



DENIS SANTOS DA SILVA

IDENTIFICAÇÃO DOS ESTÁGIOS DE LARVA, PUPA E ADULTO DOS  
HELICONIINI (LEPIDOPTERA, NYMPHALIDAE, HELICONIINAE) DO RIO  
GRANDE DO SUL

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal do Instituto de Bociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biologia Animal.

Área de Concentração: Biologia Comparada  
Orientador: Prof. Dr. Gilson Rudinei Pires  
Moreira

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

Porto Alegre

2010

Identificação dos estágios de larva, pupa e adulto dos Heliconiini (Lepidoptera,  
Nymphalidae, Heliconiinae) do Rio Grande do Sul

DENIS SANTOS DA SILVA

Aprovada em:

---

Prof. Dr<sup>a</sup>. Mirna Martins Casagrande

---

Prof. Dr. Luiz Alexandre Campos

---

Dr. Luciano de Azevedo Moura

Dedico este trabalho aos meus pais, Ernandes e Loreni, e a meu irmão Nilson em agradecimento por todo o amor e apoio que dedicaram em toda a minha vida.

## AGRADECIMENTOS

Agradeço ao Prof. Dr. Gilson R. P. Moreira pela orientação dispensada neste período de mestrado, e até mesmo antes, quando ainda era um recém chegado aluno para a iniciação científica. Obrigado pelos conselhos, pelo entusiasmo e profissionalismo sempre demonstrado enquanto estive sob sua tutela no campo da entomologia.

À Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Jocélia Grazia, que oportunizou a atividade didática durante o curso na disciplina de Entomologia, mas em especial à sua compreensão e atenção sempre dispensada. Aos professores das disciplinas que cursei durante o mestrado, e que de alguma forma contribuíram para o meu aprendizado. Aos demais professores, secretários, funcionários e colegas do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal da Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Ao Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS, em especial à Moema Q. Vieira, Leandro Gianluppi e ao Carlos Barboza dos Santos pela ajuda na preparação e metalização das amostras, e operação do microscópio eletrônico de varredura.

Aos colegas e ex-colegas do Laboratório de Morfologia e Comportamento de Insetos, Ábner Campos, Ana Aymone, Bruna Ramos, Carolina Millán, Daniela Rodrigues, Darli Massardo, Deise Wotrich, Denise Dall’Bosco, Elisete Barp, Érica Giani, Évelyn Gonçalves, Josielma Hofman, Marianna D’Incao, Quéli Cardoso, Leonardo Ré Jorge, Rodrigo Eltz, Sabrina Campos, Solange Kerpel, Vídica Bianchi, pela convivência, amizade, coleguismo e os muitos risos compartilhados durante todos os momentos de descontração. À Danessa Boligon e Kim Barão, também pelas leituras, sugestões e fotos realizadas. Aos colegas Lucas A. Kaminski e Rafael Dell’Erba que me mostraram e incentivaram no mundo dos heliconíneos.

Aos colegas de Mestrado e de Pós-graduação em geral, em especial à Priscila da Silva Bugs, Rodrigo M. Moraes, Daniel Galiano e Ivanklin, pela companhia e agradáveis conversas. A Ivanklin S. Campos por também ter me ensinado a 'vetorizar'.

A todos os colegas e ex-colegas dos laboratórios de Entomologia Sistemática, de Bioecologia de Insetos e de Carcinologia que de alguma forma contribuíram com o seu tempo para comigo, além claro, pelos cafezinhos. Mas, em especial, a Adriano Cavalleri, Augusto Ferrari, Carolina Greve, Cristiano Agra, Cristiano Schwertner, Jessie Pereira dos Santos, Jonas da Silva Döge, Jorge Cabeleira, Luciana Weiler, Luciano Moura, Rosvita Schreiner, Viviane Matesco.

Aos vigilantes da UFRGS, em especial à Cíntia, Jones, Thiago (diurno), Thiago (noturno) e Valmir, pela segurança e escolta proporcionada sempre que precisei.

Ao Conselho Nacional de Pesquisa pela concessão da bolsa de mestrado.

À Paula Bittencourt e Dona Eda pelas sessões de cinema, conversas e risadas. Aos amigos Shana, Fernando, Geraldo, Mateus, Paula e Mônica, Marquinhos, Betinho e Thiago, que sempre que encontrava, nunca tinha muito tempo. Aos queridos Andrei e Daniele, Vinícius e Virgínia, Leonardo e Lima, pelos momentos únicos, os achocolatados e joguinhos, experiências enológicas e pelas tentativas de pôquer.

A todos os familiares que foram compreensivos com minhas ausências em reuniões de famílias, ou mesmo num final de semana trivial, ao qual eu não pude comparecer por motivos relacionados ao mestrado.

Agradeço aos meus amados e responsáveis pais, Ernandes e Loreni, e ao meu irmão Nilson, pelo carinho e dedicação.

Minha gratidão a Deus, à Vida e à Evolução, sem os quais eu não estaria agradecendo aos demais.

**SUMÁRIO**

1. Introdução .....	1
1.1 Imaturos em Lepidoptera .....	1
1.2 Biologia de Heliconiini .....	3
1.3 Morfologia dos imaturos de Heliconiini .....	4
2. Material e Métodos .....	7
2.1 Espécies contempladas .....	7
2.2 Preparação do material .....	8
2.3 Nomenclatura .....	9
3. Resultados e Discussão .....	10
3.1 Estágio larval .....	10
3.1.1 Larva de primeiro instar .....	11
3.1.1.1 Chave para identificação .....	13
3.1.1.2 Diagnoses .....	14
3.1.2 Larva de quinto instar .....	28
3.1.2.1 Chave para identificação .....	30
3.1.2.2 Diagnoses .....	31
3.2 Estágio pupal .....	63
3.2.1 Chave para identificação .....	64
3.2.2 Diagnoses .....	66
3.3 Estágio adulto .....	96
3.3.1 Chave para identificação .....	96
3.3.2 Diagnoses .....	98
4. Considerações Finais .....	109
5. Referências Bibliográficas .....	111

6. Anexo ..... 124

## RESUMO

As espécies de Heliconiini (Lepidoptera, Nymphalidae), devido a sua coloração aposemática no estágio adulto, impalatabilidade, participação em anéis miméticos, estreita interação com maracujazeiros (Passifloraceae), bem como a facilidade de cultivo destas plantas hospedeiras e da adaptação em insetário, têm sido alvo de diversos estudos. Entretanto, informações acerca da biologia, comportamento ou morfologia dos estágios imaturos ainda são escassos. Para as espécies que ocorrem no estado do Rio Grande do Sul (RS), o estágio de ovo já abordado comparativamente e outros trabalhos, de cunho morfológico, descreveram os imaturos da maioria das espécies. Porém, estudos morfológicos comparativos e chaves de identificação para os estágios larvais, pupa e adulto para as espécies que ocorrem no sul do Brasil são inexistentes, embora tal conhecimento seja imprescindível para o desenvolvimento de trabalhos referentes à sua história de vida e ecologia. No sentido de preencher tal lacuna, com base na morfologia genérica e ultraestrutural externas do estágio larval (primeiro e quinto instar), bem como o de pupa, objetivou-se propor chaves de identificação para os mesmos e para os adultos das doze espécies/subespécies de heliconíneos que ocorrem no RS: *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]), *Dione juno juno* (Cramer, 1779), *Dione moneta moneta* Hübner, [1825], *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758), *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779), *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819), *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]), *Heliconius besckei* Ménétrés, 1857, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775), *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) e *Philaethria wernickei* (Röber, 1906). Como base para efetivar tais comparações adotou-se, em parte, as descrições já existentes, assim como foram descritos os imaturos das espécies ainda não contempladas em publicações, mas em fase de publicação (*E. aliphera aliphera*, *H.*



*besckei*, *H. ethilla narcaea*, *H. sara apseudes*, *P. wernickei*). Ovos, originários de adultos coletados em várias localidades do RS, foram acondicionados em placas de Petri até a eclosão das larvas, que foram alimentadas com ramos das respectivas plantas hospedeiras em condições de laboratório. Os espécimes foram fixados em fluído de Dietrich e preservados em etanol 70%. A morfologia genérica foi observada em estereomicroscópio e os aspectos ultraestruturais, em microscópio eletrônico de varredura, seguindo protocolo padrão adotado no laboratório. As chaves, para os estágios de larva (primeiro e quinto instares), pupa e adulto, foram confeccionadas com base nos dados morfológicos obtidos.

## 1. INTRODUÇÃO

### 1.1 Imaturos em Lepidoptera

Lepidoptera constitui um dos grupos de insetos mais diversificados e bem sucedidos ecologicamente (BROWN 1992). Cálculos recentes indicam que mais de 31% das cerca de 150.000 espécies descritas encontram-se na região Neotropical (HEPPNER 1991, 1998, LAMAS 2000).

Dada a sua facilidade de observação, muitos grupos de borboletas são considerados ótimos indicadores ambientais; indicando, pela sua presença, uma continuidade de sistemas frágeis e comunidades ricas em espécies ou, pela sua ausência, uma perturbação e/ou fragmentação acentuados demais para manter a integridade dos sistemas e da paisagem (PYLE *et al.* 1981, BROWN 1991, 1996, 1997a, 1997b, SPARROW *et al.* 1994, SAMWAYS 1995, BROWN & HUTCHINGS 1997, DEVRIES *et al.* 1997, NEW 1997). Na maioria dos trabalhos correspondentes, leva-se em consideração somente a fase adulta, no entanto, reconhece-se que vários aspectos que tornam as borboletas indicadoras ambientais estão fortemente associados aos primeiros estágios ontogenéticos, o que é compartilhado com as plantas hospedeiras, considerando que a grande maioria das espécies é herbívora (SCOBLE 1995, GRIMALDI & ENGEL 2005).

Os ovos de lepidópteros são diversos em estrutura, abundância e em como são depositados (STEHR 1987). Podem ser esféricos, hemisféricos, elipsóides, achatados e até aproximadamente cubóides. A região micropilar localiza-se no pólo anterior (= região superior, após a oviposição) (HINTON 1981). O cório pode apresentar-se com cristas ou carenas longitudinais salientes, ou ainda pode ser pontuado, rugoso ou liso (*e.g.*, DELL'ERBA *et al.* 2005, DOWNEY & ALLYN 1981). Geralmente são depositados nas plantas que servirão de alimento às larvas, ou próximo a elas, mas também podem ser dispersos em grande número durante o vôo, como ocorre com alguns Hepialidae

(COMMON 1973). Outros autores que abordaram em seus trabalhos este estágio são DORING (1955), SARLET (1964) e mais recentemente SALKELD (1983, 1984), que ilustrou ovos de Geometridae e Noctuidae. Comparativamente aos outros estágios imaturos, o conhecimento acerca da biologia deste estágio é consideravelmente menor.

Segundo STEHR (1987), as larvas dos macrolepidópteros são do tipo eruciforme, com cabeça bem diferenciada do restante do corpo e este geralmente alongado e cilíndrico, constituído por três segmentos torácicos e dez abdominais. Na cabeça, encontram-se um par de antenas curtas, seis estematas (olhos simples) dispostos em semicírculo de cada lado e um espinarete labial. Nos segmentos torácicos, três pares de pernas verdadeiras, e larvópodos (falsas-pernas), do terceiro ao sexto e no décimo segmentos abdominais. Segundo COSTA LIMA (1945), neste estágio há geralmente cinco a oito ecdises, podendo em algumas espécies, chegar até dez. PETERSON (1962) abordou somente as larvas da região Neártica. DEVRIES (1987, 1997) descreveu e ilustrou larvas de Nymphalidae, Papilionidae, Pieridae e de Riodinidae, todas da Costa Rica. STEHR (1987) dedicou-se aos estágios imaturos das famílias de Lepidoptera, abordando principalmente o estágio larval.

As pupas de Lepidoptera são na maioria adécticas e obtectas, podendo ser suspensas ou sucintas por uma fina cintura de seda ao redor do tórax. Ao estudar a morfologia pupal, MOSHER (1916) estabeleceu uma classificação para Lepidoptera baseada em tais caracteres. No entanto, não há revisão recente a respeito. DEVRIES (1987, 1997) descreveu e ilustrou pupas de Papilionoidea da fauna costarriquenha.

Assim, são poucos os trabalhos abrangentes que tratam especificamente dos imaturos de Lepidoptera. A maioria das espécies neotropicais tem seus imaturos completamente desconhecidos ou apenas parcialmente descritos. Para a fauna brasileira, muitas espécies ainda não foram descritas, principalmente aquelas noturnas e de

pequenas dimensões, as quais oferecem vasto campo de estudos aos taxônomos (DIAS 2006).

Por outro lado, o acréscimo de informações básicas sobre a biologia e morfologia dos estágios iniciais dos lepidópteros é importante para o desenvolvimento de outros estudos, principalmente aqueles relativos à identificação, filogenia, taxonomia, e história de vida (KITCHING 1985, MILLER 1991, PENZ 1999, RODRIGUES 1999, MOTTA 2003, FREITAS & BROWN 2004).

## **1.2 Biologia de Heliconiini**

Heliconiinae (Lepidoptera: Nymphalidae) é constituída por quatro tribos: Acraeini, Argynnini, Heliconiini e Vagrantini, sendo a última ausente na região Neotropical (PENZ & PEGGIE 2003, LAMAS 2004). Todas as outras estão representadas no RS (TESTON *et al.* 2006). Heliconiini neotropicais se distribuem do sul dos Estados Unidos até o Uruguai (DEVRIES 1987). Atualmente o grupo possui cerca de 70 espécies distribuídas em 10 gêneros (BROWN 1981, PENZ 1999, LAMAS 2004), sendo que 12 dessas ocorrem no RS (DELL'ERBA *et al.* 2005, TESTON *et al.* 2006).

Popularmente chamadas de borboletas-do-maracujá, a tribo Heliconiini constitui-se num dos grupos de ninfalídeos mais conhecidos. O fácil cultivo de suas plantas hospedeiras (Passifloraceae) e adaptação às condições de insetário tornaram os heliconíneos modelos experimentais muito utilizados em diversos estudos sobre interação inseto-planta (GILBERT 1971, 1975, BENSON *et al.* 1975, SPENCER 1988, MUGRABI-OLIVEIRA & MOREIRA 1996a, b), dentre outros aspectos, tais como mimetismo, biogeografia, ecologia e comportamento (CRANE 1957, BENSON *et al.* 1975, BROWN 1981, GILBERT 1991, HERNANDEZ & BENSON 1998, RODRIGUES & MOREIRA 2002, BERNAYS *et al.* 2004, RODRIGUES & MOREIRA 2004, KERPEL & MOREIRA 2005).

BENSON *et al.* (1975) propuseram um sistema de evolução paralela, ocasionado pela pressão da herbivoria das larvas dos heliconíneos sobre as passifloráceas. Neste sistema, as espécies consideradas ancestrais entre os heliconíneos estariam associados a subgêneros mais ancestrais dentre as passifloráceas, da mesma forma para as mais derivadas. Porém, tal cenário não foi testado após os avanços alcançados recentemente na filogenia tanto dos próprios heliconíneos (*e.g.* BELTRÁN *et al.* 2007) quanto das passifloráceas hospedeiras (*e.g.* MUSCHNER 2005).

Apesar disso, trabalhos que indiquem as espécies de passifloráceas e de heliconíneos associados são poucos (*e.g.* BROWN & MIELKE 1972, BROWN 1979). BROWN (1981), em revisão a respeito, apresentou informações gerais sobre as passifloráceas utilizadas pelas diferentes espécies de heliconíneos nas regiões Neotropical e Neártica. Para o Rio Grande do Sul (RS), os dados existentes são fragmentados (GARCIAS 1983, MENNA-BARRETO & ARAÚJO 1985, MIRANDA 1997, PÉRICO 1995, PÉRICO & ARAÚJO 1991, BIANCHI & MOREIRA 2005, DELL'ERBA *et al.* 2005).

### **1.3 Morfologia dos imaturos de Heliconiini**

O conhecimento morfológico dos imaturos de Heliconiini é escasso. FLEMING (1960) descreveu a quetotaxia da larva de primeiro instar e BEEBE *et al.* (1960) abordaram aspectos da morfologia geral; ambos trabalhos foram desenvolvidos com 14 espécies de heliconíneos da ilha de Trinidad.

