

Simeão de Souza Moraes

**Análise cladística da subtribo Pericopina e revisão taxônomica de
Dysschema Hübner, 1818 (Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)**

**Cladistic analysis of subtribe Pericopina and taxonomic revision of
Dysschema Hübner, 1818 (Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)**



Universidade de São Paulo
São Paulo

Fevereiro 2014

Simeão de Souza Moraes

Análise cladística da subtribo Pericopina e revisão
taxonômica de *Dysschema* Hübner, 1818
(Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)

Cladistic analysis of subtribe Pericopina and taxonomic
revision *Dysschema* Hübner, 1818
(Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)

São Paulo
2014

Universidade de São Paulo
Instituto de Biociências
Programa de Pós-Graduação em Zoologia

Análise cladística da subtribo Pericopina e revisão
taxonômica de *Dysschema* Hübner, 1818
(Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)

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

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Duarte da Silva

São Paulo
2014

Ficha Catalográfica

Moraes, Simeão de Souza
Análise Cladística da Subtribo Pericopina e
Revisão Taxonômica de *Dysschema* Hübner, 1818
(Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae, Arctiini)
viii + 334pp.

Tese (Doutorado) - Instituto de Biociências
da Universidade de São Paulo. Departamento de
Zoologia.

1. Lepidoptera 2. Sistemática 3. Taxonomia
4. Pericopina 5. *Dysschema* 6. Morfologia

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

Comissão Julgadora:

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Prof(a). Dr(a).

Orientador(a)

Nota Taxonômica

Essa dissertação é parte dos requisitos necessários para a obtenção do título de doutor, área de zoologia, e como tal, não deve ser vista como publicação no senso do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (apesar de disponível publicamente sem restrições). Dessa forma, quaisquer informações inéditas, opiniões e hipóteses, assim como nomes novos, não estão disponíveis na literatura zoológica. Pessoas interessadas devem estar cientes de que referências públicas ao conteúdo deste estudo, na presente forma, somente devem ser feitas com autorização prévia do autor.

Taxonomic Note

This dissertation is a partial requirement for the Ph.D. degree in zoology, and as such, should not be considered as publication in the sense of International Code of Zoological Nomenclature (although it is available without restrictions). Therefore, any new information, opinions and hypothesis as well as new names, are not available in zoological literature. Interested people are advised that any public references to this study, in its current form, should only be done after previous acceptance of the author.

Dedicatória

Aos meus pais e irmãos, por todo apoio a essa extasiante jornada científica e de autoconhecimento.

Epígrafe

「己六才より物の形状を写の癖ありて半百の此より数々画図を顕すといえども七十年前画く所は実を取る
に足ものなし

七十三才にして稍 禽獸虫魚の骨格草木の出生を悟し得たり

故に八十六才にしては益々進み九十才にして猶其 奥意を極め一百歳にして正に神妙ならん与欠 百有十
歳にしては一点一格にして生るがごとくならん

願くば長寿の君子予言の妄ならざるを見たまふべし」

葛飾北斎

“Por volta dos seis anos de idade eu tinha o hábito de esboçar diferentes formas da natureza. Tornei-me um artista e a partir dos cinquenta anos as obras que produzi ganharam alguma reputação, no entanto nada do que fiz antes dos setenta anos era digno de atenção. Aos setenta e três anos comecei a entender a estrutura de pássaros, animais, insetos e peixes e a forma como as plantas crescem. Se eu continuar tentando, eu certamente irei entendê-los ainda melhor aos oitenta e seis anos, de modo que por volta dos noventa anos terei penetrado sua essência natural. Aos cem anos eu poderei ter um entendimento divino deles, enquanto que aos cento e trinta, quarenta ou mais eu terei alcançado o estágio onde cada ponto e cada traço que eu desenhar estará vivo. Talvez o céu, aquele que garante longevidade, me dê a chance de provar que isso não é mentira”

Katsushika Hokusai

Sumário

| | |
|---|-----|
| LISTA DE TABELAS | i |
| LISTA DE FIGURAS | ii |
| LISTA DE QUADROS | vi |
| AGRADECIMENTOS | vii |
| RESUMO | 1 |
| ABSTRACT | 2 |
| | |
| 1. APRESENTAÇÃO | 3 |
| | |
| 2. INTRODUÇÃO | 4 |
| 2.1. SISTEMÁTICA E TAXONOMIA DE NOCTUOIDEA | 4 |
| 2.2. TAXONOMIA DE ARCTIINAE | 6 |
| 2.3. SISTEMÁTICA DE ARCTIINAE | 7 |
| 2.4. BIOLOGIA DE ARCTIINAE | 8 |
| 2.5. TAXONOMIA DE PERICOPINA | 11 |
| 2.6. SISTEMÁTICA DE PERICOPINA | 16 |
| | |
| 3. OBJETIVOS | 18 |
| | |
| 4. MATERIAL E MÉTODOS | 19 |
| 4.1. REVISÃO TAXONÔMICA | 19 |
| 4.2. DISSECÇÕES | 20 |
| 4.3. LEVANTAMENTO DE CARACTERES | 20 |
| 4.4. ANÁLISE CLADÍSTICA | 21 |
| 4.5. ILUSTRAÇÕES | 22 |
| | |
| 5. RESULTADOS | 23 |
| 5.1. CONSIDERAÇÕES SOBRE PADRÕES DE COLORAÇÃO EM PERICOPINA | 23 |
| 5.2. CONSIDERAÇÕES SOBRE A MORFOLOGIA | 26 |
| 5.2.1. GENITÁLIA MASCULINA | 26 |
| 5.2.2. GENITÁLIA FEMININA | 32 |

| | |
|---|-----|
| 5.3. LISTA DE CARACTERES LEVANTADOS | 35 |
| 5.4. ANÁLISE CLADÍSTICA..... | 49 |
| 5.5. REVISÃO TAXONÔMICA DO GÊNERO <i>DYSSCHEMA</i> HÜBNER, 1818 | 53 |
| <i>DYSSCHEMA</i> HÜBNER, 1818 | 53 |
| COMPLEXO 1 | 55 |
| <i>Dysschema druryi</i> (Watson & Goodger, 1984)..... | 55 |
| <i>Dysschema thetis</i> (Klug, 1836) | 57 |
| <i>Dysschema lycaste</i> (Klug, 1836)..... | 61 |
| <i>Dysschema marginalis</i> (Walker, 1855)..... | 65 |
| <i>Dysschema leda</i> (Druce, 1884) | 71 |
| <i>Dysschema gaumeri</i> (Druce, 1894)..... | 73 |
| <i>Dysschema zeladon</i> (Dyar, 1913) | 76 |
| <i>Dysschema viuda</i> (Schaus, 1910)..... | 78 |
| COMPLEXO 2 | 81 |
| <i>Dysschema palmeri</i> (Druce, 1910)..... | 81 |
| <i>Dysschema practidoides</i> (Hering, 1925)..... | 84 |
| <i>Dysschema arema</i> (Boisduval, 1870) | 86 |
| <i>Dysschema imitata</i> (Druce, 1910)..... | 89 |
| <i>Dysschema practides</i> (Druce, 1911) | 91 |
| <i>Dysschema porioni</i> (Gibeaux, 1982) | 94 |
| <i>Dysschema fanatica</i> (Dognin, 1919)..... | 96 |
| <i>Dysschema humeralis</i> (Walker, 1854)..... | 98 |
| <i>Dysschema titan</i> (Druce, 1910)..... | 100 |
| <i>Dysschema tarsoi</i> sp. nov. | 101 |
| COMPLEXO 3 | 103 |
| <i>Dysschema tricolora</i> (Sulzer, 1776) | 103 |
| <i>Dysschema jansonis</i> (Butler, 1870) | 107 |
| <i>Dysschema perplexa</i> (Schaus, 1910) | 111 |
| <i>Dysschema formosissima</i> (Butler, 1871) | 114 |
| <i>Dysschema larvata</i> (Walker, 1856) | 116 |
| <i>Dysschema forbesi</i> (Druce, 1907)..... | 117 |
| COMPLEXO 4 | 119 |
| <i>Dysschema leucophaea</i> (Walker, 1854)..... | 120 |
| <i>Dysschema flora</i> (Butler, 1873)..... | 123 |

| | |
|---|-----|
| <i>Dysschema dissimulata</i> (Walker, 1865)..... | 126 |
| <i>Dysschema eurocilia</i> (Cramer, 1777) | 131 |
| <i>Dysschema molesta</i> (Hering, 1925) | 139 |
| <i>Dysschema bivittata</i> (Walker, 1854)..... | 141 |
| <i>Dysschema aorsa</i> (Boisduval, 1870) | 145 |
| <i>Dysschema semirufa</i> (Druce, 1910)..... | 149 |
| <i>Dysschema rosina</i> (Butler, 1871)..... | 153 |
| COMPLEXO 5 | 156 |
| <i>Dysschema sacrifica</i> (Hübner, [1831]) | 156 |
| <i>Dysschema boisduvalii</i> (Hoeven, 1840)..... | 159 |
| <i>Dysschema centenaria</i> (Burmeister, 1879)..... | 163 |
| <i>Dysschema innominatum</i> Becker, 2013 | 166 |
| COMPLEXO 6 | 169 |
| <i>Dysschema subapicalis</i> (Walker, 1854)..... | 169 |
| <i>Dysschema terminata</i> (Guérin-Méneville, 1844)..... | 172 |
| <i>Dysschema luctuosa</i> (Dognin, 1919) | 176 |
| <i>Dysschema amphissa</i> (Geyer, 1832)..... | 178 |
| <i>Dysschema neda</i> (Klug, 1836)..... | 181 |
| <i>Dysschema picta</i> (Guérin-Méneville, 1844) | 184 |
| <i>Dysschema transversa</i> (Walker, 1854) | 188 |
| <i>Dysschema marginata</i> (Guérin-Méneville, 1844) | 191 |
| <i>Dysschema wayneri</i> sp. nov. | 193 |
| <i>Dysschema hilara</i> (Weymer, 1895) | 194 |
| <i>Dysschema constans</i> (Hering, 1925)..... | 198 |
| <i>Dysschema jeffreyi</i> sp. nov. | 200 |
| <i>Dysschema amapoarum</i> sp. nov. | 201 |
| ESPÉCIES NÃO ENCONTRADAS | 203 |
| <i>Dysschema rorata</i> (Walker, [1865]) | 203 |
| 6. CONCLUSÕES | 204 |
| 7. BIBLIOGRAFIA | 206 |
| 8. APÊNDICES | 224 |

| | |
|--------------------|-----|
| I. TABELAS | 224 |
| II. FIGURAS | 236 |
| III. QUADROS | 327 |

Lista de tabelas

| | |
|--|-----|
| Tabela I. Gêneros válidos em Pericopina segundo Watson & Goodger (1986)..... | 224 |
| Tabela II. Material dissecado..... | 225 |

Lista de Figuras

| | |
|--|-----|
| Figura 1. Venação trifídea: Notodontidae..... | 236 |
| Figura 2. Venação quadrifídea: Erebidae..... | 236 |
| Figura 3. Venação trifínea: Noctuidae..... | 236 |
| Figura 4. Venação trifínea: Hadeninae..... | 236 |
| Figura 5. Venação trifínea: Pantheinae..... | 236 |
| Figura 6. Venação trifínea: Arctiinae..... | 236 |
| Figura 7. Hipótese filogenética para Noctuoidea: Mitchell <i>et al.</i> 2006..... | 237 |
| Figura 8. Hipótese filogenética para Noctuoidea: Lafontaine & Fibiger 2006..... | 237 |
| Figura 9. Hipótese filogenética para Noctuoidea: Zahiri <i>et al.</i> 2010..... | 237 |
| Figura 10. Hipótese filogenética para Arctiinae: daCosta & Weller 2005..... | 238 |
| Figura 11. Hipótese filogenética para Arctiinae: Jacobson & Weller 2002..... | 238 |
| Figura 12. Hipótese filogenética para Arctiinae: Weller <i>et al.</i> 2009..... | 238 |
| Figura 13. Diversidade de Pericopina..... | 239 |
| Figura 14. Variação clinal no padrão alar de <i>Dysschema eurocilia</i> (Cramer, 1777)..... | 240 |
| Figura 15. Policromatismo em espécimes machos de <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 241 |
| Figura 16. Genitálias masculinas e subestruturas associadas, vista lateral com a valva removida..... | 242 |
| Figura 17. Valvas e subestruturas, vista da face interna..... | 243 |
| Figura 18. Edeagos..... | 244 |
| Figura 19. Asas e caracteres associados..... | 245 |
| Figura 20. Patágio, tégula e caracteres associados..... | 245 |
| Figura 21. Tegume, unco e caracteres associados..... | 246 |
| Figura 22. Cápsula genital e caracteres associados..... | 247 |
| Figura 23. Valva e caracteres associados..... | 247 |
| Figura 24. Genitália feminina e caracteres associados..... | 248 |
| Figura 25. Cladograma de consenso estrito da análise sem pesagem..... | 249 |
| Figura 26. Cladograma de consenso estrito da análise com pesagem (k=17)..... | 250 |
| Figura 27. Habitus das espécies arroladas em <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 251 |
| Figura 28. Habitus das espécies arroladas em <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 252 |
| Figura 29. Habitus das espécies arroladas em <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 253 |
| Figura 30. Habitus das espécies arroladas em <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 254 |
| Figura 31. Habitus das espécies arroladas em <i>Dysschema</i> Hübner, 1818..... | 255 |
| Figura 32. Genitália masculina de <i>D. amphissa</i> (Geyer, 1832)..... | 256 |
| Figura 33. Genitália masculina de <i>D. aorsa</i> (Boisduval, 1870)..... | 257 |
| Figura 34. Genitália masculina de <i>D. arema</i> (Boisduval, 1870)..... | 258 |

| | |
|--|-----|
| Figura 35. Genitália masculina de <i>D. bivittata</i> (Walker, 1854)..... | 259 |
| Figura 36. Genitália masculina de <i>D. boisduvalii</i> (Hoeven, 1840)..... | 260 |
| Figura 37. Genitália masculina de <i>D. centenaria</i> (Burmeister, 1879)..... | 261 |
| Figura 38. Genitália masculina de <i>D. constans</i> (Hering, 1925)..... | 262 |
| Figura 39. Genitália masculina de <i>D. dissimulata</i> (Walker, 1865)..... | 263 |
| Figura 40. Genitália masculina de <i>D. druryi</i> (Watson & Goodger 1984) comb. nov. | 264 |
| Figura 41. Genitália masculina de <i>D. eurocilia</i> (Cramer, 1777)..... | 265 |
| Figura 42. Genitália masculina de <i>D. fanatica</i> (Dognin, 1919)..... | 266 |
| Figura 43. Genitália masculina de <i>D. flora</i> (Butler, 1873)..... | 267 |
| Figura 44. Genitália masculina de <i>D. forbesi</i> (Druce, 1907)..... | 268 |
| Figura 45. Genitália masculina de <i>D. gaumeri</i> (Druce, 1894)..... | 269 |
| Figura 46. Genitália masculina de <i>D. hilara</i> (Weymer, 1895)..... | 270 |
| Figura 47. Genitália masculina de <i>D. imitata</i> (Druce, 1910)..... | 271 |
| Figura 48. Genitália masculina de <i>D. humeralis</i> (Walker, 1854)..... | 272 |
| Figura 49. Genitália masculina de <i>D. innominatum</i> (Becker, 2013)..... | 273 |
| Figura 50. Genitália masculina de <i>D. jansonis</i> (Butler, 1870)..... | 274 |
| Figura 51. Genitália masculina de <i>D. leda</i> (Druce, 1884)..... | 275 |
| Figura 52. Genitália masculina de <i>D. leucophaea</i> (Walker, 1854)..... | 276 |
| Figura 53. Genitália masculina de <i>D. luctuosa</i> (Dognin, 1919)..... | 277 |
| Figura 54. Genitália masculina de <i>D. lycaste</i> (Klug, 1836)..... | 278 |
| Figura 55. Genitália masculina de <i>D. marginalis</i> (Walker, 1855)..... | 279 |
| Figura 56. Genitália masculina de <i>D. marginata</i> (Guérrin-Méneville, 1844)..... | 280 |
| Figura 57. Genitália masculina de <i>D. molesta</i> (Hering, 1925)..... | 281 |
| Figura 58. Genitália masculina de <i>D. neda</i> (Klug, 1836)..... | 282 |
| Figura 59. Genitália masculina de <i>D. palmeri</i> (Druce, 1910)..... | 283 |
| Figura 60. Genitália masculina de <i>D. perplexa</i> (Schaus, 1910)..... | 284 |
| Figura 61. Genitália masculina de <i>D. picta</i> (Guérrin-Méneville, 1844)..... | 285 |
| Figura 62. Genitália masculina de <i>D. porioni</i> (Gibeaux, 1982)..... | 286 |
| Figura 63. Genitália masculina de <i>D. practides</i> (Druce, 1911)..... | 287 |
| Figura 64. Genitália masculina de <i>D. practidoides</i> (Hering, 1925)..... | 288 |
| Figura 65. Genitália masculina de <i>D. rosina</i> (Butler, 1871)..... | 289 |
| Figura 66. Genitália masculina de <i>D. sacrificia</i> (Hübner, [1831])..... | 290 |
| Figura 67. Genitália masculina de <i>D. semirufa</i> (Druce, 1910)..... | 291 |
| Figura 68. Genitália masculina de <i>D. subapicalis</i> (Walker, 1854)..... | 292 |
| Figura 69. Genitália masculina de <i>D. terminata</i> (Guérrin-Méneville, 1844)..... | 293 |
| Figura 70. Genitália masculina de <i>D. thetis</i> (Klug, 1836)..... | 294 |

| | |
|--|-----|
| Figura 71. Genitália masculina de <i>D. transversa</i> (Walker, 1854) comb nov | 295 |
| Figura 72. Genitália masculina de <i>D. tricolora</i> (Sulzer, 1776)..... | 296 |
| Figura 73. Genitália masculina de <i>D. viuda</i> (Schaus, 1910)..... | 297 |
| Figura 74. Genitália masculina de <i>D. zeladon</i> (Dyar, 1913)..... | 298 |
| Figura 75. Genitália masculina de <i>D. jeffreyi</i> sp. nov | 299 |
| Figura 76. Genitália masculina de <i>D. tarsoi</i> sp. nov | 300 |
| Figura 77. Genitália masculina de <i>D. wayneri</i> sp. nov | 301 |
| Figura 78. Distribuição geográfica de <i>D. amphissa</i> (Geyer, 1832)..... | 302 |
| Figura 79. Distribuição geográfica de <i>D. aorsa</i> (Boisduval, 1870)..... | 302 |
| Figura 80. Distribuição geográfica de <i>D. arema</i> (Boisduval, 1870)..... | 303 |
| Figura 81. Distribuição geográfica de <i>D. bivittata</i> (Walker, 1854)..... | 303 |
| Figura 82. Distribuição geográfica de <i>D. boisduvalii</i> (Hoeven, 1840)..... | 304 |
| Figura 83. Distribuição geográfica de <i>D. centenaria</i> (Burmeister, 1879) | 304 |
| Figura 84. Distribuição geográfica de <i>D. constans</i> (Hering, 1925) | 305 |
| Figura 85. Distribuição geográfica de <i>D. dissimulata</i> (Walker, 1865)..... | 305 |
| Figura 86. Distribuição geográfica de <i>D. druryi</i> (Watson & Goodger 1984) comb. nov. | 306 |
| Figura 87. Distribuição geográfica de <i>D. eurocilia</i> (Cramer, 1777)..... | 306 |
| Figura 88. Distribuição geográfica de <i>D. fanatica</i> (Dognin, 1919)..... | 307 |
| Figura 89. Distribuição geográfica de <i>D. flora</i> (Butler, 1873)..... | 307 |
| Figura 90. Distribuição geográfica de <i>D. forbesi</i> (Druce, 1907) | 308 |
| Figura 91. Distribuição geográfica de <i>D. formosissima</i> (Butler, 1871)..... | 308 |
| Figura 92. Distribuição geográfica de <i>D. gaumeri</i> (Druce, 1894) | 309 |
| Figura 93. Distribuição geográfica de <i>D. hilara</i> (Weymer, 1895)..... | 309 |
| Figura 94. Distribuição geográfica de <i>D. imitata</i> (Druce, 1910)..... | 310 |
| Figura 95. Distribuição geográfica de <i>D. humeralis</i> (Walker, 1854)..... | 310 |
| Figura 96. Distribuição geográfica de <i>D. innominatum</i> Becker, 2013..... | 311 |
| Figura 97. Distribuição geográfica de <i>D. jansonis</i> (Butler, 1870)..... | 311 |
| Figura 98. Distribuição geográfica de <i>D. larvata</i> (Walker, 1856)..... | 312 |
| Figura 99. Distribuição geográfica de <i>D. leda</i> (Druce, 1884)..... | 312 |
| Figura 100. Distribuição geográfica de <i>D. leucophaea</i> (Walker, 1854)..... | 313 |
| Figura 101. Distribuição geográfica de <i>D. luctuosa</i> (Dognin, 1919)..... | 313 |
| Figura 102. Distribuição geográfica de <i>D. lycaste</i> (Klug, 1836)..... | 314 |
| Figura 103. Distribuição geográfica de <i>D. marginalis</i> (Walker, 1855) | 314 |
| Figura 104. Distribuição geográfica de <i>D. marginata</i> (Guérin-Méneville, 1844)..... | 315 |
| Figura 105. Distribuição geográfica de <i>D. molesta</i> (Hering, 1925)..... | 315 |
| Figura 106. Distribuição geográfica de <i>D. neda</i> (Klug, 1836)..... | 316 |
| Figura 107. Distribuição geográfica de <i>D. palmeri</i> (Druce, 1910)..... | 316 |

| | |
|--|-----|
| Figura 108. Distribuição geográfica de <i>D. perplexa</i> (Schaus, 1910)..... | 317 |
| Figura 109. Distribuição geográfica de <i>D. picta</i> (Guérin-Méneville, 1844) | 317 |
| Figura 110. Distribuição geográfica de <i>D. porioni</i> (Gibeaux, 1982)..... | 318 |
| Figura 111. Distribuição geográfica de <i>D. practides</i> (Druce, 1911)..... | 318 |
| Figura 112. Distribuição geográfica de <i>D. practidoides</i> (Hering, 1925) | 319 |
| Figura 113. Distribuição geográfica de <i>D. rosina</i> (Butler, 1871)..... | 319 |
| Figura 114. Distribuição geográfica de <i>D. sacrificata</i> (Hübner, [1831])..... | 320 |
| Figura 115. Distribuição geográfica de <i>D. semirufa</i> (Druce, 1910)..... | 320 |
| Figura 116. Distribuição geográfica de <i>D. subapicalis</i> (Walker, 1854) | 321 |
| Figura 117. Distribuição geográfica de <i>D. terminata</i> (Guérin-Méneville, 1844)..... | 321 |
| Figura 118. Distribuição geográfica de <i>D. thetis</i> (Klug, 1836)..... | 322 |
| Figura 119. Distribuição geográfica de <i>D. titan</i> (Druce, 1910) | 322 |
| Figura 120. Distribuição geográfica de <i>D. transversa</i> (Walker, 1854) comb nov | 323 |
| Figura 121. Distribuição geográfica de <i>D. tricolora</i> (Sulzer, 1776)..... | 323 |
| Figura 122. Distribuição geográfica de <i>D. viuda</i> (Schaus, 1910) | 324 |
| Figura 123. Distribuição geográfica de <i>D. zeladon</i> (Dyar, 1913)..... | 324 |
| Figura 124. Distribuição geográfica de <i>D. amapoarum</i> sp. nov. | 325 |
| Figura 125. Distribuição geográfica de <i>D. jeffreyi</i> sp. nov. | 325 |
| Figura 126. Distribuição geográfica de <i>D. tarsoi</i> sp. nov. | 326 |
| Figura 127. Distribuição geográfica de <i>D. wayneri</i> sp. nov. | 326 |

Lista de Quadros

| | |
|--------------------------------------|-----|
| Quadro I. Matriz de caracteres | 327 |
|--------------------------------------|-----|

Agradecimentos

Ao Dr. Marcelo Duarte que, novamente, aceitou o desafio de orientar um projeto com um grupo diferente daquele de seu grupo de pesquisa. Agradeço também ao acesso irrestrito à coleção e à infraestrutura do laboratório, pelo incentivo ao crescimento intelectual e acadêmico através das discussões, das viagens e contatos com outros profissionais da área.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pela concessão da bolsa de doutorado que possibilitou minha estada na Terra da Garoa, as viagens realizadas durante a realização deste projeto e equipamentos adquiridos (processos nº 2009/11161-0 e 2012/18311-0).

Parte desse projeto incluiu uma busca exaustiva por material tipo e séries representativas de espécimes raros, empreitada esta, que não poderia ter sido realizada sem o apoio dos curadores e equipe técnica das diversas coleções internacionais visitadas: Martin Honey, Alessandro Giusti, Geoff Martin, Mirela Baldaconi, Benoit Vincent, Jérôme Barbut, Joel Minet, Wolfram Mey, James Hoogan, Robert K. Robbins, Don Harvey, David Adamski, David Grimaldi, Suzanne RabGreen, John Rawlins, Chen Young, Norman Penny, Peter Oboyski, James Boone, Weiping Xie, Julian Donahue, Arturo Roig, Naomi Pierce, Rodney Eastwood, Alberto Abrahamovich, Victor Scarabino, Enrique Morelli, Regina Segui, Pat Haynes. A todos vocês meu muito obrigado. Uma menção especial deve ser feita aos que atuaram como meus tutores, Martin Honey pelas aulas intensivas sobre o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica e técnicas de disseção, Benoit Vincent por compartilhar um pouco do conhecimento sobre Arctiinae, Robert Robbins pelas sugestões de literatura e valiosas discussões.

Aos curadores das coleções brasileiras que permitiram minha visita para coleta de dados, análise e empréstimo de material: André V. L. Freitas, Olaf H. H. Mielke, Mirna M. Casagrande, Catarina Motta (*in memoriam*), William Overall, Paulo Sérgio Fiuza, Miguel A. Monné Barrios, Vitor Becker e Alexandre Soares.

À Smithsonian Institution, especialmente a Robert K. Robbins e Don Harvey, pela atenção e acolhimento, pela orientação teórica e metodológica durante o estágio BEPE realizado no exterior. Aproveito também para agradecer a companhia dos amigos que fiz no

exterior aqui representados pelas doces figuras de Karl Fetter, Tarso Madeira, Jeffrey Bergman e Tacy Oki.

Aos funcionários do Museu de Zoologia da USP, em especial às bibliotecárias Marta, Dione e Tereza, pelo auxílio na procura de bibliografia e nas inúmeras renovações de livros, muitas vezes por mim esquecidas.

Aos meus colegas, entomólogos, que contribuíram com valiosas discussões nas áreas de taxonomia e sistemática: Laura Rocha Prado, Lívia Rodrigues Pinheiro, Rafaela Lopes Falaschi e Gabriel Biffi. À Laura agradeço especialmente por disponibilizar seu *script* que permite a transposição dos dados do Excel para o Word.

Aos colegas do Museu de Zoologia pela agradável companhia durante esses quatro anos, especialmente na hora do café e lanches da tarde: Camila Conti, Carolina Yamaguchi, Marina Loeb, Paola Sanches, Julia Calhau, Lucas Cesar, Ricardo Kawada, Guilherme Ide, Lívia Fusari, Gabriel Biffi, Paula Rodrigues, Diogo Couto, Daniela Bená e Juarez Fuhrmann.

Aos colegas de laboratório Gláucia Marconato, Nalva Lisboa, Renato Oliveira, Ananda Martins, Lucas Cardoso, Fabiano Albertoni, Eduardo Abrantes, Pedro Ivo e Anderson Muñoz por tornarem meu dia-a-dia no museu mais divertido. À Nalva especialmente, pela ajuda com algumas fotos dos espécimes adultos e montagem de microlepidópteros, atividades realizadas com primor, empenho e sempre com ânimo positivo.

Laura Prado, Rafaela Falaschi, Mariana Galera, Lívia Pinheiro, Camila Conti, Tatiana Moraes e Wayner Lyra: O apoio de vocês foi imprescindível para que eu pudesse levar esse projeto até o final!

Finalmente, porém não menos importante, agradeço à minha família e, principalmente, aos meus pais, exemplos de garra, perseverança e humildade. Vocês são espelhos do meu caráter, da minha persistência e do meu progresso. Agradeço imensamente o apoio incondicional nas minhas decisões profissionais e pessoais, pelos aconselhamentos e pela ajuda financeira.

Resumo

A subtribo Pericopina (Lepidoptera: Erebiidae: Arctiinae: Arctiini) compreende 37 gêneros com distribuição exclusivamente Neotropical. Estudos acerca da taxonomia e relações filogenéticas para esse grupo são escassos. Entre os gêneros arrolados em Pericopina, *Dysschema* Hübner, 1818 é o mais especioso.

O gênero é representado por 146 nomes válidos e 88 espécies, conta com 12 sinonímias genéricas e não há um consenso sobre o número de espécies que o compõem, uma vez que há suspeita por parte de alguns autores (WATSON & GOODGER 1986; LAMAS & GRADOS 1996) de que alguns nomes atualmente válidos para algumas espécies sejam, de fato, sinonímias. Recentemente Becker (2013) estabeleceu uma série de sinônimos, e o gênero passou a somar 59 espécies.

O presente trabalho propõe, através do levantamento de caracteres morfológicos de adultos, analisar as relações filogenéticas de Pericopina e das espécies arroladas em *Dysschema*, atualizar a distribuição das espécies atualmente arroladas no gênero, além de uma melhor delimitação taxonômica.

A análise cladística baseada em 156 caracteres morfológicos não corroborou a monofilia da subtribo Pericopina; o gênero *Scearctia* Hering se mostrou morfológicamente associado à Lithosiini e o gênero *Pteroodes* Butler se mostrou morfológicamente associado à Phaegopterina. Esses gêneros são realocados nos grupos supragenéricos anteriormente citados, com os quais mostraram maior afinidade filogenética, como taxonomicamente **incertae sedis**. Adicionalmente o gênero *Seileria* Dognin é aqui considerado **sinônimo junior subjetivo** de *Thyrgis* Walker

A monofilia de *Dysschema* é corroborada apenas com a inclusão dos gêneros monotípicos *Sermyla* Walker e *Are* Walker. São descritas quatro **novas espécies** em *Dysschema*, 14 **novos sinônimos** estabelecidos, nove **espécies revalidadas**, oito **sinônimos revalidados** e duas **combinações novas**. *Pericopis thyridia* é um **nome novo** proposto em substituição a *Pericopis fenestrata* Butler, 1872, homônimo júnior de *Coborisa fenestrata* Walker, 1855. Para garantir a estabilidade taxonômica dos nomes arrolados em *Dysschema* foram designados 67 lectótipos e fixados 19 holótipos por evidência de monotipia.

Abstract

Pericopina (Lepidoptera: Erebidae: Arctiinae: Arctiini) comprises 37 genera distributed exclusively in the Neotropical region. Studies on the taxonomy and phylogenetic relationships for the species included in this group are scarce. Among the genera enrolled in Pericopina, *Dysschema* Hübner, 1818 is the most specious genus.

The genus is represented by 146 valid names and 88 species, *Dysschema* has 12 generic synonyms and there is no consensus on the number of species that compose it, as it is suspected by some authors (Watson & Goodger 1986; Lamas & Grados 1996) based on that currently valid names for some species are, in fact, synonyms. Recently Becker (2013) introduced several synonyms and the genus currently has 59 species .

The present study proposes, through a survey of morphological characters of adults, to analyze the phylogenetic relationships of Pericopina and of the species enrolled in *Dysschema*, to update the distribution of the species currently enrolled in this genus, and a better taxonomic delimitation.

A cladistic analysis based on 156 morphological characters did not corroborate the monophyly of Pericopina. *Scearctia* Hering is morphologically associated to the Lithosiini and *Pteroodes* Butler is morphologically associated to the Phaegopterina. These genera are enrolled in the supra-generic groups which they share phylogenetic affinities as taxonomically *incertae sedis*. Additionally, *Seileria* Dognin is a **junior subjective synonym** of *Thyrgis* Walker.

The monophyly of *Dysschema* was supported only with the inclusion of the monotypic genera *Sermyla* Walker and *Are* Walker. Four **new species** are described in *Dysschema*, 14 **new synonyms** are established, nine species are **revalidated**, eight synonyms are **revalidated** and two **new combinations** are established. Additionally, *Pericopis thyridia* is a **new name** proposed to replace the *Pericopis fenestrata* Butler, 1872, a junior homonym of *Coborisa fenestrata* Walker, 1855. In order to assure the stability of the names enrolled in *Dysschema* 67 lectotypes were designated and 19 holotypes were fixed by evidence of monotypy.

1. Apresentação

Lepidoptera é a segunda ordem mais diversa entre os insetos, compreendendo aproximadamente 160.000 espécies, distribuídas em 45 superfamílias e 135 famílias (VAN NIEUKERKEN *et al.* 2011). Estimativas acerca do número total de espécies variam entre 250.000 e 500.000 espécies (KRISTENSEN *et al.* 2007). O grupo é de grande importância econômica, pois a maioria das larvas é fitófaga e muitas espécies são pragas de cultivos agrícolas. Por outro lado, os adultos são agentes polinizadores fundamentais para o equilíbrio dinâmico de ecossistemas, servindo como indicadores no monitoramento da diversidade biológica, na integridade de paisagens e no uso sustentável de recursos naturais (BROWN 1991, 1992, 1996 a, b; KREMEN *et al.* 1993; BROWN & FREITAS 2000 a,b).

Entre os estudos realizados com Lepidoptera, aqueles que tratam do entendimento da morfologia comparada estão entre os mais escassos (MORAES & DUARTE 2009). Estudos dessa natureza são importantes para melhor entendimento da variação morfológica inter e intraespecífica, auxiliando na resolução de problemas taxonômicos, no entendimento da evolução do grupo e de aspectos ecológicos e comportamentais. Além disso, para algumas espécies serem consideradas bons bioindicadores, é necessário que se tenha conhecimento da sua taxonomia e de suas relações com os táxons filogeneticamente mais próximos (BECCALONI & GASTON 1994).

Com essa preocupação em mente, desenvolveu-se o presente estudo com Pericopina, atualmente alocada em Arctiinae (Arctiini). Arctiinae é um grupo bastante utilizado como bioindicador, superado apenas pelos esfingídeos e saturnídeos. No entanto, estudos com Pericopina como grupo foco são escassos. Adicionalmente, Arctiinae é relativamente bem conhecida, mas ainda pouco estudada sob o ponto de vista taxonômico e filogenético, principalmente no que refere à fauna neotropical, onde se encontra a maior diversidade para o grupo, incluindo Pericopina

Introdução

“If I accept you as you are, I will make you worse; however, if I treat you as though you are what you are capable of becoming, I help you become that.”

