hidden case of Müllerian mimicry. **Zoological Journal of the Linnean Society** 118: 1-45.
- MILLER, J. S.; BROWER, A. V. Z. & DESALLE, R. 1997. Phylogeny of the neotropical moth tribe Josiini (Notodontidae: Diptinae): comparing and combining evidence from DNA sequences and morphology. **Biological Journal of the Linnean Society** 60: 297-316.
- MINET, J. 1983. Étude morphologique et phylogénétique des organes tympaniques des Pyraloidea. 1. Généralités et homologues. (Lepidoptera: Glossata). **Annales de la Société Entomologique de France** 19(1983): 175-207.
- _____. 1986. Ébauche d'une classification moderne de l'ordre des Lépidoptères. **Alexanor** 14: 291-313.
- _____. 1991. Tentative reconstruction of the ditrysian phylogeny (Lepidoptera: Glossata). **Entomologica Scandinavica** 22(1991): 69-95.
- MITCHELL, A.; MITTER, C. & REGIER, J. C. 2000. More Taxa or More Characters Revisited: Combining Data from Nuclear Protein-Encoding Genes for Phylogenetic Analyses of Noctuoidea (Insecta: Lepidoptera). **Systematic Biology** 49(2): 202-224.

- _____. 2006. Systematics and evolution of the cutworm moths (Lepidoptera: Noctuidae): evidence from two protein-coding nuclear genes. **Systematic Entomology** 31: 21-46.
- MÖSCHLER, H. B. 1890. Die Lepidopteren-Fauna der Insel Portorico. Zum Brack vorbereitet durch M. Saalmüller. **Abh. Senck. Ges.** 16: 69-360.
- NEUMOEGEN, B. & DYAR, H. G. 1893. A preliminary revision of the Bombyces of America north of Mexico. **Proceedings of the New York Entomological Society** 3(3): 97-118.
- NEW, T. R. 2004. Moths (Insecta: Lepidoptera) and conservation: background and perspective. **Journal of insect conservation** 8: 79-94.
- NEW, T. R.; PYLE, R. M.; THOMAS, J. A.; THOMAS, C. D. & HAMMOND, P. C. 1995. Butterfly conservation management. **Annual Review of Entomology** 40: 57-83.
- NICKISCH-ROSENEGK, E. & WINK, M. 1993. Sequestration of pyrrolizidine alkaloids in several arctiid moths (Lepidoptera: Arctiidae). **Journal of Chemical Ecology** 19: 1889-1903.
- NIELSEN, E. S. 1989. Phylogeny of major lepidopteran groups. **International congress series** 824: 281-294.
- NIXON, K. C. 2002. WinClada ver. 1.00.08. Ithaca, NY. Publicado pelo autor, disponível em <http://taxonomy.zoology.gla.ac.uk/rod>.
- NIXON, K. C. & CARPENTER, J. M. 1993. On outgroups. **Cladistics** 9: 413-426.
- NIXON, K. C., & DAVIS, J. 1991. Polymorphic taxa, missing values and cladistic analysis. **Cladistics** 7: 233-241.
- NYE, I. W. B. 1975. Noctuoidea (parte), volume 1: Noctuidae, Agaristidae e Nolidae. *In*: I. W. B. Nye (ed.). **The generic names of moths of the world**. British Museum (Natural History), London, 568 pp.
- PAGE, R. D. M. 2001. NDE: Nexus Data Editor v. 0.5.0. University of Glasgow, Glasgow. Disponível em <http://taxonomy.zoology.gla.ac.uk/rod>
- PERTY, M. (1830-1834) [1830-1833]. **Delectus Animalium Articulorum quae in itinere per Brasiliam** Annis MDCCCXVII - MDCCCXX Iussu et Auspiciis Maximiliani Josephi I. Bavariae Regis Augustissimi, percato collegerunt Dr J. B. de Spix et Dr. C. F. Ph. de Martius. Digessit, descripsit, pingenda curavit Dr. Maximilianus Perty, praefatus est et edidit Dr. C.F. Ph. de Martius. Monachii, impensis editoris. 224 pp. + 40 pls.
- PINHEY, E. C. G. 1975. **Moths of Southern Africa**. Tafelberg Publishers, Cidade do Cabo. 273 pp.
- PLATNICK, N. I.; GRISWOLD, C. E. & CODDINGTON, J. A. 1991. On missing entries in cladistic analysis. **Cladistics** 7: 337-343.
- PLISKE, T. E. 1975. Attraction of Lepidoptera to plants containing pyrrolizidine alkaloids. **Environmental Entomology** 4(3): 455-473.
- POWELL, J. A. 2003. Lepidoptera (moths, butterflies). *In*: Resh V.H. and Carde' R.T. (eds), **Encyclopedia of Insects**. Academic Press, San Diego, pp. 631-664.
- POWELL, J. A.; MITTER, C. & FARRELL, B. 1998. Evolution of food preferences in Lepidoptera, pp. 403-422. *In*: Kristensen, N. P. (ed.). Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, Moths and Butterflies: evolution, systematic and biogeography. Vol. 1. *In*:

- Fischer, M. (ed.), **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**. Walter de Gruyter, Berlin, 491 p.
- RICHARDS, A. G. 1933 [1932]. Comparative skeletal morphology of the noctuid tympanum. **Entomologica Americana** **13**: 1-43, 20 pl.
- ROBERTSON, J. A.; MCHUGH, J. V. & WHITING, M. F. 2004. A molecular phylogenetic analysis of the pleasing fungus beetles (Coleoptera: Erotylidae): evolution of colour patterns, gregariousness and mycophagy. **Systematic Entomology** **29**: 173-187.
- RODRIGUEZ-LOECHES, L. & BARRO, A. 2008. Life cycle and immature stages of the arctiid moth, *Phoenicoprocta capistrata*. **Journal of Insect Science** **8**: 1-13.
- ROTHSCHILD, M. 1931. Notes on Syntomidae (Amatidae) with descriptions of new species. **Novitates Zoologicae** **37**: 149-158.
- SANDERFORD, M. V. & CONNER, W. E. 1990. Courtship sounds in the polka-dot wasp moth, *Syntomeida epilais*. **Naturwissenschaften** **77**: 345-347.
- _____. 1992. **Acoustic courtship communication of the polka-dot wasp moth, *Syntomeida epilais* Walker (Lepidoptera, Arctiidae, Ctenuchinae)**. PhD dissertation, Wake Forest University, Winston-Salem, NC, USA.
- SANTOS, C. M. D. & FALASCHI, R. L. 2008. Missing data in phylogenetic analysis: comments on support measures. **Darwiniana** **45** (supp.): 24-33.
- SCHAUS, W. 1901. New species of Heterocera from tropical America, I. **Journal of the New York Entomological Society** **9**: 40-48.
- SCHMIDT, B. C. & OPLER, P. A. 2008. Revised checklist of tiger moths of continental United States and Canada. **Zootaxa** **1677**: 1-23.
- SCHROTTKY, C. 1909. "Mimetische" Lepidopteren, ein Beitrag zur Kenntnis der Syntomidae Paraguays. **Deutsche Entomologische Zeitschrift, Iris** **22**: 122-132.
- _____. 1915. Wespenähnliche Schmetterlinge. **Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie** **11**: 123-129.
- SCHUH, R. T. 2000. **Biological systematics: Principals and Applications**. Cornell University Press, New York, 256 pp.
- SCOBLE, M. J. 1992. **The Lepidoptera Form, Function and Diversity**. Oxford University Press, Oxford. 440 pp.
- SIBATANI, A., OGATA, M., OKADA, Y. & OKAGAKI, H. 1954. Male genitalia of Lepidoptera: morphology and nomenclature. I. Divisions of the valvae in Rophalocera, Phalaenidae (Noctuidae) and Geometridae. **Annals of the Entomological Society of America** **47**: 93-106.
- SIDDALL, M. E. 2002. Measures of support. *In*: DeSalle, R.; Giribet, G. & Wheeler, W. (eds.) **Techniques in Molecular Systematics and Evolution**.. Birkhäuser, 407 pp.
- SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GOMES, J.; SILVA, N. N. & SIMONI, L. 1968. **Quarto catálogo dos insetos que vivem em plantas do Brasil, seus parasitas e predadores**. Parte II. Tomo I. Rio de Janeiro.

- SIMMONS, R. B. & WELLER, S. J. 2001. Utility and evolution of cytochrome b in insects. **Molecular phylogenetics and evolution** **20**(2): 196-210.
- _____. 2006. Review of the *Sphecosoma* genus group using adult morphology (Lepidoptera: Arctiidae). **Thomas Say publications in entomology: monographs**, published by the Entomological Society of America, Lanham, Maryland, 108 pp.
- SNODGRASS, R. E. 1935. **Principles of insect morphology**. McGraw-Hill Publ. Co. Ltda., London. 667 pp.
- SPECIES LINK GEOLOC <http://splink.cria.org.br/geoloc> Acessado entre janeiro de 2008 a fevereiro de 2009.
- SPEIDEL, W. & NAUMANN, C. M. 2004. A survey of family-group names in noctuid moths (Insecta: Lepidoptera). **Systematics and Biodiversity** **2**(2): 191–221.
- SPEIDEL, W.; FÄNGER, H. & NAUMANN, C. M. 1996. The phylogeny of the Noctuidae (Lepidoptera). **Systematic Entomology** **21**: 219-251.
- STEHR, F. W. 1987. Ordem Lepidoptera, pp. 288-305. *In*: STEHR, F. W. (ed.). **Immature insects**. Kendall/Hunt Dubuque.
- STELKOLNIKOV, A. A. & KORZEEV, A. I. 2007. The ecological scenario of lepidopteran evolution. **Entomological Review** **87**(7): 830-839.
- STRAND, E. 1919. Arctiidae: subfam. Arctiinae. *In*: H. Wagner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 22**. W. Junk, Berlim. 416 pp.
- _____. 1922. Arctiidae: subfam. Lithosiinae. *In*: H. Wagner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 26**, pp. 501-899. W. Junk, Berlim.
- STRONG, E. E. & LIPSCOMB, D. 1999. Character coding and innaplicable data. **Cladistics** **15**: 363-371.
- SUMMERVILLE, K. S.; RITTER, L. M. & CRIST, T. O. 2004. Forest moth taxa as indicators of lepidopteran richness and habitat disturbance: a preliminary assessment. **Biological Conservation** **116**(1): 9-18.
- SURLYKKE, A. & MILLER, L. A. 1985. The influence of arctiid moth clicks on bat echolocation; jamming or warning? **Journal of Comparative Physiology A** **156**: 831–843.
- TESTON, J. A. & CORSEUIL, E. 2003. Arctiinae (Lepidoptera, Arctiidae) occurent in Rio Grande do Sul State, Brazil. Part III. Ctenuchini and Euchromiini. **Biociências** **11**(1): 81-90.
- TESTON, J. A. & CORSEUIL, E. 2004. Diversidade de Arctiinae (Lepidoptera, Arctiidae) capturados com armadilha luminosa, em seis comunidades no Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** **48**(1): 77-90.
- TESTON, J. A.; SPECHT, A.; DI MARE, R. A. & CORSEUIL, E. 2006. Arctiinae (Lepidoptera, Arctiidae) coletados em unidades de conservação estaduais do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** **50**(2): 280-286.
- TIKHOMIROV, A. M. 1981. Taxonomic structure of the family Notodontidae and its position in the system of Lepidoptera with regard of functional morphology of genitalia of species from the Far East. **Trudy Zoologicheskogo Instituta** **103**: 62-72.

- TODD, E. L.. 1982. The noctuid moths of the Antilles. Part II. (Lepidoptera, Arctiidae, Pericopinae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 84(2): 315-324.
- TRAVASSOS, L. 1959. Contribuição ao conhecimento dos Arctiidae. XLII. Gênero *Eucereon* Hübner, 1819 (Lepidoptera, Heterocera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 57(2): 171-190.
- TRAVASSOS FILHO, L. 1938. Contribuição ao conhecimento dos "Euchromiidae". III – gênero *Cosmosoma* Hübner, 1827 (Lepidoptera). **Arquivos do Instituto Biológico**, 9: 59-66.
- _____, 1944. Ctenuchidae de Monte Alegre. **Papéis avulsos do Departamento de Zoologia** 6(4): 29-36.
- _____, 1955. *Mirandisca*, novo gênero par us (Lepidoptera – Ctenuchidae) 1892, com descrição do *allotype* *Cosmosoma harpalyce* Schaus. **Arquivos do Museu Nacional** 42: 669-676.
- TRIPLEHORN, C. A. & JOHNSON, N. F. 2005. **Borror and Delong's Introduction to the study of insects**. Thomson Brooks/Cole, 7ª edição. Belmont, 864 pp.
- VILLALOBOS-DOMÍNGUEZ, C. & VILLALOBOS, J. 1947. **Atlas de los colores**. Librería El Ateneo Editorial, Buenos Aires, 74 pp.
- WALKER, F. 1854. **List of the specimens of lepidopterous insects in the collection of the British Museum. Lepidoptera – Heterocera** 1: 1-278. London.
- _____. 1856. **List of specimens of lepidopterous insects in the collections of the British Museum** 7: 1509-1808. London.
- WALLENGREN, H. D. J. 1858. Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens förhandlingar. **Femtonde Årgången** 15: 136.
- _____. 1860. Lepidopterologische Mitteilungen - **Wiener Entomologische Monatschrift Band IV Nr. 2**, pp. 33-46. Karl Ueberreuter, Alservorstadt.
- WATSON, A. 1975. A reclassification of the Arctiidae and Ctenuchidae formerly placed in the thyretid genus *Automolis* Hübner (Lepidoptera) with notes on warning coloration and sound. **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology Series** Suplemento 4: 1-104, 34 pl.
- WATSON, A.; FLETCHER, D. S. & NYE, I. W. B. 1980. Noctuoidea (parte), volume 2: Arctiidae, Cicytiidae, Ctenuchidae, Dilobidae, Diopidae, Lymantriidae, Notodontidae, Strepsimanidae, Thaumetopoeidae, Thyretidae. In: I. W. B. Nye (ed.), **The generic names of moths of the world**. British Museum (Natural History), London. 396 pp.
- WATSON, A. & GOODGER, D. T. 1986. Catalogue of the Neotropical Tiger moths. **Occasional papers on systematic entomology, British Museum (Natural History)** 1: 71 pp.
- WELLER, S. J.; PASHLEY, D. P.; MARTIN, J. A. & CONSTABLE, J. L. 1994. Phylogeny of noctuid moths and the utility of combining independent nuclear and mitochondrial genes. **Systematic Biology** 43(2): 194-211.