Outros estudos descreveram e/ou ilustraram a morfologia geral dos imaturos de algumas espécies da tribo (BROWN 1944, RICKARD 1968, BROWN 1970, BROWN 1972, BROWN & HOLZINGER 1973, BROWN & BENSON 1975, MALLET & LONGINO 1982, JANZEN 1983, PENZ 1995, AJMAT DE TOLEDO 1991a, b). Somente em estudos mais

recentes a morfologia geral e ultraestrutural externas dos primeiros estágios ontogenéticos foi apresentada com detalhes; tais estudos incluíram espécies que têm ocorrência para RS. DELL'ERBA *et al.* (2005), por exemplo, abordaram o estágio de ovo dessas espécies, apresentando uma chave dicotômica para identificação. Outros trabalhos de cunho morfológico descreveram os demais estágios imaturos de espécies que ocorrem no RS, a saber: ANTUNES *et al.* (2002), KAMINSKI *et al.* (2002), TAVARES *et al.* (2002), PAIM *et al.* (2004), SILVA *et al.* (2006), KAMINSKI *et al.* (2008), SILVA *et al.* (2008). Além desses, no Laboratório de Morfologia e Comportamento de Insetos (LMCI), do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), encontram-se em fase de publicação, os seguintes trabalhos: AYMONE *et al.* (em preparação), BARÃO & MOREIRA (no prelo), BARÃO *et al.* (em preparação), MOREIRA *et al.* (em preparação) e SILVA & MOREIRA (em preparação). Estudos morfológicos comparativos e chaves de identificação para os estágios larvais e de pupa para estas espécies são inexistentes.

Adultos sempre foram os mais contemplados nos estudos em Heliconiini de maneira geral. Porém, embora hajam trabalhos com chaves de identificação para os gêneros neotropicais (MICHENER 1942a), para grupos de algumas subespécies dentro da tribo (MICHENER 1942b, BROWN 1976), e para algumas localidades, como Trinidad e Argentina (HAYWARD 1951, EMSLEY 1963), inexistem chaves para as espécies de Heliconiini na Região Sul do Brasil que contemplem os adultos.

Tais informações, bem como a correta identificação dos estágios imaturos de cada espécie, em condições de campo ou laboratoriais são imprescindíveis para a realização de estudos futuros como, por exemplo, aqueles calcados na identificação dos imaturos, seja nas áreas de ecologia, história de vida, mimetismo, filogenia e/ou

sistemática (BROWN 1981, BROWER 1997, LEE *et al.* 1992, PENZ 1999, RODRIGUES & MOREIRA 2002).

No sentido de preencher tais lacunas do conhecimento objetivou-se, valendo-se das informações contidas nos trabalhos sobre imaturos acima citados e com base na comparação da morfologia geral e ultraestrutural externas dos estágios larvais de primeiro e quinto instar, bem como o de pupa, propor chaves de identificação para os mesmos. Salienta-se que o primeiro instar foi pouco explorado nesses estudos quanto à coloração. Além dos estágios imaturos, os adultos também são contemplados com uma chave de identificação, utilizando-se como base dados da literatura, a respeito da venação e coloração das asas.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 Espécies contempladas

Segundo DELL'ERBA *et al.* (2005) e TESTON *et al.* (2006), doze espécies de Heliconiini ocorrem no estado do RS, sendo estas abordadas no presente trabalho: *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]), *Dione juno juno* (Cramer, 1779), *Dione moneta moneta* Hübner, [1825], *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758), *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779), *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819), *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]), *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775), *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) e *Philaethria wernickei* (Röber, 1906).

Os imaturos examinados foram preservados em etanol 70%, e os adultos alfinetados e secos. Todos encontram-se depositados na coleção do Laboratório de Morfologia e Comportamento de Insetos, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Brasil, sob os números: *A. vanillae maculosa*: Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre (Campus do Vale), 2002, L.A. Kaminski *leg.*, 129; Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre (Campus do Vale), 2003, D.S. Silva *leg.*, 130. *D. juno juno*: Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre (Centro), 14.II.2002, L.A. Kaminski *leg.*, 109. *D. moneta moneta*: Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre (Bairro IAPI), 12.VI.2001, L.A. Kaminski *leg.*, 110; Brasil, Rio Grande do Sul: Derrubadas (Pq. Est. do Turvo), 21.VI.2003, L.A. Kaminski *leg.*, 163. *D. phaetusa*: Brasil, Rio Grande do Sul: Eldorado do Sul, 14.V.2002, R. Dell'Erba & L.A. Kaminski *leg.*, 103. *D. iulia alcionea*: Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre, 1997, A.C. Paim *leg.*, 113; Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre (Campus do Vale), 2002, L.A. Kaminski *leg.*, 114. *E. aliphera aliphera*: Brasil, Rio Grande do Sul: Derrubadas (Pq. Est. do Turvo), 20.VI.2002, G.R.P. Moreira, A.C. Paim, L.A. Kaminski & R. Dell'Erba



*leg.*, 107. *E. isabella dianasa*: Brasil, Rio Grande do Sul: Eldorado do Sul, 14.VI.2002, R. Dell'Erba & L.A. Kaminski *leg.*, 103. *H. besckei*: Brasil, Rio Grande do Sul: Maquiné (Barra do Ouro), 14.XII.2001, L.A. Kaminski *leg.*, 106; Brasil, Paraná: Curitiba (UFPR, Centro Politécnico), 27.II.2003, L.A. Kaminski & R. Dell'Erba *leg.*, 127. *H. erato phyllis*: Brasil, Rio Grande do Sul: Porto Alegre, 1997/1998, V. Ferro *leg.*, 100. *H. ethilla narcaea*: Brasil, Rio Grande do Sul: Maquiné (Barra do Ouro), 04.II.2002, L.A. Kaminski *leg.*, 105; Brasil, Rio Grande do Sul: São Francisco de Paula (FLONA), 30.I.2006, G.R.P. Moreira, A.K. Silva & D.S. da Silva *leg.*, 148. *H. sara apseudes*: Brasil, Santa Catarina: Morro do Baú, 17.V.1995, G.R.P. Moreira *leg.*, 132; Brasil, Espírito Santo: Guarapari, 21.II.2004, L.A. Kaminski *leg.*, 136. *P. wernickei*: Brasil, Rio Grande do Sul: Maquiné (Barra do Ouro), 21.XII.2002, L.A. Kaminski & R. Dell'Erba *leg.*, 115; Brasil, Rio Grande do Sul: São Francisco de Paula (FLONA), 25.III.2006, G.R.P. Moreira *et. al. leg.*, 156; Brasil, Rio Grande do Sul: Maquiné, 25.VI.2005, L.A. Kaminski *leg.*, 157.

## 2.2 Preparação do material

A morfologia geral externa das larvas foi analisada em estereomicroscópio Leica<sup>®</sup> M125. A análise foi baseada em material fixado em fluído de Dietrich ou incluso em gelatina glicerinada. Cápsulas cefálicas foram reidratadas, clarificadas com KOH 10% e montadas sobre lâmina/lamínula, utilizando-se gelatina glicerinada como meio de inclusão. O padrão de coloração foi baseado em espécimes vivos, representados em aquarela ou imagens digitalizadas, obtidas pelo uso de câmera digital Sony<sup>®</sup> Cyber-shot DSC-H10 acoplada ao estereomicroscópio, valendo-se de recursos de automontagem com o auxílio do software Helicon Focus 4.8<sup>®</sup>.

Para a análise da morfologia ultraestrutural, amostras foram preparadas no Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS (CME), conforme o seguinte protocolo: 1) desidratação em ponto crítico em aparelho Bal-tec<sup>®</sup> CPD030; 2) montagem sobre suporte metálico com fita dupla face e, 3) metalização com ouro em metalizador Bal-tec<sup>®</sup> SCD050. Observações e fotografias foram realizadas em microscópio eletrônico de varredura JEOL<sup>®</sup> JSM5800 no CME. Para as análises morfológicas foram comparados, no mínimo, cinco exemplares de cada espécie.

### **2.3 Nomenclatura**

Para as áreas do corpo da larva, seguiu-se o proposto por PETERSON (1962); para a quetotaxia primária e ganchos dos larvópodos, STEHR (1987), excetuando-se as cerdas do paraprocto e da seção cilíndrica do larvópodo do décimo segmento abdominal, para as quais foi adotado KITCHING (1984). Para os escolos, placas e outras estruturas morfológicas larvais, seguiu-se BEEBE *et al.* (1960). A terminologia utilizada para o estágio pupal foi MOSHER (1916) e BEEBE *et al.* (1960). Para os adultos, utilizou-se MICHENER (1942a).

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 Estágio larval

Semelhante ao encontrado para outros heliconíneos (BEEBE *et al.* 1960, FLEMING 1960), as espécies que ocorrem no RS apresentam o estágio larval com cinco instares. De forma similar a outros macrolepidópteros, as larvas são do tipo eruciforme, com pernas verdadeiras em cada segmento torácico e larvópodos presentes do terceiro ao sexto e décimo segmentos abdominais.

Cabeça: a morfologia geral externa da cápsula cefálica e peças bucais seguem o padrão geral para Lepidoptera (STEHR 1987) (Figs 1 e 2). Os epicrânios margeiam lateralmente a fronte e o clipeo, que apresentam-se fusionados, com sutura frontoclipeal que pode estar mais ou menos evidente. Anteclipeo (*sensu* MILLER 1991) liga o labro ao frontoclipeo, podendo ou não estar aparente. Labro cobre parcialmente as mandíbulas em vista frontal. Antenas inseridas nas antacórias, e constituídas por três segmentos, os dois últimos com sensilas. Seis estematas com tamanhos similares, dispostos em semicírculo nas laterais de cada epicrânio (Fig. 2).

Corpo: duas placas, localizadas dorsalmente; uma protorácica e outra anal, no décimo segmento abdominal (*sensu* BEEBE *et al.* 1960) (Figs 3-5). No primeiro instar (Fig. 4), pináculos podem portar uma ou duas cerdas primárias. Do segundo ao quinto instares (Fig. 5), há o surgimento de verrucas, onde estão inseridas muitas cerdas menores. Espiráculos no protórax e do primeiro ao oitavo segmento abdominal, sendo o primeiro e o último levemente maiores (Figs 4 e 5). No primeiro instar os mesmos apresentam-se arredondados e com peritrema elevado; no quinto instar, o formato é elíptico e sem peritrema distintamente elevado. Tegumento coberto por microtríquias, em maior quantidade ventralmente e próximo aos larvópodos. Na planta dos larvópodos

estão os ganchos, unisseriais e uniordinais no primeiro instar, e unisseriais e multiordinais no quinto instar.

### 3.1.1 Larva de primeiro instar

Quetotaxia primária (Fig. 4) formada por cerdas lisas ou com pequenas projeções em forma de escamas, e todas do tipo calaza. O ápice destas cerdas pode apresentar-se dilatado (clavado) (KAMINSKI *et al.* 2002, PAIM *et al.* 2004, SILVA *et al.* 2006, KAMINSKI *et al.* 2008, SILVA *et al.* 2008, BARÃO & MOREIRA no prelo, BARÃO *et al.* em preparação, MOREIRA *et al.* em preparação, SILVA & MOREIRA em preparação), afilado (ANTUNES *et al.* 2002) ou ainda partido em três ou mais pontas (TAVARES *et al.* 2002, AYMONE *et al.* em preparação). Cerdas primárias com ápice dilatado já foram descritas também em Satyrinae (MURRAY 2001, FREITAS 2003).

Cápsula cefálica (Figs 1 e 2) com cerdas e poros distribuídos nos seguintes grupos: anterior (A), formado pelas cerdas A1, A2, A3 e poro Aa; adfrontal (AF), pelas cerdas AF1, AF2 e poro AFa; clipeal (C), pelas cerdas C1 e C2; frontal (F), composto pela cerda F1 e poro Fa; lateral (L), formado pela cerda L1 e poro La; póstero-dorsal (P), pelas cerdas P1, P2 e poros Pa e Pb; estematal (S), constituído pelas cerdas S1, S2, S3 e poros Sa e Sb; e substematal (SS), pelas cerdas SS1, SS2, SS3 e poros SSa e SSb. Além destes grupos, microcerdas e poros associados pertencentes aos grupos céfalo-dorsal (*sensu* DUARTE *et al.* 2005), microgenal e cerdas menores do labro, mandíbula e maxila também foram encontrados em muitas espécies. No tórax e abdômen, as cerdas estão distribuídas nos grupos: protorácico (XD), dorsal (D), subdorsal (SD), lateral (L), ventral (V), subventral (SV), paraproctal (PP), subparaproctal (SP) e da seção cilíndrica do larvópodo do décimo segmento abdominal (PL) (Fig. 4).

Protórax (T1): placa protorácica com as cerdas XD2, D1 e D2, além dos poros XDc (FLEMING 1960) e XDb (ANTUNES *et al.* 2002, PAIM *et al.* 2004) (Fig. 3); cerdas SD1 e SD2 no mesmo pináculo; cerdas L1 e L2 em um único pináculo; cerdas SV1 e SV2 também inseridas no mesmo pináculo. Várias cerdas foram observadas nas pernas, destacando-se as tibiais e as tarsais (Ts1, Ts2, Ts3 e Ts4) (*sensu* MILLER 1991), sendo Ts4 longa e curvada, semelhante à garra tarsal.

Meso- e metatórax (T2 e T3): cerdas D1 e D2 em pináculos separados; cerdas SD1 e SD2 no mesmo pináculo; grupo lateral representado pela cerda L1; grupo subventral pode estar representado pela cerda SV1 ou também pela cerda SV2, neste último caso, ambas num mesmo pináculo como descrito por TAVARES *et al.* (2002) e KAMINSKI *et al.* (2008).

Segmentos A1 e A2: cerdas D1 e D2 em pináculos diferentes; grupo subdorsal representado pela cerda SD1; cerdas L1 e L2 em pináculos separados; grupo subventral representado em A1 apenas pela cerda SV1, e em A2 por SV1 e SV2, podendo estar inseridas no mesmo pináculo ou inseridas separadamente. Cerdas ventrais, curtas e finas, presentes e representadas ao menos por V1.

Segmentos A3 ao A8: cerdas dorsais (D1 e D2), subdorsais (SD1) e laterais (L1 e L2) semelhantes às encontradas nos segmentos abdominais anteriores; cerdas SV1 e SV2 inseridas na seção cilíndrica dos larvópodos nos segmentos A3 a A6, em A7 e A8, apenas SV1 está presente.

Segmento A9: cerdas dorsais (D1 e D2) e subdorsais (SD1) semelhantes ao descrito para os outros segmentos abdominais, exceção feita se as cerdas D1 e SD1 estiverem no mesmo pináculo (BARÃO *et al.* em preparação); os pináculos das cerdas dorsais apresentam-se total ou parcialmente fusionados; grupo lateral composto pela cerda L1 e o subdorsal pela cerda SV1.

Segmento A10: placa anal com as cerdas D1, D2, SD1 e SD2; cerda PP1 (*sensu* STEHR 1987) e SP1 (*sensu* KITCHING 1984) localizada mais ventralmente, ambas curtas e afiladas; seção cilíndrica do larvópodo com as cerdas PL1, PL2, PL3, PL4 e PL5, esta última não visível em vista lateral. A quetotaxia deste último segmento apresenta similaridades às encontradas em Danainae (KITCHING 1984).

Coloração: cápsula cefálica varia de creme a preta, e o corpo, de creme a castanho-amarelado, podendo apresentar faixas transversais castanhas e manchas brancas em alguns dos segmentos torácicos e/ou abdominais (Figs 18-29). Após a alimentação, o conteúdo intestinal é visível por transparência, como uma faixa esverdeada ou marrom-esverdeada. Cerdas maiores, placas e pináculos de coloração variável, desde amarelados a pretos.