Johann von Goethe

2. Introdução

2.1. Sistemática e Taxonomia de Noctuoidea

Noctuoidea é a maior superfamília de Lepidoptera, com cerca de 70.000 espécies (KITCHING & RAWLINGS 1998). A monofilia do grupo é suportada pela presença de um órgão timpânico metatorácico e estruturas associadas a esse órgão localizadas no abdomen (KITCHING & RAWLINGS 1998). Não obstante, o relacionamento e os limites dos grupos arrolados em Noctuoidea ainda não estão bem estabelecidos (MITCHELL *et al.* 2006), e o número de famílias pode variar entre 5 e 13, dependendo da fonte consultada (ZAHIRI *et al.* 2010).

Tradicionalmente, são definidas duas seções em Noctuoidea com base em caracteres de venação alar das asas anteriores. Os Noctuoidea **trífideos** (Fig. 1) representam um clado que está na base da filogenia da superfamília, cujo principal caráter que sustenta o grupo é a veia M_2 com origem no meio da célula discal, entre as veias M_1 e M_3 , conferindo à veia cubital aparência de três ramificações (M_3 , CuA_1 , CuA_2) (LAFONTAINE & FIBIGER 2006); os **quadrífideos** (Fig. 2) apresentam M_2 com origem próxima à M_3 , conferindo à veia cubital aparência de quatro ramificações (M_2 , M_3 , CuA_1 , CuA_2) (LAFONTAINE & FIBIGER 2006).

Os quadrífideos estão subdivididos em dois grupos, com base na venação das asas posteriores. Os Noctuidae **trífineos** (Figs. 3-5) caracterizam-se pela ausência ou vestígio de M_2 , conferindo à veia cubital aparência de três ramificações (MITCHELL *et al.* 2006); no entanto alguns grupos podem apresentar a M_2 no meio da célula discal, entre M_1 e M_3 . Já nos **quadrífineos** (Fig. 6), M_2 é conspícua, com origem no terço posterior da célula discal, conferindo à veia cubital aparência de quatro ramificações (MITCHELL *et al.* 2006).

Arctiidae, Lymantridae e algumas subfamílias de Noctuidae apresentam a configuração quadrífinea. No entanto, o fato de Noctuidae apresentar grupos com venação trifínea e quadrífinea tem se mostrado o principal fator para a instabilidade taxonômica em Noctuoidea, e diversas propostas de classificação e relacionamento entre as famílias foram sugeridas (MILLER 1991, KITCHING & RAWLINGS 1998, FIBIGER & LAFONTAINE 2005, MITCHELL *et al.* 2006, LAFONTAINE & FIBIGER 2006, ZAHIRI *et al.* 2010). A falta de delimitação para alguns grupos genéricos e supragenéricos em Noctuidae, tanto em quadrífineos (*e.g.* Calpinae, Catocalinae) quanto em trífineos (*e.g.* Psaphidinae), reflete a carência de estudos morfológicos

mais abrangentes visando estabelecer a identidade dos gêneros e categorias superiores, baseados em grupos monofiléticos.

LAFONTAINE & FIBIGER (2006) propuseram um sistema de classificação baseado na reinterpretação de dados morfológicos de adultos e imaturos (KITCHING & RAWLINGS 1998, FIBIGER & LAFONTAINE 2005), e em dados moleculares (MITCHELL *et al.* 2006). Além disso, duas hipóteses recentes de filogenia molecular (MITCHELL *et al.* 2006, ZAHIRI *et al.* 2010) propuseram a classificação das famílias de Noctuoidea. Em um panorama geral, LAFONTAINE & FIBIGER (2006), MITCHELL *et al.* (2006) e ZAHIRI *et al.* (2010) reconheceram a monofilia das famílias trifídeas (Notodontidae e Oenosandridae), basalmente alocadas nas topologias; a monofilia das subfamílias trifíneas – Noctuidae *sensu stricto* (MITCHELL *et al.* 2006, ZAHIRI *et al.* 2010); a monofilia do clado Lymantridae, Arctiidae e alguns Noctuidae quadrifíneos (clado L.A.Q. *sensu* MITCHELL *et al.* 2006); e a não monofilia de Noctuidae, como tradicionalmente proposto (quadrifíneos + trifíneos).

A despeito da congruência obtida nos trabalhos anteriormente citados, os *status* taxonômicos erigidos para os agrupamentos supragenéricos em Noctuoidea variam de acordo com o autor consultado. MITCHELL (2006), ao manter categoria de família para Arctiidae e Lymantridae, elevou as subfamílias de Noctuidae quadrifíneos ao *status* de família (Fig 7); LAFONTAINE & FIBIGER (2006) trataram os quadrifíneos e trifíneos dentro de Noctuidae, mantendo a monofilia de Noctuidae com a inclusão de Arctiidae e Lymantridae como subfamílias (Fig. 8). ZAHIRI *et al.* (2010) também limitaram o conceito de Noctuidae às subfamílias trifíneas; no entanto os Noctuidae quadrifíneos (Aganainae, Calpinae, Catocalinae), Arctiidae e Lymantridae foram considerados subfamílias em Erebidae (Fig. 9).

Tradicionalmente, Arctiidae é considerada uma família dentro de Noctuoidea e a monofilia suportada pela presença de tímalo metatorácico, utilizado na produção de som, além de um par de glândulas dorsais de feromônio, associadas às papilas anais. Com as propostas de classificação de LAFONTAINE & FIBIGER (2006) e ZAHIRI *et al.* (2010), Arctiidae teve o *status* taxonômico rebaixado à subfamília. No presente estudo, optou-se seguir a classificação proposta por ZAHIRI *et al.* (2010), por representar uma opção intermediária à criação de um elevado número de novas famílias, como proposto por MITCHELL *et al.* (2006) e ao estabelecimento de uma única família (Noctuidae) com elevado número de espécies (cerca de 60.000, sendo que Noctuoidea contém aproximadamente 70.000 espécies), como proposto

por LAFONTAINE & FIBIGER (2006). Desse modo, Arctiidae será aqui tratada como subfamília de Erebidae.

2.2. Taxonomia de Arctiinae

Arctiinae conta com aproximadamente 11.000 espécies (WATSON & GOODGER 1986), somando aproximadamente 6% da diversidade mundial de lepidópteros (GOODGER & WATSON 1995). Desse montante, pelo menos 50% das espécies são encontradas na região Neotropical (WATSON & GOODGER *op. cit.*).

A história taxonômica do grupo é bastante confusa. Isso se deve principalmente à existência de espécies pertencentes a linhagens distintas e que apresentam semelhanças superficiais (WELLER *et al.* 2009), frequentemente usadas para o estabelecimento de sistemas de classificação que acabam por refletir em agrupamentos não naturais. Adicionalmente, diversos autores erigiram ou utilizaram grupos artificiais para incluir espécies que não se enquadravam dentro dos limites estabelecidos para agrupamentos pré-existentes (*e.g.* Microarctiinae: SEITZ 1913, MURZIN 2003; Microarctiini: PINHEY 1975; Hypsiidae [Noctuidae:Aganainae]: HAMPSON 1918), contribuindo ainda mais para a confusão taxonômica dentro de Arctiinae.

Embora ainda existam divergências em relação às categorias taxonômicas supragenéricas dentro de Arctiinae, os agrupamentos atualmente hierarquizados como Arctiini, Lithosiini e Syntomiini são reconhecidos em categorias diferentes por alguns autores (KITCHING & RAWLINGS 1998, JACOBSON & WELLER 2002, FIBIGER & LAFONTAINE 2005, FIBIGER & HACKER 2005). Arctiini e Lithosiini representam os grupos mais diversos, com distribuição cosmopolita, enquanto Syntomiini representa uma pequena linhagem com espécies miméticas de vespas, com distribuição restrita à Europa e África.

Tradicionalmente, o conceito de Arctiini abrange as atuais subtribos Arctiina, Ctenuchina, Euchromiina, Calimorphina, Phaegopterina e Pericopina, com a ressalva que diferentes autores empregaram categorias taxonômicas e/ou nomes distintos para esses táxons (FORBES 1939, 1960, FERGUSON 1985, KÔDA 1987, 1988, KITCHING & RAWLINS 1998, JACOBSON & WELLER 2002, WELLER *et al.* 2009). No entanto, a monofilia dessas subtribos carece de suporte e diferentes trabalhos têm apontado para a problemática na delimitação das tribos (HOLLOWAY 1988, DACOSTA & WELLER 2005, DACOSTA *et al.* 2006), sendo

necessária melhor delimitação dos gêneros que constituem cada tribo, para então estabelecer uma classificação supragenérica que reflita grupos naturais.

2.3. Sistemática de Arctiinae

Tradicionalmente, Arctiinae é reconhecida como um grupo monofilético sustentando com base nos seguintes caracteres:

- (i) presença de um par de glândulas dorsais de feromônios, associadas às papilas anais;
- (ii) tímpanos metatorácicos no catépisterno;
- (iii) meso e metatórax da larva com as cerdas D2 e D3 fusionadas em uma única verruga;
- (iv) segmentos A3-A6 com cerda L3 bisetosa;
- (v) cerdas subventrais no meso e metatórax de larvas;
- (vi) glândula ventral eversível nas larvas
- (vii) larvópodos com ganchos heteroídeos;
- (viii) veia R_s+R_1 alargada na base
- (ix) mandíbulas larvais com entalhe no dente dorsal
- (x) bolsa IV do tímpano aberta
- (xi) tímpano com carena contratimpânica pré-espíracular

Dos caracteres listados acima, (v) foi sugerido como sinapomorfia por KITCHING (1984), entretanto tal caráter é de difícil visualização em espécies com cerdas dispostas em verrugas (JACOBSON & WELLER 2002). HOLLOWAY (1988) considerou os caracteres (i), (ii) e (xi) como apomorfias de Arctiinae. Os caracteres (i), (ii), (iii) e (iv) são tratados como sinapomorfias (sem análise filogenética) por KITCHING & RAWLINS (1998), adicionalmente os autores reconhecem (vii) e (viii) como caracteres diagnósticos.

Os caracteres (i), (ii), (vi), (x) e (xi) foram corroborados como sinapomorfias no estudo filogenético de JACOBSON & WELLER (2002). Além disso, larvas de algumas espécies apresentam cerdas longas e plumosas dispostas em pincéis e cerdas secundárias tipicamente dispostas em verrugas, servindo como caracteres diagnósticos para a subfamília (WAGNER 2009, WELLER *et al.* 2009).

A monofilia da tribo Arctiini está sustentada pela presença de retináculo alongado nos machos e pelos larvópodos com ganchos heteróideos (KITCHING & RAWLINS 1998). Adicionalmente, JACOBSON & WELLER (2002) reconheceram como caracteres sinapomórficos as glândulas de feromônio dorsais das fêmeas divididas e digitiformes, os ocelos com anel melanizado ao redor da lente, a espirotromba não alcançando a região posterior do tórax e mais longa que a cabeça, e os apódemas esternais do segundo segmento abdominal fortemente unidos ao esternito. O estudo cladístico pioneiro realizado por JACOBSON & WELLER (*op. cit.*) representa um ponto de partida para o desenvolvimento de trabalhos subsequentes, visando testar a monofilia e o esclarecimento das relações filogenéticas dos agrupamentos supragenéricos inclusos em Arctiinae.

Embora Arctiini seja atualmente constituída pelas subtribos Pericopina, Arctiina, Ctenuchina, Euchromiina, Calimorphina e Phaegopterina, HOLLOWAY (1988) atenta para a possibilidade de que alguns desses táxons constituam agrupamentos parafiléticos, dado o fraco suporte baseado em caracteres morfológicos.

2.4. Biologia de Arctiinae

Arctiinae possui uma grande variedade de plantas hospedeiras, incluindo briófitas, gimnospermas e angiospermas, além de algas líquens e fungos (SCOBLE 1992, WAGNER 2009), com parte da subfamília representada por espécies generalistas. Larvas de Arctiini forrageiam em plantas das famílias Asclepiadaceae, Asteraceae, Boraginaceae, Apocynaceae e Fabaceae (SCOBLE 1992). Várias espécies de Syntomini alimentam-se em Asteraceae (KITCHING & RAWLINS 1998), entretanto há também registros de espécies forrageando em musgos (COMMON 1990), algas e fungos (HOLLOWAY 1988), além de espécies detritívoras (KITCHING & RAWLINS *op. cit.*). Já larvas de Lithosiini caracteristicamente forrageiam em algas e líquens (HABECK 1987, COVELL 2005) e ocasionalmente em briófitas (FORBES 1960, HOLLOWAY 1988).

Muitas larvas de Arctiinae possuem cerdas plumosas que lhes conferem proteção física e química, além de cápsula cefálica desprovida de cerdas secundárias (HOLLOWAY 1988). Ademais, imaturos e adultos de Arctiinae podem fazer uso de compostos secundários sequestrados de plantas hospedeiras, como por exemplo alcalóides pirrolizidínicos, glicosídeos cardíacos ou cardenolídeos, sesquiterpenos e polifenóis (WELLER *et al.* 1999, CONNER &

WELLER 2004, BOWERS 2009) que, em conjunto ou não com aminas biogênicas (DACOSTA & WELLER 2005), são utilizados na defesa contra predadores.

As espécies de Arctiinae que sequestram compostos secundários podem utilizar dois tipos de sinais para demonstrar sua impalatabilidade: sinais visuais de coloração (usados pelas larvas e adultos) e avisos sonoros ultrassônicos empregados apenas pelos adultos (WELLER *et al.* 1999).

Em Arctiinae é recorrente o uso de mecanismos inicialmente selecionados na defesa contra predadores e que foram posteriormente recrutados para comunicação durante a corte. Assim o uso de alcalóides pirrolizidínicos – primeiramente selecionado como mecanismo de impalatabilidade – assumiram um importante papel na comunicação intraespecífica (BOPPRÉ & SCHNEIDER 1989, DUSSOURD *et al.* 1991, SANDERFORD 2009).

Syntomini e Lithosiini, frequentemente tratadas como linhagens basais em Arctiinae, aparentemente não fazem uso de alcalóides ou cardenolídeos; mas se utilizam de outros compostos, como pirrazinas e outros polipeptídeos e classes de compostos secundários encontrados principalmente em líquens, como polifenóis, antraquinonas, parentinas e ácidos vulpínicos (HESBACHER *et al.* 1995, WELLER *et al.* 1999).

Aminas biogênicas são compostos sintetizados *de novo* por larvas e adultos, principalmente na forma de histaminas, acetilcolina e dimetilacrilcolina (BISSET *et al.* 1960). Embora esses compostos tenham sido registrados apenas para as subtribos Arctiina, Callimorphina e em uma única espécie de Syntomini (WELLER *et al.* 1999), não é descartada a possibilidade de se encontrar essas substâncias em outras tribos, dado a pontualidade de táxons amostrados em estudos existentes. Adicionalmente, esse grupo de compostos também é encontrado em Lymantriidae (ROTHSCHILD 1985), e a presença em Arctiinae pode ser interpretada como uma possível simplesiomorfia.

Cardenolídeos são esteróides conhecidos por sua ação cardíaca em vertebrados (MALCOM 1991). O sequestro desse composto é documentado para as tribos Arctiina, Callimorphina, Ctenuchina e Eucromiina, principalmente por espécies com hábitos diurnos (WELLER *et al.* 1999). Apesar de algumas espécies de Pericopina pertencentes ao gênero *Composia* Hübner forragearem em plantas contendo esses compostos, a armazenagem de cardenolídeos ainda não foi documentada (BLACK 1976).

De todas as classes de substâncias potencialmente sequestráveis, os alcalóides pirrolizidínicos (APs) talvez sejam os que mais influenciaram a história evolutiva e o comportamento das espécies de Arctinae (CONNER & WELLER 2004), merecendo destaque na biologia dos Arctiini. Esses aleloquímicos representam um grupo de substâncias com propriedades hepatóxicas e carcinogênicas (MATTOCKS 1986), cuja estrutura carbônica tem em comum a 1-hidroximetilpirrolizidina (HARTMANN 2009); são comumente encontradas em plantas das famílias Asteraceae, Boraginaceae Fabaceae e Apocynaceae (MATTOCKS *op. cit.*). Adicionalmente, a facilidade com a qual esses compostos são transformados da sua forma pré-tóxica, encontrada nas plantas, na forma não-tóxica, nas larvas, seja o principal fator responsável pelo recorrente sequestro desses compostos por Arctiini e outras linhagens de Lepidoptera (HARTMANN & OBER 2000).

O sequestro de APs é bastante disseminado em Arctiini, sendo uma potencial sinapormorfia para o clado (WELLER *et al.* 1999, CORNER & WELLER 2004). O sequestro pode ser realizado pelas larvas e pelos adultos, e é geralmente armazenado no córion dos ovos, tegumento de adultos, larvas e pupas, hemolinfa e cerdas larvais (CORNER & WELLER *op. cit.*) ou, expelido na forma de secreção por glândulas cervicais em adultos (DHETIER 1939). A impalatabilidade conferida por esses compostos permite aos Arctiini ocuparem nichos que são pouco explorados por outros grupos de lepidópteros (WAGNER 2009). A transferência desses compostos pode ocorrer de estágios imaturos para adultos (HARTMANN 2009), biparental para ovos (DUSSOURD *et al.* 1988, DUSSOURD *et al.* 1991) e de machos para fêmeas, durante a corte (DUSSOURD *et al.* 1991, HARTMANN *et al.* 2004).

Em Arctiini, a síntese de hormônios sexuais e o desenvolvimento da coremata em machos (SCHNEIDER *et al.* 1982), além da quantidade de APs contidos no espermatóforo e líquido seminal (DUSSOURD *et al.* 1988, CONNER & WELLER 2004), estão diretamente relacionados com a comunicação intraespecífica.

A quantidade de APs na posse de machos pode ser mensurada através da concentração de hidroxidanaidal contida no feromônio emitido (DUSSOURD *et al.* 1991) e da massa corporal dos indivíduos (CONNER *et al.* 1990). Adicionalmente, parte dos APs obtidos pelos machos pode ser transferida para fêmeas via espermatóforos e líquidos seminais (CONNER & WELLER 2004). Desse modo, uma vez que a quantidade de APs presente na dieta de machos pode ser

acessada pelas fêmeas, a partir do feromônio emitido, a quantidade de APs sequestrados pode influenciar diretamente no *fitness* sexual dos indivíduos (IYENGAR *et al.* 2001).

Nesse contexto, fêmeas que acasalam preferencialmente com machos cujas concentrações de hidroxidanaidal são elevadas, podem se beneficiar de maior aporte de APs. Assim a quantidade de alcalóides sequestrados torna-se um importante fator de seleção sexual, sendo que os benefícios obtidos pelas fêmeas com suas escolhas pré-copulatórias incluem: (i) proteção durante a cópula, (ii) aumento da taxa de fecundidade (LAMUNYON 1997), (iii) aumento da taxa de sobrevivência da prole (DRUSSOURD *et al.* 1991) e (iv) herança genética para maior sequestro de APs (IYENGAR & EISNER 1999).

Apesar de atualmente muito se conhecer sobre o sequestro de APs e suas implicações evolutivas e comportamentais dentro de Arctiini, os estudos frequentemente são pontuais, baseados em algumas espécies (*e.g.* *Arctia caja* (Linnaeus, 1758) e *Utetheisa ornatrix* (Linnaeus, 1758)) e quase não havendo estudos abordando Pericopina.

As larvas de Pericopina são geralmente gregárias nos primeiros ínstaes; posteriormente se dispersam, de forma que nos ínstaes finais são encontradas isoladas, comumente uma em cada arbusto (TRAVASSOS FILHO 1947). Adicionalmente aos padrões aposemáticos vermelhos e amarelos encontrados nas larvas, algumas espécies também possuem padrões brancos e de cores claras que as tornam visíveis durante a noite (Weller *et al.* 1999).

Algumas espécies, quando adultas, possuem machos de hábito noturno que costumam ser atraídos à luz em coletas noturnas. Já as fêmeas apresentam hábito diurno e são aparentemente raras ou dificilmente encontradas (TRAVASSOS FILHO 1947). Tal diferença resultou, para alguns grupos de espécies, descrições baseadas em apenas um dos sexos e, não raro, fêmeas e machos foram descritos como espécies diferentes, contribuindo para o caos taxonômico em Pericopina (TRAVASSOS FILHO *op. cit.*, LAMAS & GRADOS 1996).

2.5. Taxonomia de Pericopina

O histórico taxonômico de Pericopina é tão confuso quanto das demais subtribos de Arctiinae. Apesar do número não tão grande de gêneros e espécies (37 gêneros e cerca de 370 espécies), quando comparada com outros grupos dentro de Arctiinae, Pericopina apresenta uma enorme variedade de padrões e coloração (Fig. 13), rivalizando com outros grupos de

mariposas reconhecidamente diversificados quanto ao padrão alar, como Dioprinae (Notodontidae) e Agaristinae (Noctuidae). Apesar de tal diversidade, a coleta de Pericopina não costuma trazer resultados substanciais em número de espécimes coletados, o que contribui para baixa representatividade da maioria das espécies em coleções.

Adicionalmente a essa variedade, os caracteres utilizados pelos pesquisadores dos séculos XIX e XX no processo de hierarquização taxonômica, frequentemente baseados no padrão de coloração e venação alar e biometria de estruturas como pernas e palpos, bem como a subamostragem de táxons, levou ao estabelecimento de grupos não naturais fundamentados em semelhanças superficiais, ao invés de refletir relação de ancestralidade comum.

Tamanha diversidade de formas aliada aos caracteres erigidos para se estabelecer os agrupamentos supragenéricos, acabou resultando no número de diferentes famílias nas quais espécies de Pericopina já foram arroladas. Assim, espécies atualmente associadas à Pericopina já estiveram incluídas em Noctuidae (Agaristidae e Hypsiidae em KIRBY 1892), Geometridae (Cyllopodidae em KIRBY 1892, Cyllopodinae em WARREN 1904, Geometridae em DOGNIN 1911), Notodontidae (Diopitidae em DRUCE 1884, KIRBY 1892, HUBNER & GEYER 1908-1912, STRAND 1911), Lymantridae (Liparidae em WALKER 1854, DRUCE 1884), Zygaenidae (Zygaenidae em WALKER 1854, Zygaeninae em GUNDLACH 1881). Mesmo em Arctiidae, espécies já foram associadas a Lithosiinae (Lithosiidae em WALKER 1854, KIRBY 1892), Phaegopterinae (KIRBY 1892) e Callimorphini (Calimorphidae em DOGNIN 1919, 1922, 1923).

Investigações morfológicas subsequentes, com incremento de amostragem de espécies, em especial àquelas realizadas por HERING (1925, 1926), levou a uma delimitação mais restrita do conceito de Pericopina. O estudo morfológico de Hering, embora envolvendo majoritariamente aspectos de venação alar e biometria, permitiu reunir a maior parte das espécies de Pericopina – antes distribuídas em Arctiidae Geometridae, Lymantridae, Noctuidae Zygaenidae e Notodontidae – em Arctiinae. No entanto, o uso de caracteres alares na formação dos agrupamentos genéricos não se mostrou eficaz, de modo que, entre as espécies arroladas em Pericopina, foram incluídos representantes de outras famílias (e.g. gêneros *Graphelysia*, *Cyanohypsa* (Noctuidae: Agaristinae)), além de representantes de outras tribos e subtribos de Arctiinae (e.g. gêneros *Paratype* e *Gardinia* (Lithosiini)). Atualmente, a manutenção de algumas dessas espécies em Pericopina evidencia a necessidade da busca de caracteres robustos na delimitação dos gêneros.

Pericopina constitui uma subtribo de Arctiini, entretanto, em trabalhos anteriores, já foi tratada como família (Pericopidae em WALKER 1869, FORBES 1939, TRAVASSOS 1947), subfamília (Pericopinae em HERING 1925, ZERNY 1912, STRAND 1919, BRIK 1931, GAEDE 1932, FORBES 1960 WATSON *et al.* 1980, FRANCLEMONT 1983, WATSON & GOODGER 1986, SCOBLE 1992) e tribo (Pericopini em KITCHING & RAWLINGS 1998, JACOBSON & WELLER 2002, DACOSTA & WELLER 2005 WELLER *et al.* 2009).

Com distribuição exclusivamente Neotropical, os pericopíneos destacam-se pelo padrão caracteristicamente colorido e/ou iridescente (*e.g.* espécies dos gêneros *Ctenuchidia* Grote, *Hypocrita* Hübner, *Calodesma* Hübner, *Crocomela* Kirby e *Composia* Hübner), e por participarem de anéis miméticos com outras mariposas (*e.g.* Dioprinae, Geometridae, Castniidae) e borboletas (*e.g.* Nymphalidae, Papilionidae) (HERING 1925, WATSON & GOODGER 1986, LAMAS & GRADOS 1996, SIMMONS 2009). Muitas espécies são diurnas, sexualmente dimórficas e com coloração aposemática.

Com relação aos imaturos, FORBES (1939, 1960) evidenciou a posição do grupo de cerdas L1 no segmento A7 em posição mais ventral, quando comparado com a posição nos segmentos A6 e A8, além de larvópodos com ganchos heteroídeos, que são abruptamente encurtados na porção posterior. Adicionalmente, larvas de algumas espécies apresentam cerdas secundárias reduzidas (WAGNER 2005) e pináculos brilhantes com iridescência azul escuro, o que pode ser um caráter diagnóstico para a subtribo (WAGNER 2009).

Com base no último catálogo disponível para Pericopina e em trabalhos taxonômicos subsequentes, a subtribo conta com 38 gêneros e 362 espécies (WATSON & GOODGER 1986, TOULGOËT 1988a, 1988b, 1990, LAMAS & GRADOS 1996) (Tab. 1)

Pericopina conta com um grande número de sinonímias para diversos gêneros (*e.g.* *Dysschema*, *Hypocrita*, *Calodesma*) de posicionamento incerto dentro da subtribo (*e.g.* *Zigira* Walker), além de outras possíveis sinonímias para gêneros e espécies atualmente válidas. Não obstante, a partir de resultados obtidos de estudos morfológicos de adultos de Callimorphini e grupos proximalmente relacionados (DACOSTA & WELLER 2005), os gêneros *Secusio* Walker – com distribuição predominantemente Africana – e *Nyctemera* Hübner – até então compreendendo espécies com distribuição na África, região Oriental e Australiana – foram incluídos em Pericopina.

O histórico taxonômico das espécies associadas a *Nyctemera* é tão confuso quanto outros grupos de Arctiini. Considerado um gênero com alto grau de endemismo (HOLLOWAY 1988), *Nyctemera* já teve seu *status* taxonômico ranqueado como família (Nyctemeridae em SWINHOE 1892), subfamília (Nyctemerinae em SEITZ 1908, BRYK 1937) e tribo (Nyctemeriini em JACOBSON & WELLER 2002). Além disso, tratamentos pontuais de fauna já alocaram o gênero em diferentes táxons: DUBALOTOV (2006) tratou as espécies chinesas em “Calimorphini”; ROBINSON (1975) alocou as espécies das Ilhas Fiji em Hypsidae; BARLOW (1982), HOLLOWAY (1988), COMMON (1990) e GOODGER & WATSON (1995) consideram as espécies do sudeste Asiático, Borneo, Austrália e África, respectivamente, dentro de “Arctiinae” (atualmente Arctiini).

No catálogo de GOODGER & WATSON (1995) *Nyctemera* abrigava tanto espécies africanas quanto orientais e australianas. DUBALOTOV (2006) reconheceu aspectos morfológicos que corroboraram a exclusão das 26 espécies africanas, até então arroladas em *Nyctemera*. Essas espécies foram realocadas de acordo com caracteres morfológicos de genitálias e pernas, nos gêneros *Podomachla* Strand, *Chiromachla* Strand, *Afronyctemera* Dubatolov e *Xylecata* Swinhoe. Os demais representantes indo-australianos somam aproximadamente 65 espécies e formam um grupo morfológicamente heterogêneo (DEVOS 2007) que tiveram algum tratamento taxonômico no que diz respeito a pequenos grupos de espécies e faunas locais (DEVOS 1995a, b, 1996, 1997a, b, 2002, 2007, DEVOS & CERNY 1999).

Dada a confusa taxonomia de Pericopina, é evidente a necessidade de um tratamento filogenético e taxonômico para o grupo, baseado em estudos morfológicos que busquem averiguar a identidade dos gêneros e a relação entre eles.

Dentre os gêneros atualmente associados à Pericopina, *Dysschema* é o maior, com 146 nomes válidos e 88 espécies de acordo com o último catálogo disponível para a subtribo (WATSON & GOODGER 1986; LAMAS & GRADOS 1996). O gênero, assim como a subtribo, apresenta os mesmos problemas taxonômicos enumerados anteriormente, e a identidade do gênero como um grupo natural é bastante controversa principalmente porque: (i) algumas espécies estão associadas a anéis miméticos com outros grupos de Lepidoptera, possuindo padrões alares bastante semelhantes; (ii) determinadas espécies apresentam machos e fêmeas com algum grau de dimorfismo sexual, sendo que, nos casos mais extremos, fêmeas e machos

têm mais de um fenótipo, refletindo na descrição de machos e fêmeas como espécies distintas, algumas vezes em gêneros distintos (WATSON & GOODGER 1986); (iii) a maior parte das espécies foram descritas com base apenas no padrão de coloração, sem que houvesse estudos mais aprofundados dos caracteres morfológicos e estudos de imaturos (WATSON & GOODGER 1986).

Recentemente, Becker (2013) estabeleceu uma série de sinonímias para diversas espécies de *Dysschema* e a descrição de algumas espécies novas. No entanto, a grande maioria dos sinônimos foram estabelecidos com base apenas no uso de fotografias dos tipos (por mim adquiridas), não levando em consideração a morfologia e a distribuição geográfica dos táxons. Tal atitude resultou no estabelecimento equívoco de sinonímias para espécies com distinção morfológica, mas com padrão alar críptico e mesmo para espécies claramente distintas. Adicionalmente, o trabalho conta com fixação errônea de holótipos, contradizendo as informações contidas nas descrições originais e nos espécimes das séries típicas; com estabelecimento de sinônimos “novos” que já haviam sido previamente estabelecidos por outros autores; e com a descrição de novas espécies sem figuras e com tipos depositados na coleção particular do autor, em contradição com o artigo 72F do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, o que torna a identificação do material questionável.

Não obstante, o alto grau de dimorfismo sexual, o policromatismo em indivíduos de uma mesma espécie e os estudos pregressos baseados apenas na coloração alar, são o principal limitante para um cenário taxonômico robusto em *Dysschema*, contribuindo para o estabelecimento de um número superestimado de espécies e subespécies, com o agravante de que várias subespécies continuam sendo estabelecidas apenas com base em caracteres plásticos (*i.e.* coloração) sem que haja um estudo de seus limites geográficos.

Ainda, a pouca semelhança de algumas espécies em relação à espécie-tipo do gênero pode resultar na revalidação ou até mesmo na criação de novos gêneros proximalmente relacionados à *Dysschema*. Por esses motivos, estudos morfológicos comparados serão essenciais para uma melhor delimitação do gênero permitindo que, em futuro próximo, possamos fazer a revisão de gêneros proximalmente relacionados bem como elucidar as incertezas taxonômicas acerca da subtribo Pericopina.

2.6. Sistemática de Pericopina

Pericopina é caracterizada pelo unco profundamente bífido e pela asa posterior com a veia Sc +R₁ fusionada à RS por uma curta distância, diferentemente das outras subtribos onde a fusão se estende por uma distância maior e chega a ser em Ctenuchina e Euchromiina. Contudo, o primeiro caráter se mostrou, no presente estudo, uma sinapomorfia do clado que inclui *Dysschema* e *Cyanarctia* Hampson, enquanto que o segundo é considerado plesiomórfico (KITCHING & RAWLINS 1998), o que torna a monofilia de Pericopina ainda bastante controverso. KITCHING & RAWLINS (1998) tratam Pericopina como um grupo parafilético, do qual parecem ter derivado Ctenuchina e Euchromiina. Entretanto, essa hipótese ainda não foi submetida ao crivo de uma análise filogenética.

Embora JACOBSON & WELLER (2002, 2009) tenham reconhecido Pericopina como monofilético (Figs. 11-12), dentro de um contexto mais abrangente (que visou averiguar as relações filogenéticas dentro de “Arctiidae” explorando principalmente caracteres de imaturos), seus resultados devem ser aceitos com ressalvas, uma vez que as autoras analisaram somente quatro das 362 espécies atualmente arroladas na subtribo. Pericopina teve seu monofiletismo sustentado por quatro caracteres, sendo três de morfologia larval e um de morfologia de adulto:

- (i) escudo protorácico larval com D1 representado por uma verruga e D2 formado uma única cerda,
- (ii) esclerito medial presente no larvópodo
- (iii) esclerito medial do larvópodo com cerda longa
- (iv) cápsula cefálica do adulto com tentório estreito.

Desses caracteres, apenas (iv) é exclusivo para Pericopina.

DACOSTA & WELLER (2005), em um abordagem filogenética da subtribo Callimorphina, utilizaram como grupo externo em suas análises, dentre outros gêneros de Arctiini, representantes neotropicais de Pericopina (*Euchlaenidia* Hampson, *Gnophaela* Walker, *Hypocrita* e *Hyalurga* Hübner), um representante africano arrolado em *Secusio* e seis representantes da região indo-malaia arrolados em *Nyctemera*. No referido estudo, baseado na morfologia de adultos, o representante africano e os indo-malaios surgem arrolados entre as espécies de Pericopina, invalidando a monofilia da subtribo abrangendo apenas espécies

neotropicais (Fig. 10). No entanto, análises baseadas em dados moleculares (ZAHIRI *et al.* 2011) contradizem os resultados obtidos por DACOSTA & WELLER (2005), mostrando que *Nyctemera* está filogeneticamente associado aos Arctiina da região Paleártica, sugerindo um relacionamento distante entre as faunas de Arctiini Paleártica e Neotropical.

O único trabalho filogenético que empregou espécies de *Dysschema* foi o de JACOBSON & WELLER (2002), no qual apenas três espécies, das 88 reconhecidas em *Dysschema*, foram utilizadas – *D. sacrificata* Hübner, [1831], *D. howardi* Edwards, 1877 e *D. marginalis* Walker, 1855. No estudo, o gênero não teve seu monofiletismo corroborado, uma vez que o quarto representante de Pericopina presente na análise (*Composia fidelissima* Herrich-Schäffer, 1866) apareceu entre as espécie de *Dysschema*.