- WELLER, S. J.; JACOBSON, N. & CONNER, W. E. 1999. The evolution of chemical defenses and mating systems in tiger moths (Lepidoptera: Arctiidae). **Biological Journal of the Linnean Society** **68**: 557-578.
- WELLER, S. J.; SIMMONS, R. B., BOADA, R. & CONNER, W. E. 2000. Abdominal modifications occurring in wasp mimics of the ctenuchine-euchromiine clade (Lepidoptera: Arctiidae). **Annals of the Entomologic Society of America** **93**(4): 920-928.
- WHALLEY, P. E. S. 1985. The systematics and palaeogeography of the Lower Jurassic insects of Dorset, England. **Bulletin of the British Museum (Natural History) Geology** **29**(3): 107-189.
- WHEELER, W. C.; WHITING, M.; WHEELER, Q. D. & CARPENTER, J. M. 2001. The phylogeny of the extant hexapod orders. **Cladistics** **17**: 113-69, 403-4.
- WHITING, M. F. 2002. Phylogeny of the holometabolous insect orders: molecular evidence. **Zoologica Scripta** **31**: 3-15.
- WIENS, J. J. & SERVEDIO, M. R. 1997. Accuracy of phylogenetic analysis including and excluding polymorphic characters. **Systematic Biology** **46**(2): 332-345.
- WILLMOTT, K. R. 2003. Cladistic analysis of the Neotropical butterfly genus *Adelpha* (Lepidoptera: Nymphalidae), with comments on the subtribal classification of Limenitidini. **Systematic Entomology** **28**: 279-322.
- WILLMOTT, K. R.; HALL, J. P. W. & LAMAS, G. 2001. Systematics of *Hypanartia* (Lepidoptera: Nymphalidae: Nymphalinae), with a test for geographical speciation mechanisms in the Andes. **Systematic Entomology** **26**: 369-399.
- WILLMOTT, K. R. & FREITAS, A. V. L. 2006. Higher-level phylogeny of the Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae): classification, patterns of larval hostplant colonization and diversification. **Cladistics** **22**: 297-368.
- WILLOTT, S. J. 1999. The effects of selective logging on the distribution of moths in a Bornean rainforest. **Royal Society Philosophical Transactions Biological Sciences** **354**(1391): 1783-1790.
- WINTER, W. D. 2000. Basic techniques for observing and studying moths and butterflies. **Memoirs of the Lepidopterists' Society** **5**: 1-444.
- WOLCOTT, G. N. 1924 [1923]. "Insectae Portoricensis". A preliminary annotated check-list of the insects of Porto Rico, with descriptions of some new species. **Journal of the Department of Agriculture of Porto Rico** **7**(1): 1-313.
- _____. 1948 [1950]. The insects of Puerto Rico, **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico** **32**: 1-427.
- YACK, J. E., TIMBERS, T. A., CONNER, W. E., AIELLO, A. & SCHROEDER, F. C. 2004. Defensive flocculent emissions in a tiger moth, *Homoeocera stictosoma* (Arctiidae, Arctiinae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **58**(3): 173-177.
- YEN, S.; ROBINSON, G. S. & QUICKE, D. L. J. 2005. The phylogenetic relationships of Chalcosiinae (Lepidoptera, Zygaenoidea, Zygaenidae). **Zoological Journal of the Linnean Society** **143**: 161-341.

- ZASPEL, J. M. & WELLER, S. J. 2006. Review of generic limits of the tiger moth genera *Virbia* Walker and *Holomelina* Herrich-Schäffer (Lepidoptera: Arctiidae: Arctiinae) and their biogeography. **Zootaxa 1159**: 1-68.
- ZERNY, H. 1912. Syntomidae. *In*: Strand, E. (Ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 7**. W. Junk, Berlin. 179 pp.
- _____. 1931. Beiträge zur Kenntnis der Syntomiden. **Deutsche Entomologische Zeitschrift, Iris 45**: 1-27.
- ZIKÁN, J. F. & ZIKÁN, W. 1967. Inseto-fauna do Itatiaia e da Mantiqueira. III. Lepidoptera. **Pesquisa Agropecuária Brasileira 3**: 45-109.
- ZIMSEN, E. 1964. **The Type Material of I. C. Fabricius**. Munksgaard, Copenhagen, 656 pp.

8. Apêndices

8.1. Tabelas

Tabela I. Comparação das principais classificações já utilizadas para a “família Arctiidae” com base na classificação de LAFONTAINE & FIBIGER (2006), na qual todos os grupos listados pertencem a Noctuidae. A segunda linha refere-se à amplitude geográfica de cada trabalho. Nem sempre o uso de um mesmo nome ou de uma mesma categoria taxonômica para determinado grupo significa que os autores que os usaram delimitavam-nos da mesma forma. O ‘-’ indica que o autor não tratou do grupo; o “?” indica que o autor não especificou o posicionamento do grupo.

LAFONTAINE & FIBIGER (2006)	HAMPSON (1898, 1901, 1914, 1920)	SEITZ (1913-1939)	ZERNY (1912) STRAND (1919, 1922) BRYK (1931, 1937) GAEDE (1932)	FORBES (1939)	FORBES (1960)	KIRIAKOFF (1963)	PINHEY (1975)
<i>Mundo</i>	<i>Mundo</i>	<i>Mundo</i>	<i>Mundo</i>	<i>Panamá</i>	<i>Estados Unidos</i>	<i>Mundo</i>	<i>África do Sul</i>
Arctiinae (Noctuidae)	Arctiadae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiinae (Noctuidae)	Arctiidae
Arctiini	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	?	Arctiinae
Euchromiina	Syntomidae	Syntomidae	Syntomidae	Euchromiidae	Euchromiidae	Ctenuchidae	Ctenuchidae
Ctenuchina	Syntomidae	Syntomidae	Syntomidae	Euchromiidae	Euchromiidae	Ctenuchidae	Ctenuchidae
Syntomini	Syntomidae	Syntomidae	Syntomidae	-	-	?	Ctenuchidae
Nolinae	Nolinae (Arctiidae ou Lithosiidae)	Nolinae (Arctiidae)	Nolinae (Arctiidae)	-	-	Nolida (Noctuidae)	Nolidae
Cocytinae	-	Cocytinae (Arctiidae)	-	-	-	?	-
Aganainae	Callimorphidae (parte)	Hypsinae (Arctiidae)	Aganidae	Hypsidae	Hypsinae (Arctiidae)	?	Hypsidae
WATSON <i>et al.</i> (1980)	FRANCLEMONT (1983) FRANCLEMONT & TODD (1983)	MINET (1986)	HOLLOWAY (1988)	COMMON (1990)	SCOBLE (1992)	KITCHING & RAWLINS (1998)	JACOBSON & WELLER (2002)
<i>Mundo</i>	<i>América do Norte</i>	<i>Mundo</i>	<i>Bornéu</i>	<i>Australia</i>	<i>Mundo</i>	<i>Mundo</i>	<i>Mundo</i>
Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae	Arctiidae
Arctiinae	Arctiinae		Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae
Ctenuchidae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Arctiinae	Arctiinae
Ctenuchidae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Euchromiinae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Arctiinae	Arctiinae
Ctenuchidae	-	Syntomidae	Syntominae	Ctenuchinae	Ctenuchinae	Syntominae	Syntominae
Nolidae	Nolinae (Noctuidae)	-	Nolinae (Noctuidae)	Nolinae (Noctuidae)	Complexo Nolinae	Nolidae	Nolidae
Cocytidae	-	-	-	-	-	Cocytinae (Noctuidae)	Cocytinae (Noctuidae)
Aganainae (Noctuidae)	-	Aganainae (Noctuidae)	Aganainae (Noctuidae)	Aganidae	Aganainae (Noctuidae)	Aganainae (Noctuidae)	Aganainae (Noctuidae)

Tabela II. Histórico da classificação de Arctiini (*sensu* LAFONTAINE & FIBIGER, 2006). A segunda linha refere-se à amplitude geográfica de cada trabalho. Nem sempre o uso de um mesmo nome ou de uma mesma categoria taxonômica para determinado grupo significa que os autores que os usaram delimitavam-nos da mesma forma. O ‘-’ indica que o autor não tratou do grupo; o “?” indica que o autor não especificou o posicionamento do grupo.

LAFONTAINE & FIBIGER (2006)	FORBES (1939)	WATSON <i>et al.</i> (1980)	KITCHING & RAWLINS (1998)	JACOBSON & WELLER (2002)	SCHMIDT & OPLER (2008)
Mundo	Panamá	Mundo	Mundo	Mundo	América do Norte
Syntomini	-	Ctenuchidae	Syntominae	Syntominae	-
Lithosiini	Lithosiinae	Lithosiinae	Lithosiinae	Lithosiinae	Lithosiini
Arctiini	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiinae	Arctiini
Arctiina	Arctiinae	Arctiinae	Arctiini	Arctiini	Arctiina e Spilosomina
Callimorphina	Arctiinae	Arctiinae	Callimorphini + Nyctemerini + Utetheisini	Callimorphini	Callimorphina
Pericopina	Pericopidae	Pericopinae	Pericopini	Pericopini	Pericopina
Phaegopterina	Arctiinae	Arctiinae	Phaegopterini	Phaegopterini	Phaegopterina
Ctenuchina	Ctenuchinae (Euchromiidae)	Ctenuchidae	Ctenuchini	Ctenuchini	Ctenuchina
Euchromiina	Euchromiinae (Euchromiidae)	Ctenuchidae	Euchromiini	Euchromiini	Euchromiina

Tabela III. Comparação das terminologias referentes à genitália masculina segundo KLOTS (1970), SNODGRASS (1935), MATSUDA (1976) E SIBATANI *et al.* (1954). A nomenclatura de SIBATANI *et al.* (1954) para as partes das valvas é mostrada no trabalho de KLOTS (1970), e aparece em *itálico*. O símbolo “-” foi usado quando um autor não tratou de uma dada estrutura. Um termo é seguido de “?” significa que sua origem ontogenética ainda é ambígua. Entre parênteses encontram-se as homologias das estruturas, conforme interpretadas pelos autores. Esta tabela não apresenta todos os termos utilizados pelos diferentes autores, somente aqueles relevantes a este trabalho.

KLOTS (1970)	SNODGRASS (1935)	MATSUDA (1976)
♂		
Tegumen	Tergo IX	Tegumen (segmento IX ou IX+X)
Vínculo	Esterno IX + coxopodito do apêndice IX	Vínculo (esterno IX)
Saco	Parte esternal do segmento IX	Saco (evaginação anterior do vínculo)
Unco	Tergo X	Unco (deriva do X segmento larval e representa o XII segmento adulto)
Socii	Derivados dos pigópodos (segmento X) das larvas (?)	<i>Socius</i> (homólogos aos cercos de Trichoptera, representando o segmento XI (?))
Edeago	Edeago	Edeago ou pênis
Ceco	Falobase	
Vesica	Saco prepucial ou vesica	Vesica (endófalo)
Cornutos	<i>Titillators</i>	Cornutos
Juxta	-	Juxta
Valvas	Harpe (derivados dos harpagones, ou estilos, dos outros insetos)	Valvas
<i>Costa</i> (região dorso-proximal)	-	-
<i>Ampulla</i> (região dorso-medial)	-	-
<i>Cucullus</i> (região dorso-distal)	-	-
<i>Valvula</i> (região ventro-distal)		
<i>Harpe</i> (região ventro-medial)	-	-
<i>Sacculus</i> (ventro-proximal)	-	-

Tabela IV. Comparação das terminologias referentes à genitália feminina segundo KLOTS (1970), SNODGRASS (1935), MATSUDA (1976). O símbolo “-” foi usado quando um autor não tratou de uma dada estrutura. Esta tabela não apresenta todos os termos utilizados pelos diferentes autores, somente aqueles relevantes a este trabalho.