### 3.1.1.1 Chave para identificação

1. Meso- e metatórax com duas cerdas (SV1 e SV2), presentes em um mesmo pináculo subventral (Figs 7 e 8) ..... 2
- 1'. Meso- e metatórax com apenas uma cerda (SV1), presente em um pináculo subventral (Figs 6 e 9-17) ..... 3
- 2 (1). Cerdas dorsais com ápice clavado (Figs 55 e 56); segmentos torácicos e abdominais com faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas (Fig. 20) ..... *Dione moneta moneta*
- 2'. Cerdas dorsais com ápice não clavado (Figs 49 e 50); segmentos torácicos e abdominais sem faixas transversais de tons castanhos, nem manchas brancas (Fig. 19) ..... *Dione junio junio*
- 3 (1') Cerda D2 dos segmentos A1 a A6 pequena e fina, com menos de 1/10 do tamanho de D1 (Fig. 6) ..... *Agraulis vanillae maculosa*

3'. Cerda D2 dos segmentos A1 a A6 com mais de 1/10 do tamanho de D1 .....	4
4 (3'). Cerdas dorsais com o ápice não clavado .....	5
4'. Cerdas dorsais com o ápice clavado .....	6
5 (4). Cabeça preta (Fig. 24) .....	<i>Eueides isabella dianasa</i>
5'. Cabeça creme (Fig. 23) .....	<i>Eueides aliphera aliphera</i>
6 (4'). Segmentos torácicos e/ou abdominais com faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas .....	7
6'. Segmentos torácicos e abdominais sem faixas de tons castanhos, nem manchas brancas .....	8
7 (6). Cabeça castanho-escura a preta (Fig. 29) .....	<i>Philaethria wernickei</i>
7'. Cabeça castanho-amarelada (Fig. 21) .....	<i>Dryadula phaetusa</i> ou <i>Dryas iulia alcionea</i>
8 (6'). Segmento A2 com as cerdas SV1 e SV2 no mesmo pináculo subventral (Figs 14 e 16) .....	9
8'. Segmento A2 com as cerdas SV1 e SV2 em pináculos subventrais diferentes (Figs 13 e 15) .....	<i>Heliconius ethilla narcaea</i> ou <i>Heliconius besckei</i>
9 (8). Cabeça castanho-escura (Fig. 28); segmento A9 com as cerdas D2 e SD1 em um mesmo pináculo (Fig.16) .....	<i>Heliconius sara apseudes</i>
9'. Cabeça amarelada (Fig. 26); segmento A9 com as cerdas D2 e SD1 em pináculos diferentes (Fig. 14) .....	<i>Heliconius erato phyllis</i>

### 3.1.1.2 Diagnoses

#### *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908])

(Figs 6, 18 e 42-44)

Segundo SILVA *et al.* (2006), a cápsula cefálica é preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-cinzentos a castanho-escuros. Tórax e abdômen de coloração geral

castanho-amarelado. Adicionalmente à descrição de SILVA *et al.* (2006), a larva apresenta uma larga faixa transversal castanha que envolve quase totalmente os segmentos A1, A3, A5, A7, A8 e A9. Mancha branca dorsal, posicionada entre os pináculos das cerdas D1 e D2 em T2 e T3; e entre D1 e SD1 em A2, A4 e A6. Mancha branca subdorsal, posicionada ântero-medianamente, associada aos pináculos dos grupos de cerdas subdorsal e lateral em T2 e T3; e junto ao pináculo de SD1 em A2, A4 e A6. Mancha branca lateral à placa anal. Mancha branca médio-ventral em alguns segmentos. No segmento T1 algumas pequenas manchas associadas aos pináculos e à margem anterior da placa protorácica (Fig. 18).

Placas protorácica e anal castanho-cinzentas. Cerdas pretas, sobre calazas e pináculos castanho-cinzentos a castanho-escuros. Quetotaxia (Fig. 6) segue SILVA *et al.* (2006). Ápice das cerdas dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 42 e 43). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax com apenas uma cerda subventral (SV1), em pináculo subventral. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos separados. Cerda dorsal D2 de A1 a A6 pequena e fina, com menos de 1/10 do tamanho da cerda D1 dos mesmos segmentos; constitui a menor cerda dorsal, nestes segmentos, dentre as espécies estudadas. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice distintamente afilado e sem estrias (Fig. 44).

Diagnose diferencial. *A. vanillae maculosa* distingue-se das outras espécies deste estudo por apresentar a cerda D2 de A1-A6 pequena e fina, com menos de 1/10 do tamanho da cerda D1.

Distribuição geográfica. Argentina, Paraguai, Chile, Uruguai; no Brasil, nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro,



Espírito Santo, Bahia e Mato Grosso do Sul (MICHENER 1942, EMSLEY 1963, BROWN & MIELKE 1972).

***Dione juno juno* (Cramer, 1779)**

(Figs 7, 19 e 49-51)

Corroborando o encontrado por TAVARES *et al.* (2002), a cápsula cefálica é preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-cinzentos a castanho-escuros. Tórax e abdômen castanho-amarelados (Fig. 19). Abdômen sem faixas transversais de tonalidades castanhas e manchas brancas.

Placas protorácica e anal castanho-cinzentas a castanho-escuras. Cerdas pretas, sobre calazas e pináculos castanho-cinzentos ou castanho-escuros. Quetotaxia (Fig. 7) segue o descrito por TAVARES *et al.* (2002). Ápice das cerdas é partido em três a quatro pontas (Figs 49 e 50). Meso- e metatórax possuem duas cerdas subventrais (SV1 e SV2), presentes em um mesmo pináculo. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos separados. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice afilado e sem estrias (Fig. 51).

Diagnose diferencial. O gênero *Dione* neste estudo possui T2 e T3 portando duas cerdas do grupo subventral (SV1 e SV2) no mesmo pináculo. *D. juno juno* distingue-se de *D. moneta moneta* pelas cerdas com o ápice não clavado, mas partido, em três a quatro pontas; e por apresentar os segmentos torácicos e abdominais sem faixas transversais de tons castanhos, nem manchas brancas.

Distribuição geográfica. Pequenas Antilhas e do norte da América do Sul ao Uruguai; no Brasil ocorre da costa do nordeste a Região Sul, incluindo o norte, centro-oeste e Região Amazônica. Há registros mais específicos para os estados do Rio de

Janeiro, Bahia, Espírito Santo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (EMSLEY 1963, BROWN & MIELKE 1972).

***Dione moneta moneta* Hübner, [1825]**

(Figs 8, 20 e 55-57)

Semelhante ao descrito por KAMINSKI *et al.* (2008), a cápsula cefálica é castanho-escura a preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-escuros a pretos. Tórax e abdômen de coloração geral castanho-claro a castanho-amarelado. Em adição a KAMINSKI *et al.* (2008), observamos uma faixa transversal de coloração castanha que envolve quase que totalmente os segmentos A1, A3, A5, A7, A8 e A9. Mancha branca dorsal entre os pináculos das cerdas D1 e D2 em T2 e T3; e entre D1 e SD1 em A2, A4 e A6. Mancha branca subdorsal, posicionada ântero-medianamente, associada aos pináculos dos grupos de cerdas subdorsal e lateral em T2 e T3; e junto ao pináculo de SD1 em A2, A4 e A6. Mancha branca lateral à placa anal. Pequenas manchas brancas, muitas vezes irregulares, quando presentes, principalmente nos segmentos abdominais, junto aos pináculos do grupo de cerdas lateral. Mancha branca médio-ventral em alguns segmentos. T1 com pequenas manchas associadas ao pináculo do grupo de cerdas subdorsal e à margem ântero-lateral da placa protorácica (Fig. 20).

Placas protorácica e anal castanho-escuras. Cerdas castanho-escuras a pretas, sobre calazas e pináculos castanho-escuros. Quetotaxia de *D. moneta moneta* (Fig. 8) segue KAMINSKI *et al.* (2008). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 55 e 56). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax com duas cerdas subventrais (SV1 e SV2), presentes em um mesmo pináculo. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos separados. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 apresentam-se

fusionados na base. Microtríquias cônicas, com base alargada e o ápice distintamente afilado e projetado, sem estrias (Fig. 57).

Diagnose diferencial. *D. moneta moneta* difere de *D. juno juno* por apresentar as cerdas com o ápice dilatado, com formato clavado; e, por apresentar os segmentos torácicos e abdominais com faixas transversais de coloração castanha e manchas brancas.

Distribuição geográfica. Na América do Sul, a leste dos Andes, na distribuição mais austral do gênero; no Brasil, a oeste de Minas Gerais, oeste de São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (EMSLEY 1963, BROWN & MIELKE 1972).

### ***Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758)**

(Figs 9, 21 e 61-63)

Segundo SILVA *et al.* (2008), *D. phaetusa* possui a cápsula cefálica castanho-amarelada, com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanhos. Tórax e abdômen de coloração geral castanho-clara. Em adição, foram encontradas faixas transversais de coloração castanho-escuras em vários segmentos torácicos e abdominais, semelhante ao descrito por BEEBE *et al.* (1960), nos segmentos A1, A3, A5 e A7. Manchas brancas associadas aos pináculos também distribuem-se no tórax e abdômen (Fig. 21).

Placas protorácica e anal castanho-escuras a pretas. Cerdas, calazas e pináculos castanho-escuros a pretos. Quetotaxia (Fig. 9) segue SILVA *et al.* (2008). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 61 e 62). Meso- e metatórax somente com uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2 em pináculos separados. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Pináculos das cerdas D1 de A9

aparentam estar fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice distintamente afilado e sem estrias (Fig. 63).

Diagnose diferencial. *D. phaetusa* e *D. iulia alcionea*, diferem das outras espécies de Heliconiini por apresentarem a cápsula cefálica castanho-amarelada, e o tórax e abdômen com faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas. As características apontadas por FLEMING (1960) não se mostraram práticas e utilizáveis para separar as duas espécies que aqui ocorrem. Ou seja, neste estudo não foram encontradas diferenças morfológicas significativas para distinguir estas duas espécies no primeiro instar.

Distribuição geográfica. México, América Central e norte da América do Sul. Brasil: sul, sudeste e parte da Região Amazônica, com registros mais específicos para os estados do Rio de Janeiro, Bahia e Mato Grosso (EMSLEY 1963, BROWN & MIELKE 1972, DEVRIES 1987).

### ***Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779)**

(Figs 10, 22 e 68-70)

Similar ao descrito em PAIM *et al.* (2004), a cápsula cefálica apresenta-se castanho-amarelada, com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-cinzentos a castanho-escuros. Tórax e abdômen de coloração geral castanho-amarelado. Complementando tal descrição, encontramos uma larga faixa de coloração castanho-escuro envolvendo quase que totalmente os segmentos A1, A3, A5 e A7. Mancha branca dorsal entre os pináculos das cerdas D1 e D2 em T2 e T3; e entre D1 e SD1 em A2, A4, A6, A8 e em A9 entre D1 e D2. Mancha branca subdorsal, posicionada ântero-medianamente, associada aos pináculos dos grupos de cerdas subdorsal e lateral em T2 e T3; e junto ao pináculo de

SD1 em A2, A4, A6 e A8. Mancha branca lateral entre os pináculos dos grupos de cerdas lateral e subventral em T1, T2 e T3; e associada aos pináculos das cerdas laterais dos segmentos A1 ao A8. Mancha branca médio-ventral em alguns segmentos torácicos e abdominais. Mancha branca látero-posterior à placa anal. Mancha irregular de tonalidade castanha pode estar presente dorsal- ou lateralmente nos segmentos A8, A9 e/ou A10 (Fig. 22).

Placas protorácica e anal castanho-cinzentas. Cerdas castanho-escuras a pretas, sobre calazas e pináculos castanho-cinzentas. Quetotaxia (Fig. 10) segue PAIM *et al.* (2004). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 68 e 69). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax possuem apenas a cerda subventral SV1. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos separados. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 apresentam as bases fusionadas. Microtríquias cônicas, e sem estrias, concentrando-se na porção ventral do corpo, junto às pernas (Fig. 70) e larvópodos.

Diagnose diferencial. *D. iulia alcionea*, à semelhança de *D. phaetusa*, difere das outras espécies de Heliconiini que ocorrem no RS, por apresentar a cápsula cefálica castanho-amarelada, e o tórax e abdômen com faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas.

Distribuição geográfica. As populações continentais sul-americanas de *Dryas iulia* correspondem em sua maioria a esta subespécie (BROWN & YEPEZ 1984, BROWN 1992). Abrangendo do norte da América do Sul ao Uruguai, incluindo todo o Brasil (EMSLEY 1963).

***Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819)**

(Figs 11, 23 e 74-76)

Cápsula cefálica creme, com os estematas de coloração castanho-escuro. Pernas torácicas e larvópodos creme, parcialmente translúcidos. Tórax e abdômen com coloração geral creme. Segmentos A1 e A2 de cor amarela mais intensa que os outros segmentos. Segmento A3 pode apresentar uma tonalidade de amarelo intermediária entre as anteriormente citadas (AYMONE *et al.* em preparação) (Fig. 23). Abdômen sem faixas transversais de tonalidades castanhas e manchas brancas.

Ainda segundo AYMONE *et al.* (em preparação), as placas protorácica e anal são de cor creme. Cerdas pretas, com a base e o ápice de coloração creme, parcialmente translúcidas, sobre calazas e pináculos de cor creme. Cerdas menores são parcial- ou totalmente translúcidas. Quanto à quetotaxia (Fig. 11), o ápice das cerdas é partido em três pontas. Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax apenas com uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 do segmento A2, em pináculos separados. Não foi observada a presença da cerda L3 descrita por FLEMING (1960). Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 podem estar parcialmente fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice distintamente afilado, muitas vezes bem projetado, sem estrias (Fig. 76).

Diagnose diferencial. O gênero *Eueides* no RS apresenta as seguintes características diferenciais, associadas: meso- e metatórax com apenas uma cerda subventral (SV1); e cerdas dorsais com o ápice não clavado, mas afilado ou partido. *E. aliphera aliphera* difere de *E. isabella dianasa* por apresentar coloração geral creme e cerdas com o ápice partido em três pontas.

Distribuição geográfica. Colômbia, Equador, Venezuela, Peru, Guiana, Bolívia e Argentina. Brasil: Região Amazônica, Rio de Janeiro, São Paulo, Minas Gerais, Espírito

Santo, Bahia, Espírito Santo, Distrito Federal, Mato Grosso e Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

***Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806])**

(Figs 12, 24, 80 e 81)

Semelhante ao descrito em ANTUNES *et al.* (2002), a cápsula cefálica é preta. Pernas torácicas e larvópodos branco-esverdeados. Adicionalmente, observamos que o tórax e o abdômen são de coloração geral branco-esverdeado, com faixa branca envolvendo praticamente todo o segmento T1, incluindo as margens látero-anteriores da placa protorácica. Faixa larga de coloração castanha envolve quase totalmente os segmentos A1, A3, A5, A6 e A7. Mancha branca dorsal posicionada entre aos pináculos das cerdas D1 e D2 em T2 e T3; e entre D1 e SD1 em A2, A4, A6, A8 e em A9, entre D1 e D2. Mancha branca subdorsal, posicionada ântero-medianamente, associada aos pináculos dos grupos de cerdas subdorsal e lateral em T2 e T3; e junto ao pináculo de SD1 em A2, A4, A6 e A8. Mancha branca látero-posterior à placa anal. Faixa branco-esverdeada, em posição ventro-lateral, atingindo até a linha de cerdas laterais, estendendo-se longitudinalmente de T1 a A9. Manchas castanhas e brancas de tonalidades menos intensas podem estar presentes junto aos espiráculos e alguns dos pináculos (Fig. 24). Este padrão de coloração, é similar ao descrito por BEEBE *et al.* (1960) para *Heliconius isabella*.

Placa protorácica (Fig. 81) castanho-clara e anal amarelada a castanho-amarelada. Cerdas pretas sobre calazas e pináculos de coloração igual à área subjacente do segmento onde estão inseridos. Quetotaxia (Fig. 12) segue ANTUNES *et al.* (2002) O ápice das cerdas é afilado (Fig. 80). Meso- e metatórax possuem apenas a cerda subventral SV1. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2 em pináculos separados. Cerdas

D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 são parcialmente fusionados na base.

Diagnose diferencial. *E. isabella dianasa* distingui-se de *E. aliphera aliphera* por apresentar: cápsula cefálica preta; tórax e abdômen branco-esverdeado com faixas transversais branca e castanha, e manchas brancas; e cerdas com ápice afilado.

Distribuição geográfica. Brasil, nos estados do Pará, Bahia, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

### ***Heliconius besckei* Ménériés, 1857**

(Figs 13, 25 e 84-86)

Corroborando o encontrado por MOREIRA *et al.* (em preparação), a cápsula cefálica é amarelada com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por tênue linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-claros. Tórax e abdômen amarelados (Fig. 25). Ausência de faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas, semelhante ao encontrado para as outras espécies do gênero.

Placas protorácica e anal castanho-amareladas. Cerdas castanho-escuras a pretas, sobre calazas e pináculos castanhos. Quetotaxia (Fig. 13) segue MOREIRA *et al.* (em preparação). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 84 e 85). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax possuem apenas a cerda subventral SV1. Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos separados. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 apresentam-se fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice distintamente afilado e sem estrias (Fig. 86).