Dado o complexo cenário taxonômico no qual Pericopina está inserido, desenvolveu-se o presente estudo, visando testar a monofilia de Pericopina e de *Dysschema*, bem como averiguar as relações filogenéticas dos gêneros que compõem a subtribo e das espécies que compõem o gênero. Concomitantemente foi feita a revisão de *Dysschema* com o intuito de investigar a validade das espécies com base em estudos morfológicos e na distribuição geográfica dos táxons, proporcionar maior estabilidade nomenclatural e taxonômica do gênero, por meio da correção das inaccurácias taxonômicas previamente estabelecidas por outros autores, a correta designação de lectótipos, o estabelecimento de sinonímias baseadas em morfologia comparada e limites geográficos, além da descrição de novas espécies.

Objetivos

*“I know, the surface it can seem so far away but you don’t need to hold your breath
anymore.”*

Overdrawn, White Sea

3. Objetivos

Esse estudo tem como objetivo geral contribuir para o entendimento sistemático e evolutivo de Arctiini e Pericopina. Como objetivos específicos temos:

- Analisar as relações filogenéticas dos gêneros atualmente inclusos em Pericopina e testar a validade da inclusão de espécies Africanas e Indo-malaias em Pericopina, como proposto por DACOSTA & WELLER (2005)
- Testar a monofilia do gênero *Dysschema* aplicando os procedimentos teórico-práticos da metodologia cladística.
- Elucidar as relações entre as espécies que atualmente compõem *Dysschema*, através de caracteres morfológicos de adultos.
- Estabelecer uma melhor delimitação taxonômica do gênero, investigando quais espécies estão morfológicamente mais associadas à espécie-tipo.
- Atualizar e analisar a distribuição geográfica das espécies de *Dysschema*, o que proporcionará futuros estudos biogeográficos.

O estudo morfológico comparativo das espécies de *Dysschema* vai possibilitar o reconhecimento de caracteres que serão importantes para uma posterior análise cladística envolvendo outros grupos de Arctiina

Material e Métodos

“E teve boatos que eu ainda estava na pior. Se isso é tá na pior, pouhã, que qui qué dizê tá bem néam?”

Luiza Marilac

4. Material e Métodos

4.1. Revisão taxonômica

O presente estudo foi baseado no estudo de 5.459 espécimes de *Dysschema* abrangendo todas as espécies, exceto *D. rorata* Walker, [1865], conhecida apenas pelo tipo, atualmente perdido. Dos 146 nomes associados ao gênero, foi possível o estudo de séries típicas referentes a 122 nomes, sendo o restante do material dado como perdido ou não encontrado. O material foi emprestado e/ou estudado *in situ* nas seguintes coleções entomológicas (acrônimos segundo ARNETT *et al.* 1993):

(AMNH) American Museum of Natural History, Nova Iorque, Nova Iorque, EUA (David Grimaldi).

(BMNH) The Natural History Museum, Londres, Inglaterra (Martin Honey e Geoff Martin).

(CAS) California Academy of Sciences, São Francisco, CA, EUA (Norman Penny).

(CMNH) Carnegie Museum of Natural History, Pittsburgh, PA, EUA (John Rawlins).

(DZIB) Museu de História Natural da Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, Brasil (Keith S. Brown Jr. e André V. L. Freitas).

(DZUP) Coleção de Entomologia Pe. Jesus Santiago Moure, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, Brasil (Olaf H. H. Mielke e Mirna M. Casagrande).

(EMEC) Essig Museum of Entomology, University of California, Berkeley, CA, EUA (Peter Oboyski).

(FMNH) Field Museum of Natural History, Chicago, IL, EUA (James Boone).

(INPA) Instituto Nacional de Pesquisas Amazônicas, Manaus, AM, Brasil (Catarina Motta *in memoriam*).

(LACM) Los Angeles County Museum of Natural History, Los Angeles, CA, USA (Weiping Xie e Julian Donahue).

(MACN) Museo Argentino de Ciencias Naturales, Buenos Aires, Argentina (Arturo Roig).

(MCZ) Museum of Comparative Zoology, Harvard University, Cambridge, MA, USA (Naomi Pierce).

(MLP) Museo de La Plata, La Plata, Argentina (Alberto Abrahamovich).

(MNHN) Muséum national d'Histoire Naturelle, Paris, França (Joel Minet e Jérôme Barbut).
(MNRJ) Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, Brasil (Miguel A. Monné Barrios).
(MPEG) Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, Pará, Brasil (William Overall).
(MZSP) Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil (Marcelo Duarte).
(OUMNH) Oxford Museum of Natural History, Oxford, Inglaterra (James Hoogan).
(PHC) Coleção Particular Pat Haynes, Londres, Inglaterra (Pat Haynes).
(UFVB) Coleção Entomológica da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, Brasil (Paulo Sérgio Fiuza).
(URMU) Museo Nacional de Historia Natural, Montevideo, Uruguai (Victor Scarabino).
(USNM) National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC, EUA (Robert K. Robbins e Don Harvey).
(UYIC) Instituto de Biologia, Montevideo, Uruguai (Enrique Morelli).
(VOB) Coleção Particular Vitor Osmar Becker, Camacan, BA, Brasil (Vitor Becker).
(ZMHB) Museum für Naturkunde der Humboldt-Universität, Berlim, Alemanha (Wolfram Mey).

4.2. Dissecções

Foram realizadas dissecções de 449 espécimes (Tab. 2), incluindo representantes de Lithosiini, e Arctiini (Phaegopterina). Foram dissecados representantes de 35 gêneros e 91 espécies de Pericopina (de acordo com o catálogo de Watson & Goodger 1986), sendo 48 representantes de *Dysschema*. Adicionalmente foram dissecados representantes de 3 espécies de Phaegopterina, 5 espécies associadas ao complexo *Nyctemera* e 3 de Lithosiinae (Tab. 2).

4.3. Levantamento de caracteres

Foram levantados 156 caracteres – 3 de venação alar, 35 de coloração, 86 de genitália masculina e 32 de genitália feminina – para 102 táxons terminais, sendo 48 espécies de *Dysschema* e 43 representantes de outros gêneros de Pericopina, 3 representantes de Phaegopterina, 3 de Lithosiinae, além de 5 representantes associados a *Nyctemera* (*Nyctemera*, *Chiromachla*, *Podomachla* e *Secusio*) da fauna Africana e Indo-Malaia.

4.4. Análise Cladística

Para a análise cladística, foi incluída pelo menos uma espécie, sempre que possível a espécie-tipo, de cada gênero arrolado em Pericopina, exceto *Dysschema*, para o qual todas as espécies do gênero foram incluídas. Os gêneros *Didaphne* Berg e *Eucyanooides* Toulgoët não tiveram representantes incluídos por falta de material disponível para estudo.

As relações filogenéticas foram estudadas de acordo com o método cladístico (HENNIG 1966, KITCHING *et al.* 1998, SCHUH 2000, AMORIM 2002). Os dados selecionados para análise, levantados durante o estudo da morfologia de cada espécie, foram transpostos em uma matriz do programa MESQUITE 2.5 (MADDISON & MADDISON 2008) disponível para o sistema Macintosh®. A codificação e a ordenação de cada um destes segue os métodos descritos na literatura (SCOTLAND & PENNINGTON 2000), optando-se pela codificação contingente. A polarização dos caracteres segue o método de comparação com grupos externos (NIXON & CARPENTER 1993).

O método de comparação com o grupo externo utilizado é o enraizamento *a posteriori* de acordo com a proposta de NIXON & CARPENTER (2003). Para enraizar a árvore foi selecionado um representante de Lithosiinae (*Inopsis catoxantha* Felder, 1874).

A matriz de dados com os caracteres foi analisada com o programa TNT (GOLOBOFF *et al.* 2007) utilizando-se a ferramenta *traditional search*, com 300 replicações e 100 árvores salvas por replicação. As análises foram realizadas com regime de pesagens igual e implícita. Uma vez obtidas as topologias, a distribuição dos caracteres foi realizada com o programa WinClada (NIXON 2002).

Suportes como Jackknife e Bootstrap não foram empregados por se tratarem de índices baseados na reamostragem randômica de táxons e caracteres, respectivamente. Pelo fato dos táxons e dos caracteres aqui amostrados já se tratarem de uma subamostragem, a utilização de tais índices pode representar em amplificação de viés devido à subamostragem. O suporte de Bremer não foi utilizado pelo fato de os scripts disponíveis, quando utilizados, resultarem em um output não condizente com o esperado (*i.e.* valores de suporte diferente para um mesmo ramo quando a análise foi rodada diferentes vezes; valores com dízimas ao invés de números inteiros e pontos de interrogação).

4.5. Ilustrações

Foram confeccionadas pranchas referentes aos machos das espécies de *Dysschema*. Os desenhos foram feitos em câmara clara, posteriormente digitalizados e tratados com o auxílio do Adobe Illustrator C.S. 5, o que permitiu um acabamento melhor dos desenhos a traço.

Como as genitálias masculinas são simétricas para a maior parte dos espécimes dissecados, as pranchas com as ilustrações seguirão o padrão: vista lateral da cápsula genital com a valva, vista dorsal do tegume e do unco, vista posterior da cápsula genital, vista lateral da cápsula genital sem a valva, vista interna da valva, vista ventral da cápsula genital e edeago em vista lateral. Nos casos onde a genitália apresetou assimetria para as valvas, a vista lateral contém representada a valva maior, enquanto que a vista lateral da valva ilustra a valva menor.

Resultados e Discussão

“A sistemática é um tenebroso labirinto ou melhor, uma vasta e emaranhada floresta, onde cada espécie é um forte liame a impedir os passos do desbravador. Si é cortado um destes liames, logo outro se apresenta mais terrível e poderoso, que dificilmente é transposto. Ela cada vez mais, ao meu entender, se complica e tanto mais isso se fará, quanto maior número e adeptos ela tiver. Cada dia aparecem novas espécies para mais logo serem colocadas na sinonímia, e vão assim os cientistas tornando esta sistemática, uma verdadeira Torre de Babel. Creio que, uma pedra a mais neste monumento não o desmerecerá. Venho pois, colocar a minha”

Oscar Monte

5. Resultados e Discussão

5.1 Considerações sobre padrões de coloração em *Pericopina* e seu uso na taxonomia

De forma geral, o uso de cores e padrões no processo de descrição e identificação é algo rotineiro na taxonomia, como uma ferramenta útil na busca de caracteres diagnósticos, especialmente para grupos que possuem coloração vistosa e chamativa como em Lepidoptera. No entanto, exatamente para os grupos “vistosos”, tal prática pode resultar em equívocos quando decisões taxonômicas são tomadas levando em consideração apenas aspectos relacionados à coloração.

Em duas famílias distintas de mariposas, Castniidae e Erebidae (Arctiinae: Pericopina), no deparamos com diversos trabalhos taxonômicos que utilizavam exclusivamente caracteres de coloração, de forma tipológica, no processo de descrição e em trabalhos revisionários. Não por coincidência, esses erros são mais comuns em mariposas e borboletas, porque se destacam pela coloração vistosa, atraindo a atenção de coletores e colecionadores. No entanto, a maioria das mariposas encontra-se em uma situação de negligenciamento taxonômico, com escassez de especialistas que lidam com o impedimento taxonômico, traduzido no dilema de uma grande quantidade de material ainda a ser coletado, descrito e estudado, ao mesmo tempo em que diversos biomas estão sendo reduzidos ou extintos pelas mudanças decorrentes da ação antrópica.

A taxonomia dos grupos masi conhecidos e estudados, como é o caso das borboletas, é bem resolvida quando comparada com os restantes 94% das espécies que compõem a ordem Lepidoptera. Como esperado, em grupos que não são foco constante de trabalhos científicos, especialmente taxonômico e sistemático, diversos erros provenientes da prática taxonômica enviesada por diferentes fatores, nesse caso em especial pelo uso exclusivo de coloração, vão se somando e se perpetuam até o momento em que alguém decida estudar tais grupos sob um olhar mais criterioso.

Em *Pericopina* o cenário taxonômico não poderia ser mais caótico. O grupo apresenta uma grande diversidade de padrões de coloração, com gêneros com padrões metálicos (*e.g.* *Hipocrita*, *Ctenuchidia*) e miméticos de borboletas (*e.g.* *Dysschema*, *Chetone*, *Thyrgis*, *Calodesma*, *Hyalurga*) (Fig. 13). O último estudo revisionário para o grupo foi realizado por HERING (1925). Na época o grupo já contava com um grande número de espécies, e

posteriormente teve um aumento considerável com descrição de novas espécies e formas pelo próprio HERING (1925, 1928, 1930). Desde então, diversas espécies vêm sendo descritas, muitas delas com base apenas no padrão de coloração alar, sem nenhum complemento a respeito de outros atributos morfológicos. O tratamento apresentado por WATSON & GOODGER (1986) para *Pericopina*, com base no material tipo depositado no Museu de História Natural de Londres, representa o catálogo mais recente para o grupo, no entanto, com um foco estritamente tipológico baseado apenas no padrão de coloração alar dos espécimens depositados na referida instituição. O mesmo pode ser dito com relação ao trabalho mais recentemente publicado sobre *Dysschema* (BECKER 2013), onde a maior parte das sinónimas foram estabelecidas apenas com a análise de fotografias.

O gênero *Dysschema*, foco do presente estudo revisionário, possui um aspecto biológico interessante, onde os machos são atraídos pela luz e por isso coletados durante a noite, enquanto que as fêmeas aparentemente não compartilham desse “fototropismo positivo”. As poucas fêmeas encontradas nas coleções foram coletadas durante o dia. A quebra da condição de “rara” acontece para espécimes obtidos através da criação de ovos ou larvas, o que permite a obtenção de grandes séries de fêmeas, através de gerações sucessivas.

Para a grande maioria das espécies de *Dysschema*, machos e fêmeas de uma mesma espécie podem apresentar padrões de máculas e/ou coloração alar muito distintos que, recorrentemente, foram descritos como espécies distintas. Tal grau de dimorfismo, com padrão de máculas distinto entre machos e fêmeas aparece como um caráter derivado em *Dysschema*. Por outro lado, o dimorfismo referente somente ao padrão de coloração é um caráter derivado com múltiplas origens em *Pericopina*.

Ainda com relação aos padrões de coloração de *Dysschema*, é importante ressaltar o policromatismo e a variação clinal das máculas alares, muito comum entre os machos e, mais raramente, nas fêmeas (Figs 14-15). Geralmente, o policromatismo se manifesta como variação de cor sem mudança no padrão de máculas e, às vezes, há casos de melanismo. Casos de policromatismo nos machos aparentemente representam um padrão recorrente em diferentes espécies de *Dysschema*, podendo ter, por exemplo, em uma mesma geração, machos com asas posteriores de coloração amarelada ou esbranquiçada. Isso foi reportado por autores que obtiveram adultos a partir de ovos e/ou larvas (AIELLO & BROWN, 1998,) e confirmado no presente estudo por meio do estudo morfológico comparativo das genitálias e do padrão alar.

Além da variação do padrão alar, outras características, como as pontuações brancas na cabeça, a coloração do colar protorácico e da tégula podem se apresentar constantes em machos e fêmeas, mesmo em espécies com dimorfismo para o padrão alar. Esse conjunto de informações pode auxiliar no pareamento de machos e fêmeas e na codificação de caracteres relacionados à coloração, entretanto tal uniformidade entre machos e fêmeas não é regra para todas as espécies do gênero, havendo algumas espécies onde machos podem apresentar marcações e as fêmeas não e vice-versa.

5.2. Considerações sobre a morfologia

5.2.1. Genitália Masculina

Há pouco consenso entre os autores sobre quais segmentos formam a genitália masculina. São adotadas no presente trabalho as hipóteses de SNODGRASS (1935), MICHENER (1944), KLOTS (1956) e MATSUDA (1976), com base em estudos ontogenéticos que apontam o nono e o décimo segmentos abdominais como os principais envolvidos na formação da genitália.

Projeções laterais no tegume

Duas condições estão presentes em Pericopina: projeção por toda extensão lateral do tegume e projeção na margem póstero-lateral do tegume (Fig. 16A). Em ambas, a projeção pode atuar como mecanismo de articulação entre o tegume e a transtila em algumas espécies. Em alguns casos, a projeção está fusionada com a transtila, e em *Ctenuchidia virgo* a transtila está ausente.

O estado de caráter “projeção aguda” é sinapomorfia de *Dysschema* e um dos caracteres que corroboram o estabelecimento de sinonímias dos gêneros *Sermyla* e *Are* em *Dysschema*.

Projeções posteriores dorsais no tegume

Projeções que partem da região posterior do tegume e se estendem sobre o unco (Fig. 16B). Dois tipos de projeções foram encontrados nos táxons examinados, e aparentemente não parecem ser homólogas. Em todos os representantes de Pericopinae estudados no presente trabalho, as projeções representam sacos “ocos” invaginados do tegume enquanto que em um dos representantes de *Nyctemera* as projeções são maciças. As projeções podem ter comprimento e espessura variáveis.

Projeções do Unco

As projeções partem da porção anterior do unco e possuem morfologias distintas. Duas condições estão presentes: projeções dorsais ou projeções ventro-laterais, que foram tratadas como não homólogas (*i.e.* como caracteres distintos). As projeções ventro-laterais (Fig. 16C) são um caráter derivado dentro do gênero *Dysschema*. As projeções dorsais, embora

apresentando morfologia distinta em diferentes táxons, foram tratadas como homólogas seguindo a hipótese de homologia primária estabelecida com base na posição, essa projeção não está presente em *Dysschema*.

Valva e suas subdivisões

A valva em Lepidopera encontra-se articulada ou fusionada a uma estrutura chamada vínculo. Nos grupos mais derivados em Lepidoptera o vínculo se resume a duas barras laterais, estreitas, conectadas dorsalmente ao tegume e ventralmente estendido anteriormente formando o saco. Tal condição, muitas vezes leva autores a se referirem erroneamente ao vínculo e ao saco como sendo sinônimos.

Na hipótese de homologia serial apresentada por SNODGRASS (1935), a região proximal da valva estaria associada à placa coxo-esternal (nono segmento) que SNODGRASS (1935: 602) chamou de vínculo, e a porção ântero-ventral dessa placa, ele chamou de saco. De fato, em grupos basais como Castniidae (MORAES 2009) e Gelechiidae (FORBES, 1939) o vínculo se estende verticalmente como uma estrutura distinta, formando uma placa lateral onde a musculatura da valva se insere; enquanto que no saco se insere a musculatura extrínseca do edeago (FORBES 1939).

A interpretação do vínculo por Snodgrass é totalmente coerente com as descrições e ilustrações de BAKER (1891: figs. 1, 2), que propôs originalmente o termo. O vínculo descrito por PIERCE (1909), sinonimizado por ele mesmo (PIERCE, 1914) como sendo o saco (sensu BAKER 1891), não corresponde ao que SNODGRASS (1935) chamou de vínculo. Por esse motivo, no presente estudo, empregamos os dois termos – vínculo e saco – em referência a duas estruturas distintas, com base em sua posição e inserção de musculatura.

Ainda seguindo a hipótese de homologia serial apresentada por SNODGRASS (1935), a valva seria homóloga ao telepodito, formado pelo trocânter, fêmur, tíbia e tarso. Assim, vínculo e valva são aqui tratadas como homólogas ao coxopodito e telopodito, respectivamente.

A valva frequentemente apresenta grande variação e complexidade de estrutura nos diferentes grupos de Lepidoptera (SIBATANI *et al.* 1954). Em Pericopina a morfologia da valva pode variar desde uma estrutura simples, sem subdivisões até estruturas morfologicamente complexas, com projeções e processos tanto na face interna como na face externa da valva.

Em *Inopsis cathoxantha* Felder, 1874 (Fig. 17A) foi encontrada a condição na qual a valva apresenta todas as subdivisões hipotetizadas por SIBATANI et. al (1954) como plano básico para alguns grupos de Lepidoptera: a Costa (dorso-proximal), o Sáculo (ventro-proximal), a Ampula (ventro-medial), a Harpe (dorso-medial), o Cuculus (dorso-distal) e a valvúla (ventro-distal). Algumas dessas projeções podem auxiliar a fixação na hora da cópula e outras estão associadas com inserção de musculatura (apódemas), no entanto, muitas delas não tem função óbvia.

Diversas propostas de subdivisão da valva foram propostas (PETERSEN 1904, PIERCE 1909, 1914, FORBES 1939, SIBATANI 1954, BIRKET-SMITH 1965). No entanto, a complexidade e a variação apresentada por diferentes grupos tornam difícil o estabelecimento de um padrão generalizado e que possa ser aplicado como homólogo entre os diferentes grupos.

A maioria dos autores devotou seus esforços na caracterização dos diferentes processos que podem estar presentes na valva, principalmente em sua face interna, no entanto tal prática apenas contribuiu com arcabouço desnecessário de nomes utilizados pontualmente em determinados grupos sem que houvesse uma relação de homologia que pudesse ser utilizado em estudos de morfologia comparada.

Os trabalhos de SNODGRASS (1935) e FORBES (1939) foram pioneiros no estudo de musculatura associada à genitália. Forbes demonstrou que três grupos de músculos estão associados à valva, sendo dois deles extrínsecos: (i) extensor da valva, com origem no vínculo e inserção na margem costal (transtila?) e (ii) flexor da valva, com origem na juxta e inserção na região do sáculo; e um intrínseco, com origem no sáculo e inserção na região mediana da valva, articulando uma pequena projeção nomeada clasper. BIRKET-SMITH (1974) encontrou os mesmos grupos de músculos.

Assim, tomando como base os estudos de homologia serial de SNODGRASS e os estudos de musculatura de FORBES e BIRKET-SMITH podemos inferir que a valva de Lepidoptera constitui ao menos de dois artículos, conectados por uma musculatura intrínseca, enquanto que as outras projeções, que ausentam musculatura, podem ser inferidas como êxitos.

i. costa: A costa (Fig. 17A) representa a região dorso-proximal da valva. Em *Dysschema* a costa pode ser esclerotizada ou ser representada por uma região membranosa, a qual geralmente estão inseridas escamas, provavelmente associadas com a liberação de

feromômios. Adicionalmente, algumas projeções ou apódemas podem ter sua origem na costa, e em *Dysschema* duas condições podem estar presentes, geralmente concomitantes, (i) apódema medial (lacínia) (Fig. 17C) aparentemente articulado com a transtila em alguns espécimes, (ii) apódema distal, estendido pela face interna da valva (Fig. 17C), provavelmente associado com a inserção de músculos.

ii. sáculo: O sáculo (Fig. 17A) pode ser facilmente identificado por uma região com densas cerdas na região ventro-proximal da valva, e também por ser região de inserção do músculo flexor da valva. Entretanto, em algumas espécies o sáculo não se mostra como uma região morfologicamente distinta, seja por esclerotização diferencial ou como esclerito individualizado. Adicionalmente em algumas espécies uma projeção dorsal ao sáculo (processo sacular) pode estar presente, independente ou em conjunto com uma outra projeção, a harpe, porém esta tem sua origem distal ao sáculo. Em *Dysschema* o sáculo se apresenta como uma dobra voltada para a face interna da valva.

iii. ampula: A ampula (Fig. 17A) orresponde à região dorso-medial da valva. Presente apenas em um único gênero de Pericopina (*Notophyson*), essa subunidade aparentemente tem maior distribuição em grupos basais, como Lithosiini e Phaegopterina.

iv. harpe: A harpe (Fig. 17A) corresponde à região ventro-medial da valva. Em alguns gêneros de Pericopina essa subunidade foi considerada ausente (*Heliactinidia*, *Calodesma*, *Hyalurga*). Em *Dysschema* a harpe está presente, embora muitas vezes indistinta. Quando distinta, pode ser reconhecida como um esclerito mais esclerotizado (*D. palmeri*, *D. practides*, *D. imitata*), que parece ser a condição plesiomórfica, ou por quebra de esclerotização na região entre o sáculo e a valvúla (*D. terminata*, *D. amphissa*), representando a condição apomórfica.

v. cuculus: O cuculus (Fig. 17A) corresponde à região dorso-distal da valva, geralmente identificável por apresentar ornamentações espiniformes ou escamiformes. Em *Dysschema* três condições podem estar presentes: (i) cuculus vestigial, reduzido a uma pequena protuberância na região posterior da costa (Fig. 17B) (ii) cuculus moderadamente

desenvolvido, geralmente digitiforme ou falciforme, não estendido além da valvúla (iii) cuculus desenvolvido, digitiforme e com extensão igual ao da valvúla. Adicionalmente, um conjunto de microespículas esclerotizadas, denominada corona (Fig. 17E), pode estar presente no cuculus.

vi. valvúla: A valvúla (Fig. 17A) corresponde à região ventro-distal da valva. SIBATANI *et al.* (1954) definem essa subunidade como sendo membranosa (Fig. 17D), e em diversos gêneros de Pericopina a valvúla se apresenta como tal (Fig. 17B). No entanto, em algumas espécies de *Dysschema*, uma estrutura esclerotizada pode estar presente na mesma posição da valvúla (*e.g.* *D. eurocilia*, *D. molesta*), e foi considerada como tal.

Uma outra hipótese, que poderia ter sido ser levada em consideração para essa estrutura esclerotizada, consiste na ausência da valvúla (se a condição de “membranosa” for seguida estritamente), com o deslocamento do cuculus para uma posição mais ventral. Essa hipótese gera a necessidade de origem neomorfica para protuberâncias e projeções de estruturas com origem na região posterior da costa (aqui tratadas como cuculus) no casos em que a “valvúla esclerotizada” está presente juntamente com o cuculus. Adotando-se o princípio da parcimônia optou-se por adotar a hipótese de que a valvúla pode se apresentar tanto membranosa como esclerotizada, uma vez que diferentes estruturas da genitália masculina (*i.e.* transtila, juxta, anelus) podem estar sujeitas a processos de esclerotização secundária (SNODGRASS 1935). Adicionalmente as condições “valvúla esclerotizada” ou “valvúla membranosa” podem estar relacionadas com a presença ou não de escamas associadas com a liberação de feromônios.

Saco

Serialmente homólogo à porção antero-ventral da placa coxo-esternal (SNODGRASS 1935), o saco (Fig. 16C) pode apresentar projeções anteriores únicas ou bífidas. Optamos por não tratar os dois tipos de projeções como homólogos primários uma vez que, as projeções bífidas aparentam ter origem nas porções distais do saco, enquanto que a projeção única parece ser derivada de invaginação anterior da região mediana do saco. De fato, as duas condições apresentam estados que podem ser considerados neomórficos ou vestigiais, que corroboram a interpretação como estruturas não homólogas. Em *Dysschema* não foi relatada a

presença de projeções no saco, embora algumas espécies apresentem a região medial do saco abaulada, tal condição não foi tratada como homóloga primária das projeções analisadas em outros gêneros de Pericopina.

Transtila

Geralmente tratada como estrutura oriunda de esclerotização secundária na região membranosa do anelus, ventro-distal ao tubo anal e dorso-distal à manica, informações sobre a origem e a codificação de caracteres referentes à essa estrutura não são recorrentes em trabalhos de filogenia, devido à condição variável do grau de esclerotização. Nos táxons amostrados, a transtila (Fig. 16B) apresentou morfologia variável. Nos grupos mais basais da topologia (Lithosiinae e Phaegopterina), a transtila se apresenta como uma extensão mediana de um processo localizado na costa da valva, corroborando a hipótese de que a transtila representa uma subunidade da valva. Em Pericopina essa conformação pode ser de outras formas: (i) como uma extensão do processo costal, porém há um hiato membranoso, que permite a identificação da transtila como esclerito livre (ii) como um esclerito livre, nesse caso não há qualquer indício de processo na região costal da valva, nem articulação com outra estrutura (iii) como um esclerito livre, aparentemente articulado com a projeção lateral do tegume.

A condição plesiomórfica dos grupos alocados basalmente na topologia nos leva à hipótese de que, nesse caso em especial, o que é referido como transtila, pode ser, na verdade, parte do processo costal que se tornou independente em alguns grupos, e que em outros grupos a articulação desse esclerito é realizada com o tegume, e não com a valva. No entanto, a condição encontrada em *Sermyla transversa* (Arctniini: Pericopina), na qual o esclerito livre se encontra dividido por uma quebra transversal, onde a subunidade dorsal possui articulação aparente com o tegume e a subunidade ventral com a valva, também pode ser usada como evidência de que a transtila possa um esclerito resultante da fusão de placas distintas: uma originária de esclerotização secundária na manica e a outra originária da separação do processo costal. A condição de origem mista também é encontrada em *Composia credula* (Arctiini: Pericopina).

Juxta

A juxta (Fig. 16A), também tratada como estrutura oriunda de esclerotização secundária na região membranosa do anelus, ventro-proximal à manica, pode se apresentar como dois escleritos livres, como um único esclerito livre ou ainda como um esclerito parcialmente fusionado à região sacular da valva ou fusionado ao sáculo.

Escafo e Subescafo

Regiões de esclerotização secundária presentes no tubo anal, sendo o escafo localizado dorsalmente e o subescafo (Fig. 16C) localizado ventralmente. Nos táxons examinados o escafo se apresenta esclerotizado apenas em *Euriptidia univitta* (Lithosiini) e em *Crocomela colorata* (Arctniini: Pericopina), enquanto que o subescafo esclerotizado apresenta ampla distribuição em Pericopina.

Edeago

A morfologia do edeago em Pericopina é bastante variável no que se refere ao ceco, a forma do bulbo ejaculatório, a posição do forame de inserção do ducto no bulbo, número de lobos na vesica e cornutos. Em alguns gêneros o ceco pode ser estendido anteriormente formando uma projeção digitiforme (Fig. 18A), mas na maioria dos casos o ceco não é estendido. A forma do bulbo ejaculatório geralmente é quadrado (Fig. 18D) ou arredondado (Fig. 18B) e a posição do forame pode ser anterior (Fig. 18A) ou lateral (Fig. 18C). Já as ornamentações presentes na vésica podem ser de três formas (i) cornuto na forma de espinhos ou microespículas (Fig. 18C), (ii) placa esclerotizada na vésica (Fig. 18D) e (iii) placa esclerotizada na porção eversível do ducto ejaculatório (Fig. 18B).

5.2.2 Genitália Feminina

Em Lepidoptera, o ovipositor não possui origem gonapofiseal, ao invés disso ele é formado pelo prolongamento dos últimos segmentos abdominais (MATSUDA 1976). Formada a partir do oitavo, nono e décimo segmentos abdominais, a genitália feminina possui estrutura simplificada e bem menos variável, quando comparada com a variação apresentada pela genitália masculina. Ainda assim alguns aspectos variáveis interessantes puderam ser resgatados através do levantamento de caracteres:

Sétimo esternito abdominal

Em alguns grupos de Arctiinae, estruturas relacionadas com a liberação de feromônios podem estar presentes no segundo e sétimo esternito abdominal. Nos táxons analisados apenas algumas espécies de *Dysschema* apresentam modificações na porção posterior do sétimo esternito, geralmente formando bolsas ou regiões abauladas, localizadas lateralmente ao óstio (Figs. 24 A-B). Em algumas espécies as bolsas apresentam uma textura mais rugosa devido à presença de pontuações enquanto em outras espécies as bolsas podem ser lisas.

Óstio

Em *Dysschema* o óstio pode ser livre ou estar fusionado ao sétimo esternito abdominal, sendo a segunda condição uma apomorfia.

Adicionalmente, o óstio pode ser membranoso ou esclerotizado e, na maioria dos casos, quando esclerotizado, geralmente contém projeções associadas. Tais projeções podem se apresentar de diferentes formas: (i) pareadas ou simples (Figs. 24A-B), (ii) laterais, ventrais ou dorsais (Figs. 24 A-B). No plano básico de Lepidopera a assimetria da genitália feminina geralmente se limita às estruturas internas, como o ducto da bolsa copulatória, a bolsa copulatória e bula seminal, e esse tipo de assimetria geralmente é associado com a assimetria do edeago e com a torção na posição do eixo do corpo durante a cópula (HUBER *et al.* 2007). No entanto, a assimetria de outras estruturas, como no caso de *Dysschema*, incluindo do óstio e das bolsas no sétimo esternito abdominal, aparentemente está correlacionada com a assimetria nas valvas dos machos, corroborando a hipótese de "chave e fechadura" e seleção sexual, ao invés de uma modificação relacionada apenas à posição de cópula.

Antro

O antro é aqui considerado como a porção inicial do ducto que segue contíguo ao óstio, até a porção onde a bula seminal se conecta com o ducto da bolsa copulatória. Duas condições podem estar presentes, antro membranoso e antro esclerotizado. Apesar de variável, comprimento do antro se mostrou contínuo e por esse motivo não foi codificado.

Ducto da bolsa

O ducto da bolsa é contíguo ao antro, além da região de conexão com a bula seminal. Tal como o antro, duas condições podem estar presentes, membranoso e esclerotizado. Em *Dysschema* o comprimento do ducto da bolsa geralmente é curto, mas ainda assim é possível diferenciá-lo do antro; em outros gêneros o ducto da bolsa é inconspícuo ou extremamente longo.