KLOTS (1970)	SNODGRASS (1935)	MATSUDA (1976)
♀		
Lamela antevaginal	Esterno VIII	Esterno VIII
Lamela pós-vaginal	Esterno IX	Esterno IX
Óstio	<i>Ostium bolsae</i> (vulva)	Óstio
Ducto da bolsa	Câmara genital (parte)	Ducto da bolsa
Oviporo	Oviporo	Oviporo
Ducto seminal	-	Ducto seminal
Bolsa copuladora	Câmara genital (parte)	Bolsa copuladora
Signos	-	Signos
Bolsa acessória	-	-
Apófises anteriores	Apófises do IX segmento	Apófises do IX segmento
Apófises posteriores	Apófises do X segmento	Apófises do X segmento
Papilas anais	Segmento X	Papilas anais (segmento X)

Tabela V. Dissecções de genitálias realizadas.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>C. cardinale</i>	Brasil	Salesópolis -SP	♂	MZSP	LRP077
		Serra Caraça -MG	♂	MZSP	LRP087
		Teresópolis - RJ	♂	USNM	96273
		Quatro Barras-PR	♀	USNM	96274
		Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP120
		Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP013
<i>M. sanguipuncta</i>	Brasil	Rio de Janeiro - RJ	♂	USNM	85566
		Alto da Serra - SP	♂	MZSP	LRP078
		Joinville - SC	♂	MZSP	LRP094
		Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP003
		Guaratuba - PR	♀	MZSP	LRP011
		Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP034
		Santa Catarina	♀	USNM	96282
<i>C. erythrarchos</i>	Brasil	Teresópolis - RJ	♂	MZSP	LRP103
		Serra Caraça - MG	♂	MZSP	LRP088
		Serra Caraça -MG	♀	MZSP	LRP015
<i>C. hanga</i>	Brasil	Nova Lima - MG	♂	USNM	85565
	Brasil	Ponta Grossa - PR	♂	MZSP	LRP075
	Argentina	Iguazú, Misiones	♂	MZSP	LRP076
	Brasil	Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP096
	Brasil	Santa Catarina	♀	USNM	96272
	Brasil	Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP007
	Brasil	Botelhos - MG	♀	MZSP	LRP009
<i>C. cruenta</i>	Brasil	Planaltina – DF	♂	USNM	LRP74
		Araguari - MG	♀	MZSP	LRP019
<i>M. clavata</i>	Argentina	Iguazú, Misiones	♂	MZSP	LRP090
	Brasil	Angra dos Reis RJ	♂	MZSP	LRP091
	Brasil	Nova Friburgo RJ	♂	USNM	96284
	Brasil	Ilhabela - SP	♀	MZSP	LRP037
	Argentina	Iguazú - Misiones	♀	MZSP	LRP010
	Brasil	São Paulo - SP	♀	MZSP	LRP033
<i>Hyda basilutea</i>	Brasil	Santarém - PA	♂	MZSP	LRP057

Tabela V. Continuação.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>M. sortita</i>	Brasil	SC	♂	USNM	85567
		Juquiá - SP	♂	MZSP	LRP095
		Ubatuba - SP	♂	MZSP	LRP070
		Sem procedência	♂	MZSP	LRP068
		Alexandra - PR	♀	DZUP	LRP012
		Juquiá - SP	♀	MZSP	LRP036
		Sem procedência	♀	USNM	85581
		Petrópolis - RJ	♀	USNM	96281
<i>M. consors</i>	Brasil	Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP065
		ES	♂	USNM	96280
		Angra dos Reis - RJ	♂	MZSP	LRP117
		Joinville - SC	♂	MZSP	LRP118
		São Paulo - SP	♀	MZSP	LRP014
		Curitiba - PR	♀	MZSP	LRP038
		Cantareira - SP	♀	MZSP	LRP119
		Sem procedência	♀	USNM	96279
<i>P. parthenii</i>	Rep.Dominicana	Dajabón	♂	USNM	85575
	Ilhas Virgens	St. Croix	♂	USNM	85576
<i>P. jamaicensis</i>	Jamaica	Hollymount	♂	USNM	LRP149
	Jamaica	Hollymount	♀	USNM	LRP023
<i>P. capistrata</i>	Cuba	Pinar del Rio	♂	VOB	LRP104
	Porto Rico	Maricao	♀	VOB	LRP025
	Porto Rico	Maricao	♀	VOB	LRP027
	Porto Rico	Guanica	♀	VOB	LRP029
<i>Nyridela chalciope</i>	?	Sem localidade	♂	MZSP	LRP150
<i>Ichoria tricineta</i> (Herrich- Schäffer)	Brasil	Sem procedência	♂	MZSP	LRP059
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP043
		Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP004
<i>Ichoria chalcomedusa</i> Druce	Brasil	Itatiaia - RJ	♀	MZSP	LRP006

Tabela V. Continuação.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>Saurita cassandra</i>	Brasil	São Paulo - SP	♂	MZSP	LRP079
		Sem procedência	♂	MZSP	LRP041
		Sem procedência	♂	MZSP	LRP035
		Juquiá - SP	♀	MZSP	LRP017
		Sem procedência	♀	MZSP	LRP035
<i>Homoeocera acuminata</i>	Brasil	Araras - SP	♂	MZSP	LRP089
	Brasil	Araras - SP	♀	MZSP	LRP008
	Venezuela	Aroa	♀	USNM	85558
	?	Sem procedência	♂	USNM	85559
<i>Homoeocera rodriguezi</i> Druce	México	Jalapas	♀	USNM	85569
	Costa Rica	Mount Poas	♂	USNM	85570
<i>Homoeocera crassa</i>	Costa Rica	Juan Vinas	♂	USNM	85568
	Costa Rica	Sitio	♀	USNM	96277
<i>Pheia albisigna</i>	Brasil	Juquiá - SP	♂	MZSP	LRP063
		S. José dos Campos - SP	♂	MZSP	LRP064
		Sem procedência	♂	MZSP	LRP042
		Cachimbo - PA	♀	MZSP	LRP001
		Planaltina - DF	♀	USNM	85562
		Cacaulândia - RO	♀	USNM	85563
		Ilha do Bananal - GO	♀	USNM	85564
<i>Eunomia latenigra</i>	Bahamas	Nassau	♂	AMNH	LRP147
	Bahamas	Nassau	♀	AMNH	LRP021
<i>Eunomia rubripunctata</i>	Jamaica	Christiana	♂	AMNH	LRP148
	?	Sem procedência	♀	AMNH	LRP022
<i>Eunomia colombina</i> (Fabricius)	Porto Rico	Patillas	♂	VOB	LRP106
<i>Mirandisca harpalyce</i>	Brasil	São Paulo - SP	♂	MZSP	LRP086
		Itatiaia - RJ	♂	MZSP	LRP101
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP102
		Campos do Jordão - SP	♀	MZSP	LRP018

Tabela V. Continuação

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>Leucotmemis tentredoides</i> (Walker)	Brasil	Porto Velho - RO	♂	MZSP	LRP044
<i>Eucereon chalcodon</i>	Brasil	Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP049
<i>Gymnelia laennus</i>	Brasil	Sem procedência	♂	MZSP	LRP050
<i>Autochloris enagrus</i>	Brasil	Tefé - AM	♂	MZSP	LRP051
<i>Rhynchopyga meisteri</i> Berg	Brasil	Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP052
<i>Sarosa pompilina</i>	Brasil	Juquiá - SP	♂	MZSP	LRP053
<i>Sarosa acutior</i>	Brasil	Cacaulândia - RO	♂	USNM	85577
	Brasil	Açailândia - MA	♂	USNM	85578
	Guiana	Omai	♂	USNM	85579
	Peru	Chauchamarou	♀	USNM	85580
<i>Sarosa lutibasis</i> Hampson	Colômbia	Cali	♂	MZSP	LRP062
<i>Dasysphinx torquata</i> Druce	Brasil	Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP054
<i>Eurota picta</i> (Herrich- Schäffer)	Brasil	RS	♂	MZSP	LRP046
<i>Eurota helena</i> (Herrich- Schäffer)	Brasil	Tayó - SC	♂	MZSP	LRP047
<i>Eurota stictibasis</i> Hampson	Brasil	São Paulo - SP	♂	MZSP	LRP056
<i>Mesothen pyrrha</i> Schaus	Brasil	Salobra - MT	♂	MZSP	LRP066
		Salobra - MT	♂	MZSP	LRP092

Tabela V. Continuação.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>Loxophlebia masa</i>	México	Sta. Rosa, Veracruz	♂	USNM	85552
	México	Sta. Rosa, Veracruz	♀	USNM	85553
<i>Loxophlebia postflavia</i> Druce	Brasil	Angra dos Reis - RJ	♂	MZSP	LRP115
<i>Gymnelia salvini</i>	Costa Rica	Guapiles	♀	USNM	85571
		Sixola River	♂	USNM	85572
<i>Gymnelia lucens</i> Dognin	Colômbia	Bogotá	♂	USNM	85554
		Popayan	♀	USNM	85555
<i>Rhynchopyga bifasciata</i>	Peru	Carabaza	♂	USNM	85557
		Carabaza	♀	USNM	85556
<i>Mesotheren ígnea</i>	Venezuela	Lara	♂	USNM	85573
	Peru	Sto. Domingo	♀	USNM	85574
<i>Phoenicoprocta vacillans</i>	Equador	Hulera	♂	USNM	96283
	Trinidad	?	♂	USNM	96285
	Brasil	Açailândia	♂	USNM	96275
	Venezuela	Caura Valley	♂	USNM	96276
	Guiana	Georgetown	♀	USNM	96278
	Guiana	Georgetown	♀	USNM	LRP005
	Guatemala	Cayuga	♀	USNM	LRP030
<i>Phoenicoprocta sanguinea</i> (Walker)	?	Sem procedência	♂	USNM	LRP110
<i>Phoenicoprocta rubiventer</i> Hampson	Brasil	Santarém - PA	♂	MZSP	LRP067
	Nicarágua	Puerto Cabezas	♂	VOB	LRP107
<i>Phoenicoprocta biformata</i> Gibbs	Costa Rica	Turrialba	♀	VOB	LRP028
<i>Phoenicoprocta schreiteri</i> Jörgensen	Brasil	São José dos Campos - SP	♂	MZSP	LRP114

Tabela V. Continuação.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>Phoenicoprocta steinbachi</i> Rothschild	Brasil	São José dos Campos - SP	♂	MZSP	LRP109
<i>Phoenicoprocta haemorrhoidalis</i> (Fabricius)	Brasil	Pipa – RN	♂	VOB	LRP105
		Salesópolis – SP	♂	MZSP	LRP093
		Sem procedência	♂	MZSP	LRP039
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP40
<i>Cosmosoma auge</i>	?	Sem procedência	♂	MZSP	LRP055
	Brasil	Angra dos Reis - RJ	♀	MZSP	LRP026
	Porto Rico	Bayamón	♀	USNM	85560
	Jamaica	?	♀	USNM	85561
<i>Cosmosoma elegans</i>	Brasil	Juquiá - SP	♂	MZSP	LRP084
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP099
		Rio Vermelho - SC	♂	MZSP	LRP100
		Rio Vermelho - SC	♀	MZSP	LRP016
		Rio Vermelho - SC	♀	MZSP	LRP032
<i>Cosmosoma subflamma</i>	Brasil	Santarém - PA	♂	MZSP	LRP058
<i>Cosmosoma eumelis</i>	Brasil	Araras - SP	♂	MZSP	LRP069
<i>Cosmosoma deyrollei</i> (Walker)	Brasil	Ubatuba - SP	♂	MZSP	LRP070
		Sem procedência	♀	USNM	85581
<i>Cosmosoma leuconoton</i>	Brasil	Rio de Janeiro - RJ	♂	MZSP	LRP081
		Rio Vermelho - SC	♂	MZSP	LRP098
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP097
<i>Cosmosoma centrale</i> (Walker)	Brasil	Juquiá - SP	♂	MZSP	LRP082
<i>Cosmosoma telephus</i> (Walker)	Brasil	Alto da Serra - SP	♂	MZSP	LRP083

Tabela V. Continuação.

Espécie	País	Localidade	Sexo	Coleção	Nº da preparação
<i>Phoenicoprocta teda</i>	Brasil	Salesópolis - SP	♀	MZSP	LRP020
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP045
		Salesópolis - SP	♂	MZSP	LRP080
<i>Poecilosoma chrysis</i>	Brasil	Angra dos Reis - RJ	♂	MZSP	LRP060
<i>Mesothen desperata</i> (Walker)	Brasil	MT	♂	MZSP	LRP146
<i>Isanthrene incendiaria</i>	Brasil	Ilha da Vitória - SP	♂	MZSP	LRP072
<i>Chrostosoma tabascensis</i>	Guatemala	Cayuga	♂	USNM	85548
	Guatemala	Cayuga	♀	USNM	85549
<i>Chrostosoma fassli</i> Draudt	Colômbia	Pacho	♂	USNM	85550
	?	Sem procedência	♀	USNM	85551
<i>Phoenicoprocta lydia</i> Druce	Guatemala	Usumatlán	♂	VOB	LRP112
<i>Phoenicoprocta nalis</i> Schrottky	Brasil	Rio Vermelho - SC	♂	MZSP	LRP113
<i>Phoenicoprocta chrysorrhoea</i> Hampson	Costa Rica	Siquirres	♂	VOB	LRP108
<i>Leucotmemis nexa</i> (Herrich-Schäffer)	Brasil	Santarém - PA	♂	MZSP	LRP048
<i>Isanthrene vespiformis</i>	Brasil	Santarém - PA	♂	MZSP	LRP061
<i>Mesothencatherina</i> Schaus	Brasil	Sete Lagoas - MG	♂	MZSP	LRP145
<i>Phoenicoprocta mexicana</i> (Walker)	México	Jalapa	♂	USNM	LRP111
		Jalapa	♀	USNM	LRP024
<i>Cosmosoma durca</i> Schaus	Brasil	Rio Vermelho - SC	♂	MZSP	LRP085

Tabela VI. Matriz da análise cladística preliminar.