Diagnose diferencial. O gênero *Heliconius* neste estudo apresenta o tórax e abdômen amarelos ou amarelados, sem faixas de tons castanhos, nem manchas brancas; e cerdas com o ápice dilatado, de formato clavado, o que, em conjunto, as diferencia dos demais heliconíneos no RS. *H. besckei* juntamente com *H. ethilla narcaea* diferencia-se de *H. erato phyllis* e *H. sara apseudes* por apresentar as cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2 em pináculos separados. Não foram encontradas diferenças morfológicas significantes para diferenciar *H. besckei* de *H. ethilla narcaea*.

Distribuição geográfica. Argentina e Bolívia; no Brasil, ocorre em Minas Gerais, norte de Goiás, sul do Mato Grosso, Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina, sul a oeste do Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

### ***Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775)**

(Figs 14, 26 e 90-92)

Similar ao descrito em KAMINSKI *et al.* (2002), a cápsula cefálica é amarela com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por uma tênue linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-cinzento a castanho-amarelado. Tórax e abdômen amarelos (Fig. 26). Ausência de faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas.

Placas protorácica e anal amarelas. Cerdas castanho-escuras a pretas, sobre calazas e pináculos cinza-claros a castanho-cinzentas. As informações quanto a quetotaxia (Fig. 14) seguem KAMINSKI *et al.* (2002). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 90 e 91). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax com uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em um mesmo pináculo. Cerdas D2 e SD1 de A9 em

pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 parcialmente fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice afilado e sem estrias (Fig. 92).

Diagnose diferencial. *H. erato phyllis* distingue-se de *H. besckei*, *H. ethilla narcaea* e *H. sara apseudes* por apresentar os seguintes caracteres associados: cerdas SV1 e SV2 de A2 em um mesmo pináculo; a cabeça de coloração amarelada; e, o segmento A9 com as cerdas D2 e SD1 em pináculos diferentes.

Distribuição geográfica. Bolívia, nordeste da Argentina, Paraguai e Uruguai. No Brasil, do Maranhão, Ceará, Goiás e Rio Grande do Norte ao Mato Grosso e Mato Grosso do Sul; ainda, na Bahia, Espírito Santo, Rio de Janeiro, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

### ***Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819**

(Figs 15, 27 e 96-98)

Conforme SILVA & MOREIRA (em preparação), a cápsula cefálica é amarela, com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-cinzentos. Tórax e abdômen amarelos (Fig. 27). Ausência de faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas, similar ao descrito por BEEBE *et al.* (1960) para *Heliconius numata* (Cramer, 1780) (= *Heliconius ethilla* Godart, 1819).

Placas protorácica e anal castanho-cinzentas. Cerdas castanho-escuras a pretas, sobre calazas e pináculos castanho-cinzentos. Quetotaxia (Fig. 15) segue SILVA & MOREIRA (em preparação). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores. Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax possuem uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em pináculos diferentes. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das

cerdas D1 de A9 fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice distintamente afilado e sem estrias (Fig. 98).

Diagnose diferencial. *H. ethilla narcaea* e *H. besckei* diferenciam-se de *H. erato phyllis* e *H. sara apseudes* por apresentar as cerdas subventrais (SV1 e SV2) de A2 em pináculos diferentes. Não foram encontradas diferenças morfológicas significativas para separar *H. ethilla narcaea* de *H. besckei*.

Distribuição geográfica. No Brasil, ocorre no sudeste da Região Amazônica, no Distrito Federal, no leste da Bahia, Mato Grosso, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, leste dos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina, além do Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972, BROWN 1976, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

### ***Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813])**

(Figs 16, 28 e 103-105)

Segundo BARÃO *et al.* (em preparação), a cápsula cefálica é castanho-escura, com mancha preta na região estematal e margem posterior delimitada por linha preta. Pernas torácicas e larvópodos castanho-escuros. Tórax e abdômen amarelos (Fig. 28). Ausência de faixas transversais de tonalidades castanhas e manchas brancas. Diferindo do padrão das outras espécies que ocorrem no RS, por apresentar a cápsula cefálica castanho-escura; semelhante ao descrito por BEEBE *et al.* (1960) para *Heliconius sara* (Fabricius, 1793).

Placas protorácica e anal castanho-escuras. Cerdas pretas, sobre calazas e pináculos castanho-escuros. Quetotaxia de *H. sara apseudes* (Fig. 16) segue BARÃO *et al.* (em preparação). Cerdas com pequenas projeções em forma de escamas, característica única dentre os Heliconiini, até o momento. Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 103 e 104). Cerdas menores

podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax possuem uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 de A2, em um mesmo pináculo. Cerdas D2 e SD1 de A9 em um mesmo pináculo, distinguindo-se dos outros Heliconiini citados. Pináculos das cerdas D1 de A9 fusionados na base. Microtríquias cônicas, com o ápice afilado e sem estrias (Fig. 105).

Diagnose diferencial. *H. sara apseudes* distingue-se de *H. besckei*, *H. erato phyllis* e *H. ethilla narcaea* por apresentar a cabeça de coloração castanho-escura e segmento A9 com as cerdas D2 e SD1 em um mesmo pináculo.

Distribuição geográfica. No Brasil, da planície costeira de Pernambuco à Região Sul. Registros mais específicos nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro e Santa Catarina. Muito esparsa no interior de São Paulo e Minas Gerais (BROWN & MIELKE 1972, HOLZINGER & HOLZINGER 1994).

### ***Philaethria wernickei* (Röber, 1906)**

(Figs 17, 29 e 109-111)

Corroborando o descrito em BARÃO & MOREIRA (no prelo), a cápsula cefálica é castanho-escura, quase preta, com margem posterior preta. Pernas torácicas e larvópodos cinzentos. Tórax e abdômen de coloração geral amarela, com larga faixa transversal de coloração castanho-escura envolvendo quase que totalmente os segmentos A1, A3, A5 e A7. Mancha branca dorsal entre aos pináculos das cerdas D1 e D2 em T2 e T3; entre D1 e SD1 em A2, A4, A6 e A8. Mancha branca subdorsal, posicionada ântero-medianamente, associada aos pináculos dos grupos de cerdas subdorsal e lateral em T2 e T3; e junto ao pináculo de SD1 em A2, A4, A6 e A8. Mancha branca lateral posicionada entre os pináculos dos grupos de cerdas lateral e subventral em T1, T2 e T3; e associada aos pináculos das cerdas laterais dos segmentos

A2, A4, A6 e A8. Mancha branca lateral à placa anal. Pequenas manchas de tonalidades castanhas também ocorrem associadas aos pináculos das cerdas subventrais em T2 e T3; e em muitos dos segmentos abdominais outras associadas aos pináculos da linha de cerdas laterais, aos espiráculos e no interior das faixas castanhas (Fig. 29).

Placas protorácica e anal cinzentas. Cerdas pretas, sobre calazas e pináculos cinzentos. Quetotaxia primária (Fig. 17) segue BARÃO & MOREIRA (no prelo). Ápice das cerdas é dilatado, com formato clavado, principalmente as maiores (Figs 109 e 110). Cerdas menores podem apresentar o ápice afilado. Meso- e metatórax possuem apenas uma cerda subventral (SV1). Cerdas subventrais SV1 e SV2 de AB2 em pináculos diferentes. Cerdas D2 e SD1 de A9 em pináculos distintos. Pináculos das cerdas D1 de A9 fusionados na base. Microtríquias são cônicas, com o ápice afilado e sem estrias (Fig. 111).

Diagnose diferencial. *P. wernickei* apresenta o seguinte conjunto de características associadas: cabeça de coloração castanho-escuro a preta, e tórax e abdômen com faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas; cerdas dorsais com o ápice clavado; cerda dorsal D2, em A1-A6, com mais de 1/10 do tamanho da cerda D1; e meso- e metatórax com uma cerda subventral (SV1).

Distribuição geográfica. No Brasil há registros nos estados do Mato Grosso, Rio de Janeiro, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (BROWN & MIELKE 1972).

### **3.1.2 Larva de quinto instar**

A principal mudança morfológica que ocorre a partir do segundo instar é o surgimento dos escolos e verrucas, em posição aproximada às cerdas primárias (Fig. 5). Os escolos dos heliconíneos podem apresentar dois tipos de cerdas: longas e afiladas, ou curtas com a porção terminal dilatada. Geralmente, os escolos apresentam a porção

distal afilada, terminando em uma cerda com tênue delimitação. O padrão de distribuição é constante dentre os instares, seguindo o descrito por BEEBE *et al.* (1960). Os escolos estão distribuídos nos seguintes grupos: cefálico (Sc), dorsal (So), supra-espíracular (Sp), subespíracular (Sl) e anal (Sn) (Fig. 5). Os escolos cefálicos sempre são um par, presente no ápice dorsal dos epicrânios. Placa protorácica apenas com cerdas simples, lisas e afiladas; com elevações cônicas proeminentes ou portando pequenos escolos. Meso- e metatórax com escolos dorsais e supra-espíraculares deslocados anteriormente, o que tem sido considerado uma sinapomorfia para Heliconiinae (MÜLLER 1886, HARVEY 1991). Segmentos abdominais A1 a A8 apresentando escolos dorsais, supra-espíraculares e subespíraculares com distribuição muito semelhante. Segmento A9 apenas com escolos dorsais. Segmento A10 com placa anal, com um par de escolos. Cerdas secundárias estão presentes em abundâncias e comprimentos variáveis.

Do segundo instar em diante, a coloração tende a aumentar a complexidade. No quinto instar, as larvas apresentam a cápsula cefálica variando de amarela a preta, podendo estar mesclada com branco e outros tons em menor proporção; a coloração dos segmentos torácicos e abdominais apresenta grande variação interespecífica, desde coloração geral branca, a complexas misturas de tonalidades, como amarelos, laranjas, bordôs e cinzentos, entre outros (Figs 30-41). Algumas espécies de heliconíneos também apresentam variação intra-específica na coloração de um mesmo instar larval (AJMAT DE TOLEDO 1991a, b, SILVA *et al.* 2006, KAMINSKI *et al.* 2008, AYMONE *et al.* em preparação).

### 3.1.2.1 Chave para identificação

1. Escolos presentes na placa protorácica (Fig. 52) ..... *Dione junio junio*
- 1'. Escolos ausentes na placa protorácica ..... 2
- 2 (1'). Placa protorácica com elevações cônicas proeminentes, com cerda distinta no ápice (Fig. 59) ..... *Dione moneta moneta*
- 2'. Placa protorácica sem elevações cônicas proeminentes ..... 3
- 3 (2'). Escolos dorsais do meso-, metatórax e primeiro segmento abdominal com o dobro do comprimento do escolo cefálico, convergentes entre si, inclinados anteriormente (Fig. 34) ..... *Dryas iulia alcionea*
- 3'. Escolos dorsais não como acima ..... 4
- 4 (3'). Escolo cefálico com aproximadamente a metade da altura da cabeça; escolo dorsal mesotorácico mais longo que o metatorácico (Fig. 40) . *Heliconius sara apseudes*
- 4'. Escolos cefálico e o dorsal mesotorácico não como acima ..... 5
- 5 (4'). Escolos dorsais pretos, basalmente vermelho-alaranjados; cabeça alaranjada (Fig. 41) ..... *Philaethria wernickei*
- 5'. Escolos dorsais e cabeça com outra combinação de coloração ..... 6
- 6 (5'). Escolos subspiraculares despigmentados (Figs 35 e 36) ..... 9
- 6'. Escolos subspiraculares pretos, podendo apresentar a porção mediana alaranjada . 7
- 7 (6'). Coloração geral do corpo branca ou branco-amarelada (Figs 37-39) ..... 10
- 7'. Coloração geral do corpo de outro padrão (Figs 30 e 33) ..... 8
- 8 (7'). Cabeça preta mesclada com branco; corpo com faixas longitudinais brancas e alaranjadas (Fig. 30) ..... *Agraulis vanillae maculosa*
- 8'. Cabeça alaranjada; corpo sem faixas longitudinais brancas ou alaranjadas (Fig. 33) ..... *Dryadula phaetusa*
- 9 (6). A8 e A9 dorsalmente alaranjados (Fig. 36) ..... *Eueides isabella dianasa*

- 9'. A8 e A9 dorsalmente não alaranjados (Fig. 35) ..... *Eueides aliphera aliphera*  
 10 (7). Placa protorácica despigmentada (Fig. 39) ..... *Heliconius ethilla narcaea*  
 10'. Placa protorácica preta (Figs 37 e 38) ..... 11  
 11 (10'). Escolos torácicos e abdominais pretos, com base amarela a alaranjada; base dos larvópodos com faixa castanho-escura a preta (Fig. 38) ..... *Heliconius erato phyllis*  
 11'. Escolos torácicos e abdominais pretos, com base preta; base dos larvópodos sem faixa castanho-escura a preta (Fig. 37) ..... *Heliconius besckei*

### 3.1.2.2 Diagnoses

#### *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908])

(Figs 30 e 45-48)

Corroborando o encontrado por SILVA *et al.* (2006), a cápsula cefálica é preta, mesclada com áreas brancas ou branco-amareladas, podendo ainda apresentar áreas alaranjadas. Pernas torácicas e larvópodos variam do acinzentado ao preto. Apresenta um padrão de coloração muito complexo e variável. Coloração geral do tórax e abdômen varia do marrom-escuro, quase preto, ao cinza-claro, distribuindo-se em três padrões, conforme descrito por AJMAT DE TOLEDO (1991b). Todos os padrões apresentam faixas longitudinais brancas ou branco-amareladas, e alaranjadas localizadas lateral- e dorsalmente, entre as linhas de escolos. Pequenas manchas brancas ou branco-amareladas distribuem-se por todo o corpo, entre as faixas longitudinais (Fig. 30). Estes padrões apresentam similaridade com o descrito para *A. vanillae* (*sensu* BEEBE *et al.* 1960); assim como também para os padrões encontrados por AJMAT DE TOLEDO (1991b).

Placas protorácica e anal pretas. Escolos (Figs 45 e 46) pretos. Escolos cefálicos com tamanho aproximado ao da altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples,



lisas e afiladas. Microtríquias de dois tipos: cônicas e estriadas, nas ventralmente situadas; e espatuladas e sem estrias, nas localizadas junto à planta dos larvópodos (Figs 47 e 48).

Diagnose diferencial. *A. vanillae maculosa* distingue-se das outras espécies deste estudo, por apresentar, em associação: ausência de escolos, nem elevações cônicas na placa protorácica; escolos cefálicos com tamanho aproximado ao da altura da cabeça; cabeça preta mesclada com branco; tórax e abdômen com faixas longitudinais brancas ou branco-amareladas e alaranjadas.

### ***Dione juno juno* (Cramer, 1779)**

(Figs 31 e 52-54)

Segundo TAVARES *et al.* (2002), a cápsula cefálica é preta. Pernas torácicas e larvópodos pretos. Coloração geral do tórax e abdômen é predominantemente marrom-escura entremeada por manchas alaranjadas, as quais situam-se aproximadamente alinhadas ao longo das áreas lateral e dorsal do corpo. Manchas brancas pequenas distribuídas por todo tegumento (Fig. 31). Esta coloração é similar a encontrada em BEEBE *et al.* (1960) para *Dione juno* (Cramer, 1779) e diferente do padrão observado para *D. moneta moneta* (KAMINSKI *et al.* 2008).

Placas protorácica e anal pretas. Escolos (Figs 52 e 53) pretos. Escolos cefálicos muito reduzidos, com menos da metade da altura da cabeça. Placa protorácica com presença de um par de pequenos escolos (Fig. 52), com aproximadamente o dobro do tamanho dos presentes na cabeça. Escolos na placa protorácica também foram observados por PENZ (1999), e apesar de serem considerados homólogos às estruturas cônicas presentes em *D. moneta moneta* (KAMINSKI *et al.* 2008), estas últimas não

podem ser consideradas escolos verdadeiros (*sensu* STEHR 1987). Microtríquias cônicas e bastante estriadas, com ápice muito agudo (Fig. 54).

Diagnose diferencial. O gênero *Dione* apresenta como característica a presença de estruturas conspícuas na placa protorácica, como escolos e elevações cônicas proeminentes. *D. juno juno* diferencia-se de *D. moneta moneta* por apresentar escolos na placa protorácica, pela cabeça preta e, tórax e abdômen de coloração geral marrrom-escuro com manchas alaranjadas e brancas.