5.3 Lista de caracteres levantados

1. Asa anterior

- 0 com corda (Fig. 19E)
- 1 desprovida de corda (Fig. 19C)

2. Ramificação no sistema radial

- 0 (((R3+R4)R5)R2)R1 (Fig. 19E)
- 1 (((R3+R4)R2)R5)R1 (Fig. 19G)
- 2 (R1+R2) (R5(R4+R3)) (Fig. 19A)
- 3 R1(R2(R3(R4+R5))) (Fig. 19C)
- 4 R1(R2 + (R3+R4) + R5)

3. Fusão das veias Sc e Rs na asa posterior

- 0 até o quarto inicial do comprimento da margem costal
- 1 até a metade do comprimento da margem costal
- 2 além da metade do comprimento da margem costal

4. Vértice da cabeça

- 0 com padrão de coloração uniforme
- 1 com padrão de coloração pontuado

5. Escamas na margem anterior do escapo

- 0 de coloração uniforme
- 1 de coloração contrastante

6. Escamas em contraste na margem anterior do escapo

- 0 ponto branco
- 1 faixa branca estendida pela margem da frente

7. Padrão de máculas no colar protorácico de macho e fêmea

- 0 igual (Fig. 8A)
- 1 diferente

8. Patágio no macho

- 0 de coloração uniforme
- 1 com máculas na região mediana
- 2 com máculas na região periférica
- 3 com contorno delineado (Fig. 20A)

9. Número de máculas no patágio do macho

- 0 uma (Fig. 20G)
- 1 duas (Fig. 20D)

10. Máculas no patágio do macho

- 0 tamanhos subiguais
- 1 tamanhos distintos

| | |
|--|---|
| 11. Patágio na fêmea | 1 ausente |
| 0 de coloração uniforme (Fig. 20H) | |
| 1 com máculas na região mediana | 17. Mácula no processo anterior na tégula da fêmeas |
| 2 com máculas na região periférica | 0 presente |
| 3 com contorno delineado (Fig. 20B) | 1 ausente |
| 12. Número de máculas no patágio da fêmea | 18. Mácula na região ântero-medial na tégula do macho |
| 0 uma | 0 presente (Fig. 20C) |
| 1 duas | 1 ausente |
| 13. Máculas no patágio da fêmea | 19. Mácula na região ântero-medial na tégula da fêmea |
| 0 tamanhos subiguais | 0 presente |
| 1 tamanhos distintos | 1 ausente |
| 14. Padrão de máculas na tégula de macho e fêmea | 20. Mácula na região ântero-proximal na tégula do macho |
| 0 igual (Fig. 20B) | 0 presente |
| 1 diferente | 1 ausente |
| 15. Tégula | 21. Mácula na região ântero-proximal na tégula da fêmea |
| 0 de coloração uniforme | 0 presente |
| 1 com máculas (Fig. 20E) | 1 ausente |
| 2 com faixa central | 22. Máculas na região ântero-medial e ântero-proximal da tégula |
| 3 com escamas contornando a tégula (Fig. 20B) | 0 livres |
| 16. Mácula no processo anterior na tégula do macho | 1 fusionadas |
| 0 presente | |

23. Mácula na região ântero-medial da tégula
0 representada por um ponto (Fig. 20F)
1 representada por uma mácula expandida
24. Porção mediana da tégula no macho
0 com mácula
1 sem mácula
25. Porção mediana da tégula na fêmea
0 com mácula
1 sem mácula
26. Porção distal da tégula no macho
0 com mácula
1 sem mácula
27. Porção distal da tégula na fêmea
0 com mácula
1 sem mácula
28. Margem distal na tégula
0 com faixa
1 sem faixa
29. Asa anterior, face ventral
0 sem elemento basal na região da costa
1 com elemento basal na região da costa
30. Elemento basal, asa anterior, face ventral
0 em forma de ponto
1 em forma de faixa
31. Elemento basal, asa anterior, face ventral
0 vermelho
1 amarelo
2 branco
32. Asa posterior, face ventral
0 sem elemento basal na região da costa
1 com elemento basal na região da costa
33. Elemento basal, asa posterior, face ventral
0 vermelho
1 amarelo
2 branco
34. Elemento basal, asa anterior e posterior
0 mesma coloração
1 coloração distinta
35. Asa anterior, macho e fêmea

- 0 com o mesmo padrão de máculas
1 com padrão distinto de máculas em cada sexo
36. Asa posterior, macho e fêmea
0 com o mesmo padrão de máculas
1 com padrão distinto de máculas em cada sexo
37. Asa anterior, macho e fêmea
0 com o mesmo padrão de coloração
1 com padrão distinto de coloração em cada sexo
38. Asa posterior, macho e fêmea
0 com o mesmo padrão de coloração
1 com padrão distinto de coloração em cada sexo
39. Tegume em vista dorsal
0 inteiro (Fig. 21F)
1 com dois hemilobos (Fig. 21B)
40. Tegume fendido, vista dorsal
0 hemilobos unidos distinguíveis por formação de crista (Fig. 21C)
1 hemilobos separados por região membranosa (Fig. 21A)
41. Tegume, margem anterior
0 retilínea (Fig. 21G)
1 côncava (Fig. 21B)
42. Tegume inteiro, vista dorsal
0 subretangular (Fig. 21G)
1 semicircular
43. Tegume, vista dorsal
0 com fenestra
1 sem fenestra
44. Tegume, vista lateral
0 não estendido (Fig. 22A)
1 estendido, formando projeção (Fig. 22B)
45. Apódema póstero-lateral do tegume
0 formado por toda margem lateral do tegume
1 Formado apenas pela porção posterior da margem lateral do tegume (Fig. 22B)
46. Apódema póstero-lateral do tegume
0 com ápice agudo (Fig. 22B)
1 com ápice truncado
47. Orientação da póstero-lateral
0 posterior (Fig. 22B)
1 anterior

- 2 ventral
- 1 larga (Fig. 21G)
48. Tegume, margem posterior dorsal
- 0 retilínea
 - 1 com projeções invaginadas
 - 2 com projeções maciças
49. Projeções na margem posterior dorsal do tegume
- 0 bifidas retilíneas (Fig. 22A)
 - 1 fusionadas
 - 2 bifidas laterais
50. Tegume, projeções posteriores
- 0 longas e estreitas
 - 1 longas e largas
 - 2 curtas e truncadas (Fig. 22A)
51. Unco, vista dorsal
- 0 inteiro (Fig. 21A)
 - 1 bifido
52. Ápice do unco bifido
- 0 digitiforme
 - 1 espatulado (Fig. 21F)
 - 2 truncado
 - 3 pontiagudo
53. Unco bifido, largura dos braços
- 0 estreita (Fig. 21F)
54. Unco, região ântero-dorsal
- 0 com projeções anteriores (Fig. 21C)
 - 1 sem projeções
55. Unco, projeções ântero-dorsais
- 0 livres desde a base
 - 1 pedunculadas até a porção mediana
56. Unco, projeções dorsais
- 0 projeções curtas, menor que o comprimento do unco (Fig. 21C)
 - 1 projeções longas, comprimento igual ao do unco
57. Unco inteiro, vista lateral
- 0 falciforme
 - 1 curvado
58. Unco inteiro, ápice
- 0 truncado
 - 1 agudo
59. Unco bifido, vista dorsal
- 0 com braços fusionados na porção anterior
 - 1 com braços livres

60. Base do unco, vista dorsal
 0 mais larga ou igual a largura
 ápice
 1 mais estreita que a largura do
 ápice
61. Unco inteiro, base, vista dorsal
 0 sem definição e com a porção
 posterior gradativamente afilada
 1 base definida e com a porção
 posterior abruptamente afilada
62. Base do unco inteiro, vista dorsal
 0 rombóide (Fig. 21D)
 1 triangular (Fig. 21B)
 2 em forma de losango
 3 quadrada
63. Unco, região dorso-medial
 0 com projeção
 1 desprovida de projeção
64. Unco, região ântero-lateral
 0 com projeção ventral (Fig.
 22B)
 1 sem Projeção (Fig. 22A)
65. Comprimento da projeção ventral
 0 inferior ou igual ao comprimento
 do unco (Fig. 22B)
 1 maior que o comprimento do
- unco
66. Unco, projeções ventrais
 0 fusionadas
 1 livres
67. Unco, extremidade posterior
 0 lisa(Fig. 21D)
 1 denteada (Fig. 21G)
68. Tegume e unco, vista dorsal
 0 fusionados (Fig. 21B)
 1 separados por região de fraca
 esclerotização contínua (Fig. 21D)
 2 separados por membrana (Fig.
 21A)
 3 separados por região por fraca
 esclerotização com hiato
 membranoso na região mediana
69. Conexão entre a valva e o vínculo
 0 membranosa
 1 valva fusionada ao vínculo (Fig.
 22A)
 2 parcialmente fusionados
70. Sáculo
 0 individualizado (Fig. 23B)
 1 indistinto, fusionado com
 outros escleritos da valva (Fig.
 23C)

71. Sáculo
- 0 distinto como uma dobra
 - 1 distinto como uma projeção digitiforme (Fig. 23D)
 - 2 distinto como uma região com esclerotização diferenciada
 - 3 distinto como uma aba projetada
72. Processo sacular
- 0 presente (Fig. 23D)
 - 1 ausente
73. Processo sacular
- 0 membranoso (Fig. 23D)
 - 1 esclerotizado
74. Extensão do processo sacular
- 0 curto não alcançando o limite posterior do unco (Fig. 23D)
 - 1 longo, alcançando o limite posterior do unco
75. Costa
- 0 com apódema (lacínia) (Fig. 23B)
 - 1 lisa (Fig. 23A)
 - 2 com projeção digitiforme
76. Valva
- 0 ampula individualizada (Fig. 23C)
 - 1 ampula indistinta, fusionada à
- outras escleritos da valva
- 2 ampula ausente
77. Ampula
- 0 individualizada como esclerito
 - 1 individualizada como região triangular distintamente esclerotizada (Fig. 23C)
 - 2 individualizada como região subquadrada distintamente esclerotizada
78. Harpe
- 0 individualizada (Fig. 23B)
 - 1 indistinta, fusionada aos outros escleritos da valva (Fig. 23C)
 - 2 ausente
79. Harpe
- 0 triangular, delimitada por quebra na esclerotização com o sáculo e com a valvúla
 - 1 amorfa, delimitada por quebra na esclerotização entre o sáculo e por uma dobra na região da valvúla (Fig.23B)
 - 2 retangular/ longilínea, delimitada por ser mais esclerotizada que o sáculo e a valvúla
 - 3 como esclerito livre
 - 4 triangular, projetada

80. Cuculus
 0 individualizado (Fig.23B)
 1 indistinto (Fig. 23C)
81. Cuculus
 0 digitiforme (Fig. 23B)
 1 espatulado
 2 falciforme, ápice romboide
 3 falciforme, ápice agudo
 4 em forma de cuia
82. Cuculus e valvúla
 0 distintos, livres desde a porção mediana
 1 fusionados (Fig. 23C)
 2 livres apenas na porção posterior (Fig. 23B)
 3 livres desde a base
83. Cuculus
 0 vestigial (Fig. 23A)
 1 não estendido além da valvúla
 2 comprimento igual ou superior ao da valvúla
84. Cuculus
 0 curvado ventralmente, de encontro à valvúla
 1 retilíneo (Fig. 23A)
85. Corona
 0 presente
 1 ausente
86. Valvúla
 0 individualizada (Fig. 23A)
 1 indistinta
87. Valvúla
 0 esclerotizada (Fig. 23A)
 1 membranosa
88. Valvúla
 0 digitiforme
 1 espatulada
89. Valvúla
 0 com espinhos
 1 lisa
90. Anelífero
 0 reduzido a porção anterior da valva, na região da costa e sáculo (Fig. 23C)
 1 desenvolvido, estendo-se além da costa e sáculo, alcançando a região posterior
91. Valvas
 0 simétricas
 1 assimétricas

| | |
|--|------------------------------------|
| | 0 ausente |
| 92. Saco, vista ventral | 1 presente |
| 0 projeções ântero-distais ausentes | |
| 1 projeções ântero-distais presentes | |
| 93. Projeções ântero-distais | 100. Transtila |
| 0 vestigiais | 0 levemente esclerotizada |
| 1 desenvolvidas | 1 fortemente esclerotizada |
| 94. Saco | 101. Transtila |
| 0 sem projeção ântero-medial | 0 esclerito livre |
| 1 com projeção ântero-medial | 1 esclerito articulado |
| 95. Projeção ântero-medial | 102. Articulação da transtila |
| 0 vestigial | 0 com o tegume |
| 1 desenvolvida | 1 com a valva |
| 96. projeção ântero-medial | 103. Valva e transtila |
| 0 retilínea | 0 livres |
| 1 deslocada lateralmente | 1 fusionadas |
| 97. Ápice da projeção ântero medial desenvolvida | 104. Transtila e Juxta |
| 0 pontiagudo | 0 não fusionadas |
| 1 arredondado | 1 fusionadas |
| 98. Projeção ântero-medial vestigial | 105. Transtilas direita e esquerda |
| 0 em forma de "V" | 0 livres |
| 1 retangular | 1 fusionadas |
| 99. Transtila | 106. Subescafo |
| | 0 membranoso |
| | 1 esclerotizado |

| | |
|---|---|
| 107. Escafo | 1 ornamentada com 1 espinho na região distal, próximo à vesica |
| 0 membranoso | 2 ornamentado com vários espinhos implantados na margem distal do edeago |
| 1 esclerotizado | |
| 108. Transtila | 3 ornamentados com espinhos na porção distal implantados em placa esclerotizada |
| 0 projetada posteriormente além da membrana | 4 ornamentada com microespículas na porção distal |
| 1 colabada na membrana | |
| 109. Juxta | |
| 0 ausente | |
| 1 presente | 114. Abertura do forame de inserção do ducto ejaculatório |
| | 0 lateral |
| 110. Juxta | 1 anterior |
| 0 livre | |
| 1 parcialmente fusionada com a valva | 115. Edeago |
| | 0 bulbo ejaculatório inconspicuo |
| | 1 bulbo ejaculatório como uma região distinta |
| 111. Juxta | |
| 0 único esclerito | |
| 1 dois escleritos | 116. Bulbo ejaculatório |
| | 0 quadrado, ceco não evidente |
| 112. Formato da juxta | 1 arredondado, ceco não evidente |
| 0 formato de "U" invertido | 2 com ceco na região dorsal |
| 1 subquadrado | 3 clavado |
| 2 semicircular | 4 com ceco na região mediana |
| 3 elíptico | |
| 4 em forma de "X" | |
| 113. Parede do Edeago | 117. Ceco, projeção dorsal |
| 0 lisa | 0 desenvolvida, cilíndrica |
| | 1 pouco desenvolvida |

118. Vesica, número de divertículos

- 0 um
- 1 dois, bifurcados na base
- 2 dois, bifurcados no ápice
- 3 quatro ou mais
- 4 três

119. Vesica com dois divertículos

bifurcados na base

- 0 divertículos com tamanho e morfologia subigual, mais longos que largos
- 1 divertículos com tamanhos subiguais e morfologia distinta, um falciforme e outro bulboso
- 2 divertículos com tamanhos e morfologia diferente: falciforme maior, bulboso menor

120. Vesica com um divertículo

- 0 mais longo que largo
- 1 bulboso arredondado
- 2 bulboso amorfo
- 3 falciforme

121. Vesica

- 0 com placa esclerotizada na porção distal
- 1 sem placa esclerotizada na porção distal

122. Porção evertida do ducto ejaculatório

- 0 lisa
- 1 com placa esclerotizada

123. Cornutos

- 0 na forma de espículas concentradas no divertículo bulboso da vesica
- 1 na forma de microespículas dispersas na vesica
- 2 na forma de espículas escamiformes concentradas na porção central da vesica
- 3 ausente
- 4 na forma de espinhos dispersos na vesica
- 5 na forma de conjunto de placas esclerotizadas na porção distal
- 6 na forma de um único espinho esclerotizado
- 7 na forma de placa esclerotizada na porção distal da vesica

124. Porção próxima da vesica

- 0 lisa
- 1 com carena esclerotizada

125. Sétimo esternito abdominal na fêmea

- 0 com bolsas internas, laterais ao óstio (Fig. 24B)

- 1 liso
2 com bolsas na face externa,
laterais ao óstio
126. Bolsas no sétimo esternito abdominal
na fêmea
0 com fenda (Fig. 24B)
1 lisa
127. Bolsas laterais ao óstio
0 simétricas (Fig. 24A)
1 assimétricas
128. Óstio
0 membranoso
1 esclerotizado (Fig. 24B)
129. Óstio
0 fusionado ao esternito (Fig. 24B)
1 livre (separado por membrana)
130. Óstio, abertura
0 na porção posterior do
esternito (Fig. 24B)
1 na porção central do
esternito
131. Óstio
0 liso
1 com projeções (Fig. 24A)
132. Óstio
0 projeções pareadas (Fig. 24A)
1 projeção única
133. Projeções do óstio
0 dorsais (Fig. 24A)
1 laterais
2 ventrais
134. Projeções do óstio
0 achatada lateralmente
1 achatada dorso-ventralmente
(Fig. 24A)
135. Projeções do óstio, ápice
0 pontiagudo
1 truncado
2 denteado
136. Antro
0 deslocado para o lado direito
1 central
137. Antro
0 membranoso
1 esclerotizado
138. Lamela pós-vaginal
0 presente
1 ausente

139. Lamela pós-vaginal
 0 como membrana levemente esclerotizada
 1 como placa esclerotizada
140. Lamela pós-vaginal
 0 única
 1 em forma de duas placas
141. Lamela pós-vaginal
 0 livre
 1 fusionada ao oitavo esternito abdominal
142. Glândula de feromônio
 0 presente
 1 ausente
143. Glândula de feromônio
 0 única
 1 pareada
144. Glândula de feromônio
 0 curta, não se estendendo além das apófises
 1 longa, se estendendo além das apófises
145. Glândula de feromônio
 0 sacular
 1 tubular
146. Glândula de feromônio tubular
 0 ramificada
 1 não ramificada
147. Glândula de feromônio tubular
 0 filamentosa
 1 cilíndrica, sem constrições
 2 cilíndrica, com constrições
 3 digitiforme
148. Abertura da glândula de feromônio
 0 em dois pontos distintos
 1 em um único ponto
149. Bolsa copulatória
 0 com signos
 1 lisa
150. Ducto da bolsa copulatória
 0 longo, se estendendo além do último esternito abdominal
 1 curto, confinado no último esternito abdominal
 2 inconspícuo ou ausente
151. Bolsa copulatória
 0 confinada no sétimo esternito abdominal
 1 estendida além do sétimo esternito abdominal

152. Ducto da bolsa
0 liso
1 setoso
2 esclerotizado
153. Signa
0 em duas séries
1 em uma série
2 em três séries
3 quatro séries
154. Signa
0 circular, com vários espinhos
1 em formato de furca, com dois espinhos
2 subretangular com vários espinhos
- 3 subquadrado, com vários espinhos
4 em forma de fenda
5 retilíneo, com vários espinhos
6 trapezoidal
155. Papila pseudo-anal
0 membranosa (Fig. 24A)
1 esclerotizadas na base
2 esclerotizada em toda sua extensão
156. Conexão da bula seminal
0 no ducto da bolsa copulatória
1 na bolsa copulatória

5.4 Análise Cladística

A análise foi feita usando o *traditional search*, com colapsamento dos ramos, 300 replicações e 100 árvores salvas por replicação.

A análise sem pesagem dos caracteres resultou em 1100 árvores com 831 passos enquanto que a análise empregando a pesagem implícita dos caracteres, utilizando diferentes valores de K (3, 5, 7, 9, 11, 13, 15, 17, 19, 20, 25 e 30) resultou em topologias mais bem resolvidas. Da análise com pesagem, foi escolhido o cladograma resultante do consenso estrito das três árvores mais parcimoniosas com K=17. A partir desse valor de K houve pouca variação no que diz respeito ao relacionamento dos táxons; adicionalmente, foi utilizada a macro setk.run, que auxilia a calcular o valor de K que mais se adequa aos dados levantados na matriz de caracteres. Esse valor variou entre 17 e 18, congruente com o resultado obtido a partir da análise de diferentes valores de K.

O consenso estrito da análise sem pesagem (Fig. 25) e o consenso estrito da análise com pesagem (K=17) (Fig. 26) mostram a não monofilia de Pericopina, algo esperado devido a escassez de trabalhos taxonômicos para o grupo. Recorrentemente, as análises filogenéticas realizadas para testar a monofilia das subtribos arroladas em Arctiinae pecam na subamostragem de táxons, resultando em viés nas análises. Tais trabalhos também pecam no que diz respeito à seleção de táxons terminais, submostrando grupos com distribuição Neotropical, que representam a maior diversidade de Arctiinae. Tal problema é ainda mais agravante para a subtribo Phaegopterina, a mais diversa dentro de Arctiinae e extremamente diversificada na região Neotropical.

A parafilia de Pericopina se mostra através da proximidade filogenética do gênero *Scearctia* com a tribo Lithosiini e do gênero *Pteroodes* com a subtribo Phaegopterina.

A proximidade filogenética de *Scearctia* com Lithosiinae se deu principalmente pela congruência morfológica da genitália feminina, especialmente pela morfologia da glândula de ferômônio que, assim como em Lithosiini, é sacular, não pareada e com lobos curtos. Apesar disso, ressaltamos que o número limitado de espécimes dissecados e em estado de conservação precário, aliado à fragilidade das glândulas de feromônio podem ter resultado em viés, uma vez que as glândulas podem ter sido danificadas e/ou perdidas no processo de dissecção.

Já o gênero *Pteroodes* foi agrupado em Phaegopterina devido à congruência de caracteres relacionados à venação alar, genitália masculina (notadamente a morfologia do

saco) e genitália feminina (notadamente a morfologia das glândulas de feromônio). No entanto, o correto posicionamento do gênero dentro de Phaegopterina só será possível com maior amostragem de táxons dessa subtribo. Por isso alocamos *Pteroodes* em Phaegopterina como *incertae sedis*.

Adicionalmente, foi corroborada a proximidade de gêneros com distribuição Africana e Indo-Malaia com a fauna Neotropical (Fig. 26), relação previamente encontrada no estudo de DACOSTA & WELLER (2005). Os gêneros africanos *Secusio*, *Podomachla* e *Chiromachla* e o gênero indo-malaio *Nyctemera* compartilham semelhanças morfológicas com o gênero Neotropical *Xenossoma*. Talvez, o fato de a amostragem taxonômica de ZAHIRI *et al.* (2011) não ter empregado o gênero *Xenossoma* tenha sido o fator do não agrupamento dos espécimes indo- africano com os “Pericopina neotropicais”.

A parafilia de Pericopina pode ser solucionada com o realocamento de *Scearctia* em Lithosiini e de *Pteroodes* em Phaegopterina. Isso torna Pericopina um grupo supra genérico natural tendo como sinapomorfia a glândula de feromônio longa, se estendendo além as apófises.

Adicionalmente, adotamos a composição de Pericopina sem os componentes Afro-Indo-Malaios e os gêneros neotropicais *Xenossoma* e *Antiotricha*. Essa decisão é justificada pelo relacionamento de grupo-irmão que os gêneros Afro-Indo-Malaios e *Xenossoma* apresentam com Pericopina; a congruência morfológica de *Xenossoma* com os gêneros associados a *Nyctemera* e dissimilar dos demais Pericopina também corroboram a exclusão. Apesar de *Antiotricha* não aparecer agrupado com os demais gêneros de Pericopina, é necessário salientar que não foram levantados caracteres relacionados à genitália masculina, devido à escassez de material; tal fato pode ter resultado em viés na análise, de forma que caracteres referentes a exemplares machos de *Antiotricha* devem ser incluídos na análise para que de que afirmações mais assertivas possam ser feitas.

A nova composição de Pericopina contém três grandes clados supragenéricos (Fig 26), sendo um deles formado majoritariamente pelas espécies de *Dysschema*. Os gêneros *Hypocrita* e *Chetone* não tiveram a monofilia corroborada e os resultados aqui obtidos servem como ponto de partida para que novas análises sejam realizadas, com amostragem mais representativa das espécies que compõem esses gêneros.

Os estudos morfológicos e da literatura consultada também permitiram o estabelecimento de *Seileria eucyaniformes* como **sinônimo júnior subjetivo** de *Thyrgis angustifascia*. Dessa forma *Seileria* passa a ser **sinônimo júnior subjetivo** de *Thyrgis*.

A análise corroborou a monofilia de *Dysschema* apenas com a inclusão do gênero monotípico *Sermyla* e congruências morfológicas também corroboram a sinonimização do gênero monotípico *Are* em *Dysschema*. A nova composição de *Dysschema*, incluindo *Sermyla* e *Are*, é suportada pelas seguintes características (i) apódema póstero-lateral do tegume com ápice pontiagudo (46:0) e (ii) unco bífido e com ápice digitiforme (52:0); adicionalmente outros caracteres diagnósticos incluem os elementos basais ventrais coloridos da costa, na face ventral das asas anteriores e posteriores (29:1, 32:1), tegume inteiro (39:0) e valvula individualizada (86:0).

Dysschema druryi **comb. nov.** está basalmente alocada no clado do gênero e morfológicamente associada a espécies dos complexos *D. marginalis* e *D. arema*, com os quais compartilha caracteres plesiomórficos associados à morfologia da valva (valvula, cuculus e harpe), do unco e do edeago. *Dysschema transversa* **comb. nov.** está alocada no clado com *D. neda*, *D. subapicalis*, *D. picta* e espécies associadas ao complexo *D. sacrificia*, compartilhando caracteres associados à morfologia do bulbo ejaculatório, da vesica, da harpe e do antro.

Apesar de a monofilia de *Dysschema* ter sido recuperada com poucas alterações taxonômicas, as relações filogenéticas entre as espécies ainda não estão totalmente claras. Uma melhor resolução para o clado contendo espécies de *Dysschema* foi obtida com o uso de análise com pesagem implícita dos caracteres (Fig. 26). Apesar de alguns grupos de espécies terem sido resgatados na análise, a uniformidade morfológica do grupo, mais acentuada nas fêmeas, mas também presente nos machos, ainda é o principal fator para a baixa resolução das relações em *Dysschema* na análise sem pesagem dos caracteres.

Não obstante, estudos moleculares (Laguerre & Moraes *in prep.*) mostrando a existência de espécies crípticas, que não podem ser identificadas apenas com base na morfologia; a existência de indivíduos ginandromorfos, constituídos por metades de espécies tradicionalmente reconhecidas como distintas; a distribuição simpátrica de complexos de espécies morfológicamente uniformes, com distribuição predita em regiões de florestas tropicais sazonais semidecíduas e formações vegetacionais abertas, corroboram a hipótese de

que *Dysschema* possa representar uma linhagem de diversificação recente. No entanto, apenas futuras análises moleculares poderão atuar como crivo teste dessa hipótese.

Adicionalmente, a existência de espécies conhecidas apenas por um dos sexos – resultando no elevado número de *missing data* na matriz de caracteres – também é um fator justificante para a falta de resolução no clado *Dysschema*.

A análise realizada com pesagem implícita dos caracteres foi mais informativa no resgate das relações filogenéticas para as espécies de *Dysschema*. Entre as relações resgatadas, destacam-se as abaixo citadas por serem estabelecidas com base em caracteres sinapomórficos exclusivos:

– O clado formado por *D. forbesi*, *D. perplexa*, *D. jansonis*, *D. tricolor*, *D. formosíssima* e *D. larvata*, suportado por (i) valvas assimétricas (91:1) e (ii) óstio com projeção única (132:1). A assimetria, das valvas e de estruturas associadas à genitália feminina, é uma característica derivada em *Dysschema*, presente apenas nesse clado e com potencial para futuros estudos que tratem de aspectos evolutivos relacionados à seleção sexual e ao isolamento reprodutivo das espécies que formam esse complexo.

– O clado formado por *D. leucophaea*, *D. flora*, *D. semmirufa*, *D. rosina*, *D. mosera*, *D. eurocilia*, *D. aorsa* e *D. molesta* e *D. bivitata*, suportado por (i) juxta elíptica (112:3), (ii) óstio com projeções dorsais (133:0) e (iii) projeções do óstio achatadas dorso-ventralmente (134:1). Esse complexo se destaca pelo fato de as fêmeas apresentarem maior número características idiossincráticas que permitem a identificação dos táxons como espécies distintas. Quando comparada com os machos, a genitália feminina apresenta maior variação. Curiosamente as fêmeas desse complexo também apresentam maior policromatismo alar e variação clinal para o padrão de máculas alares.

– O clado formado por *D. transversa* **comb. nov.**, *D. neda*, *D. hilara*, *D. spnov210*, *D. boisduvalii*, *D. sacrificia*, *D. centenaria*, *D. innominatum*, *D. terminata*, *D. subapicalis*, *D. spnov4*, *D. luctuosa*, *D. marginata*, *D. spnov240*, *D. picta* e *D. amphissa*, suportado por (i) costa com lacínia (75:0). Além de as espécies arroladas nesse complexo apresentarem uma estrutura neomórfica na valva, o apódema distal, algumas espécies vêm sendo amostradas com frequência, e serão foco de estudos em filogeografia e estudos de distribuição potencial, bem como estudos da musculatura intrínseca e extrínseca da valva.

5.5. Revisão taxonômica do gênero *Dysschema* Hübner, 1818

Para a revisão do gênero *Dysschema*, as espécies foram agrupadas em seis complexos, definidos com base em congruências morfológicas, aqui tratadas como caracteres diagnósticos, que não necessariamente representam sinapomorfias presentes no cladograma obtido com a análise filogenética.

A venação alar em *Dysschema* apresenta pouca variação, não havendo portanto, necessidade de ilustrá-la para todas as espécies. A variação se apresenta na ramificação dos ramos do sistema radial da asa anterior: (i) presença ou ausência de corda e (ii) ramificação $((R_3+R_4)R_5)R_2)R_1$ ou ramificação $((R_3+R_4)R_2)R_5)R_1$ (Fig. 19, E-H). Apesar de a variação ter sido reportada, a distribuição dos caracteres nos táxons não representa sinapomorfia ou carácter diagnóstico que permita o estabelecimento de conjunto de espécies. Não há variação no sistema de venação da asa posterior.

Foram designados **67 lectótipos** e fixados 19 holótipos por evidência de monotipia, afim de garantir estabilidade aos nomes aqui associados ao gênero *Dysschema*.

Conclusões

“Some people see things as they are and say ‘why’. I dream things that never were and say ‘why not?’”

George Bernard Shaw

6. Conclusões

Pela primeira vez uma análise filogenética, baseada em caracteres morfológicos e em uma amostragem significativa, foi realizada para se testar a monofilia de Pericopina. Os resultados obtidos não corroboram o monofiletismo da subtribo, como tradicionalmente proposto. Alguns dos gêneros arrolados em Pericopina mostraram proximidade filogenética com outros grupos de Arctiinae, como Lithosiini e Phaegopterina. Adicionalmente, o componente Afro-Indo-Malaio, aqui representado pelos gêneros *Secucio*, *Podomachla*, *Chiromachla* e *Nyctemera*, que foram arrolados em Pericopina por DACOSTA & WELLER (2005) mostrou-se grupo irmão dos demais gêneros de Pericopina, com exceção do gênero neotropical *Xenossoma*, que apresentou atributos morfológicos congruentes que justificam sua proximidade filogenética com o componente Afro-Indo-Malaio.

O gênero *Dysschema* teve monofilia corroborada apenas com a inclusão dos gêneros monotípicos *Sermyla* e *Are*, agora **sinônimos juniores** do primeiro. Com as alterações aqui propostas *Dysschema* passa a ser composto por 51 espécies com distribuição neotropical. O cladograma gerado na análise sem pesagem não apresentou resolução total (*i.e.* sem politomias), o que não permitiu resolver todas as relações de parentesco para as espécies de *Dysschema*, especialmente para os táxons alocados basalmente na topologia. Tal fato pode ser explicado pela uniformidade morfológica apresentada pelas espécies, mais evidente nos atributos da genitália feminina. Além disso, a existência de espécies conhecidas apenas por um dos sexos resultou em elevado número de *missing data*, que pode ter contribuído com a falta de resolução nas relações filogenéticas entre as espécies que compõem *Dysschema*. Não obstante a uniformidade morfológica apresentada, o extensivo levantamento morfológico permitiu o estabelecimento de complexos de espécies baseados em caracteres mais robustos, quando comparados com apenas os caracteres de coloração.

A uniformidade morfológica de *Dysschema*, a existência de complexos de espécies com distribuição simpátrica, especialmente em biomas de baixa elevação como florestas tropicais sazonais semidecíduas e formações vegetacionais abertas, além do policromatismo e da variação clinal de caracteres para algumas espécies, podem ser fortes evidências para suportar a hipótese de que *Dysschema* é uma linhagem de diversificação recente e com

potenciais espécies crípticas. Futuros estudos moleculares serão desenvolvidos a fim de analisar esses aspectos.

A revisão de *Dysschema*, com exame de material-tipo, de séries típicas referentes a 122 nomes válidos, das descrições originais, além do exame de séries representativas do que se considerava material raro, permitiu a correção das inaccurácias taxonômicas às quais o gênero esteve sujeito desde a última revisão realizada por HERING (1925). Foram descritas quatro espécies novas, 14 novos sinônimos foram estabelecidos, nove espécies e oito sinônimos foram revalidados e duas novas combinações foram propostas. Para garantir a estabilidade taxonômica dos nomes arrolados em *Dysschema* foram designados 67 lectótipos e fixados 19 holótipos por evidência de monotipia.

O padrão alar sexualmente dimórfico reportado para algumas espécies de *Dysschema*, onde machos e fêmeas podem estar envolvidos em diferentes anéis miméticos, e a assimetria das genitálias masculina e feminina serão alvo de futuras investigações para entendimento das implicações evolutivas dessas intrigantes características.

7. Bibliografía

- ACHAVAL, F. 1968. Nota sobre el legítimo autor de *Daritis centenaria* (Lepidoptera, Heterocera, Pericopidae). **Revista de la Sociedad Uruguaya de Entomología** 7: 102-103.
- AIELLO, A. & BROWN JR., K. S. 1988. Mimicry by illusion in a sexually dimorphic, day-flying moth, *Dysschema jansonis* (Lepidoptera: Arctiidae: Pericopinae). **Journal of Research on the Lepidoptera** 26 (1-4): 173-176.
- AMORIM, D. S. 2002. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Holos Editora. Ribeirão Preto. 153 pp.
- BAKER, G. T. 1891. Notes on the genitalia of a gynandromorphus *Eronia hippia*. **Transactions of the Entomological Society of London** 1: 1-6.
- BARLOW, H. S. 1982. **An Introduction to the Moths of South East Asia**. E.W. Classey Ltd. Faringdon. 73-75.
- BECCALONI, G. W. & GASTON, K. J. 1994. Predicting the species richness of neotropical forest butterflies: Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae) as indicators. **Biological Conservation** 71: 77-86.
- BECKER, V. O. 2013. Taxonomic changes in the Neotropical Pericopina and Ctenuchina moths (Erebidae, Arctiinae, Arctiini), with description of new taxa. **The Journal of Research on the Lepidoptera** 46: 53-66
- BISSET, G. W., FRASER, J. F. D. ROTHSCHILD, M., & SCHACHTER, M. 1960. A pharmacologically active choline ester and other substances in the garden tiger moth *Arctia caja* (L). **Proceedings of the Royal Society of London** 152: 255-262.
- BLACK, D. W. 1976. **Studies os cardiac glycoside storage in moths**. PhD dissertation. University of Miami. Coral Gables, Florida.
- BOISDUVAL, J. B. A. D. 1870. **Considérations sur des lépidoptères envoyés du Guatemala à M. de l'Orza**. Rennes, Oberthür. 100 pp.
- 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.
- BOWERS, M. D. 2009. Chemical defenses in Wolly Bears: Sequestration and efficacy against predators and parasitoids, pp. 83–102. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae**. Oxford University Press, New York. 303 pp.
- BREMER, K. 1994. Branch support and tree stability. **Cladistics** **10**: 295-304.
- BROWN JR., K. S. 1991. Conservation of neotropical environments: insects as indicators, p. 349-404. *In*: COLLINS, N. M. & J. A. THOMAS (Eds.). **The conservation of insects and their habitats**. London, Academic Press.. 450 pp.
- BROWN JR., K. S. 1992. Borboletas da Serra do Japi: diversidade, habitats, recursos alimentares e variação temporal, pp. 142-187. *In*: MORELLATO, L. P. C. (Ed.). **História Natural da Serra do Japi. Ecologia e preservação de uma área florestal no Sudeste do Brasil**. UNICAMP/FAPESP. Campinas. 322 pp.
- BROWN JR., K. S. 1996a. Diversity of Brazilian Lepidoptera: history of study, methods for measurements, and use as indicator for genetic, specific and system richness, pp. 121-153. *In*: BICUDO, C. E. M. & MENEZES, N. A. (Eds.). **Biodiversity in Brazil: a first approach**. Instituto de Botânica/CNPq. São Paulo.
- BROWN JR., K. S. 1996b. The use of insects in the study, inventory, conservation and monitoring of biological diversity in neotropical habitats, in relation to traditional land use systems. **Decline and Conservation of Butterflies in Japan** **3**: 128-149.
- BROWN JR., K. S. & FREITAS, A. V. L. 2000a. Diversidade de Lepidoptera em Santa Teresa, Espírito Santo. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão**, (N. Sér.), 11/12: 71-118.
- BROWN JR., K. S. & FREITAS, A. V. L. 2000b. Atlantic forest butterflies: indicators for landscape conservation. **Biotropica** **32**(4b): 934-956.
- BRYK, F. 1931. Pericopinae. *In*: Strand, E. (ed.). **Lepidopterorum Catalogus**: 45: 2 – 57.
- BRYK, F. 1937. Arctiidae: Callimorphinae, Nyctemerinae. **Lepidopterorum Catalogus**: 82. 2–105.