TÁXON	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
<i>E. chalcodon</i>	0	0	0	0	1	1	0	-	1	0	2	1	1	0	1	0	0	?	0	1	1	-	-	-	-
<i>M. clavata</i>	0	1	0	0	0	1	1	0	1	1	3	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>M. catherina</i>	1	0	0	0	0	1	0	-	1	0	3	1	1	0	?	0	0	?	0	0	?	1	0	0	2
<i>L. postflavia</i>	1	1	1	0	0	1	1	1	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	2
<i>M. consors</i>	1	1	0	1	0	1	1	1	1	?	3	1	1	0	1	0	1	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>M. sortita</i>	1	0	0	1	0	1	1	0	1	1	3	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	1	1	0	1
<i>M. sanguipuncta</i>	1	1	1	0	0	1	1	0	1	1	3	1	1	0	1	0	1	1	0	0	0	1	0	0	?
<i>C. erythrarchos</i>	1	1	1	1	0	1	1	0	1	1	3	1	1	0	1	?	1	1	0	0	0	1	0	0	?
<i>C. hanga</i>	1	1	1	0	1	1	1	0	1	1	3	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	1	0	0	?
<i>C. cruenta</i>	1	0	1	1	1	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	2	1	1	0	0	0	1	0	0	0
<i>C. auge</i>	1	0	0	0	0	1	1	?	1	0	3	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	?
<i>G. laennus</i>	1	1	0	0	0	1	0	-	1	2	1	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	1	0	1	0
<i>H. crassa</i>	1	1	0	0	0	1	2	-	0	0	1	0	1	0	1	1	0	1	0	0	0	0	-	-	-
<i>H. basilutea</i>	1	0	2	0	2	1	3	-	0	0	1	1	1	0	?	0	0	?	0	0	?	1	1	-	0
<i>I. incendiaria</i>	0	2	0	0	0	1	0	-	1	0	3	2	0	1	1	1	?	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>N. penates</i>	1	0	0	0	0	1	0	-	1	0	3	1	1	0	1	0	?	?	0	0	0	1	0	1	0
<i>S. acutior</i>	1	0	0	0	?	1	1	0	1	2	3	2	1	2	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>P. albisigna</i>	1	1	1	0	0	0	-	-	-	-	0	1	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	-	-
<i>P. vacillans</i>	1	0	0	0	0/3	1	0	-	1	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0/1	1	0	1	0
<i>S. cassandra</i>	1	0	0	0	0	1	0	-	1	2	1	0	?	0	1	0	0	0	0	1	1	-	-	-	-
<i>G. salvini</i>	1	0	0	0	0	1	0	-	1	2	2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>A. enagrus</i>	1	0	0	0	0	1	?	?	?	?	0	0	1	0	1	?	1	1	0	0	0	1	0	1	0
<i>M. harpalyce</i>	1	0	1	0	0	1	1	0	1	1	4	0	1	0	1	1	1	?	0	0	0	1	0	0	?
<i>C. elegans</i>	1	3	0	0	1	1	1	0	1	1	4	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>C. subliamna</i>	1	0	0	0	0	1	1	0	1	?	2	1	1	0	1	1	0	?	0	0	0	1	0	0	?
<i>P. parthenii</i>	1	0	1	?	7	1	0	-	1	0	1	1	1	0	?	0	?	?	1	0	?	0	-	-	-
<i>C. remota</i>	1	0	0	0	0	1	1	1	1	?	2	1	1	0	?	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0
<i>R. bifasciata</i>	1	3	0	0	0	1	1	0	1	?	3	?	1	0	0	1	0	0	0	1	1	-	-	-	-
<i>C. tabascensis</i>	1	0	0	0	0	1	1	0	1	?	0	0	1	0	1	?	0	0	0	0	0	1	2	-	-
<i>L. masa</i>	1	0	1	2	1	1	1	0	1	?	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	0	0	1	-	2
<i>P. chrysis</i>	1	0	0	0	0	1	1	1	1	?	3	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	?
<i>M. ignea</i>	1	1	1	0	3	1	1	0	1	1	?	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>C. leuconoton</i>	0	1	0	0	0	1	1	0	1	1	3	1	1	0	1	1	1	?	0	0	0	1	1	-	?
<i>P. teda</i>	1	0	0	0	4	1	0	-	1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	-	
<i>E. laterinigra</i>	1	0	3	0	5	1	1	0	1	?	1	0	1	0	1	1	0	1	2	0	0	1	0	0	?
<i>E. rubripunctata</i>	1	0	3	0	5	1	1	0	1	?	1	0	1	0	1	1	0	0	2	0	0	1	0	0	1
<i>P. jamaicensis</i>	1	0	0	0	6	1	0	-	1	0	1	3	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	-	-	-
<i>H. acuminata</i>	1	0	0	0	6	1	0	-	1	0	?	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	-	-
<i>N. chalciopoe</i>	1	1	0	0	6	1	0	-	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1	-	0
<i>S. pompiilina</i>	1	0	0	0	2	1	0	-	1	0	2	2	0	?	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0
<i>I. vespiiformis</i>	0	1	2	0	0	1	0	-	1	?	2	2	0	2	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0

Tabela VI. Continuação.

TÁXON	2 6	2 7	2 8	2 9	3 0	3 1	3 2	3 3	3 4	3 5	3 6	3 7	3 8	39	4 0	4 1	4 2	4 3	4 4	4 5	4 6	4 7	4 8	4 9
<i>E. chalcodon</i>	0	0	-	1	-	-	-	-	0	-	1	-	-	0	0	-	1	1	0	0	0	1	0	0
<i>M. clavata</i>	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	1	1	1	0	-	0	-	0	0	0	2	0	0
<i>M. catherina</i>	0	0	1	0	0	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	1	0	0	1	?	0	1	1	?
<i>L. postflavia</i>	0	0	1	0	0	-	1	1	0	1	0	1	1	0	1	1	0	0	1	?	0	1	1	?
<i>M. consors</i>	0	0	0	1	3	0	0	0	0	1	0	1	1	0/1	1	0	0	0	0	?	0	1	0	0
<i>M. sortita</i>	0	0	0	1	3	1	0	0	0	1	0	1	1	1	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>M. sanguipuncta</i>	0	0	1	1	0	-	1	1	0	1	0	1	1	0/1	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>C. erythrarchos</i>	0	0	1	1	0	-	0	1	0	1	0	1	1	0/1	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>C. hanga</i>	0	0	0	1	0	-	0	1	0	1	0	1	1	0/1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>C. cruenta</i>	0	0	0	1	0	-	1	1	0	1	0	1	1	?	0	-	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>C. auge</i>	0	0	0	1	0	-	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0
<i>G. laennus</i>	0	0	1	1	0	-	0	2	0	1	0	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>H. crassa</i>	0	0	1	?	0	0	1	1	0	1	0	0	-	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>H. basilutea</i>	0	0	0	0	0	-	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	?	0
<i>I. incendiaria</i>	0	0	0	1	1	-	0	0	0	1	0	1	1	0	0	-	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>N. penates</i>	0	0	1	1	0	-	1	1	0	1	0	0	-	0	0	-	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>S. acutior</i>	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	?	0	-	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>P. albispina</i>	0	0	0	0	0	-	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	2	-	0	0
<i>P. vacillans</i>	0	0	1	1	0	-	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	?	1	1	0	1	?	0
<i>S. cassandra</i>	0	0	-	1	-	-	-	-	0	-	1	-	-	0	1	0	?	1	0	0	0	1	0	0
<i>G. salvini</i>	0	0	0	1	4	-	0	2	0	0	0	1	1	0	1	0	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>A. enagrus</i>	0	0	1	1	0	-	0	2	0	1	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>M. harpalycce</i>	0	0	1	1	0	-	0	1	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>C. elegans</i>	0	0	1	1	0	-	0	0	0	1	0	1	1	0	0	-	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>C. subflamma</i>	0	0	0	1	0	-	1	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	2	1	0	0
<i>P. parthenii</i>	0	1	1	0	0	-	1	2	0	1	0	0	-	0	0	-	0	2	0	2	0	1	0	1
<i>C. remota</i>	0	0	1	1	0	-	1	1	0	1	0	1	1	0	0	-	0	0	0	1	0	1	0	0
<i>R. bifasciata</i>	0	0	-	1	-	-	-	-	0	-	0	-	-	0	0	-	1	?	0	0	0	1	0	0
<i>C. tabascensis</i>	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	1	1	0	0	-	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>L. masa</i>	0	0	0	0	0	0	1	?	?	1	0	1	0	0	0	-	0	?	0	0	1	-	0	0
<i>P. chrysis</i>	0	0	0	1	0	-	1	0	0	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>M. ignea</i>	0	0	0	1	0	-	0	1	0	1	0	1	1	0	0	-	0	?	0	0	0	1	0	0
<i>C. leuconoton</i>	0	0	1	1	0	-	0	1	0	1	0	1	?	0	0	-	0	0	0	0	2	0	0	0
<i>P. teda</i>	?	0	0	1	1	0	-	1	?	1	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>E. laterigra</i>	1	0	1	1	0	-	0	?	1	1	0	1	0	0	0	-	0	2	0	?	0	1	0	0
<i>E. rubripunctata</i>	1	0	1	1	0	-	0	0	0	1	0	1	0	0	0	-	0	2	0	0	0	1	0	0
<i>P. jamaicensis</i>	0	1	1	0	0	-	1	1	0	1	0	1	0	0	0	-	0	2	0	2	0	2	0	1
<i>H. acuminata</i>	0	0	1	0	0	-	0	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>N. chalciope</i>	0	0	1	1	0	1	1	?	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>S. pompiilina</i>	0	0	0	1	2	1	0	0	0	1	0	1	1	0	0	-	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>I. vespiformis</i>	0	0	0	1	1	1	0	1	?	?	0	1	0	0	0	-	0	0	0	0	0	1	0	0

Tabela VI. Continuação.

TAXON	50	51	52	53	54	55	56	57	58
<i>E. chalcodon</i>	?	1	-	0	0	0	-	0	0
<i>M. clavata</i>	0	0	0	0	0	0	-	0	0
<i>M. catherina</i>	0	0	0	0	?	0	2	0	0
<i>L. postflavia</i>	0	0	0	0	?	0	2	0	0
<i>M. consors</i>	0	0	0	0	1	0	2	0	0
<i>M. sortita</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>M. sanguipuncta</i>	0	0	0	0	0	0	2	1	1
<i>C. erythrarchos</i>	0	0	0	0	0	0	2	1	1
<i>C. hanga</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>C. cruenta</i>	0	0	0	0	0	0	?	0	?
<i>C. auge</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>G. laennus</i>	0	0	1	0	0	0	2	0	0
<i>H. crassa</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>H. basilutea</i>	0	1	-	1	1	0	2	0	0
<i>I. incendiaria</i>	0	1	-	0	0	?	2	0	0
<i>N. penates</i>	1	1	-	0	0	0	?	0	0
<i>S. acutior</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>P. albisigna</i>	0	1	-	0	0	0	?	0	0
<i>P. vacillans</i>	0	0	0	1	1	0	1	?	?
<i>S. cassandra</i>	0	0	1	0	0	0	?	0	0
<i>G. salvini</i>	0	0	1	0	0	0	?	0	0
<i>A. enagrus</i>	1	0	0	0	0	0	?	0	0
<i>M. harpalyce</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>C. elegans</i>	0	0	0	1	0	0	?	0	0
<i>C. subflamma</i>	0	1	-	0	0	0	2	0	0
<i>P. parthenii</i>	0	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>C. remota</i>	0	0	0	2	0	0	?	0	0
<i>R. bifasciata</i>	0	1	-	0	0	0	?	?	?
<i>C. tabascensis</i>	0	0	0	0	0	1	1	0	0
<i>L. masa</i>	0	0	0	0	2	0	?	0	0
<i>P. chrysis</i>	0	1	-	0	2	0	2	?	?
<i>M. ignea</i>	0	0	0	0	0	0	1	?	?
<i>C. leuconoton</i>	0	0	1	0	0	0	?	?	?
<i>P. teda</i>	0	0	0	0	2	1	1	?	0
<i>E. latenigra</i>	0	0	0	0	1	0	2	0	0
<i>E. rubripunctata</i>	0	0	0	0	1	0	2	0	0
<i>P. jamaicensis</i>	0	0	1	?	1	0	2	0	0
<i>H. acuminata</i>	0	0	0	0	1	0	2	0	0
<i>N. chalciope</i>	0	0	0	0	1	0	2	?	?
<i>S. pompilina</i>	0	0	1	0	0	0	?	0	0
<i>I. vespiformis</i>	0	0	1	0	0	0	?	?	?

Tabela VII. Matriz da análise cladística final.