### ***Dione moneta moneta* Hübner, [1825]**

(Figs 32 e 58-60)

Assim como em *A. vanillae maculosa* (SILVA *et al.* 2006), apresenta um padrão de coloração bastante variável a partir do segundo instar. KAMINSKI *et al.* (2008) reconheceram três padrões: um escuro, um intermediário e um claro. Cápsula cefálica totalmente preta, preta com faixas verticais beges ou bege com faixas verticais pretas. Pernas torácicas e larvópodos pretos e /ou beges. Coloração geral do tórax e abdômen varia de cinza-escuro a cinza. O padrão de manchas dorsais e laterais pode apresentar-se alaranjado ou amarelado com branco; ou ainda amarelado com a cor bege formando uma faixa longitudinal na lateral (Fig. 32).

Placas protorácica e anal pretas. Escolos cefálicos sempre pretos, já os torácicos (Fig. 58) e abdominais, podem estar mesclados medianamente com bege. Escolos cefálicos são aproximadamente do tamanho da altura da cabeça. Placa protorácica com elevações cônicas proeminentes e estas apresentando uma cerda distinta no ápice (Fig. 59). Microtríquias cônicas e bastante estriadas (Fig. 60).

Diagnose diferencial. *D. moneta moneta* distingue-se de *D. juno juno* por apresentar a placa protorácica com elevações cônicas proeminentes, com cerda distinta

no ápice, e por ter o comprimento dos escolos cefálicos aproximadamente igual a altura da cabeça.

***Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758)**

(Figs 33 e 64-67)

O padrão de coloração é um dos mais uniformes, sem a presença de faixas e padrões de manchas comuns a outras espécies. Conforme descrito por BEEBE *et al.* (1960) e SILVA *et al.* (2008), apresenta a cápsula cefálica alaranjada, com algumas manchas escuras pequenas na base das cerdas e junto aos estematas. Pernas torácicas e larvópodos variando do preto ao cinza-alaranjado. Coloração geral do tórax e abdômen varia de cinza-alaranjado a chumbo-escuro, apresentando um aspecto aveludado (Fig. 33).

Placas protorácica e anal variando de pretas a cinza-alaranjadas. Escolos cefálicos são pretos, já os torácicos (Figs 64 e 65) e abdominais podem estar mesclados medianamente com tonalidade alaranjada. Escolos cefálicos um pouco maior que a altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias são de dois tipos: cônicas e estriadas; e cônicas e estriadas, com ápice muito agudo (Figs 66 e 67).

Diagnose diferencial. *D. phaetusa* distingue-se das outras espécies estudadas por apresentar a seguinte combinação de características: placa protorácica sem escolos, nem elevações cônicas proeminentes; escolos dorsais pretos, podendo a porção mediana ser alaranjada; cabeça alaranjada e coloração geral do tórax e abdômen de cinza-alaranjado a chumbo-escuro, apresentando um aspecto aveludado.

***Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779)**

(Figs 34 e 71-73)

Segundo PAIM *et al.* (2004), a cápsula cefálica é preta e branca, com a região occipital bordô-escura. Pernas torácicas e larvópodos bordô-escuros. Tórax e abdômen com a região dorsal quase inteiramente ocupada por grandes áreas cinza-amarronzadas, mescladas a áreas brancas e estreitas faixas de coloração bordô-escura a preta. Complementando a descrito de PAIM *et al.* (2004), observamos a presença de áreas laterais bordô-escuras entremeadas por grandes manchas brancas, que nos segmentos abdominais A2, A4, A6 e A8 a A10, projetam-se dorsalmente. Látero-ventralmente ocorrem manchas menores cinza-esbranquiçadas a cinza-amarronzadas (Fig. 34).

Placa protorácica preta e anal cinza-amarronzado, entremeada com branco. Escolos cefálicos cinza-escuros a pretos, já os torácicos (Figs 71 e 72) e abdominais, podem estar com as bases parcial ou totalmente brancas. Escolos cefálicos com tamanho máximo igual a altura da cabeça. Escolos dorsais do meso-, metatórax e primeiro segmento abdominal com o dobro do comprimento do escolo cefálico, convergentes entre si, inclinados anteriormente. Tamanho relativo dos escolos somado à leve curvatura da região torácica proporciona um aspecto geral típico para o gênero (PAIM *et al.* 2004); o que segundo ALEXANDER (1961), seria melhor observado quando a larva encontra-se em posição de repouso. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias cônicas e bastante estriadas (Fig. 73).

Diagnose diferencial. Ao contrário das demais espécies, *D. iulia alcionea* apresenta os escolos dorsais do meso-, metatórax e primeiro segmento abdominal com o dobro do comprimento do escolo cefálico, convergentes entre si, e inclinados anteriormente. Ainda, em associação, áreas laterais bordô-escuras entremeadas por

manchas brancas grandes se projetam dorsalmente, nos segmentos A2, A4, A6 e A8 a A10.

***Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819)**

(Figs 35 e 77-79)

Padrão de coloração variável, sendo possível reconhecer três padrões principais: um escuro, um intermediário (ou azul) e um claro (AYMONE *et al.* em preparação). Cápsula cefálica preta mesclada com algumas manchas brancas e/ou branco-amareladas; até bege com manchas reticuladas de tonalidade mais escura, com mancha preta na região estematal. Pernas torácicas e larvópodos verde-claros. O padrão de coloração do tórax e abdômen pode ser formado por três faixas longitudinais, uma dorso-lateral preta mesclada com branco e apresentando manchas amarelas médio-dorsais, outra lateral amarela entremeada com branco, e uma última látero-ventral verde-clara; ou por outro padrão formado por uma faixa longitudinal dorso-lateral branca com áreas despigmentadas e portando manchas amarelas médio-dorsais, outra lateral amarela, e uma última látero-ventral branco-esverdeada (Fig. 35) (AYMONE *et al.* em preparação).

Placas protorácica e anal despigmentadas. Escolos cefálicos pretos ou despigmentados até a metade basal. Escolos dorsais (Figs 77 e 78) e supraespiraculares pretos ou despigmentados; os subespiraculares são sempre despigmentados; sendo que, uma pequena porção da extremidade distal pode ser preta. Escolos cefálicos com tamanho entre uma vez e meia e o dobro da altura da cabeça, com curvatura acentuada. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias cônicas e não estriadas, com ápice afilado (Fig. 79).

Diagnose diferencial. O gênero *Eueides* neste estudo, caracteriza-se por apresentar, em conjunto: placa protorácica sem escolos, nem elevações cônicas proeminentes; escolos cefálicos com no mínimo 1,5 vezes a altura da cabeça; e escolos subspiraculares despigmentados. *E. aliphera aliphera* difere de *E. isabella dianasa* por apresentar os segmentos A8 e A9 dorsalmente de coloração similar aos demais.

***Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806])**

(Figs 36, 82 e 83)

Segundo ANTUNES *et al.* (2002), e semelhante ao descrito por BEEBE *et al.* (1960), para *Heliconius isabella*, a cápsula cefálica é preta mesclada com manchas brancas. Pernas torácicas e larvópodos verde-claros. Coloração do tórax e abdômen formado por três faixas longitudinais, uma dorso-lateral preta com pequenas faixas transversais brancas, outra lateral amarelo-esverdeada, e uma última látero-ventral verde-clara. Segmentos A8 e A9 dorsalmente alaranjados (Fig. 36).

Placas protorácica preta e anal esbranquiçada. Escolos cefálicos pretos, ou mesclados com branco na base. Escolos dorsais (Figs 82 e 83) e supra-espiraculares acinzentados a pretos; os subspiraculares sempre despigmentados. Escolos cefálicos com tamanho entre uma vez e meia e dobro da altura da cabeça, com curvatura acentuada. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas.

Diagnose diferencial. *E. isabella dianasa* distingui-se de *E. aliphera aliphera* por apresentar os segmentos abdominais A8 e A9 dorsalmente alaranjados.

***Heliconius besckei* Ménériés, 1857**

(Figs 37 e 87-89)

Conforme MOREIRA *et al.* (em preparação), a cápsula cefálica é alaranjada, com mancha preta na região estematal. Pernas torácicas e larvópodos alaranjados. Coloração geral do tórax e abdômen é branca. Presença de manchas pretas em cada segmento, em vista lateral. Duas nos segmentos T2 e T3, oito nos segmentos A1 a A6 e sete em A7 e A8. Faixa longitudinal ventral de cor amarela a alaranjada (Fig. 37).

Placas protorácica preta e anal amarelada a alaranjada. Escolos (Figs 87 e 88) pretos, com base preta, diferindo dos apresentados por *H. erato phyllis*, que possuem a base amarelada a alaranjada. Escolos cefálicos com aproximadamente o tamanho da altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias cônicas e estriadas (Fig. 89).

Diagnose diferencial. O gênero *Heliconius* neste estudo, apresenta o seguinte conjunto de características: placa protorácica sem escolos, nem elevações cônicas proeminentes; escolos pretos, podendo a base ser amarela, alaranjada ou preta; coloração geral do corpo branca, branco-amarelada ou amarelo-escuro. *H. besckei* distingue-se das demais espécies do gênero por ter como características combinadas: placa protorácica preta, escolos pretos com base preta, e base dos larvópodos sem faixa castanho-escura a preta.

***Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775)**

(Figs 38 e 93-95)

Conforme KAMINSKI *et al.* (2002), a cápsula cefálica é amarelo-clara, com manchas pretas, na região estematal, e duas outras, junto à margem lateral interna do frontoclípeo e visíveis em vista frontal. Pernas torácicas e larvópodos alaranjados.

Coloração geral do tórax e abdômen é branca a branco-amarelada. Presença de manchas pretas sobre a coloração de fundo branca a branco-amarelada, em vista lateral, em número de cinco nos segmentos T2 e T3, seis nos segmentos A1 a A7, quatro em A8 e uma em A9 e A10. Manchas brancas médio-dorsais, alinhadas do tórax aos últimos segmentos abdominais. Faixa longitudinal ventral de cor amarela a alaranjada, com outra faixa castanho-escura a preta junto à linha de inserção das pernas e larvópodos (Fig. 38).

Placas protorácica preta e anal esbranquiçada, com margem anterior e posterior amareladas e presença de mancha preta mediana e dorsalmente localizada. Escolos cefálicos pretos. Escolos torácicos (Figs 93 e 94) e abdominais pretos, com base de coloração amarela a alaranjada. Escolos cefálicos com aproximadamente o tamanho da altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias cônicas e estriadas, com ápice afilado (Fig. 95).

Diagnose diferencial. *H. erato phyllis* distingue-se de *H. besckei*, *H. ethilla narcaea* e de *H. sara apseudes* por apresentar: placa protorácica preta, escolos pretos com base amarelada a alaranjada, e base dos larvópodos com faixa castanho-escura a preta.

### ***Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819**

(Figs 39 e 99-102)

Conforme SILVA & MOREIRA (em preparação) e BEEBE *et al.* (1960) (= *H. numata*), a cápsula cefálica é alaranjada, com mancha preta na região estematal. Pernas torácicas e larvópodos amarelados a alaranjados. Coloração geral do tórax e abdômen é branca. Pequenas manchas pretas sobre a coloração de fundo branca, em vista lateral. Ao menos uma nos segmentos T2 e T3, quatro em A1 e A2, cinco em A3 a A6, três em



A7 e uma em A8 e A9, a maior destas mais ventralmente situada. Faixa longitudinal ventral de cor amarela a alaranjada (Fig. 39).

Placa protorácica despigmentada e anal amarela e alaranjada anteriormente. Escolos (Figs 99 e 100) pretos com base preta. Escolos cefálicos podem alcançar o dobro do tamanho da altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias de dois tipos: cônicas e estriadas, e espatuladas com poucas estrias (Figs 101 e 102).

Diagnose diferencial. *H. ethilla narcaea* difere dos demais por ter como características associadas: placa protorácica despigmentada, escolos pretos com base preta, e base dos larvópodos sem faixa castanho-escura a preta.

### ***Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813])**

(Figs 40 e 106-108)

Conforme BARÃO *et al.* (em preparação) e BEEBE *et al.* (1960) para *H. sara*, a cápsula cefálica é preta. Pernas torácicas e larvópodos pretos. Tórax e abdômen de cor amarelo-escura. Muitas manchas pretas pequenas distribuídas por todo o corpo, o que faz a coloração geral parecer mais escura (Fig. 40).

Placas protorácica e anal pretas. Escolos (Figs 106 e 107) são pretos com base preta. Escolos cefálicos com aproximadamente a metade da altura da cabeça. Escolos dorsal do mesotórax maior que o do metatórax. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias cônicas e aparentemente sem estrias, com ápice muito agudo (Fig. 108).

Diagnose diferencial. *H. sara apseudes* distingue-se de *H. besckei*, *H. erato phyllis* e de *H. ethilla narcaea* por ter como características combinadas: placa protorácica preta; escolos pretos com base preta; coloração geral do corpo amarelo-

escura; escolos cefálicos com aproximadamente a metade da altura da cabeça e os dorsais do mesotórax maiores que os do metatórax.

***Philaethria wernickei* (Röber, 1906)**

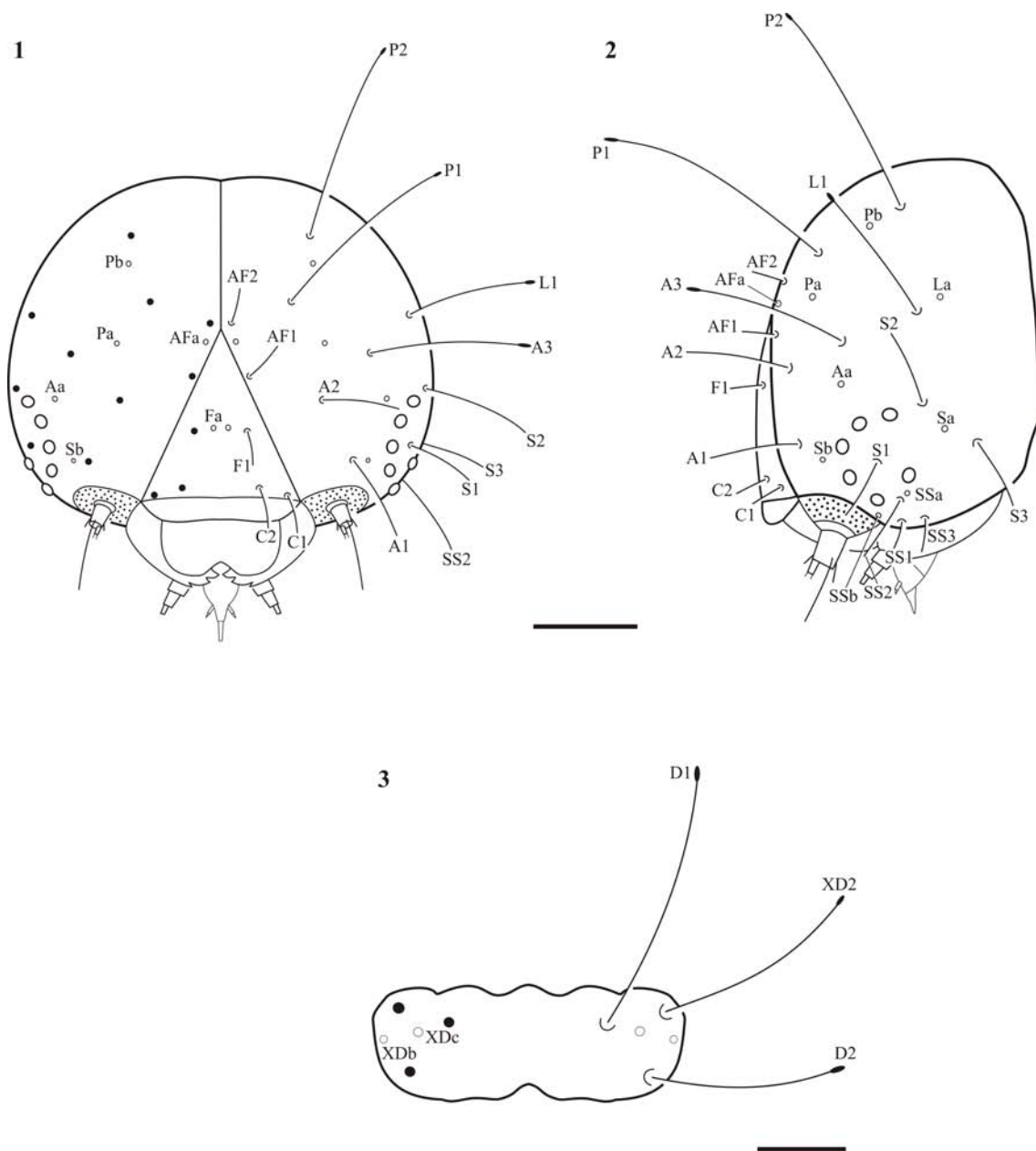
(Figs 41 e 112-114)

Conforme BARÃO & MOREIRA (no prelo), a cápsula cefálica é alaranjada, com mancha preta na região estematal. Pernas torácicas e larvópodos amarelados. Coloração geral do tórax e abdômen é amarela. Faixas transversais estreitas marrom-escuras e outras vermelho-alaranjadas distribuídas entre as bases dos escolos dorsais e os supra-espíraculares. Látero-ventralmente, pouco acima das pernas e da base dos larvópodos, pode estar presente uma estreita faixa longitudinal amarronzada (Fig. 41). BROWN & MIELKE (1972) descreveram padrões de coloração para *P. wernickei* que diferem do observado em BARÃO & MOREIRA (no prelo), com a cabeça e os larvópodos marrom-avermelhados. Este padrão de coloração apresenta algumas semelhanças com o encontrado em BEEBE *et al.* (1960) para *P. dido*, o que resta ser melhor explorado.