- BRYK, F. 1953. Lepidoptera aus dem Amazonasgebiete und aus Peru gesammelt von Dr. D. Melin und Dr. A. Roman. **Arkiv för Zoologi** **5**: 1-268.
- BURMEISTER, H. C. C. 1879. **Description physique de la République Argentine**. Vol. 5, part 2. Buenos Aires, P. E. Coni. 526 pp.
- BUTLER, A. G. 1867. Descriptions of a new species of tiger-moth in the possession of Mr. T. W. Wood. **Annals and Magazine of Natural History** **(3)20**: 218-219.
- BUTLER, A. G. 1870. **Lepidoptera exotica Descriptions and Illustrations of Exotic Lepidoptera**. (Arctiidae): 46. London. 190pp.
- BUTLER, A. G. 1871. Descriptions of some new species of exotic Lepidoptera. **Proceedings of the Zoological Society of London 1871**: 79-83.
- BUTLER, A. G. 1871. Descriptions of some new species of Lepidoptera chiefly from the collections of Mr. Wilson Saunders. **Annals and Magazine of Natural History** **(4)8**: 285-290.
- BUTLER, A. G. 1872a. On certain species of Pericopides in the collections of Mr. Wilson Saunders. **Cistula entomologica** **1**: 126-128.
- BUTLER, A. G. 1872b. Descriptions of new butterflies from Costa Rica. **Transactions of the Entomological Society of London 1872**: 49-58.
- BUTLER, A. G. 1873. Descriptions of some new Pericopides in the collections of Mr. Wilson Saunders. **Cistula entomologica** **1**: 126-128.
- BUTLER, A. G. 1875. Descriptions of new species of Lepidoptera from Central America. **Annals and Magazine of Natural History** **(4)15**: 338-342.
- CARTER, D. J. & KRISTENSEN, N. P. 1998. Classification and Keys to Higher Taxa. Lepidoptera, Moths and Butterflies. Vol. 1. Part 35. Evolution, Systematics and Biogeography, pp. 27-49. *In*: Fischer, M. (Ed.). **Handbuch der Zoologie Band IV. Arthropoda: Insecta**. Walter de Gruyter, Berlin, New York,.
- COMMON, I. F. B. 1990. **Moths of Australia**. Melbourne University Press. Melbourne. 535 pp.

- CONNOR, W. E., EISNER, T., VANDERMEER, R. K., GUERRERO, A & MEINWALD, J. 1981. Precopulatory sexual interaction in an arctiid moth (*Utetheisa ornatrix*): Role of a pheromone derived from dietary alkaloids. **Behavioral Ecology and Sociobiology** **9**: 227-235.
- CONNER, W. E., ROACH, B., BENEDICT, E., MEINWALD, J. & EISNER, T. 1990. Courtship pheromone production and body size as correlates of larval diet in males of the arctiid moth, *Utetheisa ornatrix*. **Journal of Chemical Ecology** **15**: 543-552.
- 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. G., (Ed.). **Advances in Insect Chemical Ecology**. Cambridge University Press. New York.
- CONNER, W. E., Hristov, N. I. & Barber, J. R. 2009. Sound strategies: acoustic aposematism, startle and sonar jamming, pp. 177–192. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae**. Oxford University Press, New York. 303 pp.
- COVELL, C. V. 2005. **A field guide to the moths of Eastern North America**. Virginia Museum of Natural History. Martinsville.
- CRAMER, P. 1777. **De Uitlandsche Kapellen**. V. 2. Amsterdam, Baalde. 151 pp.
- DACOSTA, M. A. & WELLER, S. J. 2005. Phylogeny and classification of of Callimorphini (Lepidoptera, Arctiidae, Arctiinae). **Zootaxa** 1025: 1-94
- 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**: 723-742.
- DHETIER, V. G. 1939. Prothoracic glands of adult Lepidoptera. **Journal of the New York Entomological Society** **47**: 131-144.
- DE VOS, R. 1995a. *Nyctemera groenendaeli* spec.nov. from New Guinea (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo** **15**(4): 481–489.

- DE VOS, R. 1995b. A revision of *Nyctemera consobrina* (Hopffer, 1874) with rediscussions of three subspecies (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo (Neue Folge)**: 16 (1) 81–93
- DE VOS, R. 1996. *Nyctemera pseudokala* sp. nov. and *N. mastrigti* sp. nov., two new species from Indonesia (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo (Neue Folge)**: 17 (3) 301–311.
- DE VOS, R. 1997a. A revision of *Nyctemera kebeae* (Bethune–Baker, 1904) (with rediscussions of two new subspecies) and *N. warmasina* (Bethune–Baker, 1910) (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo (Neue Folge)**. 18 (1) 1–12.
- DE VOS, R. 1997b. The identity of *Nyctemera simulatrix* Walker, 1864 (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo (Neue Folge)**: 18 (2/3) 205–210.
- DE VOS, R. 2002. Revision of the *Nyctemera evergista* group (= subgenus *Deilemera* Hübner) (Lepidoptera: Arctiidae, Arctiinae, Nyctemerini). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo** 23(1/2): 7–32.
- DE VOS, R. 2007. REVISION OF THE *NYCTEMERA CLATHRATUM* COMPLEX (LEPIDOPTERA: ARCTIIDAE). **TIJDSCHRIFT VOOR ENTOMOLOGIE** 150: 39–54.
- DE VOS, R., CERNY, K. (1999) A review of the Philippine species of the genus *Nyctemera* Hübner, [1820] with descriptions of new species and subspecies (Lepidoptera: Arctiidae, Nyctemerinae). **Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo (Neue Folge)**: 20 (2) 133–188.
- DOGNIN, P. 1911. Hétérocères nouveaux de l'Amérique du Sud. **Mémoires de la Société Entomologique de Belgique** 18:151-188.
- DOGNIN, P. 1919. **Hétérocères nouveaux de l'Amérique du Sud. 15.** Rennes, Oberthür. 10 pp.
- DOGNIN, P. 1922. **Hétérocères nouveaux de l'Amérique du Sud. 20.** Rennes, Oberthür. 30 pp.

- DOGNIN, P. 1923. **Hétérocères nouveaux de l'Amérique du Sud. 23.** Rennes, Oberthür. 34 pp.
- DRUCE, H. 1881-1900. Lepidoptera-Heterocera. **Biologia Centrali-Americana 1-3.** London, Taylor and Francis. 490 + 692 pp.
- DRUCE, H. 1885. **Descriptions of new Species of Lepidoptera Heterocera, chiefly from South America.** Proceedings for the Scientific Meetings of the Zoological Society of London 1885: 518-536.
- DRUCE, H. 1894. Descriptions of some new Species of Heterocera from Central America. **The Annals and Magazine of Natural History 6(13):** 168-182.
- DRUCE, H. 1907. Descriptions of some new species of Heterocera. **Annals and Magazine of Natural History (7)19:** 299-311.
- DRUCE, H. 1910. Descriptions of some new species of Heterocera from E. & S. Africa and tropical S. America. **Annals and Magazine of Natural History (8)6:** 168-183.
- DRUCE, H. 1911. Descriptions of some new Species of Heterocera, mostly from Tropical South America and Two new Species of Geometridae from West Africa. **The Annals and Magazine of Natural History 7(8):** 287- 294.
- DUBATOLOV, V.V. 2006. On the generic status of the Afrotropical *Nyctemera* species (Lepidoptera, Arctiidae). **Atalanta 37(1/2):** 191–205.
- DUNNING, D. C., ACHARYA, L., MEMMAN, C.B. & DAL FERRO L. 1992. Interactions between bats and arctiid moths. **Canadian Journal of Zoology 70:** 2218-2223.
- DUSSOURD, D. E., UBIK, K., HARVIS, C., RESCH, J., MEINWALD, J. & EISNER, T. 1988. Biparental defensive endowment of eggs with acquired plant alkaloid in the moth *Utetheisa ornatix*. **Proceedings of the National Academy of Science 85:** 5992-5996.
- DUSSOURD, D. E., HARVIS, C. A., MEINWALD, J. & EISNER, T. 1991. Pheromonal advertisement of a nuptial gift by a male moth (*Utetheisa ornatix*). **Proceedings of the National Academy of Science 88:** 9224-9227.
- DYAR, H. G. 1913. Descriptions of new Lepidoptera, chiefly from México. **Proceedings of the United States National Museum 44:** 279-234.

- EDWARDS, H. 1887. Apparently new forms of N. American Heterocera. **Entomologica Americana** 2: 165-171.
- EHRlich, P. R., EHRlich, A. H. 1961. **How to know the butterflies**. Wm. C. Brown Company Publishers. Dubuque. VIII + 266p.
- 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.
- FIBIGER, M. & LAFONTAINE, J. D. 2005. A review of the higher classification of the Nocuoidea (Lepidoptera) with special reference to the Holarctic fauna. **Esperiana Buchreihe zur Entomologie** 11: 1–205.
- FIBIGER, M. & HACKER, H. H. 2005. Systematic List of the Noctuoidea of Europe. Notodontidae, Nolidae, Arctiidae, Lymantriidae, Erebidae, Micronoctuidae, and Noctuidae). **Esperiana Buchreihe zur Entomologie** 11: 93–205.
- FORBES, W. T. M. 1939. The Lepidoptera of Barro Colorado island, Panamá. **Bulletin of the Museum of Comparative Zoology** 85(4): 97-322.
- FORBES, W. T. M. 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.
- FRANCLEMONT, J. G. 1983. Arctiidae, pp. 114-119. *In*: Hodges et al. (eds.) **Check list of the Lepidoptera of America North of México**. The Wedge Entomological Research Foundation, Washington, D. C. 284 pp.
- 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.
- FULLARD, J. H., SIMMONS, J. A. Y. & SAILLANT, P. A. 1994. Jamming bat echolocation: the dogbane tiger moth *Cycnia tenera* times its clicks to the terminal attack calls of the big brown bat *Eptesicus fuscus*. **Journal of Experimental Biology** 194: 285-298.
- GAEDE, M. 1932. Aganaiidae. **Lepidopterorum Catalogus**. Berlin 39 pp.
- GEYER, C. [1826]-1832. *In*: Hübner, J. & Geyer, C.. **Zuträge zur Sammlung exotischer**

- Schmettlinge 1-4.** Augsburg, Hübner, J. 49 pp.
- GIBEAUX, C. 1982. Description de nouvelles arctiides d'Amérique latine. **Revue Française d'entomologie. (N.S)4:** 49-53.
- GIRIBET, G. 2005. Review of: T.N.T. - Tree Analysis Using New Technology. **Systematic Biology** 54(1): 176-178.
- GOLOBOFF, P. A. 2002. Techniques for analyzing large data sets, pp. 70–79. In: DeSalle, R.; Giribet, G. & Wheeler, W. (Eds.). **Techniques in molecular systematics and evolution.** Birkhäuser Verlag, Basel, 450 pp.
- 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.
- GOODGER, D.T., WATSON, A. 1995. **The Afrotropical Tiger–Moths. An illustrated catalogue, with generic diagnoses and species distribution, of the Afrotropical Arctiinae (Lepidoptera: Arctiidae).** Apollo Books Aps. Stenstrup. 65 pp.
- GUÉRIN-MÉNEVILLE, F. E. 1829-[1844]. **Iconographie du Règne animal de Cuvier.** Paris. A. Londres. Vol. 3. 576 pp.
- GUNDLACH, J. C. 1881. **Contribución a la Entomologia Cubana.** Habana, G. Montiel. 445pp.
- HABECK, D. H. 1987. Arctiidae (Noctuoidea), pp. 538–542. *In:* Stehr F.W. (Ed). **Immature Insects,** Kendall/Hunt Publishing Company. Dubuque, Iowa. 754 pp.
- HAMPSON, G. F. 1918. Some small families of the Lepidoptera which are not included in the key to the families in the catalogue of Lepidoptera Phalaenae, a list of the families and subfamilies of the Lepidoptera with their types and a key to the families. **Novitates Zoologicae** 35: 366–394.
- HARTMANN, T. & OBER, D. 2000. Biosynthesis and metabolism of pirrolizidine alkaloids in plants and specialized insect herbivores, pp. 207–244. *In:* Leeper, F. J & Vederas, J. C. (Eds.). **Topics in current chemistry biosynthesis – Aromatic, Polyketides, Isoprenoids, Alkaloids.** Springer. Berlin.

- HARTMANN, T., THEURING, C., BEUERLE, T. & BERNAYS, E. A. 2004. Phenological fate of plant-acquired pyrrolizidine alkaloids in the polyphagous arctiid *Estigmene acrea*. **Chemoecology** **14**: 207–216
- HARTMANN, T. 2009. Pirrolizidine alkaloids: The successful adoption of a plant chemical defense, pp. 55–82. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae**. Oxford University Press, New York. 303 pp.
- 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.
- HERING, M. 1925. *Pericopinae*, pp. 423-455, pls. 60-65. *In*: Seitz, A. (Ed.). **Die Gross-Schmetterlinge der Erde** **6**. A.Kernen. Stuttgart. Vol 2.
- HERING, M. 1926. Neue südamerikanische Heteroceren im Berliner Museum. **Deutsche entomologische Zeitschrift, Iris** **40**: 129-34.
- HERING, M. 1928. Neue und alte Heteroceren aus dem Zoologisches Staatsmuseum Berlin. **HERING, M.:** 268-283.
- HERING, M. 1930. Neue und alte Lepidopteren. **Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin** **16**: 513-522.
- HERRICH-SCHÄFFER, G. A. W. [1850-1858]. **Sammlung neuer oder weniger bekannter aussereuropäischer Schmetterlinge**. Regensburg, Manz, 84 pp.
- HERRICH-SCHÄFFER, G. A. W. 1866. Die Schmetterlingsfauna der Insel Cuba. **Correspondenz-Blatt des Zoologisch-Mineralogischen Vereines in Regensburg** **20**: 130-136.
- HESBACHER, S., GIEZ, I., EMBASCHER, G., FIEDLER, K., MAX, W., TRAWOGER, W., TURK, R., LANGE, O. L., PROKSCH, P. 1995. Sequestration of lichen compounds by lichen-feeding members of the Arctiidae (Lepidoptera). **Journal of Chemical Ecology** **21**: 2079-2089.

- HOEVEN, J. VAN DER. 1840. Beschrijving eeniger nieuwe of weinig bekende uitlandsche Soorten van Lepidoptera. **Tijdschrift voor Natuurlijke Geschiedenis en Physiologie** 7: 276-283.
- HOLLOWAY, J. D. 1988. **Moths of Borneo: family Arctiidae, subfamilies Syntominiinae, Euchromiinae, Arctiinae; Noctuidae misplaced in Arctiidae (Camptoloma, Aganainae)**. Malayan Nature Society, Kuala Lumpur. 101 pp.
- HOVENKAMP, P. 2004. Review of: T.N.T.- Tree Analysis Using New Technology. Version 1.0. **Cladistics** 20(4): 378-383.
- HUBER, B. A., SINCLAIR, B. J. & SCHMITT, M. 2007. Evolution of asymmetric genitalia in spiders and insects. **Biological Reviews** 82 (2007): 647-698.
- HÜBNER, J. 1818. **Zuträge zur Sammlung exotischer Schmettlinge 1**. Augsburg, J. Hübner. 49 pp.
- HÜBNER, J. & GEYER, C. 1908-1912. **Zuträge zur Sammlung exotischer Schmetterlinge**. Reedição de W. F. Kirby & P. Wytsman. Bruxelas, V. Verteneuil & L. Desmet.[3]+172.
- IYENGAR, V. K. & EISNER, T. 1999. Heritability of body mass, a sexually selected trait, in an arctiid moth (*Utetheisa ornatrix*). **Proceedings of the National Academy of Sciences** 96: 9169–9171.
- IYENGAR, V. K., ROSSINI, C., EISNER, T. 2001. Precopulatory assessment of male quality in an arctiid moth (*Utetheisa ornatrix*): hydroxydanaidal is the only criterion of choice. **Behavior Ecology and Sociobiology** 49:283–288
- 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.
- JÖRGENSEN, P. 1932. Lepidopetrologisches aus Südamerika. **Deutsche Entomologische Zeitschrift, Iris** 46: 37-66.
- JÖRGENSEN, P. 1934. Neue Schmetterlinge und Raupen aus Südamerika. **Deutsche Entomologische Zeitschrift, Iris** 48: 60-78.

- JÖRGENSEN, P. 1935. Lepidópteros nuevos ó raros de la Argentina y del Uruguay. **Anales de Museo Argentino de Ciencias Naturales** **38**: 85-130.
- KIRBY, W.F. 1892. **A Synonymic Catalogus of Lepidoptera Heterocera**. London, Gurney & Jackson, 951 pp.
- KITCHING, I. J. 1984. An historical review of the higher classification of the Noctuidae (Lepidoptera). **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology series** **49**: 153-234.
- KITCHING, I. J., FOREY, P. L., HUMPHRIES, C. J., WILLIAMS, D. M. 1998. **Cladistics: the theory and practice of parsimony analysis**. 2nd ed. Oxford University Press. Oxford. 228 pp.
- 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 pp.
- KLUG, J. C. F. 1836. Neue Schmetterlinge der Insekten-Sammlung des Königl. **Musei der Universität zu Berlin** **1**: 1-8.
- KÔDA, N. 1987. A Generic Classification of the Subfamily Arctiinae of the Palaearctic and Oriental Regions based on the Male and Female Genitalia (Lepidoptera, Arctiidae). Part I. **Tyô to Ga** **38**: 153–237.
- KÔDA, N. 1988. A Generic Classification of the Subfamily Arctiinae of the Palaearctic and Oriental Regions based on the Male and Female Genitalia (Lepidoptera, Arctiidae). Part II. **Tyô to Ga** **39**: 1-79.
- KREMEN, C.; R. K. COLWELL; T. L. ERWIN; D. D. MURPHY; R. F. NOSS & M. A. SANJAYAN. 1993. Terrestrial arthropod assemblages: their use in conservation planning. **Conservation Biology** **7**(4): 796-808.
- 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.
- LAMAS, G. & GRADOS, J. 1996. Sinopsis de los Pericopinae (Lepidoptera: Arctiidae) del Perú, con comentarios taxonómicos y la descripción de una nueva subespecie. **Revista Peruana de Entomología** **39**: 21-28.
- LAMUNYON, C. W. 1997. Increased fecundity, as a function of multiple matting, in an arctiid moth, *Utetheisa ornatrix*. **Ecological Entomology** **22**: 69–73.
- MADDISON, W. P. & MADDISON, D. R. 1997-2008. **Mesquite: a modular system for evolutionary analysis**. Version 2.01 <http://mesquiteproject.org>.
- MALCOM, S. 1991. Cardenolid-mediated interactions between plants and herbivores, pp. 251-296. *In*: Rosenthal, M. & Barenbaum (Eds.). **Herbivores: their interaction with secondary plant metabolites**. New York Academic Press. New York.
- MATSUDA, R. 1976. **Morphology and evolution of the insect abdomen: with special reference to developmental patterns and their bearings upon systematics**. Pergamon Press. New York. 533 pp.
- MATTOCKS, A. R. 1986. **Chemistry and toxicology of pirrolizidine alkaloids**. Academic Press. London.
- MEIER, R. & F. B. ALI. 2005. The newest kid on the parsimony block: TNT (Tree analysis using new technology). **Systematic Entomology** **30**:179-182.
- 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.
- MITCHELL, A. MITTER, A. & REGIER, J. C. 2006. Systematics and evolution of the cutworm moths(Lepidoptera: Noctuidae): evidence from two protein-coding nuclear genes. **Systematic Entomology** **31**: 21-46.
- MILLER, J. S. 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.

- MINET, J. 1991. Tentative reconstruction of the ditrysian phylogeny (Lepidoptera: Glossata). **Entomologica Scandinavica** 22: 69-95.
- MONTE, O. 1933. *Pericopis flavimedia* n. sp. Uma nova espécie de Pericopidae. **O Campo, Rio de Janeiro** 4: 30-31.
- MORAES, S. S & DUARTE, M. 2009. Morfologia comparada das três espécies do complexo *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera, Castniidae) com nova sinonímia. **Revista Brasileira de Entomologia**. 53 (2): 245-265.
- MURZIN, V. S. 2003. **The tiger moths of the former Soviet Union (Insecta: Lepidoptera: Arctiidae)**. Pensoft. Moscow. 242 pp.
- NIXON, C. K. & CARPENTER, J. M. 1993. On outgroups. **Cladistics** 9: 413-426.
- NIXON, K. C. 2002. *WinClada* v. 1.00.08. Publicado pelo autor. New York. <http://taxonomy.zoology.gla.ac.uk/rod>.
- PERTY, J. A. M. [1833]. In SPIX, J. B. **Von Delectus animalium articulorum brasiliam** 3: 125-224
- PIERCE, F. N. 1909. **The genitalia of the group Noctuidae of the Lepidoptera of the British Islands. An account of the morphology of the male clasping organs**. A. W. Duncan. Liverpool. 88 pp.
- PIERCE, F.N. 1914. **The genitalia of the group Geometridae of the Lepidoptera of the British Islands. An account of the morphology of the male clasping organs and the corresponding organs of the female**. A. W. Duncan. Liverpool. 84 pp.
- PINHEY, E. C. G. 1975. **Moths of southern Africa**. Tafelberg. Cape Town. 273 pp.
- PROUT, L. B. 1918. New moths in the Joicey collection. **Annals and Magazine of Natural History** (9)5: 286-293.
- REBEL, H. 1901. Von Ihrer Königl. Hoheit derPrinzessin Therese von Bayern auf einer Reise in Südamerika gesammelte insekten. III. Lepidoptera. In Therese, Prinzessin von Bayern, Rebel, H., Weymer, G. & Stichel, H. **Berliner Entomologische Zeitschrift** 46: 235-308.

- REICH, P. 1934. Neue südamerikanische Arctiiden. **International Entomologische Zeitschrift** **28**: 401-404.
- ROBINSON, G.S.1975. **Macrolepidoptera of Fuji and Rotuma. A taxonomic and geographic study**. E.W. Classey Ltd. Park Road Farington, Oxon SN7 7DR, 101–107.
- ROTHSCHILD, M., APLIN, R. T. COCKRUM, P. A., EDGAR, J. A., FAIRWEATHER, P. & LEES, R. 1979. Pyrrolizidine alkaloids in arctiid moths (Lep.) with a discussion on host plant relationships and the role of these secondary plant substances in the Arctiidae. **Biological Journal of the Linnean Society** **12**: 305-326.
- ROTHSCHILD, M. 1985. British aposematic Lepidoptera, pp. 9–62. *In*: Health, J. & Emmet, A. M. (Eds.). *The moths and butterflies of Great British and Ireland*. Harley Books. Colchester.
- SANDERFORD, M. V. 2009. Acoustic courtship in the Arctiidae, pp. 193–206. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae**. Oxford University Press, New York. 303 pp.
- SCHAUS, W. 1892. Descriptions of new species of Lepidoptera Heterocera from Brail, México and Peru. **Proceedings of the Zoological Society of London 1892**: 272-291.
- SCHAUS, W. 1901. Descriptions of some new species of Heterocera. **Annals and Magazine of Natural History (7)7**: 265-270.
- SCHAUS, W. 1910. New species of Heterocera from Costa Rica. **Annals and Magazine of Natural History (8)6**: 189-211.
- SCHAUS, W. 1927 New Species of Heterocera (Lepidoptera) From Central and South America. **Proceedings of the Entomological Society of Washington. 29**: 101-111.
- SCHNEIDER, D., BOPPRÉ, M., ZWEIG, J., HORSLEY, S. B., BELL, T. W., MEINWALD, J., HANSEN, K. & DIEHL, E. D. 1982. Scent organ development in Creanotos moth: Regulation by pyrrolizidine alkaloids. **Science** **215**: 1264–1265.

- 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 Univ. Press, Oxford. 440 pp.
- SCOTLAND, R. E. & PENNINGTON, R. T. 2000. Homology and Systematics: coding characters for phylogenetic analysis. **The Systematic Association Special Volume Series 58**. Taylor & Francis. London and New York. 217 pp.
- SEITZ, A. 1913. The Palearctic Bombyces and Sphinges, pp. 43–108. *In* Seitz, A. (Ed.). **The macrolepidoptera of the world**. Alfred Kernen, Stuttgart. Vol. 2.
- SIBATANI, A., OGATA, M., OKADA Y. & OKAGAKI H.. 1954. Male genitália of Lepidoptera: morphology and nomenclature. I. Divisions of the valvae in Rhopalocera, Phalaenidae (= Noctuidae) and Geometridae. **Annals of Entomological Society of America 47**: 93-106.
- SIMMONS, R. 2009. Adaptive coloration and mimicry, pp 115–126. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae**. Oxford University Press, New York. 303 pp.
- SNODGRASS, R. E. 1935. **Principles of insect morphology**. McGraw-Hill Book Company. New York. 667 pp.
- STOLL, C. 1790. **De Uitlandsche Kapellen (Aanhangsel)**: 43-184. Amsterdam, Baalde. 151 pp.
- STRAND, E. 1911. Eine neue Pericopiidae aus Brasilien. **Internationale entomologische Zeitschrift 5**: 77.
- STRAND, E. 1919. Arctiidae: subfam. Arctiinae. *In*: H. Wagner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 22**. W. Junk, Berlin. 416 pp.
- STRAND, E. 1921. Systematisch-faunistische Beiträge zur Kenntnis exotischer Heterocera und Grypocera. **Archiv für Naturgeschichte 86A7**: 113-172.
- SULZER, J. H. 1776. **Geschichte Insecten 1**. Zürich. 274 pp.
- SWINHOE, C., 1892. **Catalogue of Eastern and Australian Lepidoptera Heterocera in the**

- collection of The Oxford Museum, part I, Sphinges and Bombyces.** At The Clarendon Press, Oxford, 324 pp.
- TOULGOËT, H. 1988a. Description de nouvelles espèces d'Arctiides d'Amérique latine et centrale (25^a note) (Lepidoptera Arctiidae Pericopinae). **Revue française d'entomologie** **10** (1): 17-24.
- TOULGOËT, H. 1988b. Description de nouvelles Arctiides d'Amérique latine (26^a note) (Lep.). **Bulletin de la société entomologique de France** **93**: 111-117.
- TOULGOËT, H. 1990. Description de nouvelles Arctiides d'Amérique latine (33^a note) (Lepidoptera, Arctiidae). **Revue française d'entomologie** **12**: 59-65.
- TRAVASSOS, F. L. 1947. Redescrção de *Pericopis picta* (Guerrin, 1844) (Lepidoptera, Pericopidae, estudos de suas fases cromaticas e dados bionômicos. **Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo** **5**: 483–538.
- van Nieukerken, E. J., Kaila, L., Kitching, I. J., Kristensen, N. P., Lees, D. C., Minet, J., Mitter, C., Mutanen, M., Regier, J. C., Simonsen, T. J., Wahlberg, N., Yen, S.-H., Zahiri, R., Adamski, D., Baixeras, J., Bartsch, D., Bengtsson, B. Å., Brown, J. W., Bucheli, S. R., Davis, D. R., De Prins, J., De Prins, W., Epstein, M. E., Gentili-Poole, P., Gielis, C., Hättenschwiler, P., Hausmann, A., Holloway, J. D., Kallies, A., Karsholt, O., Kawahara, A. Y., Koster, S. (J.C.), Kozlov, M., Lafontaine, J. D., Lamas, G., Landry, J. -F., Lee, S., Nuss, M., Penz, C., Rota, J., Schmidt, B. C., Schintlmeister, A., Sohn, J. -C., Solis, M. A., Tarmann, G. M., Warren, A. D., Weller, S., Yakovlev, R. V., Zolotuhin, V., & Zwick, A. 2011. Order Lepidoptera Linnaeus, pp. 212-221. *In*: Zhang, Z. Q. (Ed): Animal biodiversity: An outline of higher level classification and survey of taxonomic richness **Zootaxa**, **3148**: 1-237.
- WAGNER, L. D. 2005. **Caterpillars of Eastern North America: A guidet o identification and natural history.** Princeton University press. Princeton.
- WAGNER, L. D. 2009. The immature stages: Structure, function, behavior and ecology, pp. 31–54. *In*: Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae.** Oxford University Press, New York. 303 pp.

- WALKER, F. 1854. **List of Specimens of Lepidopterous Insects in the Collection of the British Museum. 1.** E. Newman. London. 1–278.
- WALKER, F. 1855. **List of the specimens of Lepidopterous insects in the collection of the British Museum. 4.** E. Newman. London. 776-976.
- WALKER, F. 1856. **List of the specimens of Lepidopterous insects in the collection of the British Museum. 7.** E. Newman. London. 1509-1808.
- WALKER, F. 1862. Characters of undescribed Lepidoptera in the collection of W. W. Saunders, Esq. **Transactions of the Entomological Society of London (3)1:** 70-128, 263-279.
- WALKER, F. 1865. **List of the specimens of Lepidopterous insects in the collections of the British Museum. 31.** E. Newman. London 321 pp.
- WALKER, F. 1869. **Characters of undescribed Lepidoptera Heterocera.** Trustees of the British Museum. London. 112 pp.
- WARREN, W. 1904. New American Thyrididae, Uraniidae, and Geometridae. **Novitates Zoologicae 11:** 1-173.
- WATSON, A.; FLETCHER, D. S. & NYE, I. W. B. 1980. Noctuoidea (parte), volume 2: Arctiidae, Cicytiidae, Ctenuchidae, Dilobidae, Diopitidae, 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.; 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; DACOSTA, M.; SIMMONS, R.; DITTMAR, K. & WHITING, M. 2009. Evolution and taxonomic confusion in Arctiidae, pp. 11-30. *In:* Conner, W. E. (Ed.). **Tiger Moths and woolly bears: behavior, ecology and evolution of the Arctiidae.** Oxford University Press, New York. 303 pp.

- WEYMER, G. 1895. Exotische Lepidopteren VIII. Beitrag zur Lepidopterenfauna von Rio Grande do Sul. **Stettiner Entomologische Zeitung** 55: 311-333.
- WEYMER, G. 1914. *In* Strand, E. **Lepidoptera Niepeltiana**. Leipzig, Urban & Co. 64 pp.
- WINTER, W. D. 2000. Basic techniques for observing and studying moths and butterflies. **Memoirs of the Lepidopterists' Society** 5: 1-444.
- ZAHIRI, R., KITCHING, I. J., LAFONTAINE, J. D., MUTANEN, M., KAILA, L., HOLLOWAY, J. D. & WAHLBERG, N. 2010. A new molecular phylogeny offers hope for a stable family level classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). **Zoologica Scripta** 2010: 1-16.
- ZAHIRI, R., HOLLOWAY, J. D., KITCHING, I. J., LAFONTAINE J., MUTANEN, M. & WAHLBERG, N. 2012. Molecular phylogenetics of Erebidae (Lepidoptera, Noctuoidea). **Systematic Entomology** 37: 102-124.
- ZERNY, H. 1912. Syntomidae. *In*: Strand, E. (Ed.). **Lepidopterorum Catalogus, Pars 7**. W. Junk, Berlin. 179 pp.