TÁXON	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
<i>E. chalcodon</i>	?	0	?	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	?	2	0	0	0	1	1	0	?	?	?
<i>A. parthenii</i>	1	0	0	?	?	1	5	0	1	?	0	0	0	0	1	1	?	2	2	0	?	0	0	0	-
<i>A. capistrata</i>	1	0	0	0	0	0	5	1	0	1	0	0	0	0	1	1	0	2	3	0	0	0	0	0	-
<i>A. jamaicensis</i>	1	0	1	1	0	0	5	1	1	1	0	0	0	0	-	1	0	0	?	0	0	0	0	0	-
<i>M. clavata</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1	0	1	2	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	1	0
<i>R. consors</i>	1	0	1	0	1	0/4	0	0	1	1	0	1	0	0	1	3	1	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>R. sortita</i>	1	0	0	1	1	0/4	0	0	2	1	0	1	2	0	1	3	1	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>R. cruenta</i>	1	0	0	0	1	1	1	0	0	1	0	1	2	0	1	2	1	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>R. cardinale</i>	1	0	1	1	1	1	0	0	1	1	0	1	2	0	1	3	1	0	1	0	0	1	1	1	0
<i>R. erythrarchos</i>	1	0	1	1	1	1	0	0	?	1	0	1	2	0	1	3	1	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>R. hanga</i>	1	0	?	1	0	1	1	0	2	1	0	1	2	0	1	3	1	0	1	0	0	1	1	1	0
<i>R. sanguipuncta</i>	1	0	1	1	0	1	0	0	1	1	0	1	2	0	1	3	1	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>H. basilutea</i>	1	0	0	?	0	2	2	0	1	?	1	-	0	1	1	1	0	0	5	0	?	0	0	1	-
<i>M. ignea</i>	1	0	1	0	0	1	3	0	2	1	0	1	2	0	0	?	0	0	0	0	0	0	1	1	0
<i>P. teda</i>	1	1	0	0	0	0	4	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	6	0	0	0	0	1	-
<i>P. vacillans</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	2	0	1	1	0	0	0	0	0/1	0	1	1	1
<i>C. auge</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	1	0	0	1	3	0	0	7	0	0	0	1	1	0
<i>S. cassandra</i>	1	0	?	?	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	1	1	0	?	?	?
<i>H. crassa</i>	1	0	1	1	0	0	0	0	1	0	1	-	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	-
<i>H. acuminata</i>	1	0	?	?	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	?	0	0	0	0	0	0	0	1	-
<i>L. masa</i>	1	0	0	0	2	1	8	0	2	0	0	1	?	0	1	1	1	0	?	0	0	0	0	1	-
<i>G. laennus</i>	1	0	1	1	0	0	0	0	2	1	0	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1
<i>M. harpalyce</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	2	1	0	1	2	0	0	4	1	0	0	0	0	0	1	1	0
<i>C. leuconoton</i>	0	0	2	0	0	0	0	0	2	1	0	1	2	0	1	3	1	0	0	0	0	0	0	1	-
<i>C. elegans</i>	1	0	2	0	0	0	7	0	2	1	0	1	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	1	1	0
<i>E. latenigra</i>	1	1	0	0	0	3	6	0	2	1	0	1	?	0	0	1	0	1	4	0	0	0	1	1	0
<i>R. bifasciata</i>	1	0	2	0	0	0	0	0	2	0	0	1	?	0	?	3	0	0	0	1	1	0	?	?	?

Tabela VII. Continuação.

TAXON	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50
<i>E. chalcodon</i>	?	0	?	0	-	-	0	?	-	-	?	-	3	-	-	0	-	-	1	1	0	0	0	0	-
<i>A. parthenii</i>	-	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	2	0	0	0	0	1	2	0	0	0	1	0	0	-
<i>A. capistrata</i>	-	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	3	0	0	0	0	1	2	0	0	0	1	0	0	-
<i>A. jamaicensis</i>	-	1	1	2	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	2	0	0	0	?	0	0	-
<i>M. clavata</i>	1	0	0	-	1	0	0	0	2	0	-	0	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>R. consors</i>	1	0	0	-	1	0/1	0	1/2	1	0	-	1	1	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>R. sortita</i>	1	0	0	-	1	0	0	1	1	0	-	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>R. cruenta</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	3	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0
<i>R. cardinale</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	3	1	0	1	1	0	0	0	0	1	1	2
<i>R. erythrarchos</i>	1	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	2	1	1
<i>R. hanga</i>	1	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	2
<i>R. sanguipuncta</i>	1	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	3	1	0	1	1	0	0	0	0	2	1	1
<i>H. basilutea</i>	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	3	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	-
<i>M. ignea</i>	1	0	1	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>P. teda</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	?	?	?	1	0	3	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>P. vacillans</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	1	2	0	3	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>C. auge</i>	0/1/2	0	1	0	1	0	0	0	0	0	-	-	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>S. cassandra</i>	?	0	?	0	-	-	0	?	-	-	?	-	0	-	-	0	-	-	1	0	0	0	0	0	-
<i>H. crassa</i>	-	0	1	0	0	-	1	0	0	1	1	1	0	3	1	1	1	1	0	0	1	-	0	0	-
<i>H. acuminata</i>	0	0	1	0	1	2	1	0	0	1	1	1	0	3	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	-
<i>L. masa</i>	2	0	?	0	1	0	1	0	?	?	?	0	0	3	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0	-
<i>G. laennus</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	1	0	?	1	0	0	-	0	0	0	0	0	0	-
<i>M. harpalyce</i>	2	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	?	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>C. leuconoton</i>	1	0	1	0	1	0	0	0	2	1	1	1	0	2	1	0	1	1	0	0	0	0	2	0	-
<i>C. elegans</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	-	1	0	3	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	-
<i>E. latenigra</i>	1	0	1	0	1	1	0	0	1	?	?	1	0	?	0	?	?	?	0	0	0	?	0	0	-
<i>R. bifasciata</i>	?	0	?	0	-	-	0	?	-	-	?	-	2	-	-	0	-	-	0	0	0	0	0	0	-

Tabela VII. Continuação.

TÁXON	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	67	68	69	70	71	72	73	74	75
<i>E. chalcodon</i>	0	0	0	1	?	5	0	2	0	1	0	?	0	2	0	0	-	0	1	0	1	1	0	-	1
<i>A. parthenii</i>	0	0	0	0	3	3	1	2	0	1	2	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	-	-	-	0
<i>A. capistrata</i>	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	-	-	-	0
<i>A. jamaicensis</i>	0	0	0	0	3	2	1	2	0	1	2	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	-	-	-	1
<i>M. clavata</i>	1	0	0	0	0	0	0	?	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	1	0	-	1
<i>R. consors</i>	0/1	1	1	0	0	2	0	?	0	?	?	0	0	0	0	1	0	2	0	1	1	0	0	-	0
<i>R. sortita</i>	0/1	1	1	0	0	2	0	?	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	2	1
<i>R. cruenta</i>	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	-	1
<i>R. cardinale</i>	0	1	1	0	2	2	0	2	0	0	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	2	0
<i>R. erythrarchos</i>	0/1	1	1	0	2	2	0	1	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1	0
<i>R. hanga</i>	?	1	1	0	2	4	0	?	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	1
<i>R. sanguipuncta</i>	0/1	1	1	0	0	2	0	?	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1
<i>H. basilutea</i>	0	0	1	0	?	2	0	1	0	2	1	0	0	0	0	?	0	3	1	0	1	-	0	?	1
<i>M. ignea</i>	0	0	0	0	2	5	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	-	1
<i>P. teda</i>	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	4	1	0	1	?	?	?	0
<i>P. vacillans</i>	0	0	1	0	2	2	0	1	0	0	?	2	0	0	0	1	0	2	?	0	1	?	?	?	1
<i>C. auge</i>	0	0	1	0	?	?	0	?	2	-	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	1	-	-	?
<i>S. cassandra</i>	0	0	1	0	?	5	0	1	0	0	0	?	0	0	0	1	1	0	1	0	1	1	-	-	1
<i>H. crassa</i>	0	0	1	0	1	4	0	0	0	0	0	?	0	0	0	1	0	1	1	0	?	?	?	?	1
<i>H. acuminata</i>	0	0	1	0	1	4	0	0	0	?	0	0	0	0	?	1	0	2	1	0	1	?	0	-	0
<i>L. masa</i>	0	0	0	0	1	2	0	2	1	-	0	?	0	2	0	1	0	0	1	0	0	-	?	?	1
<i>G. laennus</i>	0	0	1	0	?	2	0	1	0	0	0	1	1	2	0	1	0	0	1	0	1	0	0	-	0
<i>M. harpalyce</i>	0	0	1	0	2	5	0	0	0	0	0	?	?	0	0	1	0	0	0	0	1	0	?	0	1
<i>C. leuconoton</i>	0	0	0	0	1	0	0	1	2	-	0	0	0	0	0	1	?	0	1	1	1	1	0	-	1
<i>C. elegans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	0	0	-	1
<i>E. latenigra</i>	0	0	0	0	0	1	0	2	0	0	0	2	0	0	0	1	0	1	1	0	1	0	0	-	1
<i>R. bifasciata</i>	0	0	0	1	?	4	0	2	0	0	?	1	0	0	0	0	-	0	1	0	1	?	0	-	1

Tabela VII. Continuação.

TÁXON	76	77	78	79	80	81	82	83	84	85	86	87	88	89	90	91	92	93	94	95	96	97	98
<i>E. chalcodon</i>	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	0	0	-	0	0	1	0	0	6	?	3
<i>A. parthenii</i>	2	1	1	0	0	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?
<i>A. capistrata</i>	1	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	2	?	?
<i>A. jamaicensis</i>	1	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	2	0	2
<i>M. clavata</i>	2	0	1	0	0	?	0	0	0	0	1	1	0	0	-	0	0	1	0	2	3	0	0
<i>R. consors</i>	1	1	0	1	0	0	?	0	0	2	2	0	1	1	0	-	0	0	1	0	5	5	0
<i>R. sortita</i>	0	0	1	1	1	?	0	0	0	0	0	?	?	0	-	1	0	2	0	6	4	0	0
<i>R. cruenta</i>	0	0	0	3	0	?	0	0	?	?	?	?	?	0	-	1	2	?	0	0	1	?	1
<i>R. cardinale</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	-	1	0	2	0	4	0	?	1
<i>R. erythrarchos</i>	1	0	1	1	1	?	0	0	0	0	0	1	1	0	-	1	2	2	1	0	0	?	?
<i>R. hanga</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	?	?	0	-	1	0	?	1	0	0	?	1
<i>R. sanguipuncta</i>	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	-	1	2	0	1	0	0	?	1
<i>H. basilutea</i>	1	0	?	0	0	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?
<i>M. ignea</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	-	0	0	1	0	0	0	0	2
<i>P. teda</i>	?	0	?	0	2	?	0	0	?	?	?	?	?	0	-	0	0	?	0	0	2	?	?
<i>P. vacillans</i>	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	2	0	1
<i>C. auge</i>	4	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	-	0	0	1	0	1	3	0	0
<i>S. cassandra</i>	1	0	?	0	0	?	0	0	0	0	1	1	1	0	-	0	1	0	0	0	0	1	0
<i>H. crassa</i>	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	-	0	0	1	0	3	3	2	?
<i>H. acuminata</i>	2	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	?	?	0	-	0	0	0	0	0	0	3	1
<i>L. masa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	-	0	0	1	0	1	3	0	?
<i>G. laennus</i>	1	0	1	0	0	?	0	0	0	1	0	?	?	0	-	0	0	?	?	?	2	0	1
<i>M. harpalyce</i>	1	0	?	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	-	0	0	?	0	7	3	?	2
<i>C. leuconoton</i>	0	0	?	?	?	1	0	0	?	?	0	1	0	0	-	0	0	?	0	0	6	0	2
<i>C. elegans</i>	3	0	?	0	0	0	0	0	0	?	0	1	1	0	-	0	0	0	0	0	0	?	0
<i>E. latenigra</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	1	1	0	-	0	0	1	0	1	3	?	1
<i>R. bifasciata</i>	0	0	0	4	?	0	0	0	0	1	0	1	1	0	-	0	0	1	0	?	?	2	2

8.2. Figuras

Figura 1. “Filogenia” de Noctuoidea sugerida por HAMPSON (1898). O autor reconheceu, em sua proposta, a sugestão de HERRICH-SCHÄFFER (1854) de separar “Syntomidae” (grupo que englobava os atuais Euchromiina + Ctenuchina, além dos atuais Syntominiinae) de Zygaenidae, e colocou-os próximos do que chamava de “Arctiidae”.

Figura 2. “Filogenia” de Noctuoidea proposta por FORBES (1923). Este autor, ao contrário de HAMPSON (1898), não considerou “Arctiidae” derivados de “Noctuidae”, embora tenha reconhecido a proximidade de “Syntomidae” de HAMPSON (que ele chamou de “Amatidae”) com “Arctiidae”.

Figura 3. “Filogenia” de Noctuoidea sugerida por RICHARDS (1932). Esta proposta de relações filogenéticas foi baseada unicamente na morfologia dos órgãos timpânicos e na venação das asas anteriores, caracteres ainda hoje considerados importantes para a classificação do grupo.

Figura 4. Filogenia de “Noctuidae” proposta por KITCHING (1984). Embora o objetivo do autor não fosse examinar as relações filogenéticas de Noctuoidea, é interessante notar o posicionamento de subfamílias de Noctuidae que já foram consideradas próximas de Arctiinae. Lymantriinae não foi utilizado no estudo.