Placa protorácica é preta e a anal, amarelada com faixa transversal amarronzada. Escolos cefálicos pretos. Escolos dorsais (Figs 112 e 113) e supra-espíraculares apicalmente pretos e basalmente vermelho-alaranjados. Os subespíraculares podem ser despigmentados, mas apicalmente pretos. Escolos cefálicos com aproximadamente uma vez e meia até o dobro da altura da cabeça. Placa protorácica com cerdas simples, lisas e afiladas. Microtríquias são cônicas e bastante estriadas (Fig. 114).

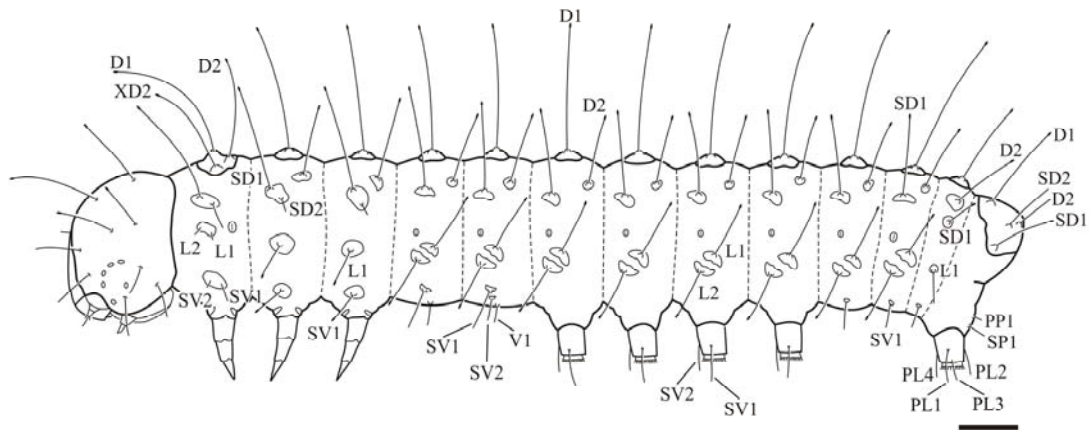
Diagnose diferencial. *P. wernickei* pode ser distinguida das demais espécies de Heliconiini que ocorrem no RS por apresentar, em associação: placa protorácica sem

elevações cônicas, nem escolos; comprimento dos escolos cefálicos entre 1,5 vezes até o dobro da altura da cabeça; escolos dorsais pretos, basalmente vermelho-alaranjados.

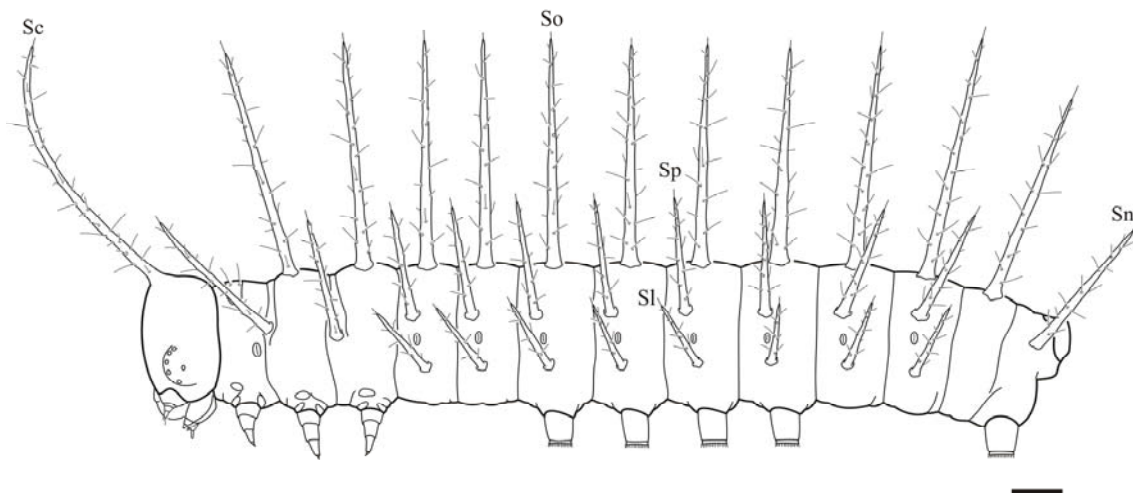


Figs. 1-3. Representação esquemática da larva de primeiro instar de Heliconiini. 1, cápsula cefálica, vista frontal (cerdas omitidas do lado esquerdo); 2, cápsula cefálica, vista lateral; 3, placa protorácica, vista dorsal. A, grupo anterior; AF, grupo adfrontal; C, grupo clipeal; D, grupo dorsal; F, grupo frontal; L, grupo lateral; P, grupo pósterodorsal; S, grupo estematal; SS, grupo subestematal; XD, grupo protorácico. Barras = 100  $\mu\text{m}$ .

4

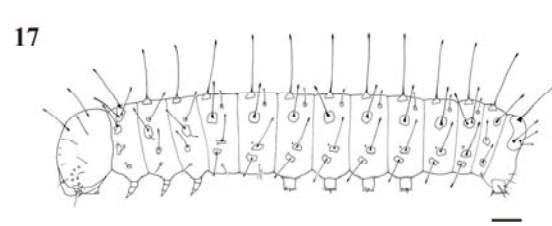
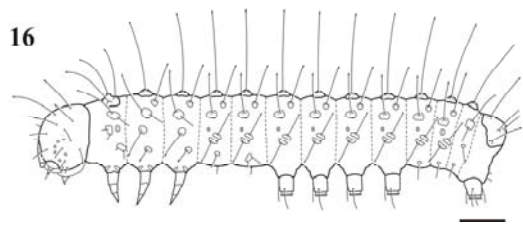
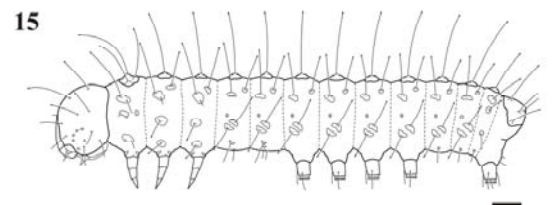
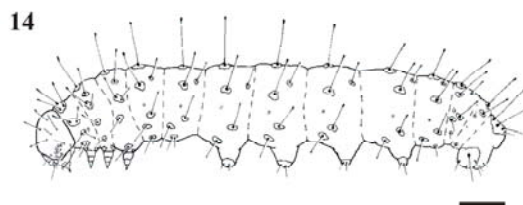
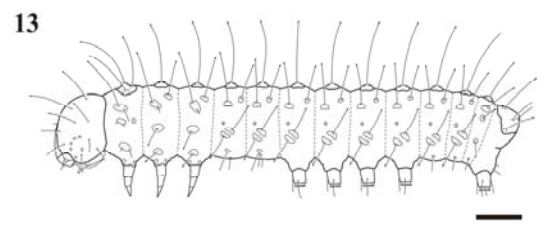
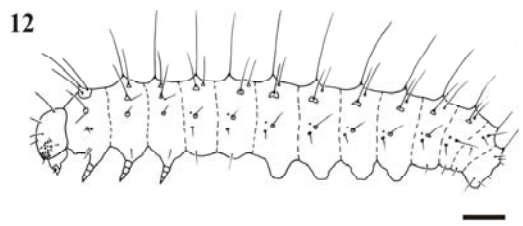
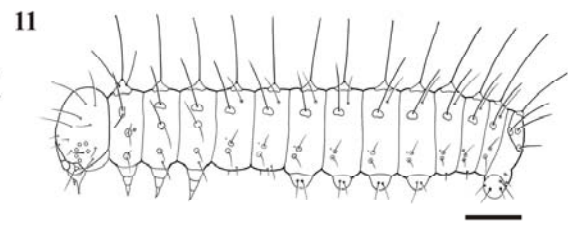
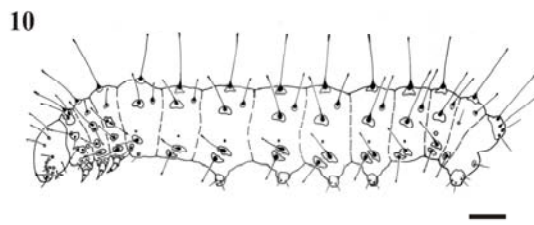
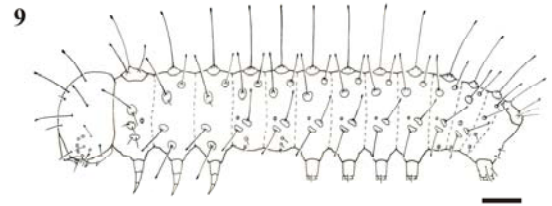
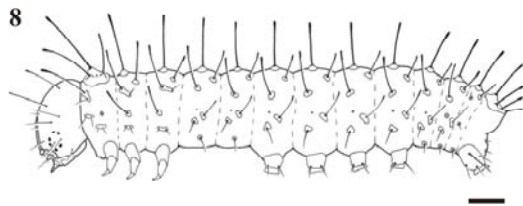
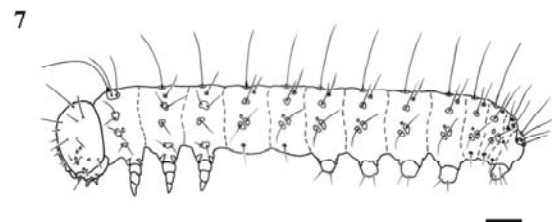
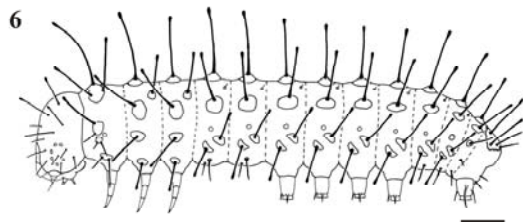


5



Figs. 4 e 5. Representação esquemática de larvas de Heliconiini em vista lateral. 4, primeiro instar; 5, quinto instar. D, grupo dorsal; L, grupo lateral; PL, grupo da seção cilíndrica do larvópodo do décimo segmento abdominal; PP, grupo paraproctal; Sc, escolo cefálico; SD, grupo subdorsal; Sl, escolo subspiracular; Sn, escolo anal; So, escolo dorsal; SP, grupo subparaproctal; Sp, escolo supraespiracular; SV, grupo subventral; V, grupo ventral; XD, grupo protorácico. Barras = 0,25 e 1,5 mm.

Figs. 6-17. Representação esquemática das larvas de primeiro instar de Heliconiini do Rio Grande do Sul, em vista lateral. 6, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) (modificado de SILVA *et al.* 2006); 7, *Dione juno juno* (Cramer, 1779) (modificado de TAVARES *et al.* 2002); 8, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] (modificado de KAMINSKI *et al.* 2008); 9, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) (modificado de SILVA *et al.* 2008); 10, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) (modificado de PAIM *et al.* 2004); 11, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) (AYMONE *et al.* em preparação); 12, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) (modificado de ANTUNES *et al.* 2002); 13, *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 (MOREIRA *et al.* em preparação); 14, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) (modificado de KAMINSKI *et al.* 2002); 15, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 (SILVA & MOREIRA em preparação); 16, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) (BARÃO *et al.* em preparação); 17, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) (modificado de BARÃO & MOREIRA no prelo). Barras = 0,25 mm.

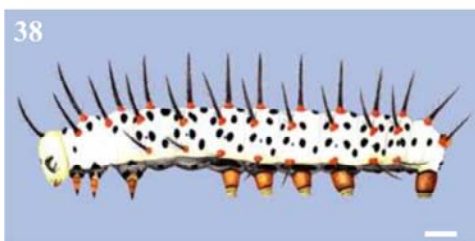
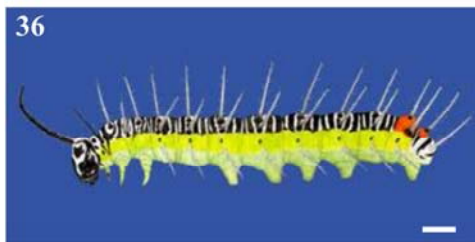
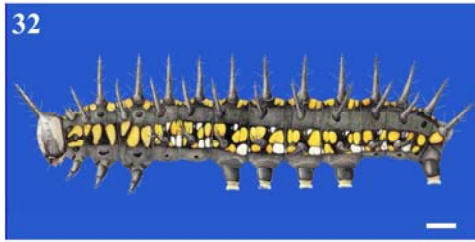
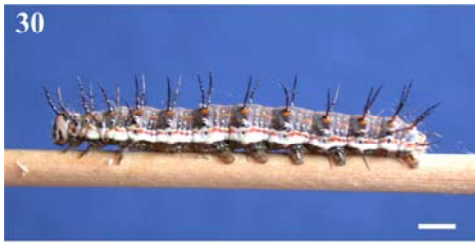


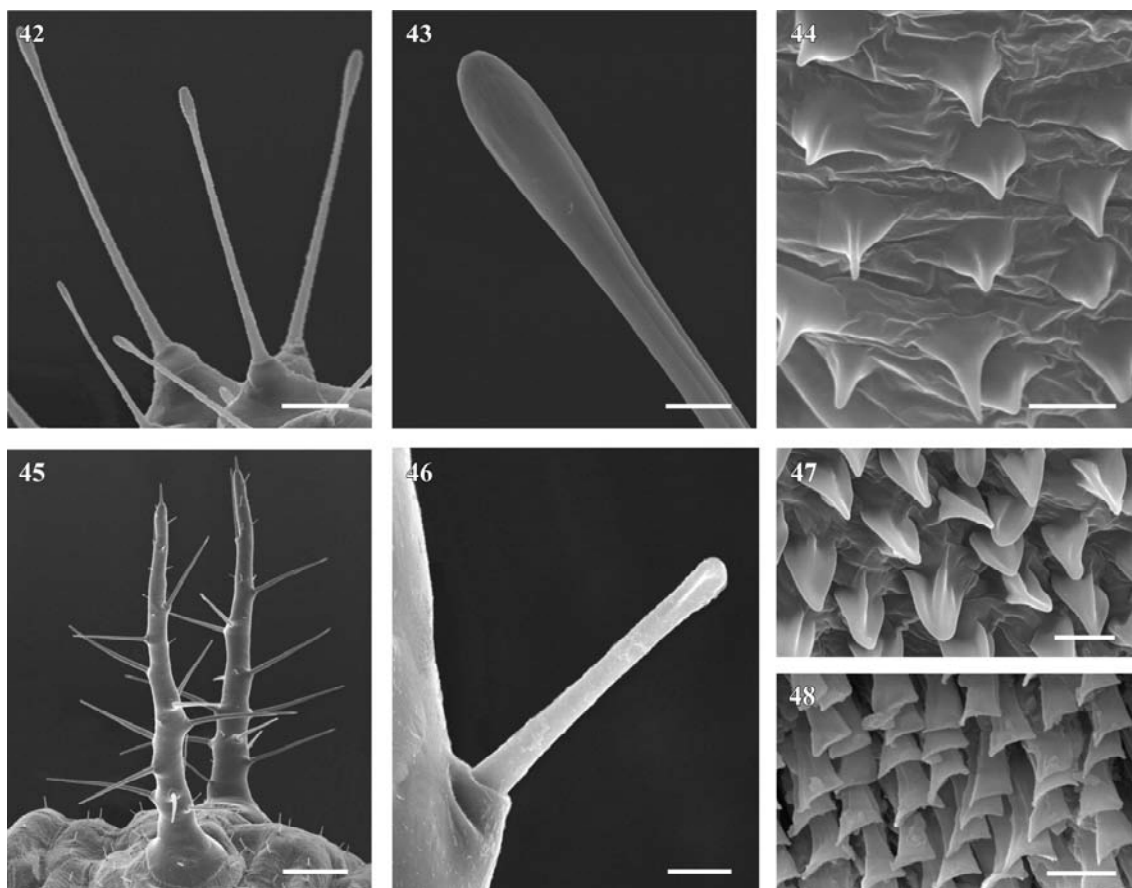
Figs. 18-29. Padrão de coloração das larvas de primeiro instar de Heliconiini do Rio Grande do Sul, em vista lateral. 18, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]); 19, *Dione juno juno* (Cramer, 1779); 20, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825]; 21, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758); 22, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779); 23, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819); 24, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]); 25, *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857; 26, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775); 27, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819; 28, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]); 29, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906). Barras = 0,25 mm.