8. Apêndices.

I: Tabelas

Tabela 1. Gêneros atualmente válidos em Pericopina com o respectivo número de espécies (Adaptado de WATSON & GOODGER 1986 e LAMAS & GRADOS 1996). Nomes em vermelho representam gêneros não relacionados à Pericopina, nomes em azul representam gêneros sinonimizados, gêneros em verde representam gêneros sinonimizados em *Dysschema* Hübner.

| Gênero | n° de espécies | Gênero | n° de espécies | Gênero | n° de espécies |
|------------------------------|----------------|--------------------------------|----------------|-------------------------------|----------------|
| <i>Dysschema</i> Hübner | 88 | <i>Phaloe</i> Guérin-Méneville | 6 | <i>Phaloesia</i> Walker | 2 |
| <i>Hyalurga</i> Hübner | 43 | <i>Gnophaela</i> Walker | 6 | <i>Mesenchroa</i> Felder | 2 |
| <i>Hypocrita</i> Hübner | 39 | <i>Euchlaenidia</i> Hampson | 5 | <i>Josiomorphoides</i> Hering | 2 |
| <i>Calodesma</i> Hübner | 21 | <i>Antiotricha</i> Felder | 6 | <i>Episcea</i> Warren | 2 |
| <i>Crocomela</i> Kirby | 19 | <i>Notophyson</i> Boisduval | 5 | <i>Zigira</i> Walker | 1 |
| <i>Chetone</i> Boisduval | 19 | <i>Sthenognatha</i> Felder | 4 | <i>Seileria</i> Dognin | 1 |
| <i>Pseudophaloe</i> Hering | 17 | <i>Cyanarctia</i> Hampson | 3 | <i>Scearctia</i> Hering | 1 |
| <i>Thyrgis</i> Walker | 11 | <i>Composia</i> Hübner | 3 | <i>Pteroodes</i> Butler | 1 |
| <i>Isostola</i> Felder | 11 | <i>Thermidarctia</i> Talbot | 2 | <i>Josiomorpha</i> Felder | 1 |
| <i>Xenosoma</i> Felder | 8 | <i>Syntomidopsis</i> Hering | 2 | <i>Eucyanoides</i> Toulgoët | 1 |
| <i>Ctenuchidia</i> Grote | 8 | <i>Sphaeromachia</i> Grote | 2 | <i>Ephestris</i> Hübner | 1 |
| <i>Sagaropsis</i> Hering | 7 | <i>Sermyla</i> Walker | 2 | <i>Didaphne</i> Berg | 1 |
| <i>Heliactinidia</i> Hampson | 7 | | | <i>Are</i> Walker | 1 |

Tabela 2. Material dissecado

| Etiqueta | Espécie | Localidade | Sexo | Instituição |
|---------------|------------------------------|------------------------------------|------|-------------|
| Genitália 85 | <i>Phaloe cruenta</i> | BR, Paraná, Ponta Grossa | ♂ | MZSP |
| Genitália 86 | <i>Sermyla transversa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 87 | <i>Dysschema sacrifica</i> | BR, Minas Gerais, Paraopeba | ♂ | MZSP |
| Genitália 88 | <i>Dysschema picta</i> | – | ♂ | MZSP |
| Genitália 89 | <i>Calodesma amica</i> | BR, São Paulo, São Paulo | ♂ | MZSP |
| Genitália 90 | <i>Dysschema sacrifica</i> | BR, São Paulo, São Paulo | ♀ | MZSP |
| Genitália 91 | <i>Dysschema picta</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 92 | <i>Calodesma amica</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 93 | <i>Phaloe cruenta</i> | BR, São Paulo, Anhembi | ♀ | MZSP |
| Genitália 94 | <i>Dysschema irene</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 95 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 96 | <i>Chetone catilina</i> | BR, Pará, Cachimbó | ♂ | MZSP |
| Genitália 97 | <i>Dysschema fantasma</i> | BR, São Paulo, Campos do Jordão | ♂ | MZSP |
| Genitália 98 | <i>Dysschema neda</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 99 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | BR, Rio de Janeiro, Teresópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 100 | <i>Dysschema anadema</i> | BR, Goiás, Cabeceiras | ♂ | MZSP |
| Genitália 105 | <i>Phaloe cruenta</i> | BR, São Paulo, Anhembi | ♀ | MZSP |
| Genitália 106 | <i>Chetone catilina</i> | BR, São Paulo, Indiana | ♀ | MZSP |
| Genitália 107 | <i>Stenognatha gentilis</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 108 | <i>Stenognatha gentilis</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 120 | <i>Dysschema boisduvalii</i> | BR, Paraíba, Mamanguapé | ♂ | MZSP |
| Genitália 121 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, Rio de Janeiro, Angra dos Reis | ♂ | MZSP |
| Genitália 122 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 123 | <i>Dysschema fantasma</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 124 | <i>Calodesma amica</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 125 | <i>Dysschema picta</i> | BR, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro | ♀ | MZSP |
| Genitália 126 | <i>Hypocrita bicolora</i> | BR, Pará, Santarém | ♂ | MZSP |
| Genitália 127 | <i>Dysschema picta</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 128 | <i>Dysschema centenária</i> | BR, São Paulo, Campos do Jordão | ♀ | MZSP |
| Genitália 129 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Santo Amaro | ♀ | MZSP |
| Genitália 130 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 131 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, São Sebastião | ♂ | MZSP |
| Genitália 132 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 133 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 134 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Alto da Serra | ♂ | MZSP |
| Genitália 135 | <i>Calodesma amica</i> | BR, São Paulo, Araçatuba | ♀ | MZSP |
| Genitália 137 | <i>Dysschema unifascia</i> | BR, Minas Gerais | ♀ | MZSP |
| Genitália 138 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 139 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Minas Gerais, Belo Horizonte | ♀ | MZSP |

| | | | | |
|----------------------|------------------------------|-----------------------------------|---|------|
| Genitália 140 | <i>Dysschema fenestrata</i> | – | ♂ | MZSP |
| Genitália 141 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 142 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 143 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 144 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 146 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Minas Gerais, Belo Horizonte | ♀ | MZSP |
| Genitália 147 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, Santa Catarina, Joinville | ♀ | MZSP |
| Genitália 148 | <i>Dysschema neda</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 149 | <i>Dysschema neda</i> | BR, Santa Catarina, Joinville | ♀ | MZSP |
| Genitália 150 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 155 | <i>Dysschema neda</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 156 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Minas Gerais, Gov. Valadares | ♀ | MZSP |
| Genitália 157 | <i>Calodesma amica</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♀ | MZSP |
| Genitália 158 | <i>Dysschema irene</i> | BR, São Paulo, Poloni | ♀ | MZSP |
| Genitália 159 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Minas Gerais, Belo Horizonte | ♀ | MZSP |
| Genitália 161 | <i>Sermyla transversa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 162 | <i>Hyalurga fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 163 | <i>Hyalurga fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 164 | <i>Dysschema luctuosum</i> | BR, Santa Catarina, Rio Vermelho | ♂ | MZSP |
| Genitália 165 | <i>Dysschema sacrificia</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♀ | MZSP |
| Genitália 166 | <i>Dysschema boisduvalii</i> | BR, São Paulo, Poloni | ♀ | MZSP |
| Genitália 167 | <i>Dysschema marginata</i> | BR, São Paulo, Cantareira | ♀ | MZSP |
| Genitália 168 | <i>Euchlaenidia truncisa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 169 | <i>Calodesma contracta</i> | BR, São Paulo, Poloni | ♀ | MZSP |
| Genitália 170 | <i>Dysschema luctuosum</i> | BR, São Paulo, Campos do Jordão | ♂ | MZSP |
| Genitália 171 | <i>Dysschema marginata</i> | BR, Rio de Janeiro, Itatiaia | ♂ | MZSP |
| Genitália 172 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | BR, Goiás, Cabeceiras | ♂ | MZSP |
| Genitália 173 | <i>Dysschema marginata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 174 | <i>Dysschema trapeziata</i> | BR, São Paulo, Campos do Jordão | ♂ | MZSP |
| Genitália 175 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, São Paulo, Barueri | ♀ | MZSP |
| Genitália 176 | <i>Hypocrita temperata</i> | BR, Pará | ♀ | MZSP |
| Genitália 177 | <i>Hypocrita diana</i> | BR, Pará, Utinga | ♀ | MZSP |
| Genitália 178 | <i>Hypocrita rubifascia</i> | BR, Pará | ♀ | MZSP |
| Genitália 179 | <i>Hypocrita bicolora</i> | BR, Pará, Taperinha | ♀ | MZSP |
| Genitália 180 | <i>Dysschema hilarina</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♂ | MZSP |
| Genitália 181 | <i>Dysschema hilarina</i> | BR, Paraná, São Bento do Sul | ♂ | MZSP |
| Genitália 182 | <i>Dysschema boisduvalii</i> | BR, Rio de Janeiro, Teresópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 183 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, São Paulo, Barueri | ♂ | MZSP |
| Genitália 184 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, São Paulo, Peruíbe | ♂ | MZSP |
| Genitália 185 | <i>Euchlaenidia truncisa</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♂ | MZSP |
| Genitália 186 | <i>Ephestris melaxantha</i> | BR, São Paulo, São Paulo ??? | ♂ | MZSP |
| Genitália 187 | <i>Notophyson tiresias</i> | BR, Rio de Janeiro, Jacarepaguá | ♂ | MZSP |

| | | | | |
|----------------------|-------------------------------|------------------------------------|---|------|
| Genitália 188 | <i>Notophyson heliconides</i> | BR, Pernambuco, Recife | ♂ | MZSP |
| Genitália 189 | <i>Dysschema lycaste</i> | MEX, Chiapas, Motozintla | ♂ | MZSP |
| Genitália 190 | <i>Notophyson tiresias</i> | BR, Rio de Janeiro, Jacarepaguá | ♀ | MZSP |
| Genitália 191 | <i>Ephestris melaxantha</i> | – | ♀ | MZSP |
| Genitália 192 | <i>Sermyla transversa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 193 | <i>Dysschema tricolora</i> | BR, Pará, Óbidos | ♀ | MPEG |
| Genitália 194 | <i>Dysschema practioides</i> | Ecuador | ♀ | MNRJ |
| Genitália 195 | <i>Dysschema marginalis</i> | Colômbia, Cali | ♂ | MZSP |
| Genitália 196 | <i>Hypocrita plagifera</i> | BR, Amazonas, Borba | ♂ | MZSP |
| Genitália 197 | <i>Hypocrita bicolora</i> | BR, Pará, Taperinha | ♂ | MZSP |
| Genitália 198 | <i>Gnophaela vermiculata</i> | USA, Yellowstone | ♂ | MZSP |
| Genitália 199 | <i>Hypocrita plagifera</i> | BR, Amazonas, Borba | ♂ | MZSP |
| Genitália 200 | <i>Dysschema marginalis</i> | Bolívia, Pungas del Palmar | ♂ | MZSP |
| Genitália 201 | <i>Stenognatha gentilis</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 202 | <i>Phaloe cruenta</i> | – | ♂ | MZSP |
| Genitália 203 | <i>Hyalurga temperata</i> | BR, Amazonas, Tefé | ♂ | MZSP |
| Genitália 204 | <i>Gnophaela latipenis</i> | USA, Yellowstone | ♂ | MZSP |
| Genitália 210 | <i>Dysschema sp1</i> | BR, São Paulo, Campos do Jordão | ♂ | MZSP |
| Genitália 211 | <i>Dysschema leucophaea</i> | MEX, Chiapas, Motozintla | ♂ | MZSP |
| Genitália 212 | <i>Phaloesia saucia</i> | – | ♂ | MZSP |
| Genitália 213 | <i>Dysschema centenaria</i> | BR, Minas Gerais, Caxambu | ♂ | MZSP |
| Genitália 214 | <i>Hyalurga syma</i> | BR, São Paulo, Indiana | ♂ | MZSP |
| Genitália 220 | <i>Hyalurga leucophaea</i> | BR, Rio de Janeiro, Angra dos Reis | ♂ | MZSP |
| Genitália 221 | <i>Dysschema thyrindina</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♂ | MZSP |
| Genitália 222 | <i>Calodesma maculifrons</i> | Colômbia, Cali | ♂ | MZSP |
| Genitália 227 | <i>Phaloesia saucia</i> | Venezuela | ♀ | MNRJ |
| Genitália 228 | <i>Dysschema centenaria</i> | Paraguai, Vila Rica | ♀ | MNRJ |
| Genitália 229 | <i>Phaloe cruenta</i> | BR, Paraná, Porto Cabral | ♀ | MZSP |
| Genitália 233 | <i>Dysschema imitata</i> | – | ♂ | MZSP |
| Genitália 234 | <i>Dysschema palmeri</i> | Bolívia, Pungas del Palmar | ♂ | MZSP |
| Genitália 235 | <i>Hypocrita plagifera</i> | BR, Pará, Tapajós | ♀ | MZSP |
| Genitália 236 | <i>Sermyla transversa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 237 | <i>Dysschema holofernes</i> | BR, São Paulo, São Paulo ??? | ♀ | MZSP |
| Genitália 238 | <i>Dysschema forbesi</i> | BR, Bahia, Ilhéus | ♀ | MZSP |
| Genitália 239 | <i>Dysschema palmeri</i> | Ecuador | ♀ | MNRJ |
| Genitália 240 | <i>Dysschema sp2</i> | BR, Rio de Janeiro, Itatiaia | ♂ | MZSP |
| Genitália 241 | <i>Dysschema tricolora</i> | BR, Pará, Canindé | ♂ | MZSP |
| Genitália 242 | <i>Dysschema tricolora</i> | BR, Pará, Óbidos | ♂ | MZSP |
| Genitália 243 | <i>Dysschema rosina</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♂ | MZSP |
| Genitália 244 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 245 | <i>Dysschema damon</i> | Peru, Huanuco, Sático | ♀ | MZSP |
| Genitália 246 | <i>Hyalurga leucophaea</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♀ | MZSP |

| | | | | |
|----------------------|-------------------------------|--------------------------------------|---|------|
| Genitália 247 | <i>Dysschema hilara</i> | Argentina, Misiones, Eldorado | ♀ | MZSP |
| Genitália 248 | <i>Dysschema schadei</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♀ | MZSP |
| Genitália 249 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro | ♀ | MNRJ |
| Genitália 250 | <i>Dysschema vestalis</i> | BR, Rio de Janeiro, Angra dos Reis | ♂ | MZSP |
| Genitália 251 | <i>Dysschema boisduvalii</i> | BR, Minas Gerais, Don Joaquim | ♂ | MZSP |
| Genitália 252 | <i>Dysschema parviplaga</i> | Bolívia, Chuquisaca | ♂ | MZSP |
| Genitália 253 | <i>Dysschema molesta</i> | Equador, Porto Belo | ♂ | MZSP |
| Genitália 254 | <i>Dysschema thyridina</i> | Perú, Iquitos | ♂ | MZSP |
| Genitália 255 | <i>Gnophaella latipenis</i> | USA, Lake Tahoe | ♀ | MZSP |
| Genitália 256 | <i>Gnophaella latipenis</i> | USA, Lake Tahoe | ♀ | MZSP |
| Genitália 257 | <i>Gnophaella vermiculata</i> | USA, Yellowstone | ♀ | MZSP |
| Genitália 258 | <i>Hyalurga fenestrata</i> | BR, Rio de Janeiro, Angra dos Reis | ♀ | MZSP |
| Genitália 259 | <i>Hyalurga syma</i> | BR, São Paulo | ♀ | MZSP |
| Genitália 260 | <i>Dysschema evanescens</i> | BR, Pará, Utinga | ♂ | MZSP |
| Genitália 261 | <i>Dysschema evanescens</i> | BR, Distrito Federal, Parque do Gama | ♂ | MZSP |
| Genitália 262 | <i>Dysschema jansonis</i> | Colômbia, Cali | ♂ | MZSP |
| Genitália 263 | <i>Dysschema jansonis</i> | BR, Amazonas | ♂ | MZSP |
| Genitália 264 | <i>Dysschema jansonis</i> | Colômbia, Cali | ♂ | MZSP |
| Genitália 265 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, Rio de Janeiro, Angra dos Reis | ♀ | MZSP |
| Genitália 266 | <i>Dysschema picta</i> | BR, São Paulo, São Paulo (Ypiranga) | ♀ | MZSP |
| Genitália 267 | <i>Dysschema neda</i> | - | ♀ | MZSP |
| Genitália 268 | <i>Dysschema neda</i> | BR, Santa Catarina, Joinville | ♀ | MZSP |
| Genitália 269 | <i>Dysschema boisduvalii</i> | BR, São Paulo, Poloni | ♀ | MZSP |
| Genitália 270 | <i>Phaegoptera chorina</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 271 | <i>Hypercompe abdominalis</i> | BR, Paraná, Rolândia | ♂ | MZSP |
| Genitália 272 | <i>Euchaetes rosina</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 273 | <i>Opharus intermedia</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 274 | <i>Hypercompe abdominalis</i> | - | ♂ | MZSP |
| Genitália 275 | <i>Dysschema tricolora</i> | BR, Pará, Óbidos | ♀ | MZSP |
| Genitália 276 | <i>Phaegoptera chorina</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 277 | <i>Hypercompe abdominalis</i> | BR, São Paulo, Sumaré | ♀ | MZSP |
| Genitália 278 | <i>Euchaetes rosina</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 279 | <i>Opharus intermedia</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♀ | MZSP |
| Genitália 280 | <i>Euryptidia univitta</i> | BR, São Paulo, Alto da Serra | ♂ | MZSP |
| Genitália 281 | <i>Chetone catilina</i> | BR, Pará, Cachimbó | ♂ | MZSP |
| Genitália 282 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, São Paulo, Juquiá | ♂ | MZSP |
| Genitália 283 | <i>Utetheisa ornatix</i> | BR, São Paulo, Cantareira | ♂ | MZSP |
| Genitália 285 | <i>Utetheisa ornatix</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 286 | <i>Euryptidia univitta</i> | BR, São Paulo, Cantareira | ♀ | MZSP |
| Genitália 287 | <i>Utetheisa ornatix</i> | BR, Amazonas, Manicoré | ♀ | MZSP |
| Genitália 288 | <i>Utetheisa ornatix</i> | BR, São Paulo, Cantareira | ♀ | MZSP |
| Genitália 295 | <i>Notophyson heliconides</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♀ | MZSP |

| | | | | |
|----------------------|------------------------------|-------------------------------------|---|------|
| Genitália 296 | <i>Notophyson tiresias</i> | BR, Rio de Janeiro | ♀ | MZSP |
| Genitália 297 | <i>Dysschema picta</i> | BR, Santa Catarina, Rio Vermelho | ♀ | MZSP |
| Genitália 298 | <i>Stenognatha gentilis</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 299 | <i>Ephestris melaxantha</i> | - | ♀ | MZSP |
| Genitália 300 | <i>Dysschema marginata</i> | BR, Espirito Santo, Rio Lamego | ♀ | MZSP |
| Genitália 301 | <i>Hypocrita plagifera</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♀ | MZSP |
| Genitália 302 | <i>Hypocrita bicolora</i> | - | ♀ | MZSP |
| Genitália 303 | <i>Dysschema eurocilia</i> | Equador | ♀ | MZSP |
| Genitália 304 | <i>Euchlaenidia truncisa</i> | BR, Santa Catarina, Harmonina | ♀ | MZSP |
| Genitália 305 | <i>Euryptidia univitta</i> | BR, São Paulo, Cotia | ♀ | MZSP |
| Genitália 306 | <i>Chetone histrio</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♀ | MZSP |
| Genitália 307 | <i>Chetone phaeba</i> | BR, Amazonas, Benjamin Constant | ♀ | MZSP |
| Genitália 308 | <i>Dysschema irene</i> | - | ♀ | MZSP |
| Genitália 309 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Pará, Santarém | ♀ | MZSP |
| Genitália 317 | <i>Dysschema viduopsis</i> | Panamá, Lino | ♂ | ZBHM |
| Genitália 318 | <i>Dysschema ultima</i> | Panamá, Lino | ♂ | ZBHM |
| Genitália 319 | <i>Dysschema molesta</i> | Colômbia | ♂ | ZBHM |
| Genitália 320 | <i>Dysschema irene</i> | BR, Rio de Janeiro, Teresópolis | ♀ | MZSP |
| Genitália 321 | <i>Dysschema eurocilia</i> | Equador | ♀ | MZSP |
| Genitália 322 | <i>Dysschema eurocilia</i> | BR, Amazonas, São Paulo de Olivença | ♀ | MZSP |
| Genitália 323 | <i>Dysschema eurocilia</i> | Perú, Iquitos | ♀ | MZSP |
| Genitália 324 | <i>Dysschema bivittata</i> | Equador | ♀ | MZSP |
| Genitália 325 | <i>Dysschema practioides</i> | Colômbia, Tumaco | ♂ | ZBHM |
| Genitália 326 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia, Cauca | ♂ | ZBHM |
| Genitália 327 | <i>Dysschema talboti</i> | Bolívia, Rio Songo | ♂ | ZBHM |
| Genitália 328 | <i>Dysschema moseroides</i> | Bolívia, Rio Songo | ♂ | ZBHM |
| Genitália 329 | <i>Dysschema montezuma</i> | México, Coscomatepec | ♂ | MNHN |
| Genitália 330 | <i>Dysschema mosera</i> | Equador, Misahuali | ♂ | MNHN |
| Genitália 331 | <i>Dysschema thyridina</i> | Equador, Misahuali | ♂ | MNHN |
| Genitália 332 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Peru, Chanchamayo | ♂ | MNHN |
| Genitália 333 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Bolívia, La Paz | ♂ | MNHN |
| Genitália 334 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Equador, Gualaceo/Mendez | ♂ | MNHN |
| Genitália 337 | <i>Dysschema constans</i> | - | ♂ | ZBHM |
| Genitália 338 | <i>Dysschema aethiops</i> | - | ♀ | ZBHM |
| Genitália 339 | <i>Dysschema practioides</i> | Equador, Rio Pastazza | ♀ | ZBHM |
| Genitália 340 | <i>Dysschema leucophaea</i> | Guatemala, Reserva Refugio Quetzal | ♂ | MZSP |
| Genitália 341 | <i>Dysschema zeladon</i> | Guatemala, Reserva Refugio Quetzal | ♂ | MZSP |
| Genitália 342 | <i>Dysschema porioni</i> | Peru, Pedro Ruiz/Rioja | ♂ | MZSP |
| Genitália 343 | <i>Dysschema mosera</i> | Peru, Cuzco | ♂ | MNHN |
| Genitália 344 | <i>Dysschema thetis</i> | Guatemala, Quiche | ♂ | MZSP |
| Genitália 345 | <i>Dysschema evanescens</i> | Colômbia, Meta | ♂ | MNHN |
| Genitália 346 | <i>Dysschema cerialis</i> | Costa Rica, Parque Nac. Juan Castro | ♂ | MZSP |

| | | | | |
|----------------------|-----------------------------------|----------------------------------|---|------|
| Genitalia 347 | <i>Dysschema sp3</i> | Equador, Ocidente, Quito | ♂ | MNHN |
| Genitalia 348 | <i>Dysschema semirufa</i> | Peru, Olmos | ♀ | MNHN |
| Genitalia 349 | <i>Dysschema semirufa</i> | Equador, Rio Negro | ♀ | MNHN |
| Genitalia 350 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia | ♀ | ZBHM |
| Genitalia 351 | <i>Dysschema hilara</i> | - | ♀ | ZBHM |
| Genitalia 352 | <i>Dysschema grassator</i> | Colômbia, Mocoa | ♀ | ZBHM |
| Genitalia 353 | <i>Dysschema varrifascia</i> | - | ♀ | ZBHM |
| Genitalia 354 | <i>Dysschema sp3</i> | Equador, Balzapamba | ♀ | MNHN |
| Genitalia 355 | <i>Dysschema damon</i> | Bolívia, Caramari/Palo Blancos | ♀ | MNHN |
| Genitalia 356 | <i>Dysschema talboti</i> | Peru, Olmos | ♂ | MNHN |
| Genitalia 357 | <i>Dysschema talboti</i> | Equador, Baeza/Lumbaqui | ♂ | MNHN |
| Genitalia 358 | <i>Gardinia magnifica</i> | Costa Rica, Juan Vina | ♂ | BMNH |
| Genitalia 359 | <i>Are drury</i> | - | ♂ | BMNH |
| Genitalia 360 | <i>Dysschema dissimulata</i> | Equador, Baeza/Tena | ♀ | MNHN |
| Genitalia 361 | <i>Dysschema damon</i> | Bolívia, N. Yungas | ♀ | MNHN |
| Genitalia 362 | <i>Gardinia magnifica</i> | Venezuela, Mérida | ♀ | BMNH |
| Genitalia 363 | <i>Are drury</i> | Jamaica | ♀ | BMNH |
| Genitalia 370 | <i>Dysschema fenestrata</i> | BR, Rio de Janeiro | ♂ | BMNH |
| Genitalia 372 | <i>Dysschema amphissa</i> | BR, São Paulo, Jundiaí | ♂ | MZSP |
| Genitalia 378 | <i>Inopsis catoxantha</i> | México | ♂ | BMNH |
| Genitalia 379 | <i>Antiotricha integra</i> | Colômbia | ♀ | BMNH |
| Genitalia 382 | <i>Inopsis catoxantha</i> | México, Guerrero, Xucumanatlan | ♀ | BMNH |
| Genitalia 383 | <i>Syntomidopsis variegata</i> | Jamaica, New Castle | ♀ | BMNH |
| Genitalia 384 | <i>Pterodes longipennis</i> | Honduras, San Pedro Sula | ♀ | BMNH |
| Genitalia 385 | <i>Syntomidopsis variegata</i> | Jamaica, New Castle | ♂ | BMNH |
| Genitalia 386 | <i>Pterodes longipennis</i> | Honduras, San Pedro Sula | ♂ | BMNH |
| Genitalia 387 | <i>Sagaropsis horae</i> | Panamá, Volcan Chiquiri | ♂ | BMNH |
| Genitalia 388 | <i>Heliactinidia chingiunda</i> | Equador | ♂ | BMNH |
| Genitalia 389 | <i>Xenossoma nigricosta</i> | Honduras, Ruatan | ♂ | BMNH |
| Genitalia 390 | <i>Pseudophaloe verania</i> | Honduras, San Pedro Sula | ♂ | BMNH |
| Genitalia 391 | <i>Thyrgis militta</i> | Peru, Upper Maranon | ♂ | BMNH |
| Genitalia 392 | <i>Thyrgis angustifascia</i> | Colômbia, Medina | ♂ | BMNH |
| Genitalia 393 | <i>Josiomorpha penetrata</i> | México, VeraCruz, Huatuxco | ♂ | BMNH |
| Genitalia 394 | <i>Crocomela erectistria</i> | Equador, Enve d'Ambato | ♂ | BMNH |
| Genitalia 395 | <i>Sagaropsis horae</i> | Colômbia, Cudinamarca, Guadalete | ♀ | BMNH |
| Genitalia 396 | <i>Heliactinidia chingiunda</i> | Colômbia, Palmira | ♀ | BMNH |
| Genitalia 397 | <i>Xenossoma nigricosta</i> | Guatemala, Cucusa | ♀ | BMNH |
| Genitalia 398 | <i>Pseudophaloe verania</i> | México, Misantla | ♀ | BMNH |
| Genitalia 399 | <i>Thyrgis militta</i> | Equador, Rio Balsa | ♀ | BMNH |
| Genitalia 400 | <i>Thermidarctia thermidoides</i> | Venezuela, Mérida | ♂ | BMNH |
| Genitalia 401 | <i>Crocomela colorata</i> | Colômbia, Bogotá | ♂ | BMNH |
| Genitalia 402 | <i>Mesenochroa rogersi</i> | Costa Rica, Orosi | ♂ | BMNH |

| | | | | |
|----------------------|-----------------------------------|--------------------------------|---|------|
| Genitália 403 | <i>Ctenuchidia virgo</i> | Cuba, Santiago | ♂ | BMNH |
| Genitália 404 | <i>Podomachla apicalis</i> | África do Sul, Natal | ♂ | BMNH |
| Genitália 405 | <i>Nyctemera clathratum</i> | Indonésia, Ceram, Amahai | ♂ | BMNH |
| Genitália 406 | <i>Chiromachla leucanoë</i> | Nyasaland (Malauí) | ♂ | BMNH |
| Genitália 407 | <i>Secusio mania</i> | Nyasaland (Malauí) | ♂ | BMNH |
| Genitália 408 | <i>Secusio strigata</i> | Kenia, Taveta | ♂ | BMNH |
| Genitália 410 | <i>Thyrgis angustifascia</i> | Colômbia, Medina | ♀ | BMNH |
| Genitália 411 | <i>Josiomorpha penetrata</i> | México, Orizaba | ♀ | BMNH |
| Genitália 412 | <i>Thermidarctia thermidoides</i> | Venezuela | ♀ | BMNH |
| Genitália 413 | <i>Crocomela erectistria</i> | Equador | ♀ | BMNH |
| Genitália 414 | <i>Crocomela colorata</i> | Peru, Pozuzo | ♀ | BMNH |
| Genitália 415 | <i>Episcea extravagans</i> | BR, Santa Catarina | ♀ | BMNH |
| Genitália 416 | <i>Scearctia figulina</i> | BR, Bahia | ♀ | BMNH |
| Genitália 423 | <i>Dysschema parviplaga</i> | Peru, Yahuamayo | ♂ | BMNH |
| Genitália 424 | <i>Dysschema parviplaga</i> | Peru, La Union | ♂ | BMNH |
| Genitália 425 | <i>Ctenuchidia virgo</i> | Cuba, Santiago | ♀ | BMNH |
| Genitália 426 | <i>Mesenochroa rogersi</i> | Costa Rica, Monte Verde | ♀ | BMNH |
| Genitália 427 | <i>Secusio mania</i> | Nyasaland (Malauí) | ♀ | BMNH |
| Genitália 428 | <i>Secusio strigata</i> | Nyasaland (Malauí) | ♀ | BMNH |
| Genitália 429 | <i>Chiromachla leucanoë</i> | Nyasaland (Malauí) | ♀ | BMNH |
| Genitália 430 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Colômbia, Vilavicencio | ♂ | BMNH |
| Genitália 431 | <i>Dysschema molesta</i> | Colômbia, Muzo | ♂ | BMNH |
| Genitália 432 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | BR, Rio de Janeiro, Guapimirim | ♂ | BMNH |
| Genitália 433 | <i>Dysschema anadema</i> | Venezuela | ♂ | BMNH |
| Genitália 434 | <i>Dysschema anadema</i> | Venezuela | ♂ | BMNH |
| Genitália 435 | <i>Nyctemera clathratum</i> | Rivon? | ♀ | BMNH |
| Genitália 436 | <i>Podomachla apicalis</i> | África do Sul, Natal | ♀ | BMNH |
| Genitália 437 | <i>Dysschema semirufa</i> | Peru, Chanchamayo | ♀ | BMNH |
| Genitália 438 | <i>Dysschema talboti</i> | Bolívia, Chulumán | ♀ | BMNH |
| Genitália 439 | <i>Dysschema damon</i> | Peru, Chanchamayo | ♀ | BMNH |
| Genitália 440 | <i>Dysschema anadema</i> | Colômbia | ♂ | BMNH |
| Genitália 442 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | BR, Goiás, Campinas | ♂ | BMNH |
| Genitália 443 | <i>Dysschema unxia</i> | Peru, Yurimaguas | ♂ | BMNH |
| Genitália 444 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Equador | ♂ | BMNH |
| Genitália 445 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Equador | ♂ | BMNH |
| Genitália 446 | <i>Dysschema grassator</i> | Equador, Zamora | ♂ | BMNH |
| Genitália 447 | <i>Dysschema moseroides</i> | Bolívia, Cochabamba | ♀ | BMNH |
| Genitália 448 | <i>Dysschema mosera</i> | Bolívia, Rio Songo | ♀ | BMNH |
| Genitália 449 | <i>Dysschema dissimulata</i> | Peru, Rio Tabaconas | ♀ | BMNH |
| Genitália 450 | <i>Dysschema semirufa</i> | Peru, Rio Tabaconas | ♂ | BMNH |
| Genitália 451 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia, Medina | ♂ | BMNH |
| Genitália 452 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia, Canon de Tolima | ♂ | BMNH |

| | | | | |
|----------------------|------------------------------|-----------------------------------|---|------|
| Genitália 453 | <i>Dysschema grassator</i> | Equador, Zamora | ♂ | BMNH |
| Genitália 454 | <i>Dysschema moseroides</i> | Bolívia, Rio Songo | ♂ | BMNH |
| Genitália 455 | <i>Dysschema moseroides</i> | Peru, Rio Tabaconas | ♀ | BMNH |
| Genitália 456 | <i>Dysschema imitata</i> | Peru, Carabaya, Agualani | ♀ | BMNH |
| Genitália 457 | <i>Dysschema titan</i> | Equador, Normandia | ♀ | BMNH |
| Genitália 458 | <i>Dysschema jaonis</i> | Paraguai | ♀ | BMNH |
| Genitália 459 | <i>Dysschema jaonis</i> | Paraguai | ♀ | BMNH |
| Genitália 460 | <i>Dysschema damon</i> | Peru, La Merced | ♂ | BMNH |
| Genitália 461 | <i>Dysschema perplexa</i> | Costa Rica, La Selva | ♂ | BMNH |
| Genitália 462 | <i>Dysschema nigrivenata</i> | Equador, Balzapamba | ♂ | BMNH |
| Genitália 463 | <i>Dysschema mosera</i> | Peru, Chanchamayo | ♂ | BMNH |
| Genitália 464 | <i>Dysschema imitata</i> | Peru, Carabaya, Limbani | ♂ | BMNH |
| Genitália 465 | <i>Dysschema howardi</i> | EUA | ♀ | BMNH |
| Genitália 466 | <i>Dysschema umbra</i> | Honduras, San Pedro Sula | ♀ | BMNH |
| Genitália 467 | <i>Dysschema rhea</i> | Yurua (Juruá?) | ♀ | BMNH |
| Genitália 468 | <i>Dysschema hodeva</i> | Peru, Chanchamayo | ♀ | BMNH |
| Genitália 469 | <i>Dysschema hodeva</i> | Peru, Huanuco | ♀ | BMNH |
| Genitália 470 | <i>Dysschema arema</i> | Colômbia, Sierra Nevada | ♂ | BMNH |
| Genitália 471 | <i>Dysschema howardi</i> | México | ♂ | BMNH |
| Genitália 472 | <i>Dysschema humeralis</i> | México, Hidalgo | ♂ | BMNH |
| Genitália 473 | <i>Euchlaenidia truncisa</i> | BR, Rio de Janeiro, Itatiaia | ♂ | MZSP |
| Genitália 474 | <i>Hypocrita bicolora</i> | BR, Santa Catarina, Nova Teutônia | ♂ | BMNH |
| Genitália 475 | <i>Dysschema recta</i> | Colômbia, Rio D'Agua | ♀ | BMNH |
| Genitália 476 | <i>Dysschema leonina</i> | Costa Rica, Orosi | ♀ | BMNH |
| Genitália 477 | <i>Dysschema leonina</i> | Costa Rica, Tapanti | ♀ | BMNH |
| Genitália 478 | <i>Dysschema aorsa</i> | Costa Rica | ♀ | BMNH |
| Genitália 479 | <i>Dysschema disjuncta</i> | Guatemala | ♀ | BMNH |
| Genitália 480 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | BR, São Paulo, Araçatuba | ♂ | MZSP |
| Genitália 481 | <i>Phaloe cruenta</i> | BR, São Paulo, Anhembi | ♂ | MZSP |
| Genitália 482 | <i>Sermyla transversa</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | MZSP |
| Genitália 483 | <i>Hyalurga fenestrata</i> | BR, São Paulo, Salesópolis | ♂ | BMNH |
| Genitália 485 | <i>Dysschema lucretia</i> | Honduras, San Pedro Sula | ♀ | BMNH |
| Genitália 486 | <i>Dysschema humeralis</i> | México, Guerrero | ♀ | BMNH |
| Genitália 487 | <i>Dysschema fantasma</i> | BR, Rio de Janeiro, Petrópolis | ♂ | DZUP |
| Genitália 488 | <i>Dysschema porioni</i> | Peru, Tingo Maria | ♀ | LACM |
| Genitália 489 | <i>Dysschema arema</i> | Equador, Zamora | ♀ | BMNH |
| Genitália 490 | <i>Dysschema subapicalis</i> | BR, Santa Catarina, Rio Vermelho | ♂ | DZUP |
| Genitália 491 | <i>Dysschema spnov3</i> | México, Guerrero | ♂ | BMNH |
| Genitália 492 | <i>Calodesma maculifrons</i> | México, Veracruz | ♂ | LACM |
| Genitália 493 | <i>Dysschema palmeri</i> | Santo Domingo, Carabaya | ♂ | BMNH |
| Genitália 494 | <i>Dysschema viuda</i> | Costa Rica, Turrialba | ♂ | BMNH |
| Genitália 497 | <i>Calodesma maculifrons</i> | México, Veracruz | ♀ | LACM |