Figura 5. Cladograma de consenso estrito proposto por WELLER *et al.* (1994) usando um gene nuclear (28S *rRNA*) e um mitocondrial (*ND1*). O não monofiletismo de “Arctiidae” obtido pelos autores foi creditado, por MITCHELL *et al.* (2006), à inadequação destes genes em estudos filogenéticos neste nível taxonômico. A = “Arctiidae”; N = Notodontidae; Q = Quadrifine “Noctuidae”; T = Trifine “Noctuidae”.

Figura 6. Cladograma modificado de SPEIDEL *et al.* (1996).

Figura 7. Interpretação de MITCHELL *et al.* (2006) das relações filogenéticas de Noctuoidea, a partir da proposta de classificação de KITCHING & RAWLINS (1998).

Figura 8. Proposta de MITCHELL *et al.* (2000) para as relações filogenéticas de Noctuoidea com base nos genes nucleares *EF-1α* e *DDC*.

Figura 9. Relações filogenéticas de Noctuoidea segundo FIBIGER & LAFONTAINE (2005). Modificado de LAFONTAINE & FIBIGER (2006).

Figura 10. Cladograma de consenso estrito de MITCHELL *et al.* (2006), construído com base nos mesmos genes de MITCHELL *et al.* (2000), mas com o dobro de espécies.

Figura 11. Proposta de LAFONTAINE & FIBIGER (2006) para a classificação de Noctuoidea. Seu conceito de Noctuidae, englobando “Arctiidae” e “Lymantriidae” e não abrangendo Micronoctuidae é o adotado neste estudo.

Figura 12. Relações filogenéticas de “Arctiidae” segundo JACOBSON & WELLER (2002).

Figura 13. Morfologia de Lepidoptera. A) Asas anterior e posterior de *Cosmosoma auge* mostrando a nomenclatura adotada para venação alar. A veia CuP é representada apenas por uma linha de escamas; B) Esquema de genitália masculina de Lepidoptera em vista lateral (modificado de KLOTS, 1970). C) Vista interna de uma valva hipotética, mostrando suas divisões segundo SIBATANI *et al.* (1954) (modificado dos mesmos autores). D) Esquema do abdome de uma fêmea hipotética (Dytrisia) em vista lateral interna. (modificado de KLOTS, 1970).

Figura 14. “Filogenia” de HAMPSON (1898) para os atuais Eucromiina e Ctenuchina. Notar a posição de *Mallodeta* (azul) dentro de Eucromiina (vermelho) em um grupo composto por mais 17 gêneros.

Figura 15. Cladograma de consenso estrito da análise preliminar com pesagem igual.

Figura 16. Cladograma de consenso de maioria (>70%) da análise preliminar com pesagem igual.

Figura 17. Cladograma de consenso estrito obtido na análise preliminar com pesagem implícita.

Figura 18. Cladograma de consenso de maioria (>50%) obtido na análise preliminar com pesagem implícita.

Figura 19. .Cladograma de consenso estrito obtido na análise preliminar com pesagem sucessiva.

Figura 20. Cladograma de consenso de maioria obtido na análise preliminar com pesagem sucessiva.

Figura 21. Topologia 1 obtida na análise final com pesagem igual; na pesagem implícita com $k=15, 20, 25, 30, 40, 50, 70$ e 100 ; e na pesagem sucessiva com $k=6, 7, 8, 9, 10, 15, 20, 25, 30, 40, 50, 70$ e 100 . Nesta figura e nas seguintes, a barra preenchida indica *Rezia* Kirby; a seta aponta o posicionamento de *Mallodeta clavata* (Walker); e a barra não preenchida indica *Antilleana* gen. nov.

Figura 22. Mesma topologia da figura anterior, mostrando os números adotados para cada ramo.

Figura 23. Topologia 2 obtida na análise final com pesagem igual e na pesagem implícita com $k = 20, 25, 30$ e 35 .

Figura 24. Topologia 3 obtida na análise final com pesagem igual.

Figura 25. Topologia 4 obtida na análise final com pesagem igual.

Figura 26. Topologia 5 obtida na análise final com pesagem igual.

Figura 27. Topologia obtida na análise final com pesagem sucessiva com $k = 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9$ e 10 e na pesagem implícita com $k = 15$.

Figura 28. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com $k = 1$.

Figura 29. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com $k = 2, 3, 4, 5, 6, 7$ e 8 .

Figura 30. Topologia obtida na análise final com pesagem implícita com $k = 2, 3, 4, 5, 6, 7$ e 8 .

Figura 31. Caracteres de cabeça utilizados na análise final. A) *Mallodeta clavata*; B) *Phoenicoprocta teda*; C) *Homoeocera crassa*; D) *Antilleana capistrata*; E) *Rezia sortita*; F) *Rezia sanguipuncta*; G) *Loxophlebia masa*; H) *Mesothoen ignea*; I) *Mirandisca harpalyce*; J) e L) *Cosmosoma elegans*; M) *Rezia hanga*. Escalas diferentes.

Figura 32. Palpos labiais de representantes de Euchromiina. A) *Cosmosoma auge*; B) *Eucereon chalcodon*; C) *Mallodeta clavata*; D) *Rezia consors*; E) *Cosmosoma cruenta*; F) *Rezia hanga* G) *Mirandisca harpalyce*; H) *Rezia sanguipuncta*; I) *Rezia sortita*; J) *Antilleana jamaicensis*. Ilustrações em escalas diferentes.

Figura 33. Morfologia das antenas de representantes de Euchromiina. A) Fêmea de *Rhynchopyga bifasciata*; B) Fêmea de *Eunomia laterigra*; C) Ápice da antena de *Rezia hanga*; D) Ápice das antenas de *Rezia cardinale*; E) Ápice da antena de *Antilleana jamaicensis*; F) Ápice da antena de *Saurita cassandra*; G) Porção proximal da antena de *Antilleana parthenii*; H) Porção medial da antena de *Hyda basiletea*; I) Porção proximal da antena de *Mallodeta clavata*. Fotos tiradas em escalas diferentes.

Figura 34. Caracteres do tórax e abdome: A) Cabeça e protórax de *Rezia erythrarchos*; B) Tégula de *Antilleana capistrata*; C) Tégula de *Eunomia laterigra*; D) Abdome de *Mallodeta clavata*, vista lateral; E) Vista lateral de fêmea de *Rezia cruenta*; F) Abdome de *Mallodeta clavata*, vista dorsal; G) Vista lateral do abdome de macho de *Eucereon chalcodon*. Ilustrações em escalas diferentes. Fotos tiradas em escalas diferentes.

Figura 35. Exemplos de asas anteriores e posteriores de Euchromiina. A) *E. chalcodon*; B) *S. cassandra*; C) *R. bifasciata*; D) *M. harpalyce*; E) *R. erythrarchos*; F) *R. cardinale*; G) *H. acuminata*; H) *C. auge*; I) *A. jamaicensis*; J) *A. parthenii*; L) *A. capistrata*; M) *H. basileuta*; N) *P. vacillans*; O) *R. consors*; P) *M. clavata*; Q) *M. ignea*; R) *C. elegans*; S) *P. teda*; T) *R. cruenta*; U) *E. latenigra*. Ilustrações em escalas diferentes.

Figura 36. Detalhe das asas de representantes de Euclyptini. A) *Rezia cardinale*; B) *Gymnelia laennus*; C) *Homoeocera crassa*; D) *Rezia consors*; E) *Homoeocera acuminata*; F) *Rezia consors*; G) *Homoeocera acuminata*; H) *Rezia consors*; I) *Antilleana capistrata*; J) *Antilleana capistrata*.

Figura 37. Morfologia da bolsa subabdominal tipo II: oriunda da modificação dos esternos II-IV. Retirado de WELLER *et al.* (2000).

Figura 38. Genitalia masculina de representantes de *Euchromiina*, vista lateral. A) *Antilleana capistrata*; B) *Rezia hanga*; C) *Rezia cruenta*; D) *Antilleana parthenii*; E) *Antilleana jamaicensis*; F) *Antilleana capistrata*; G) *Mallodeta clavata*; H) *Rezia sanguipuncta*; I) *Rezia sortita*; J) *Rezia cardinale*; L) *Rezia erythrarchos*; M) *Rezia consors*. Barras: 1 mm.

Figura 39. Genitalia masculina de representantes de Euchromiina, vista dorsal. A) *Mallodeta clavata*; B) *Rezia sortita*; C) *Rezia consors*; D) *Rezia hanga*; E) *Rezia erythrarchos*; F) *Rezia cruenta*; G) *Rhynchopyga bifasciata*. Barras: 1 mm.

Figura 40. Cápsulas genitais de representantes de Euchromiina, vista posterior, com exceção de F. A) *Rezia consors*, cerdas da valva direita não representadas; B) *Antilleana parthenii*; C) *Rezia hanga*; D) *Hyda basilutea*; E) *Loxophlebia masa*; F) Unco de *Cosmosoma auge* em vista lateral esquerda; G) *Homoeocera acuminata*. Barras: 1 mm.

Figura 41. Edeagos de representantes de Euchromiina. A) *Rezia erythrarchos*; B) *Rezia sortita*; C) *Rezia sanguipuncta*; D) *Rezia cruenta*; E) *Rezia consors*; F) *Rezia cruenta*; G) *Antilleana parthenii*; H) *Antilleana jamaicensis*; I) *Antilleana capistrata*; J) *Mallodeta clavata*; L) *Rezia hanga*. Barras: 1 mm.

Figura 42. Genitálias femininas de representantes de Eucharitidae. A, D e F, vista ventral; B, vista látero-dorsal; C e E, vista lateral. A) *Antilleana jamaicensis*; B) *Rezia sortita*; C) *Rezia erythrarchos*; D) *Rezia cardinale*; E) *Rezia consors*; F) *Mallodeta clavata*. Barras: 1 mm.

Figura 43. *Mallodeta clavata*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 44. *Mallodeta clavata*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista posterior. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Edeago; E) Genitália feminina, vista ventral.

Figura 45. Distribuição geográfica de *Mallodeta clavata*.

Figura 46. *Rezia erythrarchos*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 47. *Rezia erythrarchos*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral direita B) Edeago C) Cápsula genital, vista posterior; D) Genitália feminina.

Figura 48. Distribuição geográfica de *Rezia erythrarchos*.

Figura 49. A) Lectótipo de *Laemocharis vulnerata*; B) Tipo de *Laemocharis ignicolor*; C) Espécime de *Aethria haemorrhoidalis*.

Figura 50. *Rezia cardinale*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 51. *Rezia cardinale*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral direita. C) Cápsula genital, vista posterior; D) Edeago; E) Genitália feminina.

Figura 52. Distribuição geográfica de *Rezia cardinale*.

Figura 53. *Rezia hanga*, habitus. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 54. *Rezia hanga*, genitália masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; D) Edeago; E) Genitália feminina.

Figura 55. Distribuição geográfica de *Rezia hanga*.

Figura 56. *Rezia cruenta*, *habitus*. A) Fêmea, vista dorsal. B) Fêmea, vista ventral; C) Ilustração original de *Glaucopis cruenta*. Barra: 1 cm.

Figura 57. *Rezia cruenta*, genitália masculina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral posterior; C) Cápsula genital, vista lateral esquerda; D) Edeago.

Figura 58. Distribuição geográfica de *Rezia cruenta*.

Figura 59. *Rezia sanguipuncta*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 60. *Rezia sanguipuncta*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral esquerda. B) Cápsula genital, vista posterior. C) Edeago; E) Genitália feminina.

Figura 61. Distribuição geográfica de *Rezia sanguipuncta*.

Figura 62. *Rezia consors*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, vista dorsal. D) Fêmea, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 63. *Rezia consors*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista dorsal. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Genitália feminina, vista dorsal; D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina, vista lateral esquerda; F) Edeago.

Figura 64. Distribuição geográfica de *Rezia consors*.

Figura 65. *Rezia sortita*, habitus. A) Fêmea, vista dorsal. B) Fêmea, vista ventral. C) Macho, vista dorsal. D) Macho, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 66. *Rezia sortita*, genitálias masculina e feminina. A) Edeago. B) Cápsula genital, vista dorsal. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina.

Figura 67. Distribuição geográfica de *Rezia sortita*.

Figura 68. *Antilleana capistrata*, *habitus*. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral. C) Fêmea, fenótipo *reducta*, vista dorsal. D) Fêmea, fenótipo *reducta*, vista ventral. E) Fêmea, fenótipo *portoricensis*, vista dorsal. F) Fêmea, fenótipo *portoricensis*, vista ventral. Barra: 1 cm.

Figura 69. *Antilleana capistrata*, genitálias masculina e feminina. A) Edeago. B) Cápsula genital, vista lateral direita. C) Cápsula genital, vista lateral esquerda. D) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina.

Figura 70. Distribuição geográfica de *Antilleana capistrata*.

Figura 71. *Antilleana parthenii*, habitus. A) Macho, vista dorsal. B) Macho, vista ventral.

Figura 72. *Antilleana parthenii*, genitália masculina. A) Cápsula genital, vista lateral dirita. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; E) Edeago.

Figura 73. Distribuição geográfica de *Antilleana parthenii*.

Figura 74. *Antilleana jamaicensis*, habitus. A) Fêmea, vista dorsal. B) Fêmea, vista ventral.