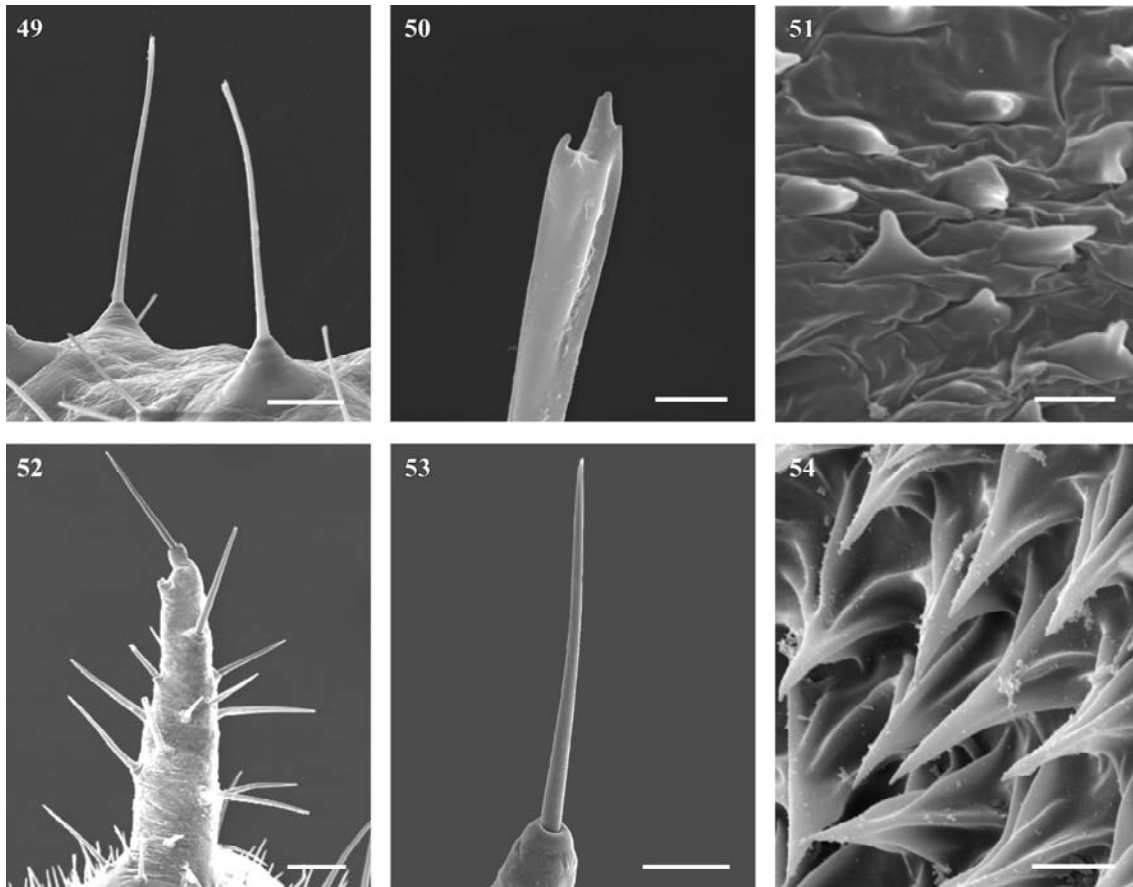


Figs. 30-41. Padrão de coloração das larvas de quinto instar de Heliconiini do Rio Grande do Sul, em vista lateral. 30, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) (modificado de SILVA *et al.* 2006); 31, *Dione juno juno* (Cramer, 1779) (modificado de TAVARES *et al.* 2002); 32, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] (modificado de KAMINSKI *et al.* 2008); 33, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) (modificado de SILVA *et al.* 2008); 34, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) (modificado de PAIM *et al.* 2004); 35, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) (AYMONE *et al.* em preparação); 36, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) (modificado de ANTUNES *et al.* 2002); 37, *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 (MOREIRA *et al.* em preparação); 38, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) (modificado de KAMINSKI *et al.* 2002); 39, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 (SILVA & MOREIRA em preparação); 40, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) (BARÃO *et al.* em preparação); 41, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) (modificado de BARÃO & MOREIRA no prelo). Barras = 2,5 mm.

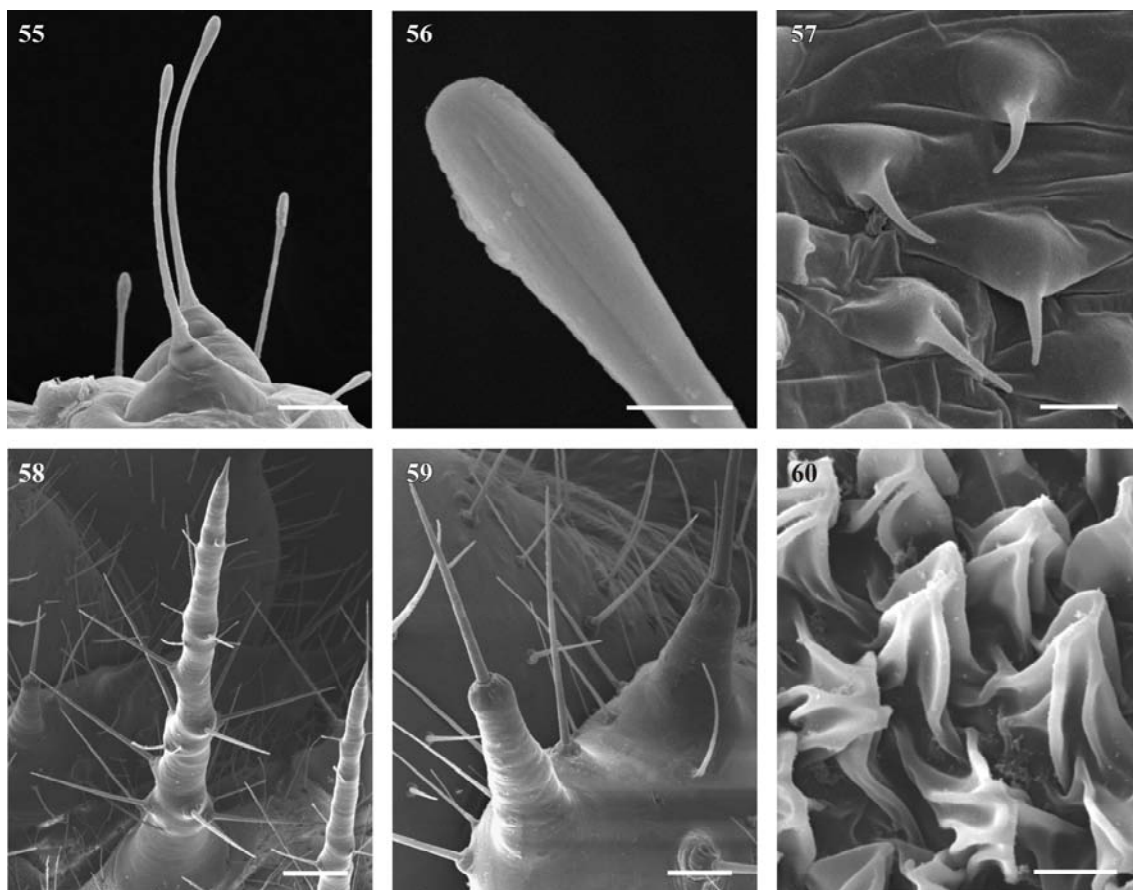




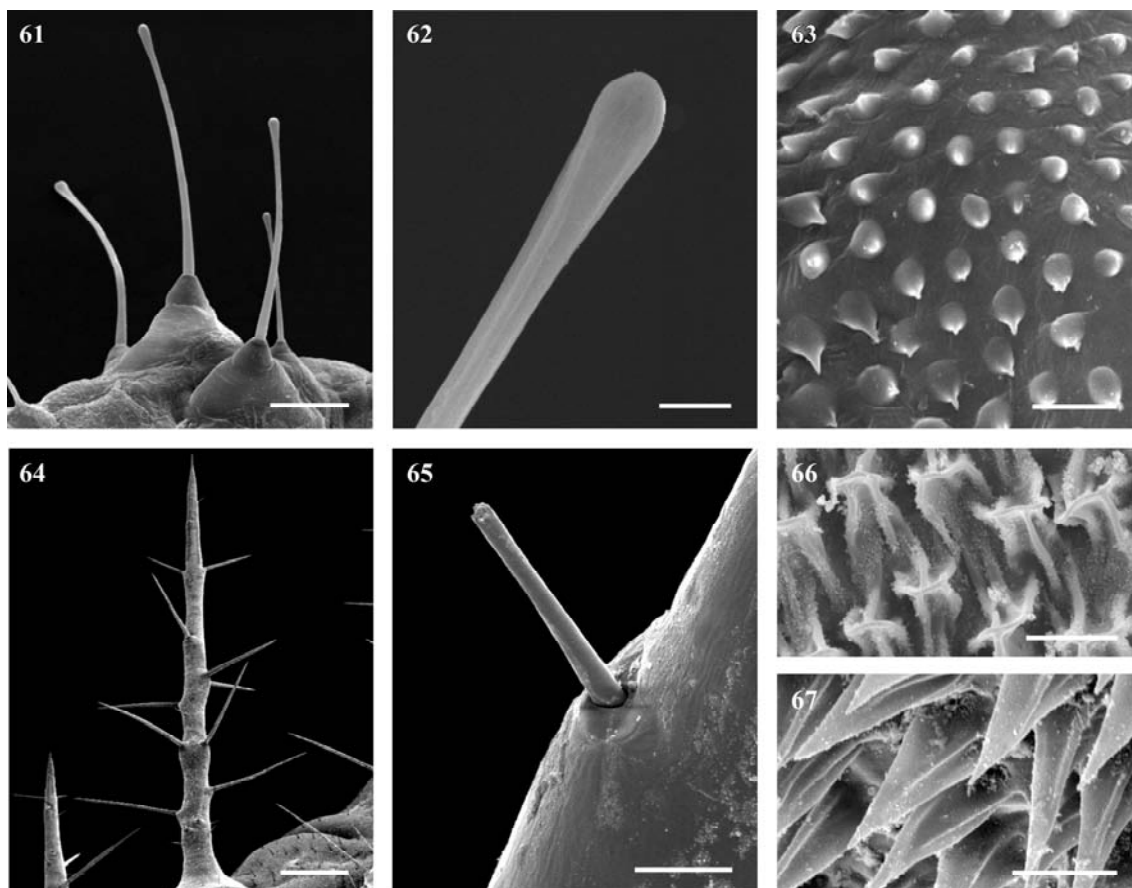
Figs. 42-48. Larvas de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura: 42-44, primeiro instar; 45-48, quinto instar. 42, cerdas do tipo calaza; 43, porção apical de uma cerda; 44, microtríquias; 45, escolos dorsais; 46, detalhe de uma cerda do escolo; 47, microtríquias; 48, microtríquias da planta do larvópodo. Barras = 100, 20, 5, 500, 10, 10 e 5  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de SILVA *et al.* (2006).



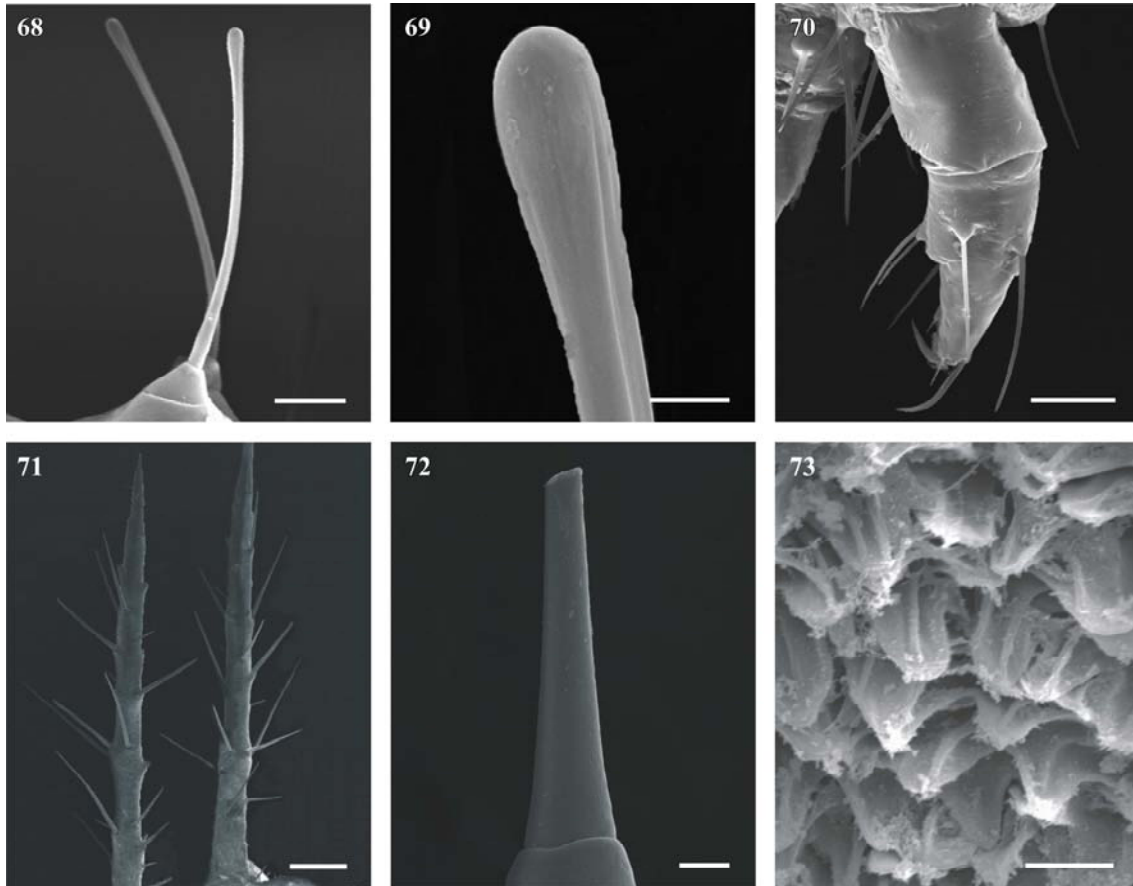
Figs. 49-54. Larvas de *Dione juno juno* (Cramer, 1779) em microscopia eletrônica de varredura: 49-51, primeiro instar; 52-54, quinto instar. 49, cerdas do tipo calaza; 50, porção apical de uma cerda; 51, microtríquias; 52, escolo dorsal; 53, porção apical de um escolo; 54, microtríquias. Barras = 50, 5, 5, 200, 100 e 5  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de TAVARES *et al.* (2002).



Figs. 55-60. Larvas de *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] em microscopia eletrônica de varredura: 55-57, primeiro instar; 58-60, quinto instar. 55, cerdas do tipo calaza; 56, porção apical de uma cerda; 57, microtríquias; 58, escolos dorsais; 59, placa protorácica; 60, microtríquias. Barras = 50, 10, 5, 250, 100 e 5  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de KAMINSKI *et al.* (2008).