| | | | | |
|----------------------|-----------------------------|----------------------------------|---|------|
| Genitália 498 | <i>Dysschema spnov5</i> | BR, São Paulo, Cantareira | ♀ | BMNH |
| Genitália 499 | <i>Dysschema palmeri</i> | Santo Domingo, Carabaya | ♀ | BMNH |
| Genitália 500 | <i>Dysschema viuda</i> | Costa Rica, Orosi | ♀ | BMNH |
| Genitália 501 | <i>Dysschema centenaria</i> | BR, Paraná, Curitiba | ♂ | DZUP |
| Genitália 502 | <i>Dysschema zeladon</i> | México, Jalapa | ♂ | BMNH |
| Genitália 506 | <i>Dysschema sacrificia</i> | BR, São Paulo, Poloni | ♂ | MZSP |
| Genitália 507 | <i>Dysschema centenaria</i> | BR, Rio Grande do Sul, Bom Jesus | ♀ | DZUP |
| Genitália 508 | <i>Dysschema trapeziata</i> | BR, Paraná, Umuarama | ♀ | DZUP |
| Genitália 509 | <i>Dysschema forbesi</i> | BR, Alagoas, Maceió | ♀ | DZUP |
| Genitália 511 | <i>Dysschema bivittata</i> | Costa Rica, Monte Verde | ♂ | LACM |
| Genitália 515 | <i>Dysschema zeladon</i> | México, Orizaba | ♀ | BMNH |
| CAS 01 | <i>Dysschema picta</i> | Ecuador | ♂ | CAS |
| CAS 02 | <i>Dysschema mosera</i> | Peru | ♂ | CAS |
| CAS 03 | <i>Dysschema tricolora</i> | Brasil, Bahia | ♂ | CAS |
| CAS 04 | <i>Dysschema talboti</i> | Ecuador Tungurahua | ♂ | CAS |
| CAS 05 | <i>Dysschema talboti</i> | Peru | ♂ | CAS |
| CAS 06 | <i>Dysschema molesta</i> | México | ♂ | CAS |
| CAS 07 | <i>Dysschema molesta</i> | Equador Tinalandia | ♂ | CAS |
| CAS 08 | <i>Dysschema lycaste</i> | México | ♂ | CAS |
| CAS 09 | <i>Dysschema marginalis</i> | Costa Rica | ♂ | CAS |
| CAS 10 | <i>Dysschema ultima</i> | Costa Rica | ♂ | CAS |
| CAS 11 | <i>Dysschema larvata</i> | Costa Rica | ♀ | CAS |
| CAS 12 | <i>Dysschema marginalis</i> | Panamá | ♀ | CAS |
| CAS 13 | <i>Dysschema tricolora</i> | Brasil, Bahia | ♀ | CAS |
| CAS 14 | <i>Dysschema lycaste</i> | México | ♀ | CAS |
| CAS 15 | <i>Dysschema eurocilia</i> | Peru | ♀ | CAS |
| CAS 16 | <i>Dysschema bivittata</i> | Cerro Campana | ♀ | CAS |
| CAS 17 | <i>Dysschema eurocilia</i> | Bolívia | ♀ | CAS |
| CMNH 1 | <i>Dysschema molesta</i> | Equador, Esmeraldas | ♂ | CMNH |
| CMNH 2 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Brasil, Rio de Janeiro | ♂ | CMNH |
| CMNH 3 | <i>Dysschema practides</i> | Equador, Chinchipe | ♀ | CMNH |
| CMNH 4 | <i>Dysschema practides</i> | Equador, Carchi | ♂ | CMNH |
| CMNH 5 | <i>Dysschema leda</i> | Costa Rica, La Palma | ♂ | CMNH |
| CMNH 6 | <i>Dysschema marginalis</i> | Nicarágua, Eden | ♂ | CMNH |
| CMNH 7 | <i>Dysschema lycaste</i> | Costa Rica | ♂ | CMNH |
| CMNH 8 | <i>Dysschema marginalis</i> | Venezuela, Las Quiguas | ♂ | CMNH |
| CMNH 9 | <i>Dysschema montezuma</i> | México, Sierra Madre del Sur | ♀ | CMNH |
| CMNH 10 | <i>Dysschema tricolora</i> | Equador, Napo | ♂ | CMNH |
| CMNH 11 | <i>Scearctia figulina</i> | | ♂ | CMNH |
| CMNH 12 | <i>Scearctia figulina</i> | | ♀ | CMNH |
| CMNH 13 | <i>Dysschema molesta</i> | Equador, Esmeraldas | ♂ | CMNH |
| CMNH 14 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Venezuela, Aragua | ♂ | CMNH |

| | | | | |
|---------|---------------------------------|-------------------------------|---|------|
| CMNH 15 | <i>Dysschema nigrivenata</i> | Equador, Hulgra | ♂ | CMNH |
| CMNH 16 | <i>Dysschema nigrivenata</i> | Equador, Napo | ♂ | CMNH |
| USNM 1 | <i>Cisthene citrina</i> | French Guiana | ♀ | USNM |
| USNM 2 | <i>Cisthene citrina</i> | Venezuela | ♂ | USNM |
| USNM 3 | <i>Mesenochoa rogersi</i> | Costa Rica, Turrialba | ♂ | USNM |
| USNM 4 | <i>Mesenochoa rogersi</i> | Costa Rica, Cachi | ♀ | USNM |
| USNM 5 | <i>Isostola philomela</i> | Costa Rica, Florida | ♂ | USNM |
| USNM 6 | <i>Isostola philomela</i> | Costa Rica, Florida | ♀ | USNM |
| USNM 7 | <i>Composia credula</i> | Haiti | ♂ | USNM |
| USNM 8 | <i>Composia credula</i> | - | ♀ | USNM |
| USNM 9 | <i>Sphaeromachia cubana</i> | - | ♂ | USNM |
| USNM 10 | <i>Sphaeromachia cubana</i> | - | ♀ | USNM |
| USNM 11 | <i>Dysschema perplexa</i> | Costa Rica, Heredia | ♂ | USNM |
| USNM 12 | <i>Dysschema perplexa</i> | Colômbia | ♂ | USNM |
| USNM 13 | <i>Dysschema perplexa</i> | Panamá | ♀ | USNM |
| USNM 14 | <i>Dysschema perplexa</i> | Costa Rica, Guapiles | ♀ | USNM |
| USNM 15 | <i>Dysschema humeralis</i> | - | ♂ | USNM |
| USNM 16 | <i>Dysschema leucophaea</i> | Guatemala | ♂ | USNM |
| USNM 17 | <i>Dysschema leucophaea</i> | México | ♂ | USNM |
| USNM 18 | <i>Dysschema leucophaea</i> | México, Jalapa | ♀ | USNM |
| USNM 19 | <i>Dysschema leucophaea</i> | Guatemala | ♀ | USNM |
| USNM 20 | <i>Dysschema nigriventralis</i> | Brasil, São Paulo de Olivença | ♂ | USNM |
| USNM 21 | <i>Dysschema nigriventralis</i> | Brasil, São Paulo de Olivença | ♀ | USNM |
| USNM 22 | <i>Dysschema nigriventralis</i> | Brasil, São Paulo de Olivença | ♀ | USNM |
| USNM 23 | <i>Dysschema humeralis</i> | - | ♀ | USNM |
| USNM 24 | <i>Dysschema tricolora</i> | Peru | ♂ | USNM |
| USNM 25 | <i>Dysschema tricolora</i> | French Guiana | ♂ | USNM |
| USNM 26 | <i>Dysschema tricolora</i> | French Guiana | ♀ | USNM |
| USNM 27 | <i>Dysschema tricolora</i> | Peru | ♀ | USNM |
| USNM 28 | <i>Dysschema cerialis</i> | Costa Rica | ♂ | USNM |
| USNM 29 | <i>Dysschema cerialis</i> | Colômbia | ♂ | USNM |
| USNM 30 | <i>Dysschema cerialis</i> | - | ♀ | USNM |
| USNM 31 | <i>Dysschema cerialis</i> | Costa Rica | ♀ | USNM |
| USNM 32 | <i>Dysschema formosissima</i> | Equador | ♀ | USNM |
| USNM 33 | <i>Dysschema larvata</i> | Guiana, Maroni | ♀ | USNM |
| USNM 34 | <i>Dysschema on</i> | Brasil, ES | ♂ | USNM |
| USNM 35 | <i>Dysschema fantasma</i> | - | ♂ | USNM |
| USNM 36 | <i>Dysschema jansonis</i> | Costa Rica, Guapiles | ♂ | USNM |
| USNM 37 | <i>Dysschema jansonis</i> | Colômbia | ♂ | USNM |
| USNM 38 | <i>Dysschema jansonis</i> | Costa Rica, San Mateo | ♂ | USNM |
| USNM 39 | <i>Dysschema jansonis</i> | Costa Rica, San Mateo | ♀ | USNM |
| USNM 40 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia, San Antonio | ♂ | USNM |

| | | | | |
|-------------------|-------------------------------|-------------------------------|---|-------|
| USNM 41 | <i>Dysschema talboti</i> | Colômbia, Bogota | ♀ | USNM |
| USNM 42 | <i>Dysschema palmeri</i> | Bolívia, Cochabamba | ♂ | USNM |
| USNM 43 | <i>Dysschema practidoides</i> | Colômbia, Medina | ♂ | USNM |
| USNM 44 | <i>Dysschema imitata</i> | Bolívia, Cochabamba | ♂ | USNM |
| USNM 45 | <i>Dysschema imitata</i> | Peru, Limbani | ♀ | USNM |
| USNM 46 | <i>Dysschema jansonis</i> | Colômbia, Muzo | ♂ | USNM |
| USNM 47 | <i>Dysschema jansonis</i> | Panamá, Chiriqui | ♀ | USNM |
| USNM 48 | <i>Dysschema jansonis</i> | Colômbia, Muzo | ♀ | USNM |
| USNM 49 | <i>Dysschema arema</i> | Equador | ♂ | USNM |
| USNM 50 | <i>Dysschema arema</i> | Equador | ♂ | USNM |
| USNM 51 | <i>Dysschema practides</i> | Colômbia, Tolima | ♂ | USNM |
| USNM 52 | <i>Seileria eucyaniforme</i> | Colômbia | ♀ | USNM |
| USNM 53 | <i>Dysschema bivittata</i> | Venezuela, San Esteban Valley | ♀ | USNM |
| USNM 54 | <i>Dysschema aorsa</i> | Guatemala | ♀ | USNM |
| USNM 55 | <i>Dysschema moseroides</i> | Equador | ♀ | USNM |
| USNM 56 | <i>Dysschema grassator</i> | - | ♀ | USNM |
| USNM 57 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Venezuela | ♂ | USNM |
| USNM 58 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Colômbia, Bogota | ♂ | USNM |
| USNM 59 | <i>Dysschema moseroides</i> | Equador | ♂ | USNM |
| USNM 60 | <i>Dysschema aorsa</i> | El Salvador | ♀ | USNM |
| USNM 61 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Peru, La Union | ♂ | USNM |
| USNM 62 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Peru, Madre de Dios | ♂ | USNM |
| USNM 63 | <i>Dysschema hypoxantha</i> | Peru, Madre de Dios | ♂ | USNM |
| USNM 64 | <i>Dysschema fanatica</i> | Colômbia, San Antonio | ♂ | USNM |
| USNM 65 | <i>Crocomela colorata</i> | Equador, Macas | ♂ | USNM |
| USNM 66 | <i>Crocomela colorata</i> | Colômbia, Villavivencio | ♀ | USNM |
| USNM 67 | <i>Cyanarctia dama</i> | Honduras, Tegucigalpa | ♂ | USNM |
| USNM 68 | <i>Cyanarctia dama</i> | México, Jalapa | ♀ | USNM |
| USNM 69 | <i>Episcea extravagans</i> | Brasil, SC | ♀ | USNM |
| ESSIG 6738 | <i>Dysschema lycaste</i> | Guatemala, Esquintla | ♀ | ESSIG |
| ESSIG 6739 | <i>Dysschema lycaste</i> | Guatemala, Esquintla | ♂ | ESSIG |
| ESSIG 6737 | <i>Dysschema leda</i> | Costa Rica, San José | ♀ | ESSIG |

II: Figuras

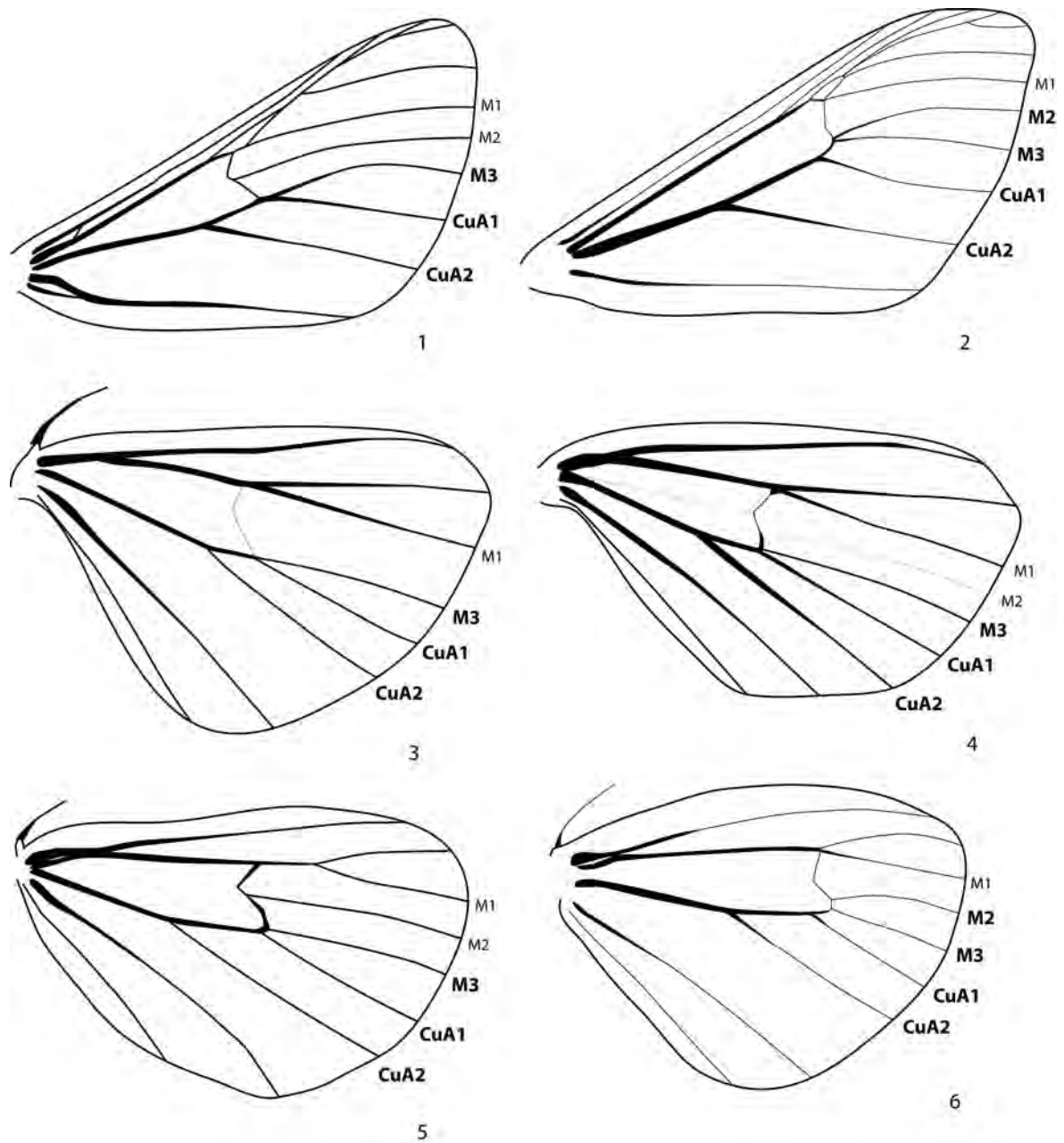
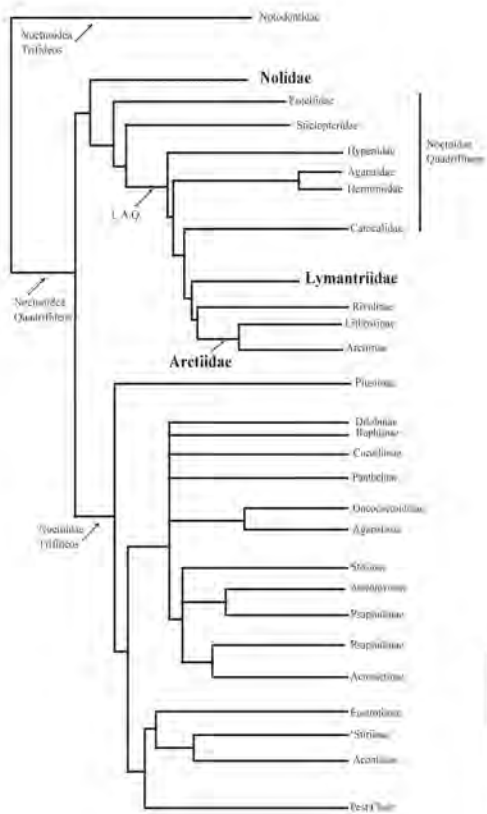
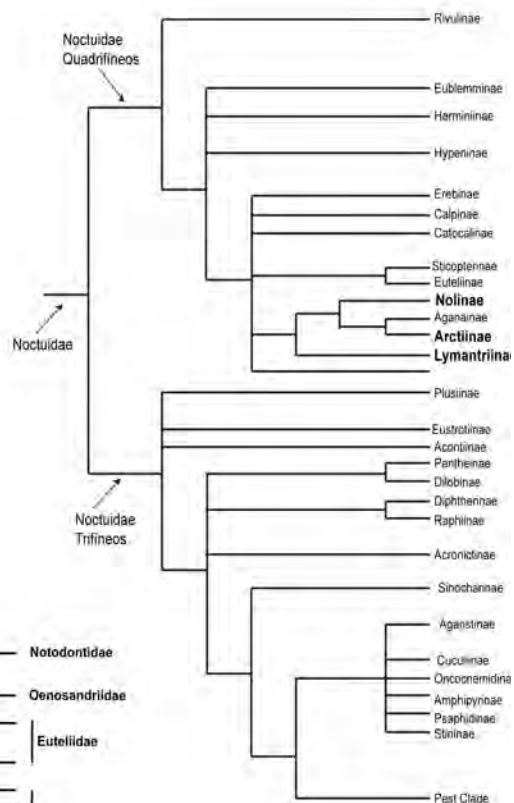


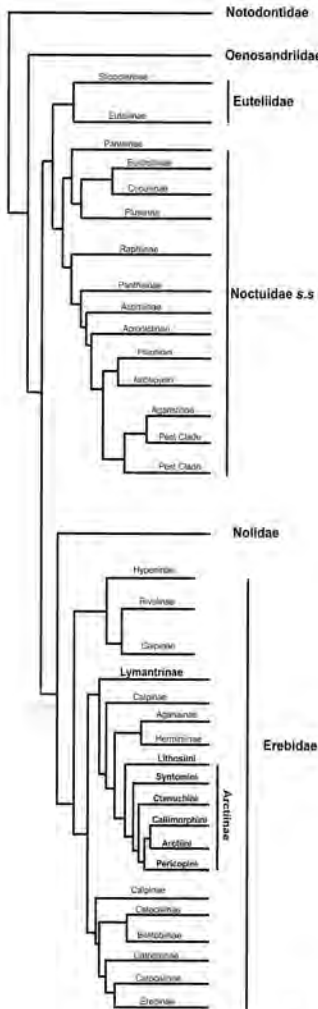
Figura 1-6. Venação alar de Noctuoidea. 1-2. Asas anteriores. 1. Venação trifídea, Notodontidae;. 2. Venação quadrídea, Erebidae: Arctiinae. 3-6. Asas posteriores. 3. Venação trifínea, M2 ausente, Noctuidae: Noctuinae, modificado de Lafontaine & Fibiger 2006. 4 Venação trifínea, M2 vestigial, Noctuidae: Hadeninae, modificado de Lafontaine & Fibiger 2006. 5. Venação trifínea, M2 presente, Noctuidae: Pantheinae, modificado de Lafontaine & Fibiger 2006. 6. Venação quadrínea, Erebidae: Arctiinae.



7

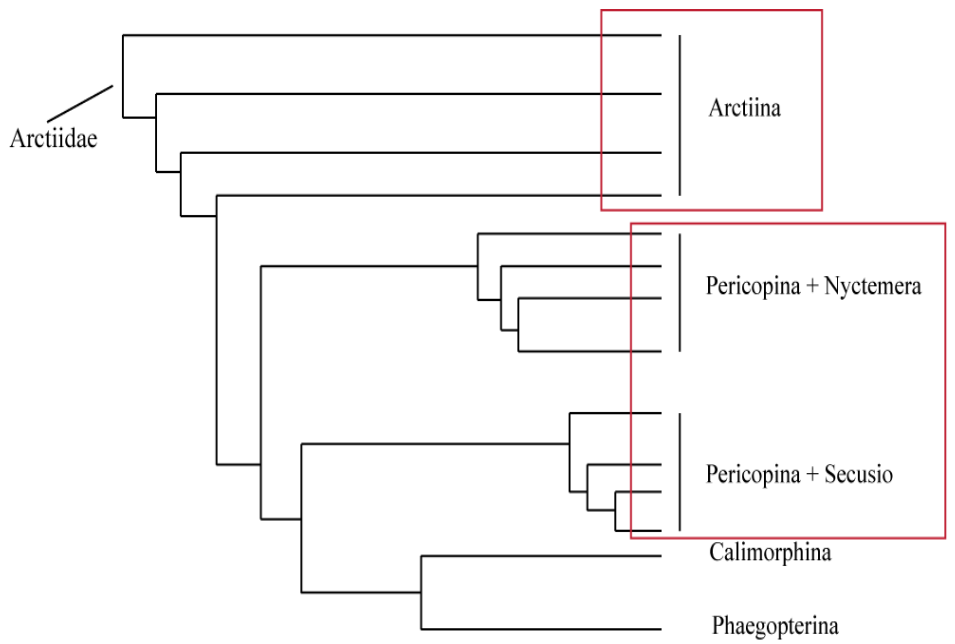


8

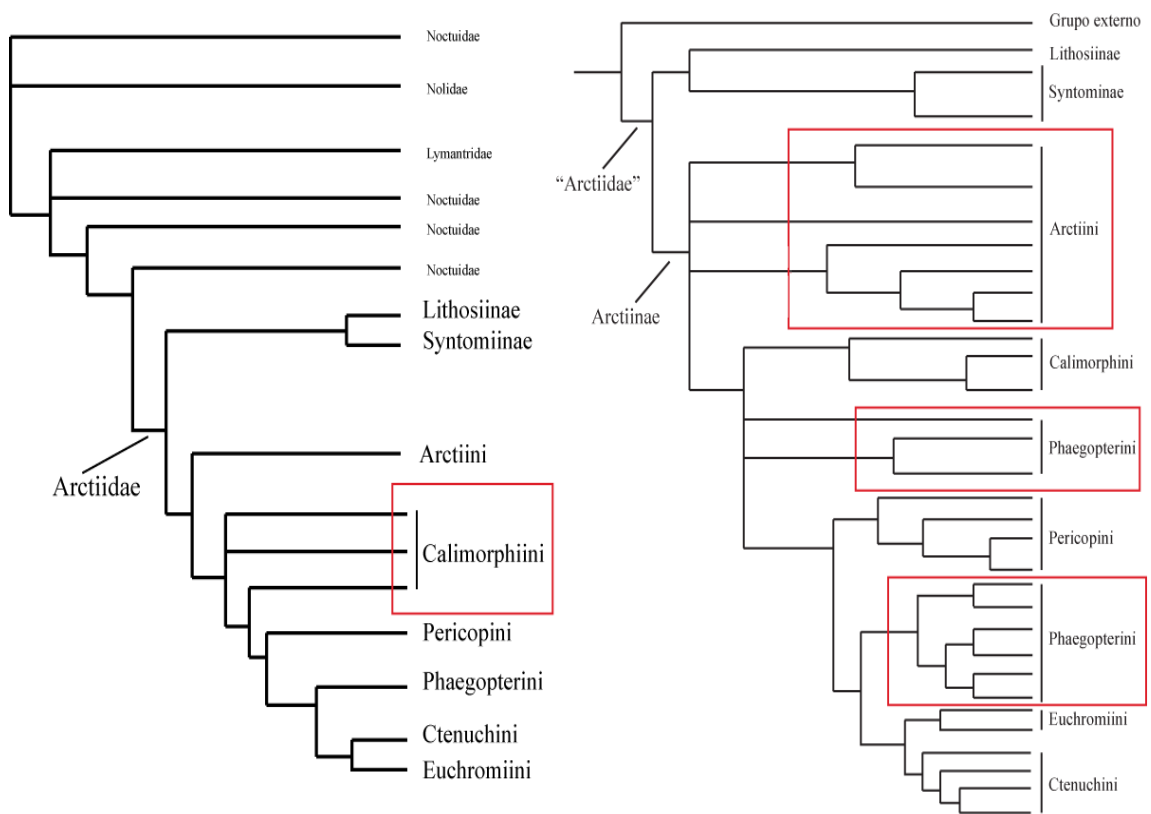


9

Figuras 7-9. Hipóteses filogenéticas para Noctuoidea. 7. Modificado de Mitchell et al. 2006, baseado em dados moleculares. 8. Modificado de Lafontaine & Fibiger 2006, baseado em reinterpretación de dados morfológicos e moleculares. 9. Modificado de Zahiri et al. 2010, baseado em dados moleculares.



10



11

12

Figuras 10-12. Hipóteses filogenéticas para Arctiinae. 10. Modificado de DaCosta & Weller 2005, baseada em dados morfológicos de adultos. 11. Modificados de Jacobson & Weller 2002, baseadas em dados morfológicos de imaturos. 12. Modificado de Weller et al. 2009, baseada em dados morfológicos de adultos e imaturos. Detalhes vermelhos destacam os grupos que se mostraram “problemáticos” (*i.e.* não monofiléticos).



Figura 13. Diversidade de Pericopina, vista dorsal A. *Antiotricha integra* (Walker, [1865]), Colômbia. B. *Are druryi* Watson & Goodger, 1986, Jamaica. C. *Calodesma amica* (Stoll, [1781]), BR, São Paulo. D. *Chetone catilina* (Cramer, [1775]), BR, Pará. E. *Chetone histrio* Boisduval, 1870, BR, Amazonas. F. *Composia fidelissima* Herrich-Schäffer, 1866, Cuba. G. *Crocomela colorata* (Walker, [1865]), Peru. H. *Crocomela erectistria* (Warren, 1904), Equador. I. *Ctenuchidia virgo* (Herrich-Schäffer, [1855]), Cuba. J. *Dysschema zeladon* (Dyar, 1913), México. K. *Euchlaenidia truncisa* (Walker, 1854), BR, Rio de Janeiro. L. *Ephestris melaxantha* (Hübner, [1809]), BR, São Paulo. M. *Gnophaela latipennis* (Boisduval, 1852), Estados unidos da América. N. *Heliactinidia chiguinda* (Druce, 1885), Equador. O. *Hyalurga fenestrata* (Walker, 1855), BR, São Paulo. P. *Hypocrita bicolora* (Sulzer, 1776), BR, São Paulo. Q. *Hypocrita temperata* (Walker, 1856), BR, Pará. R. *Josiomorpha penetrata* (Walker, [1865]), México. S. *Mesenochroa rogersi* Talbot, 1929, Costa Rica. T. *Notophyson tiresias* (Cramer, [1776]), BR, Rio de Janeiro. U. *Phaloe cruenta* (Hübner, 1823), BR, Minas Gerais. V. *Pseudophaloe verania* (Druce, 1884), Honduras. X. *Pteroodes longipennis* (Walker, 1854), Honduras. Y. *Sagaropsis horae* (Druce, 1885), Panamá. Z. *Scearctia figulina* (Butler, 1877), BR, Bahia. A1. *Seileria eucyaniformis* Dognin, 1923, Colômbia. B1. *Sermyla transversa* Walker, 1854, BR, São Paulo. C1. *Sthenognatha gentilis* Felder, 1874, BR, São Paulo. D1. *Syntomidopsis variegata* (Walker, 1854), Jamaica. E1. *Thermidarctia thermidoides* Talbot, 1929, Venezuela. F1. *Thyrgis militta* (Stoll, [1781]), Equador. G1. *Xenosoma flaviceps* (Walker, 1865), Guatemala.

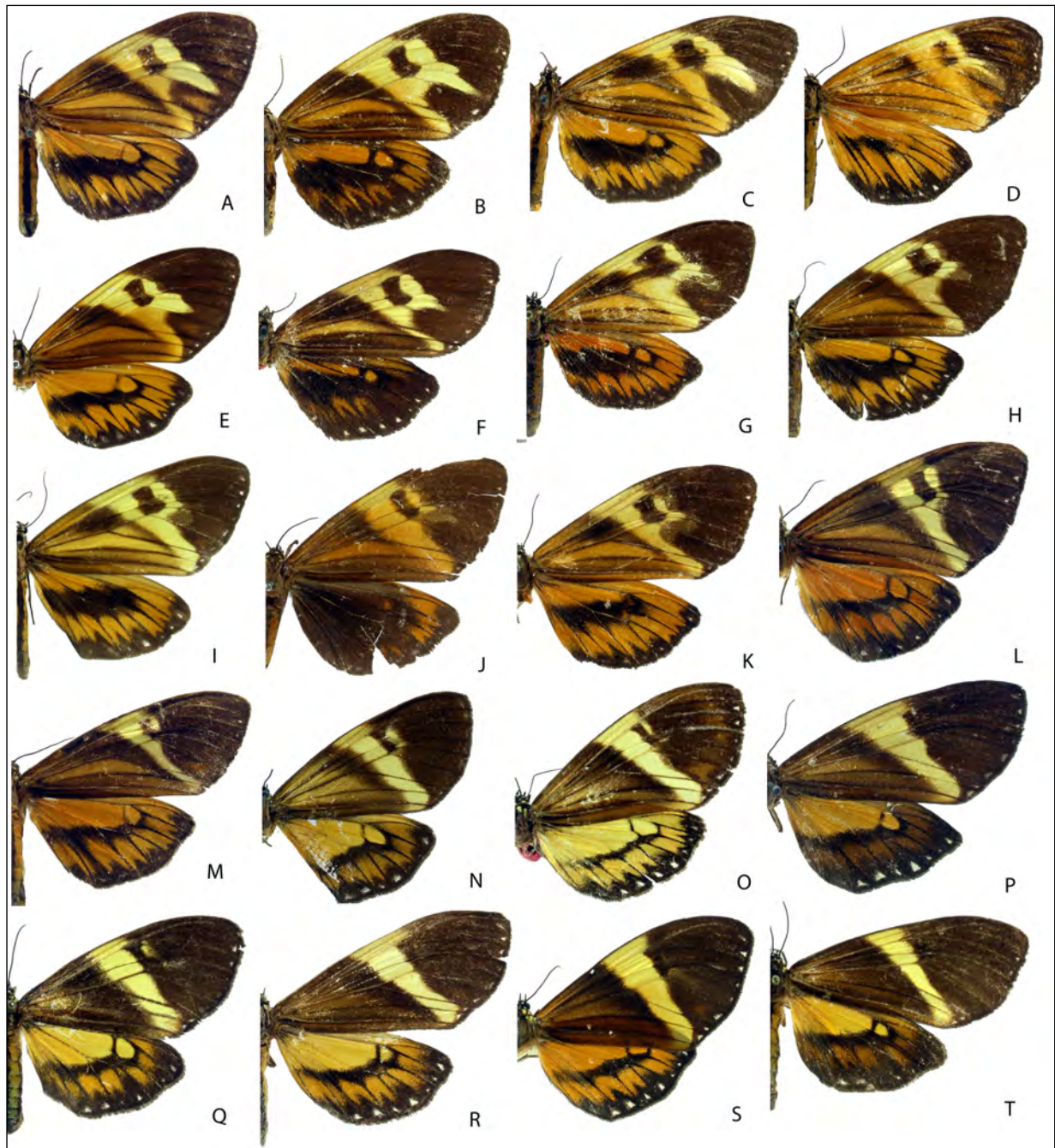


Figura 14. Variação clinal para o padrão alar de *D. eurocilia*. A. Sem localidade. B. Iquitos, Peru. C. Benjamin Constant, AM, Brasil. D. Pucallpa, Peru. E. São Paulo de Olivença, AM, Brasil. F-H. Iquitos, PERU. I. Yurimaguas, Peru. J. Pozuzo, Peru. K. Ecuador. L. Ribeirão Preto, SP, Brasil. M. Sem localidade. N. Teresópolis, RJ, Brasil. O. Santarém, PA, Brasil. P. MG, Brasil. Q. Seara, SC, Brasil. R. Cantareira, SP, Brasil. S. Rio de Janeiro, RJ, Brasil. T. Seara, SC, Brasil.

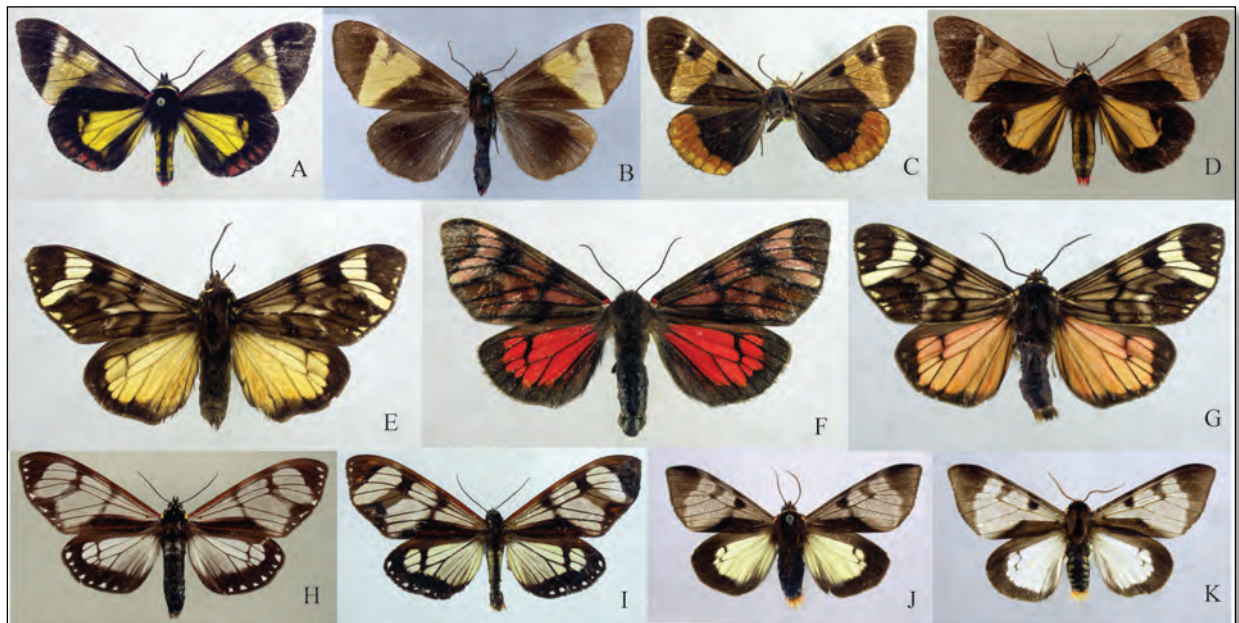


Figura 15. Policromatismo em espécimes machos de *Dysschema*. A-D. *Dysschema terminata* (Guérin-Méneville, [1844]). E-F. *Dysschema hilara* (Weymer, 1895). H-I. *Dysschema dissimulata* (Walker, 1865). J-K. *Dysschema subapicalis* (Walker, 1854).