Figura 75. *Antilleana jamaicensis*, genitálias masculina e feminina. A) Cápsula genital, vista lateral direita. B) Cápsula genital, vista lateral esquerda. C) Cápsula genital, vista posterior; E) Genitália feminina; F) Edeago.

Figura 76. Distribuição geográfica de *Antilleana jamaicensis*.

Figura 77. *Antilleana carminata*, *habitus*. Holótipo, BMNH.

8.3. Quadros

Quadro 1. Espécies de Euchromiina selecionadas para a análise preliminar. Aquelas marcadas com asterisco são espécies-tipo do gênero.

<i>Autochloris enagrus</i> (Cramer)	<i>I. vespiformis</i> Butler
* <i>Cosmosoma auge</i> (Linnaeus)	<i>Loxophlebia masa</i> Druce
<i>C. cardinale</i> Hampson	* <i>Mallodeta clavata</i> (Walker)
<i>C. cruenta</i> (Perty)	<i>M. consors</i> (Walker)
<i>C. elegans</i> Butler	<i>M. sanguipuncta</i> Druce
<i>C. erythrarchos</i> (Walker)	<i>M. sortita</i> (Walker)
<i>C. eumelis</i> Druce	* <i>Mesotheris ignea</i> Druce
<i>C. hanga</i> (Herrich-Schäffer)	* <i>Mirandisca harpalyce</i> Schaus
<i>C. leuconoton</i> Hampson	* <i>Neotrichura penates</i> Druce
<i>C. remota</i> (Walker)	* <i>Nyridela chalciope</i> Hübner
<i>C. subflamma</i> (Walker)	* <i>Phoenicoprocta vacillans</i> (Walker)
<i>Chrostosoma tabascensis</i> Dyar	<i>P. jamaicensis</i> (Schaus)
<i>Eucereon chalcodon</i> Druce	<i>P. parthenii</i> (Fabricius)
<i>Eunomia rubripunctata</i> Butler	<i>P. teda</i> (Walker)
<i>E. latenigra</i> Butler	* <i>Pheia albisigna</i> Walker
* <i>Gymnelia laennus</i> (Walker)	* <i>Poecilosoma chrysis</i> (Hübner)
<i>G. salvini</i> Butler	<i>Rhynchopyga bifasciata</i> Draudt
* <i>Homoeocera crassa</i> Felder	<i>S. acutior</i> Felder
<i>H. acuminata</i> (Walker)	<i>Sarosa pompilina</i> Butler
<i>Hyda basilutea</i> Walker	* <i>Saurita cassandra</i> (Linnaeus)
* <i>Isanthrene incendiaria</i> (Hübner)	

Quadro 2. Caracteres utilizados na análise preliminar.

1. *Espirotromba*: (0) Clara; (1) Escura.
2. *Olhos*: (0) Amplos; (1) Levemente reduzidos.
3. *Escamas da fronte*: (0) Assentadas; (1) Levemente eriçadas; (2) Fortemente eriçadas; (3) Levemente eriçadas no dorso e assentadas no ventre.
4. *Escamas da margem posterior do alvéolo antenal*: (0) Castanhas; (1) Brancas; (2) Amarelas; (3) Vermelhas; (4) Alaranjadas.
5. *Escamas brancas no vértice, entre as antenas, machos*: (0) Ausentes; (1) Presentes, escamas longas; (2) Presentes, escamas curtas.
6. *Área paraocular posterior*: (0) Com escamas castanhas; (1) Com faixa de escamas brancas; (2) Com escamas amarelas; (3) Com escamas alaranjadas; (4) Com escamas brancas somente na região ventral; (5) Com escamas vermelhas e brancas; (6) Com escamas marrons e iridescentes; (7) Com escamas brancas e iridescentes.
7. *Antenas dos machos*: (0) Filiformes; (1) Bipectinadas.
8. *Quarto flagelômero das antenas dos machos (somente para machos com antenas bipectinadas)*: (0) Sem pentes; (1) Com pentes.
9. *Quarto flagelômero das antenas dos machos (somente para machos com antenas bipectinadas que possuem pentes neste flagelômero)*: (0) Com um pente na lateral externa somente; (1) Com dois pentes.
10. *Pentes proximais das antenas dos machos (somente para machos com antenas bipectinadas cujos pentes começam não depois do quinto flagelômero)*: (0) Ambos com aproximadamente o mesmo tamanho; (1) Os da lateral externa consideravelmente maiores que os da lateral interna.
11. *Pentes mediais nas antenas dos machos (somente para machos com antenas bipectinadas)*: (0) Achatados; (1) Não achatados.
12. *Porção distal das antenas dos machos (somente para aqueles com antenas bipectinadas)*: (0) Artículos sem pentes; (1) Artículos com pequenos pentes; (2) Artículos trapezoidais, levemente pontudos.
13. *Número de macrosensilas em cada pente*: (0) Uma; (1) Duas; (2) Três; (3) Quatro; (4) Cinco.
14. *Dorso da porção apical das antenas*: (0) Com escamas; (1) Sem escamas.
15. *Dorso da porção apical das antenas*: (0) Com escamas castanhas somente; (1) Porção terminal com escamas brancas; (2) Porção terminal com escamas amarelas.
16. *Pentes da região mediana das antenas dos machos*: (0) Sem escamas; (1) Com escamas.
17. *Tegumento da porção proximal das antenas*: (0) Escuro; (1) Claro.
18. *Tegumento da porção distal das antenas*: (0) Escuro; (1) Claro.
19. *Tipo de antena das fêmeas*: (0) Filiforme; (1) Bipectinada.
20. *Tamanho dos palpos labiais dos machos*: (0) Atingem o vértice; (1) Ultrapassam o vértice; (2) Não atingem o vértice.

21. *Mancha de escamas brancas nas parapatégias nos machos:* (0) Ausente; (1) Presente.
22. *Manchas de escamas brancas nas parapatégias nas fêmeas:* (0) Ausente; (1) Presente.
23. *Escamas brancas contornando a margem interna das tégulas:* (0) Ausentes; (1) Presentes, escamas pecioladas; (2) Presentes, escamas curtas.
24. *Cobertura de escamas das asas anteriores dos machos:* (0) Predominantemente hialinas; (1) Inteiramente recobertas por escamas.
25. *Cobertura de escamas das asas das fêmeas:* (0) Predominantemente hialinas; (1) Inteiramente ou quase inteiramente recobertas por escamas.
26. *Linha de escamas dividindo longitudinalmente a célula discal das asas anteriores dos machos:* (0) Ausente; (1) Presente.
27. *Linha de escamas anterior à veia M2 das asas anteriores dos machos:* (0) Ausente; (1) Presente.
28. *Regularidade da linha de escamas anterior à veia M2 (somente para mariposas cuja linha segue de dentro até fora da célula discal):* (0) Regular; (1) Irregular (a linha de fora da célula discal não segue a de dentro).
29. *Linha de escamas na região apical da asa, em relação à veia M2 dos machos:* (0) Paralela (não se juntam em nenhum momento); (1) Adjacente (se tocam em algum ponto, mas depois a linha continua acima da M2); (2) Coincidente (a linha de escamas toca a veia M2 em algum ponto depois da célula discal, e continua seguindo o caminho dela).
30. *Escamas brancas esparsas na região costal e ápice das asas anteriores:* (0) Ausentes; (1) Presentes.
31. *Escamas azuis iridescentes esparsas nas asas anteriores:* (0) Ausentes; (1) Presentes.
32. *Faixa pós-discal:* (0) Ausente; (1) Presente.
33. *Linha de escamas na posição da veia CuP das asas anteriores:* (0) Ausente ou vestigial; (1) Presente.
34. *Coloração da região hialina das asas:* (0) Inteiramente transparentes; (1) Inteiramente amareladas; (2) Amareladas da margem costal ao meio da asa; (3) Amareladas na margem costal somente; (4) Amareladas na parte proximal.
35. *Linha de escamas anterior à veia M1 das asas anteriores:* (0) Ausente; (1) Presente.
36. *Área basal da região costal das asas anteriores:* (0) Sem escamas, ou com poucas; (1) Recoberta de escamas.
37. *Célula CuP-1A das asas anteriores:* (0) Sem escamas; (1) Com muitas escamas; (2) Com poucas escamas.
38. *Célula 1A-2A das asas anteriores:* (0) Escamas restritas à região basal ou ausentes; (1) Faixa de escamas.
39. *Asas posteriores dos machos:* (0) Com regiões hialinas; (1) Totalmente recobertas por escamas.
40. *Linha de escamas na posição da veia M2 das asas posteriores:* (0) Ausente; (1) Presente.
41. *Conspicuidade da linha de escamas na posição da veia M2 das asas posteriores:* (0) Inconspícua; (1) Conspícua.

42. *Tufos de escamas nas laterais nos três últimos segmentos abdominais*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
43. *Bolsa subabdominal*: (0) Ausente; (1) Presente (tipo II).
44. *Tamanho da bolsa subabdominal*: (0) Cobre até o quarto estérno; (1) Cobre até o sexto estérno.
45. *Coremata no VII segmento abdominal*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
46. *Região proximal do unco*: (0) Quase do mesmo tamanho da região medial; (1) Com cerca de 2,5 vezes o tamanho da região medial; (2) Com cerca de 6 vezes o tamanho da região medial.
47. *Unco*: (0) Não retorcido; (1) Retorcido.
48. *Direção do unco*: (0) Segue o eixo ântero-posterior; (1) Curvado para a esquerda; (2) Curvado para a direita (efeito da assimetria da base do unco).
49. *Número de lobos do unco*: (0) Unilobado; (1) Bilobado; (2) Trilobado.
50. *Formato da região apical do unco*: (0) Quadrado; (1) Pontudo; (2) Arredondado.
51. *Posição do tegume na genitália*: (0) Dorsal; (1) Deslocada para a esquerda.
52. *Projeções que se articulam com o tegumen e as valvas*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
53. *Expansões dorsais do tegumen*: (0) Ausentes; (1) Presentes, localizadas ao lado do unco.
54. *Saco*: (0) Não desenvolvido; (1) Desenvolvido.
55. *Vínculo*: (0) Não recurvado; (1) Recurvado posteriormente no centro.
56. *Arranjo de inserção das valvas*: (0) Simétrico; (1) Assimétrico: valvas deslocadas para a esquerda; (2) Assimétrico: valvas deslocadas para a direita.
57. *Desenvolvimento da valva direita em relação à esquerda*: (0) Igual; (1) Maior; (2) Menor.
58. *Gnatos*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
59. *Morfologia do ceco*: (0) Arredondado; (1) Comprido e voltado para baixo; (2) Comprido e reto.
60. *Grandes cornutos na região proximal da vesica*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
61. *Placa esclerotizada na região distal da vesica*: (0) Ausente; (1) Presente.

Quadro 3. Espécies selecionadas para integrar a análise final.

Cosmosoma auge
C. cardinale
C. cruenta
C. elegans
C. erythrarchos
C. hanga
C. leuconoton
Eucereon chalcodon
Eunomia latenigra
Gymnelia laennus
Homoeocera crassa
H. acuminate
Hyda basilutea
Loxophlebia masa
Mallodeta clavata
M. consors
M. sanguipuncta
M. sortita
Mesotheren ignea
Mirandisca harpalyce
Phoenicoprocta vacillans
P. capistrata
P. jamaicensis
P. parthenii
P. teda
Rhynchopyga bifasciata
Saurita cassandra

Quadro 4. Caracteres utilizados na análise final.

1. *Espirotromba*: (0) Clara; (1) Escura.
2. *Olhos*: (0) Grandes, pós-gena reduzida; (1) Reduzidos, pós-gena larga.
3. *Escamas da frente dos machos*: (0) Assentadas; (1) Eriçadas; (2) Assentadas no ventre e eriçadas no dorso.
4. *Escamas da frente das fêmeas*: (0) Assentadas; (1) Eriçadas.
5. *Escamas brancas no vértice, entre as antenas*: (0) Ausentes; (1) Presentes, longas; (2) Presentes, curtas.
6. *Escamas da margem posterior do alvéolo antenal*: (0) Castanhas; (1) Brancas; (2) Amarelas; (3) Vermelhas; (4) Castanhas e brancas.
7. *Área paraocular posterior*: (0) Com escamas castanhas; (1) Com fina faixa de escamas brancas; (2) Com escamas amarelas; (3) Com escamas alaranjadas; (4) Com escamas brancas somente na região ventral; (5) Com escamas castanhas e azuis iridescentes; (6) Com escamas castanhas e vermelhas; (7) Com ampla faixa de escamas brancas dorsal; (8) Com ampla faixa de escamas brancas ventral.
8. *Número de segmentos dos palpos labiais*: (0) Três; (1) Dois.
9. *Tamanho dos palpos labiais, machos*: (0) Não atingem o vértice; (1) Atingem o vértice; (2) Ultrapassam o vértice.
10. *Antenas das fêmeas*: (0) Filiformes; (1) Bipectinadas.
11. *Quarto flagelômero das antenas dos machos*: (0) Com pentes; (1) Sem pentes.
12. *Quarto flagelômero das antenas dos machos*: (0) Com somente um pente na lateral externa; (1) Com dois pentes.
13. *Porção distal das antenas dos machos*: (0) Artículos sem pentes; (1) Artículos trapezoidais, levemente pontiagudos; (2) Artículos com pequenos pentes.
14. *Formato dos flagelômeros dos machos*: (0) Bipectinados, e não “achatados”; (1) Bipectinados, e “achatados”.
15. *Dorso da porção apical das antenas*: (0) Somente com escamas castanhas; (1) Com escamas brancas.
16. *Número de macrosensilas em cada pente nos machos*: (0) Uma; (1) Duas; (2) Três; (3) Quatro; (4) Cinco.
17. *Conjunto de escamas brancas nas parapatégias dos machos*: (0) Ausente; (1) Presente.
18. *Escamas coloridas contornando a margem superior das tégulas*: (0) Ausentes; (1) Escamas brancas; (2) Escamas azuis iridescentes.
19. *Fêmures das pernas posteriores*: (0) Inteiramente castanhos (Fig. 41E); (1) Castanhos com a porção distal branca (Fig. 41F); (2) Castanhos com uma listra longitudinal branca; (3) Vermelhos, com listra longitudinal branca; (4) Castanhos com escamas escarlates; (5) Amarelos e castanhos; (6) Porção proximal branca, o restante castanho; (7) Castanhos, com faixa longitudinal vermelho-alaranjada.