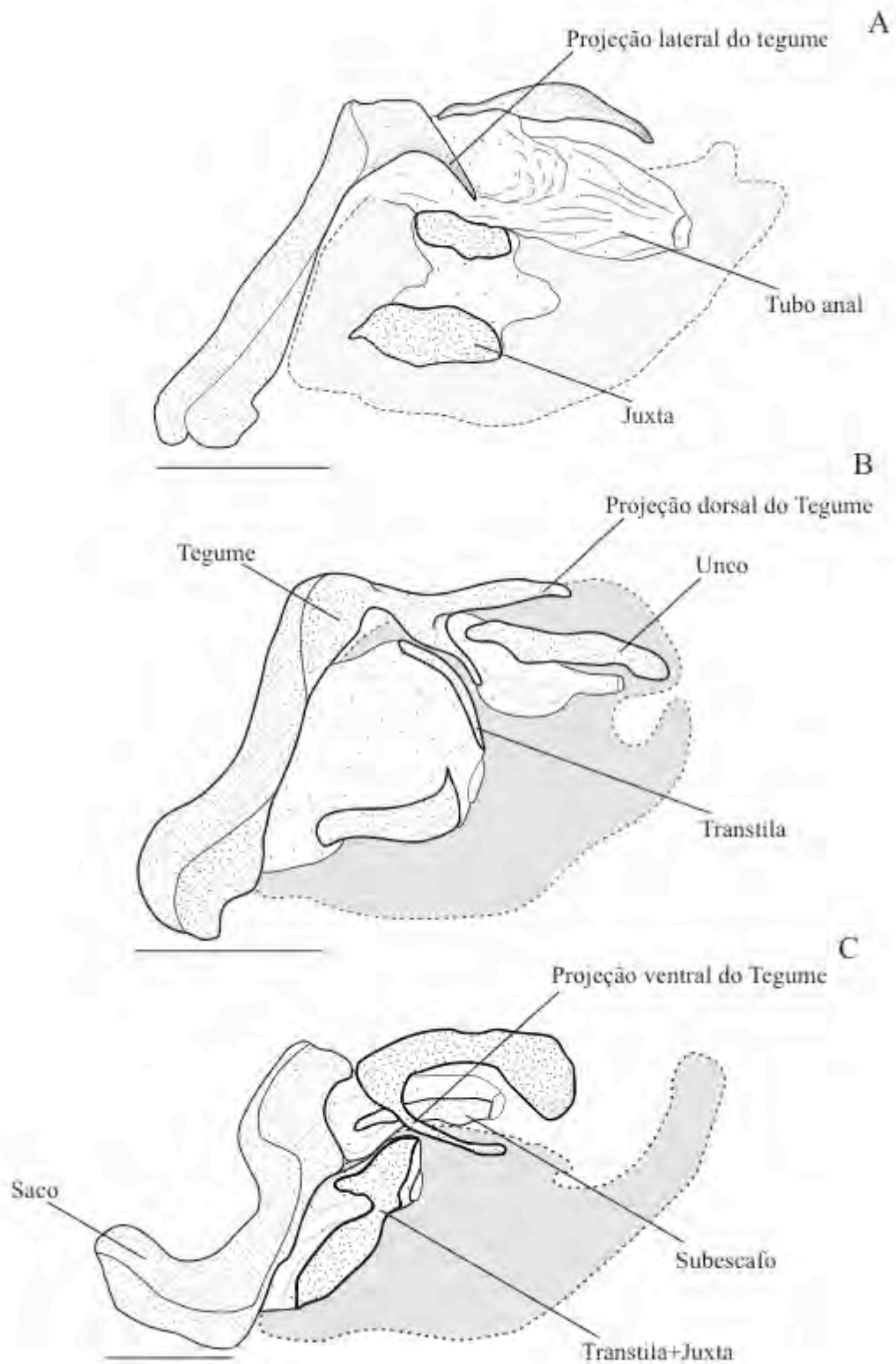


Figure 16. Genitálias masculinas, vista lateral direita com a valva removida. A. *Dysschema transversa* (Walker, 1854) **comb. nov.**, BR, São Paulo, Salesópolis. B. *Dysschema subapicalis* (Walker, 1854), BR, São Paulo, Juquiá. C. *Dysschema semirufa* (Druce, 1910), Colômbia, Canon de Tolima. Escala 1 mm.

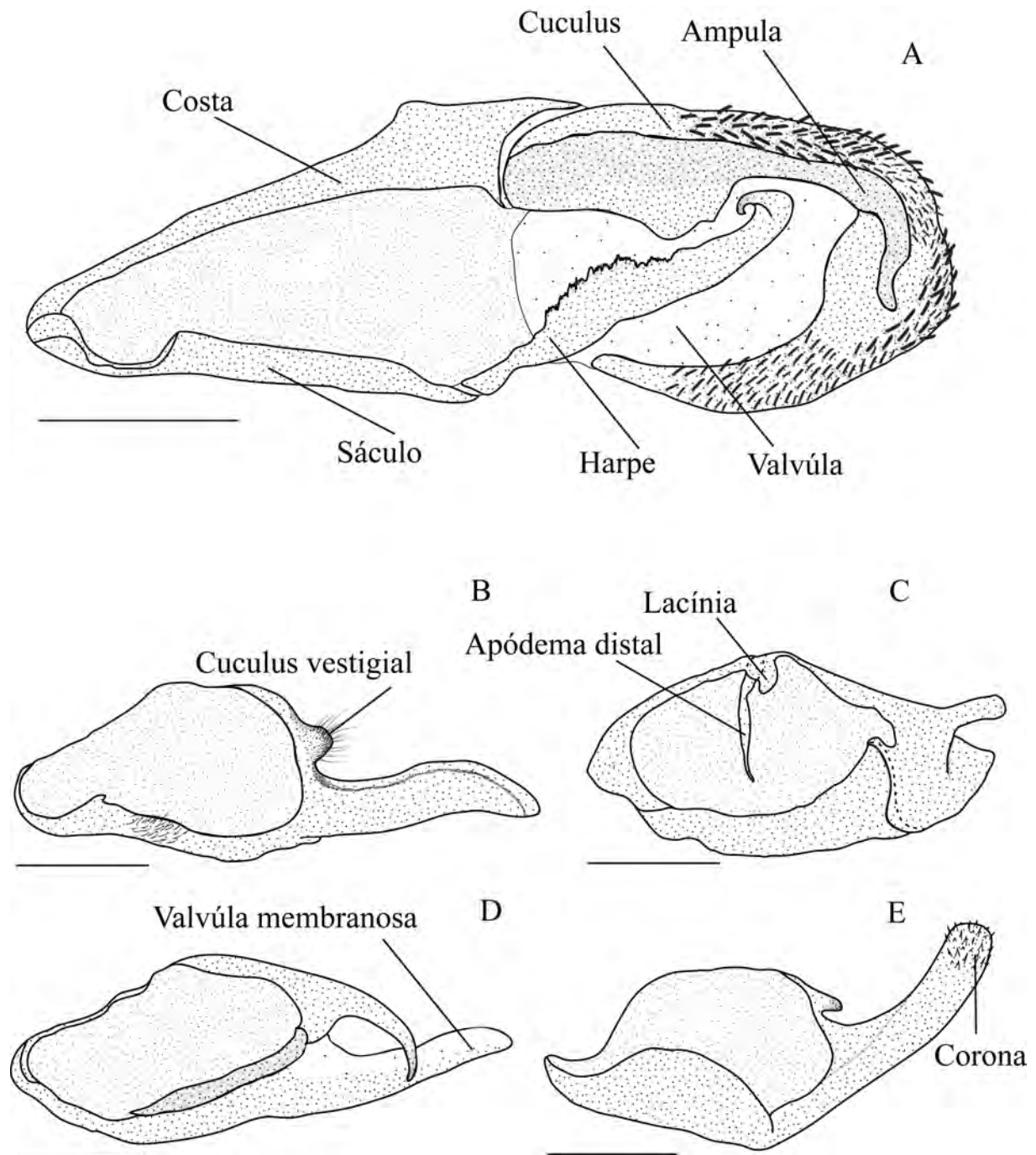


Figura 17. Valvas e subestruturas, vista da face interna. A. *Inopsis catoxantha* Felder, 1874, México. B. *Dysschema eurocilia* (Cramer, 1777), BR, Goiás, Campinas. C. *Dysschema hilara* (Weymer, 1895), BR, Paraná, São Bento do Sul. D. *Dysschema thetis* (Klug, 1836), Guatemala, Quiche. E. *Dysschema semirufa* (Druce, 1910), Colômbia, Canon de Tolima. Escala 1 mm.

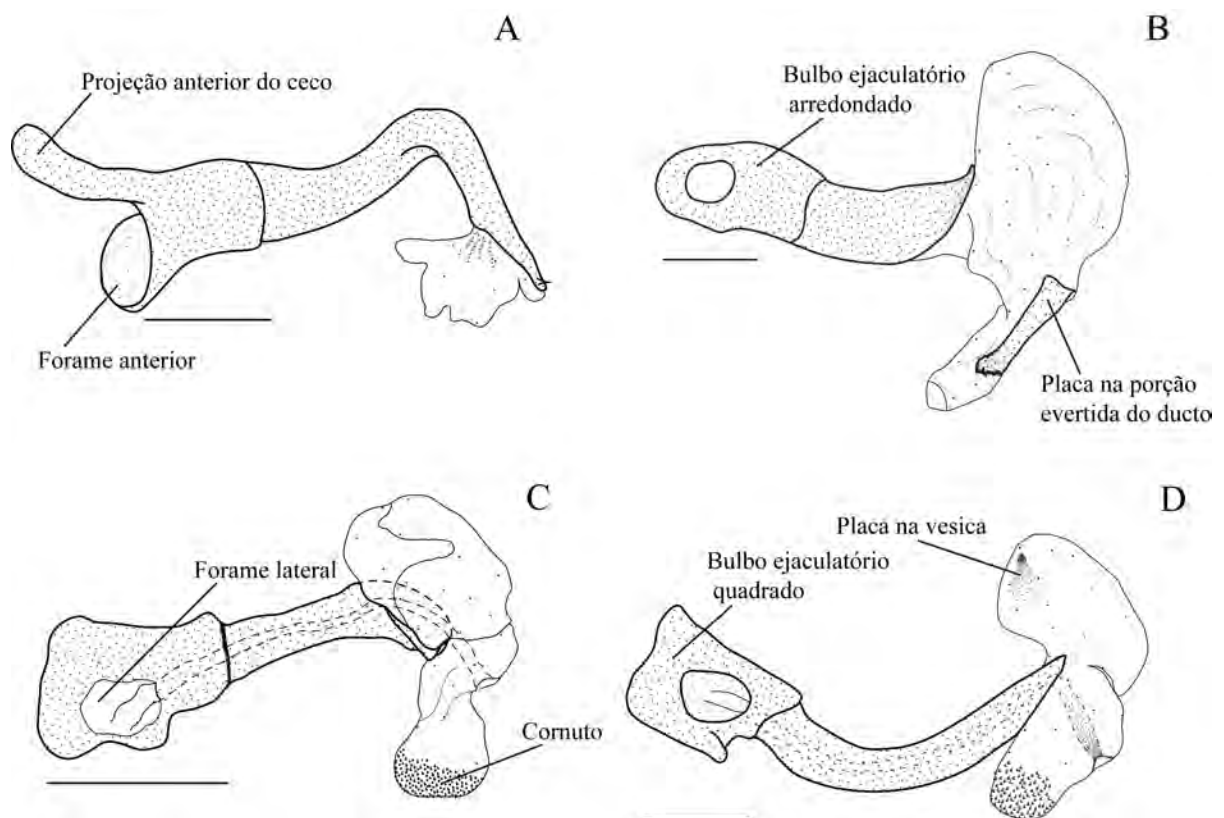


Figura 18. Edeago e estruturas associadas. A. *Chetone catilina* (Cramer, [1775]), BR, Pará, Cachimbó. B. *Dyschema thetis* (Klug, 1836), Guatemala, Quiche. C. *Sermyla transversa* Walker, 1854, BR, São Paulo, Salesópolis. D. *Dyschema neda* (Klug, 1836), BR, São Paulo, Salesópolis. Escala 1 mm.

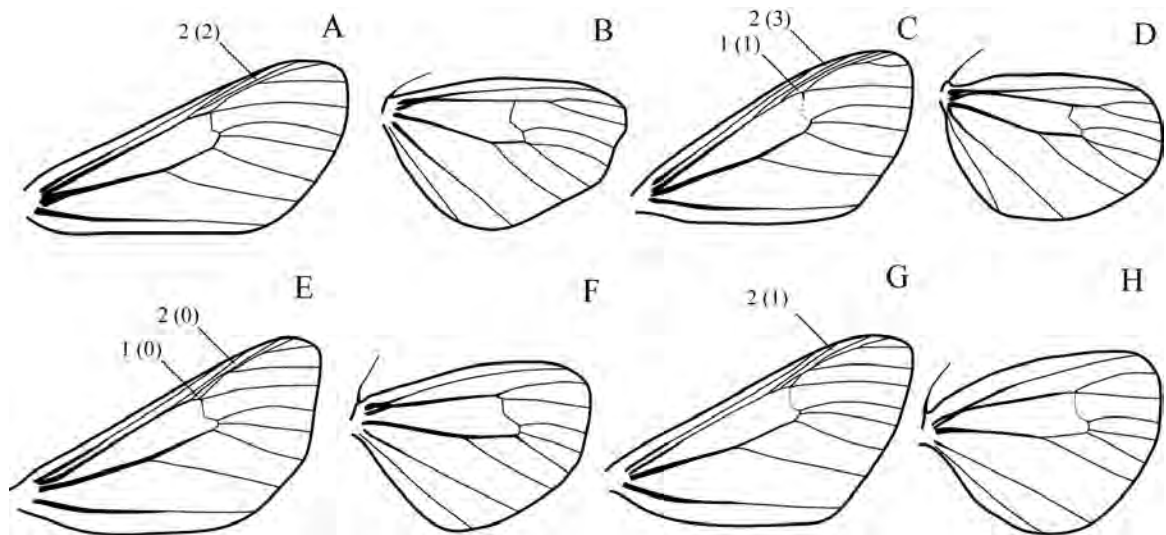


Figura 19. Asas e caracteres associados. A-B. *Gnophaela latipennis* (Boisduval, 1852), EUA, Lake Tahoe. A. Asa anterior. B. Asa posterior. C-D. *Phaloesia saucia* Walker, 1854, Venezuela. C. Asa anterior. D. Asa posterior. E-F. *Dysschema wayneri* sp. nov., BR, São Paulo, Campos do Jordão. E. Asa anterior. F. Asa posterior. G-H. *Dysschema luctuosa* Dognin, 1919. G. Asa anterior. H. Asa posterior. Notar que não há diferenças no sistema de venação da asa anterior das espécies associadas à Pericopina.

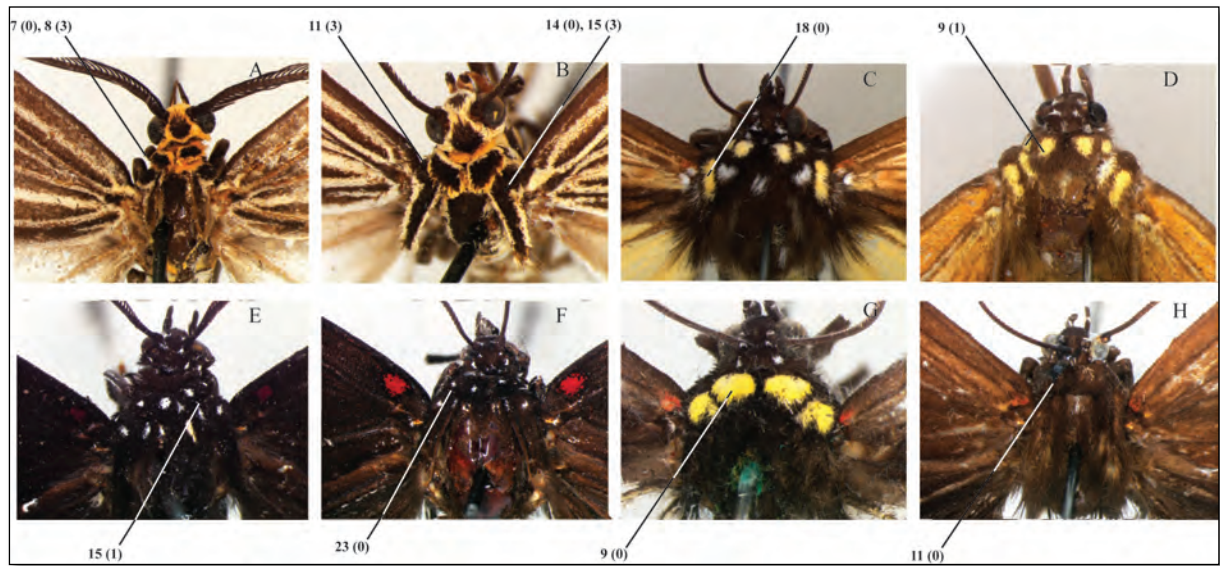


Figura 20. Patágio, Tégula e caracteres associados. A-B. *Nyctemera clathratum* (Snellen van Vollenhoven, 1863), Indonésia, Ceram, Amahai. A. Macho. B. Fêmea. C-D. *Dysschema eurocilia* (Cramer, 1777), Peru. C. Macho. D. Fêmea. E-F. *Pseudophaloe verania* (Druce, 1884). Honduras, San Pedro Sula. E. Macho. F. Fêmea. G-H. *Dysschema jansonis* (Butler, 1870), Costa Rica, San Mateo. G. Macho. H. Fêmea.

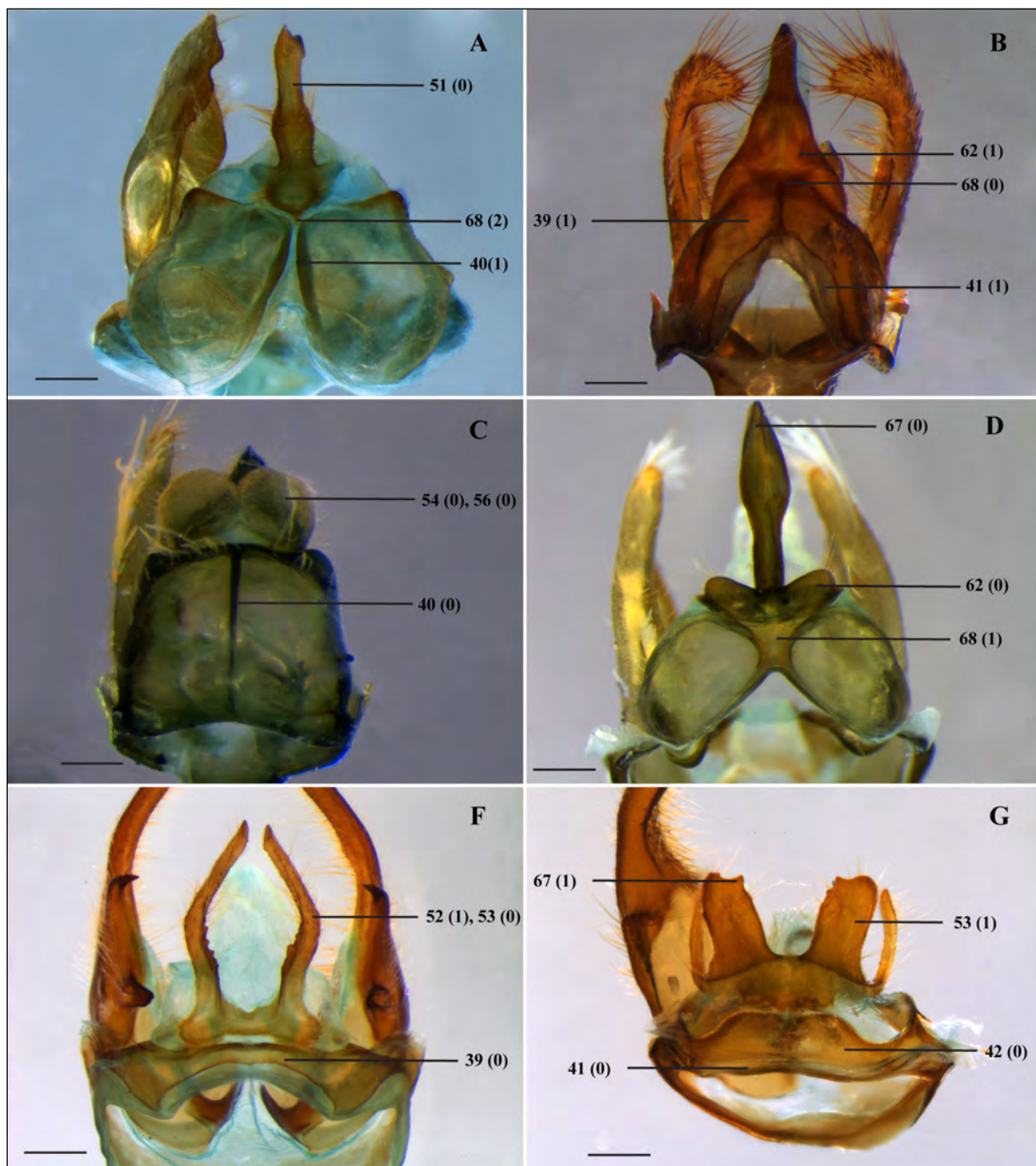


Figura 21. Tegume, Unco e caracteres associados, vista dorsal. A. *Chetone phaeba* Boisduval, 1870, BR, Amazonas, Benjamin Constant. B. *Pseudophaloe verania* (Druce, 1884). Honduras, San Pedro Sula. C. *Calodesma maculifrons* (Walker, 1865), Colômbia, Cali. D. *Phaloe cruenta* (Hübner, 1823), BR, São Paulo, Anhembi. E. *Dysschema boisduvalii* (Hoeven, 1840), BR, Paraíba, Managuapé. F. *Dysschema molesta* (Hering, 1925), Equador, Porto Belo. Escala 1 mm.

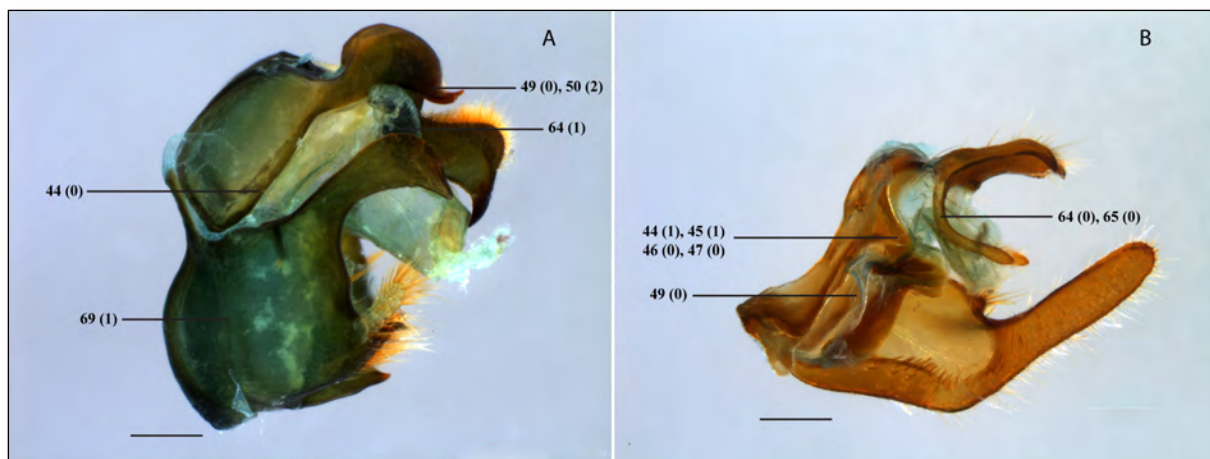


Figura 22. Cápsula genital e caracteres associados, vista lateral. A. *Hyalurga fenestrata* (Walker, 1855), BR, São Paulo, Salesópolis. B. *Dysschema molesta* (Hering, 1925), Equador, Porto Belo. Escala 1 mm.

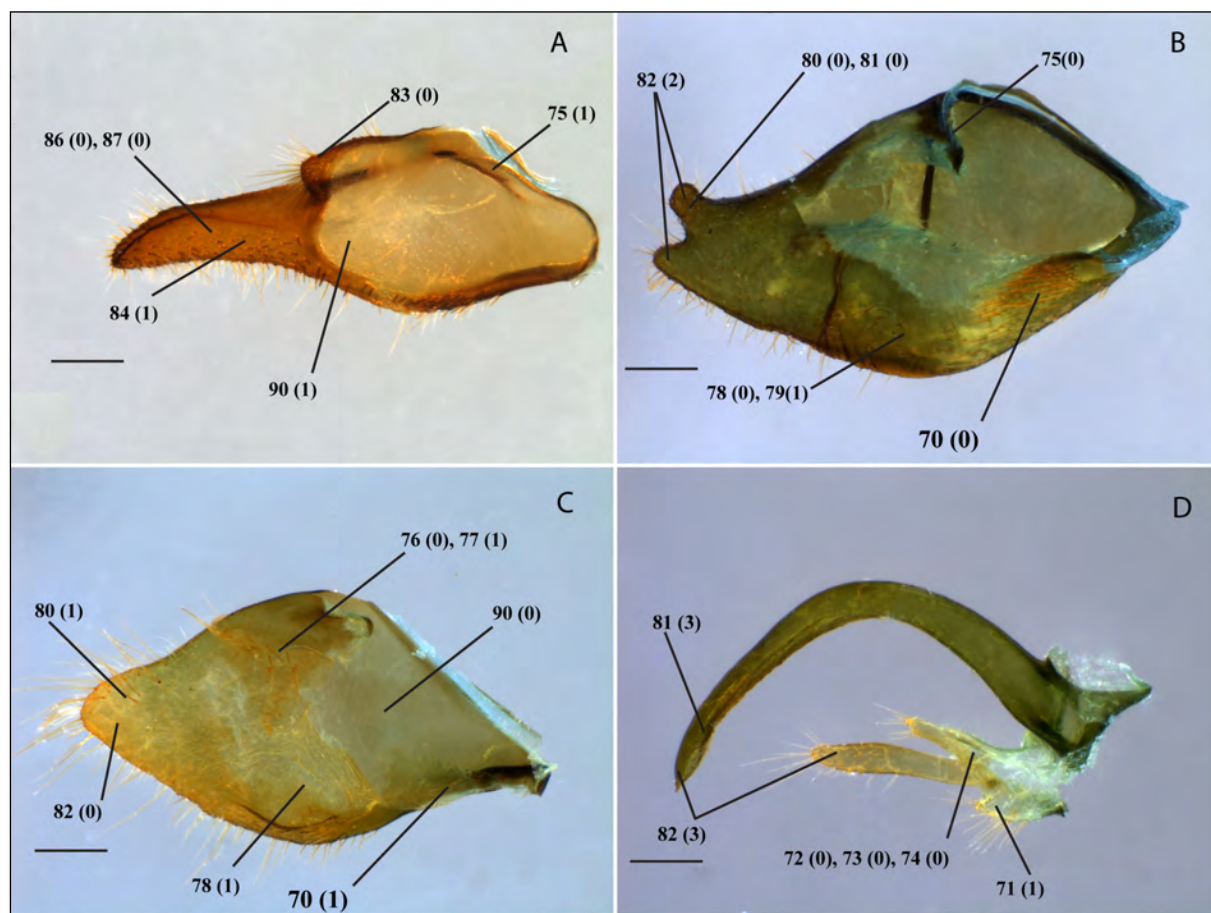


Figura 23. Valva e caracteres associados, vista lateral. A. *Dysschema molesta* (Hering, 1925), Equador, Porto Belo. B. *Dysschema transversa* (Walker, 1854) **comb. nov.**, BR, São Paulo, Salesópolis. C. *Notophyson tiresias* (Cramer, [1776]), BR, Rio de Janeiro, Jacarepaguá. D. *Euchlaenidia truncisa* (Walker, 1854), BR, Santa Catarina, Harmonia. Escala 1 mm.

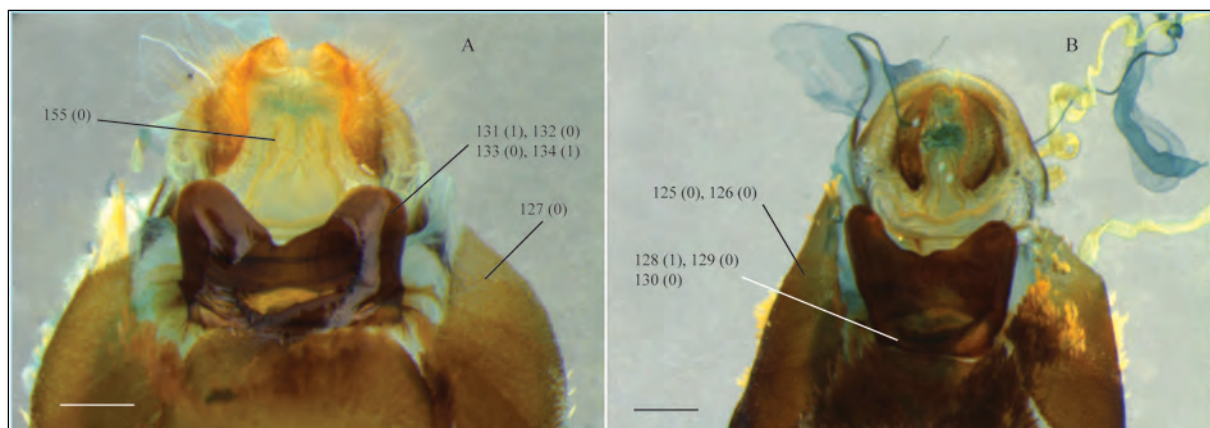


Figura 24. Genitália feminina e caracteres associados, vista ventral. A. *Dysschema bivittata* (Walker, 1854), Equador. B. *Dysschema eurocilia* (Cramer, 1777), BR, Minas Gerais, Belo Horizonte. Escala 1 mm.

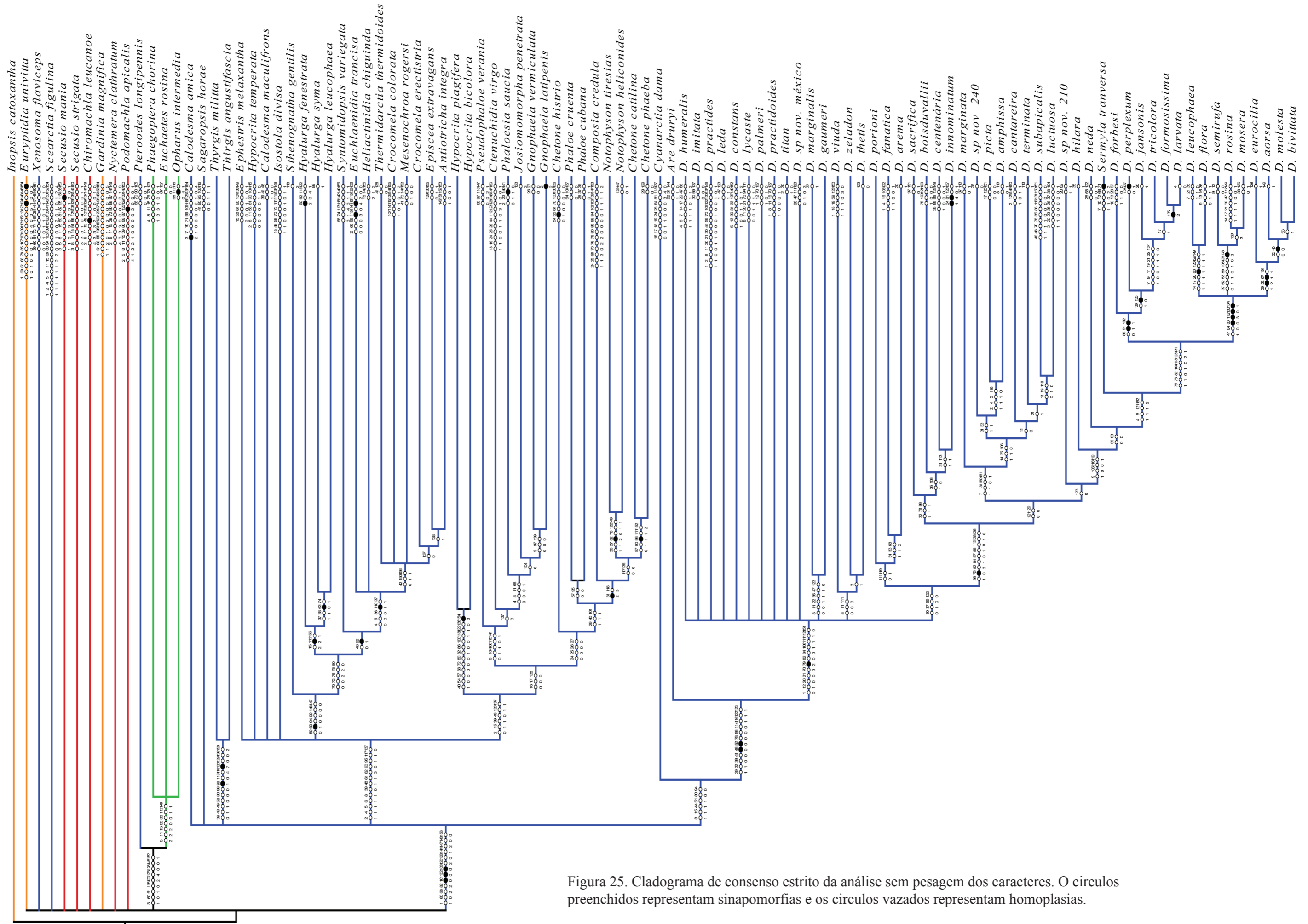


Figura 25. Cladograma de consenso estrito da análise sem pesagem dos caracteres. O círculos preenchidos representam sinapomorfias e os círculos vazados representam homoplasias.