- 20. Asas anteriores dos machos:** (0) Predominantemente hialinas; (10) Inteiramente recobertas por escamas.
- 21. Asas anteriores das fêmeas:** (0) Predominantemente hialinas; (1) Inteiramente ou quase inteiramente recobertas por escamas.
- 22. Escamas brancas no ápice das asas anteriores:** (0) Ausentes; (1) Presentes.
- 23. Linha de escamas no meio da célula discal das asas anteriores (machos):** (0) Ausente; (1) Presente.
- 24. Linha de escamas anterior à veia M2 das asas anteriores (machos):** (0) Ausente; (1) Presente.
- 25. Encontro das linhas de escamas que ocorrem dentro da célula discal e anteriormente à veia M2:** (0) Regular; (1) Irregular.
- 26. Linha de escamas anterior à veia M2:** (0) Paralela a esta veia (não se juntam em nenhum momento); (1) Adjacente a esta veia (se tocam em algum ponto, mas depois a trilha continua acima da M2); (2) Coincidente com esta veia (junta-se à veia e a segue até o ápice da asa).
- 27. Escamas iridescentes esparsas nas margens costal, interna e externa das asas anteriores:** (0) Ausentes; (1) Presentes.
- 28. Barra pós-discal:** (0) Ausente; (1) Presente.
- 29. Escamas azuis iridescentes na barra pós-discal:** (0) Ausentes; (1) Presentes, escamas concentradas no meio da barra discal; (2) Presentes, escamas esparsas na barra discal.
- 30. Cerdas na região hialina das asas anteriores:** (0) Ausentes; (1) Presentes.
- 31. Cerdas na região hialina das asas anteriores:** (0) Presentes em toda a extensão da asa; (1) Ausentes nas adjacências do tronco da veia M; (2) Presentes somente na região apical da asa.
- 32. Linha de escamas na região da veia CuP das asas anteriores:** (0) Presente, completa; (1) Ausente ou vestigial.
- 33. Membrana das asas anteriores:** (0) Inteiramente transparentes; (1) Margem costal amarelada; (2) Inteiramente amarelada.
- 34. Célula costal das asas anteriores:** (0) Inteiramente escamada; (1) Escamada somente na porção apical; (2) Escamada nas porções basal e apical.
- 35. Célula CuA2-CuP das asas anteriores:** (0) Sem escamas; (1) Com escamas.
- 36. Célula CuA2-CuP das asas anteriores:** (0) Com poucas escamas; (1) Com muitas escamas.
- 37. Célula CuP-1A+2A das asas anteriores:** (0) Escamas restritas à região proximal; (1) Com longa faixa longitudinal de escamas ocupando toda a região proximal da célula; (2) Com longa faixa longitudinal de escamas no ventre da célula; (3) Com área arredondada escamada no final do terço proximal da asa.
- 38. Veia costal e ápice das veias R das asas anteriores:** (0) Com escamas marrons, somente; (1) Com escamas marrons e escamas alaranjadas; (2) Com escamas marrons e acinzentadas; (3) Com escamas marrons e amarelas.
- 39. Face ventral da célula discal das asas posteriores:** (0) Praticamente sem escamas; (1) Com escamas em toda a metade anterior da célula discal; (2) Com escamas na região basal anterior da célula discal; (3) Inteiramente recoberta por escamas.

40. *Porção proximal da célula CuP-1A+2A das asas posteriores*: (0) Sem escamas; (1) Escamada.
41. *Lobo na margem externa das asas posteriores, próximo à da célula CuP-1A+2A*: (0) Ausente ou tênue; (1) Presente, bem desenvolvido.
42. *Cerdas da região hialina das asas posteriores*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
43. *Cerdas da região hialina das asas posteriores*: (0) Presentes somente na porção distal da asa; (1) Presentes em toda a extensão da asa; (2) Presentes na margem externa e no ápice.
44. *Venação das asas posteriores*: (0) Veia transversal se une a ramo principal da veia cubital; (1) Veia transversal se une a M2.
45. *Veia M2 das asas posteriores*: (0) Ausente ou fundida; (1) Distinta.
46. *Linha de flexão na altura da veia M2 das asas posteriores*: (0) Presente; (1) Ausente.
47. *Linha de escamas na região da veia M2 das asas posteriores*: (0) Completa; (1) Incompleta.
48. *Máculas brancas no tergo abdominal II*: (0) Ausentes; (1) Presente, ímpar; (2) Presente, par.
49. *Máculas coloridas paralelas no tergo abdominal IV*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
50. *Tipo das máculas coloridas no tergo abdominal IV*: (0) Estendem-se da margem anterior à posterior; (1) Presentes somente na margem posterior; (2) Presentes somente na margem anterior.
51. *Tufos de escamas laterais nos segmentos abdominais VI a VIII*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
52. *Máculas brancas nas laterais dos tergos e esternos abdominais*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
53. *Bolsa subabdominal*: (0) Ausente; (1) Presente (tipo II).
54. *Pincéis de cerdas piliformes no segmento abdominal VIII*: (0) Ausentes; (1) Presentes.
55. *Laterais do segmento abdominal IX*: (0) Inteiramente inclinadas em relação ao eixo dorso-ventral; (1) Paralelas ou quase paralelas ao eixo dorso-ventral; (2) Parte ventral paralela ao eixo dorso-ventral, parte dorsal, perto do unco, inclinada; (3) Parte ventral paralela ao eixo dorso-ventral, parte dorsal, a partir das valvas, inclinada.
56. *Formato da margem anterior do tegume em vista dorsal*: (0) Inclinação suave; (1) Retilíneo; (2) Levemente recurvado, ângulo aberto; (3) Levemente recurvado, ângulo fechado; (4) Fortemente recurvado, ângulo aberto; (5) Fortemente recurvado, ângulo fechado.
57. *Direção do unco em relação ao eixo ântero-posterior*: (0) Segue o eixo ântero-posterior; (1) Recurvado para a direita; (2) Recurvado para a esquerda.
58. *Região proximal do unco*: (0) Pouco volumosa; (1) Volumosa, dando-lhe um aspecto de "corcunda".
59. *Extremidade do unco*: (0) Pontiaguda; (1) Arredondada; (2) Retilínea.
60. *Unco*: (0) Unilobado; (1) Bilobado; (2) Trilobado.
61. *Linhas de esclerotização ântero-posteriores no tegume*: (0) Ausentes; (1) Presentes, separadas; (2) Presentes, unidas.

62. *Largura da região proximal do unco em relação à região mediana:* (0) Com aproximadamente o mesmo largura; (1) Duas vezes mais larga; (2) Muitas vezes mais larga.
63. *Cerdas nas regiões dorso-laterais do tegume:* (0) Ausentes; (1) Presentes.
64. *Expansões dorso-laterais do tegume:* (0) Ausentes; (1) Presentes, largas; (2) Presentes, pequenas e espiniformes.
65. *Projeções que se articulam com o tegume e as valvas:* (0) Ausentes; (1) Presentes.
66. *Saco:* (0) Desenvolvido; (1) Não desenvolvido.
67. *Curvatura no centro do saco:* (0) Ausente; (1) Presente.
68. *Valvas:* (0) Subiguais; (1) A direita levemente maior que a esquerda; (2) A direita maior que a esquerda; (3) A direita radicalmente maior que a esquerda; (4) A esquerda maior que a direita.
69. *Valvas:* (0) Densamente revestidas por cerdas; (1) Esparsamente revestidas por cerdas.
70. *Comprimento da porção distal da valva (cucullus/valvula):* (0) Muito reduzido; (1) Equivalente à porção proximal (*costa/sacculus*).
71. *Região distal das valvas (cucullus/valvula):* (0) Região distal achatada lateralmente; (1) Afilada.
72. *Região distal das valvas (cucullus/valvula):* (0) *Cucullus* e *valvula* indistintos; (1) *Cucullus* e *valvula* distintos.
73. *Região distal das valvas (cucullus/valvula):* (0) *Cucullus* e *valvula* indistintos, mas o primeiro com projeção dorsal distinta; (1) *Cucullus* e *valvula* distintos e do mesmo tamanho; (2) *Cucullus* e *valvula* distintos, a segunda maior que o primeiro.
74. *Juxta:* (0) Com cerdas; (1) Lisa.
75. *Ceco:* (0) Arredondado; (1) Comprido; (2) Virado para baixo e comprido; (3) Tripartido; (4) Comprido e côncavo.
76. *Extremidade distal do edeago:* (0) Não recurvada; (1) Recurvada para a esquerda.
77. *Edeago:* (0) Reto; (1) Curvado para cima.
78. *Cornutos:* (0) Muito pequenos; (1) Triangulares na região proximal dorsal e na porção ventral; (2) Grandes e em forma de paliçada na região ventral; (3) Conjunto de cornutos triangulares na porção apical; (4) Um grande cornuto em forma de “prego”.
79. *Placa esclerotizada na vesica:* (0) Ausente; (1) Única e dorsal; (2) Duas, dorsais; (3) Única, na região proximal.
80. *Margem posterior do esterno abdominal VII das fêmeas:* (0) Retilínea ou levemente ondulada; (1) Com reentrância mediana.
81. *Esclerito lateral intersegmentar entre os segmentos abdominais VII e VIII:* (0) Ausente; (1) Presente.
82. *Lamela antevaginal:* (0) Aproximadamente simétrica; (1) Assimétrica, com lado direito muito mais desenvolvido que o esquerdo.
83. *Inserção do ducto da bolsa na lamela antevaginal:* (0) Centralizado; (1) Deslocado para a direita; (2) Deslocado para a esquerda.

- 84. Região proximal do ducto da bolsa:** (0) Surge no mesmo plano da lamela antevaginal; (1) Canal tubular que surge no dorso da lamela antevaginal; (2) Canal tubular que surge no ventre da lamela antevaginal.
- 85. Face interna da lamela antevaginal:** (0) Glabra; (1) Setosa.
- 86. Lamela pós-vaginal:** (0) Membranosa; (1) Esclerotizada.
- 87. Margem posterior da lamela pós-vaginal:** (0) Retilínea; (1) Com invaginação mediana.
- 88. Corrugações na lamela pós-vaginal:** (0) Ausentes; (1) Presentes.
- 89. Quantidade de corrugações na lamela pós-vaginal:** (0) Presentes, poucas; (1) Presentes, muitas.
- 90. Esclerotizações longitudinais ao longo do ducto da bolsa:** (0) Ausentes; (1) Presentes.
- 91. Parede do ducto seminal:** (0) Membranosa; (1) Membranosa com espinhos na porção proximal; (2) Corrugada na porção proximal; (3) Membranosa com esclerotização tubular interna.
- 92. Largura do ducto seminal:** (0) Aproximadamente tão largo quanto a porção proximal do ducto da bolsa; (1) Consideravelmente mais estreito que a porção proximal do ducto da bolsa; (2) Mais largo que a porção proximal do ducto da bolsa.
- 93. Ornamentação na região da inserção do ducto da bolsa na bolsa copuladora:** (0) Ausente; (1) Presente.
- 94. Bolsa copuladora:** (0) Simples; (1) Com bolsa acessória do lado direito, próximo à inserção do ducto da bolsa; (2) Com bolsa acessória do lado esquerdo; (3) Com duas bolsas acessórias do lado direito; (4) Indistinta do ducto da bolsa e ducto seminal; (5) Composta de duas bolsas claramente separadas; (6) Composta de duas bolsas não muito distintas entre si; (7) Bolsa acessória dorsal.
- 95. Signos:** (0) Ausentes; (1) Presentes somente na região proximal (em relação ao ducto da bolsa); (2) Presentes praticamente na bolsa inteira; (3) Presentes na bolsa principal; (4) Presentes na bolsa acessória; (5) Presentes na transição da bolsa principal para a acessória; (6) Presentes em faixa longitudinal.
- 96. Glândulas de feromônio:** (0) Não-bifurcadas; (1) Bifurcadas duas vezes; (2) Bifurcadas uma vez; (3) Bifurcada várias vezes.
- 97. Comprimento das apófises anteriores em relação às posteriores:** (0) Apófises anteriores consideravelmente maiores que as posteriores, reduzidas a pequenos apódemas; (1) Anteriores com cerca de um terço do comprimento das posteriores; (2) Anteriores com cerca de metade do comprimento das posteriores; (3) Anteriores quase tão grandes quanto as posteriores.