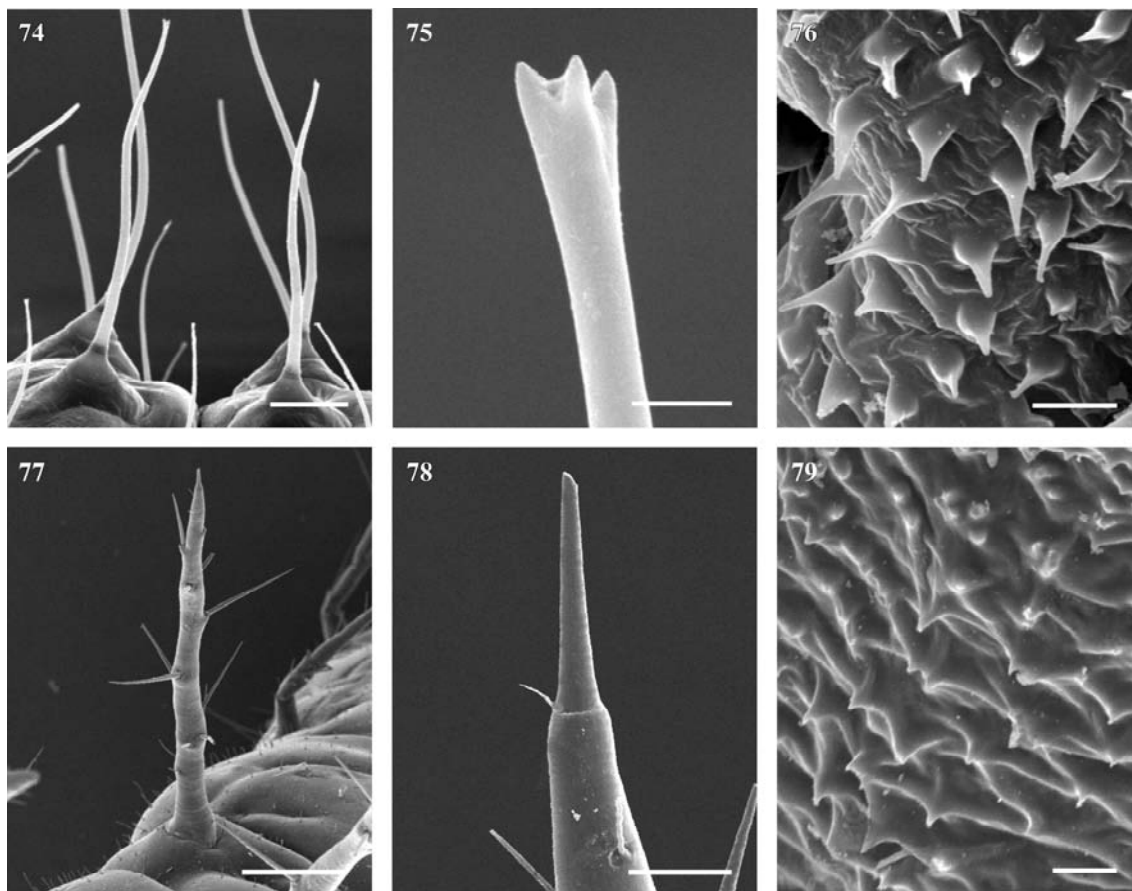


Figs. 61-67. Larvas de *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) em microscopia eletrônica de varredura: 61-63, primeiro instar; 64-67, quinto instar. 61, cerdas do tipo calaza; 62, porção apical de uma cerda; 63, microtríquias; 64, escolo dorsal; 65, detalhe de uma cerda do escolo; 66, microtríquias próximas ao espiráculo; 67, microtríquias próximas ao larvópodo. Barras = 100, 20, 10, 500, 20, 10 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de SILVA *et al.* (2008).

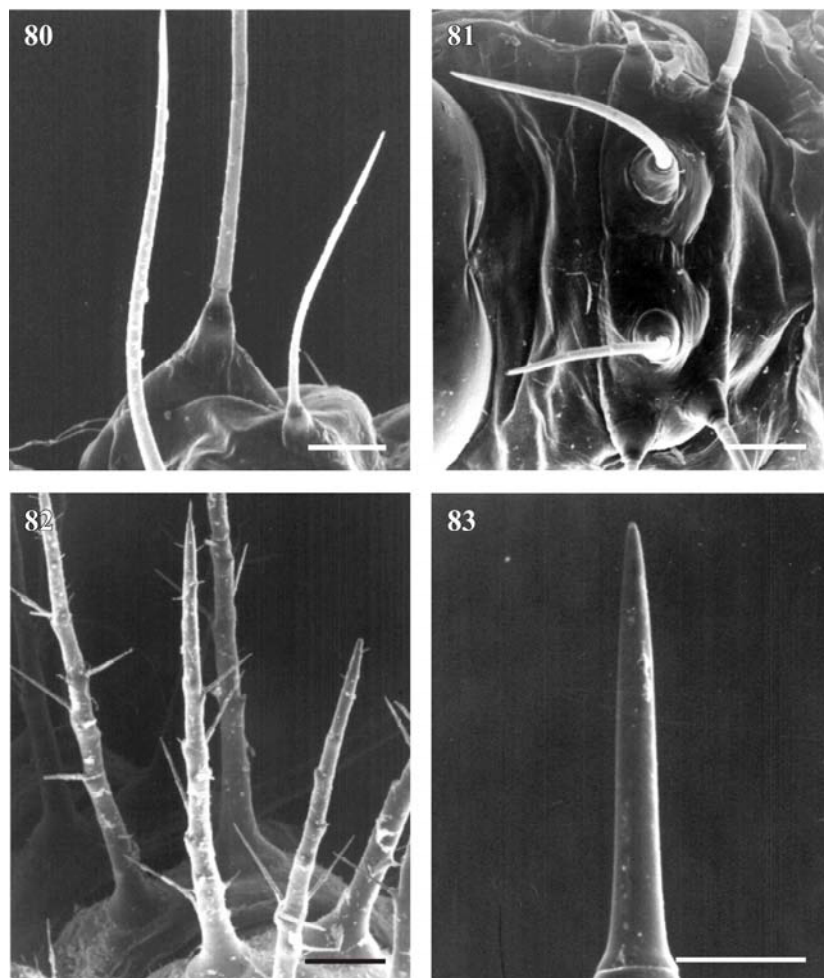


Figs. 68-73. Larvas de *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) em microscopia eletrônica de varredura: 68-70, primeiro instar; 71-73, quinto instar. 68, cerdas do tipo calaza; 69, porção apical de uma cerda; 70, perna metatorácica; 71, escolos dorsais; 72, porção apical de um escolo; 73, microtríquias. Barras = 50, 10, 50, 500, 20 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de PAIM *et al.* (2004).

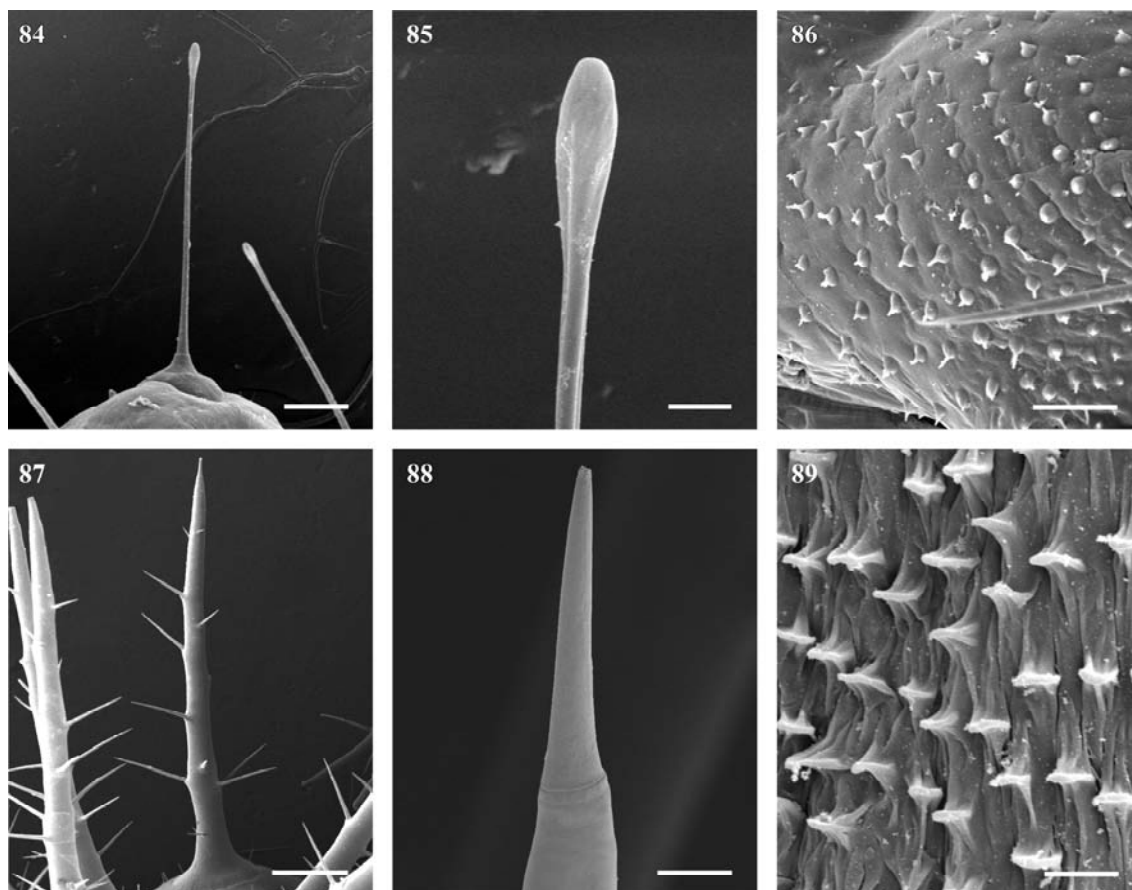




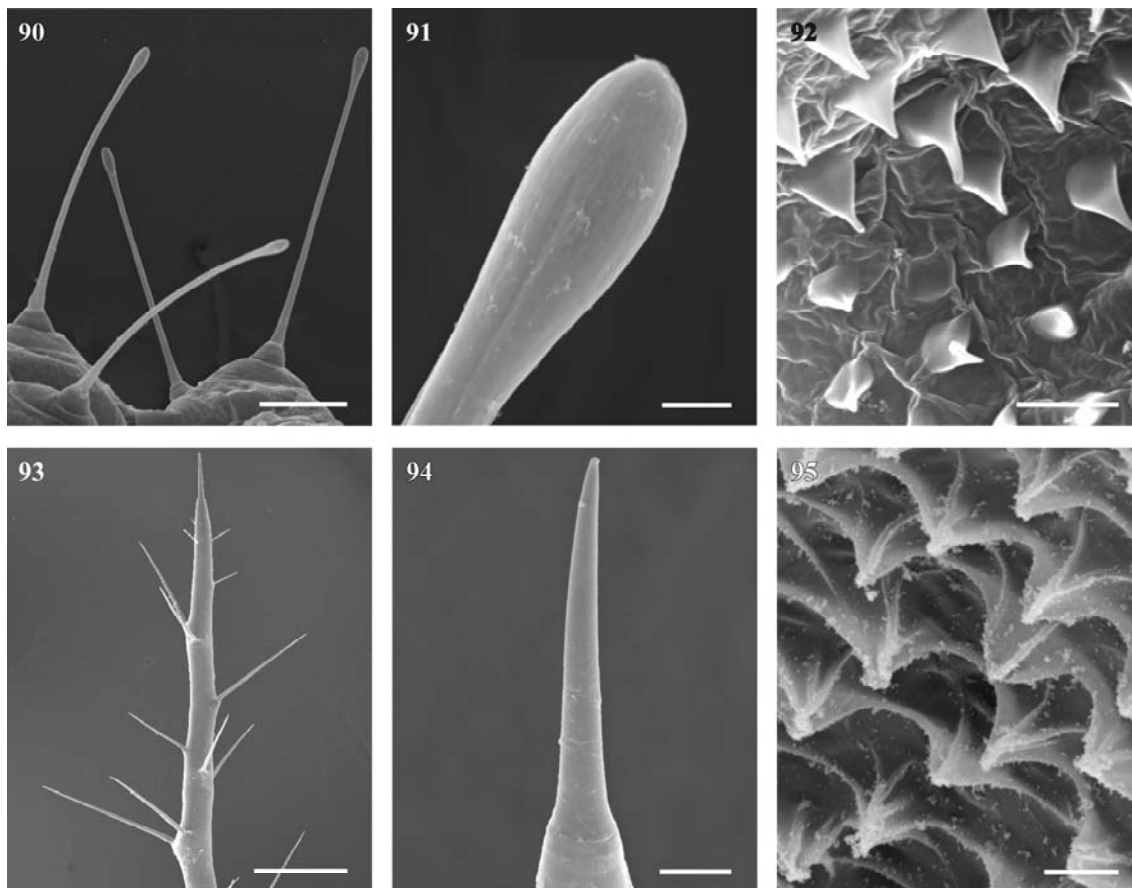
Figs. 74-79. Larvas de *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) em microscopia eletrônica de varredura: 74-76, primeiro instar; 77-79, quinto instar. 74, cerdas do tipo calaza; 75, porção apical de uma cerda; 76, microtríquias; 77, escolo dorsal; 78, porção apical de um escolo; 79, microtríquias. Barras = 50, 5, 5, 500, 100 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. AYMONE *et al.* (em preparação).



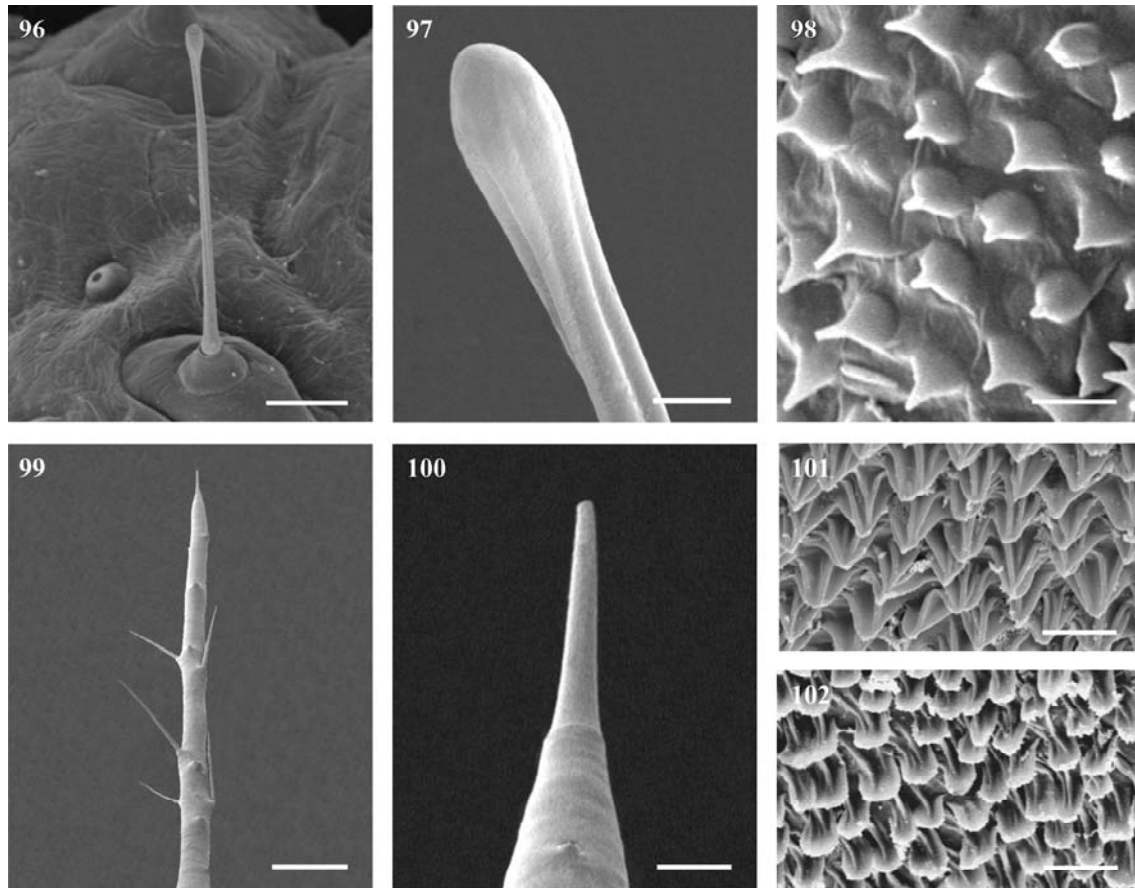
Figs. 80-83. Larvas de *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) em microscopia eletrônica de varredura: 80-81, primeiro instar; 82-83, quinto instar. 80, cerdas do tipo calaza; 81, placa protorácica; 82, escolos dorsais; 83, porção apical de um escolo. Barras = 50, 100, 500 e 50  $\mu$ m, respectivamente. Modificado de ANTUNES *et al.* (2002).



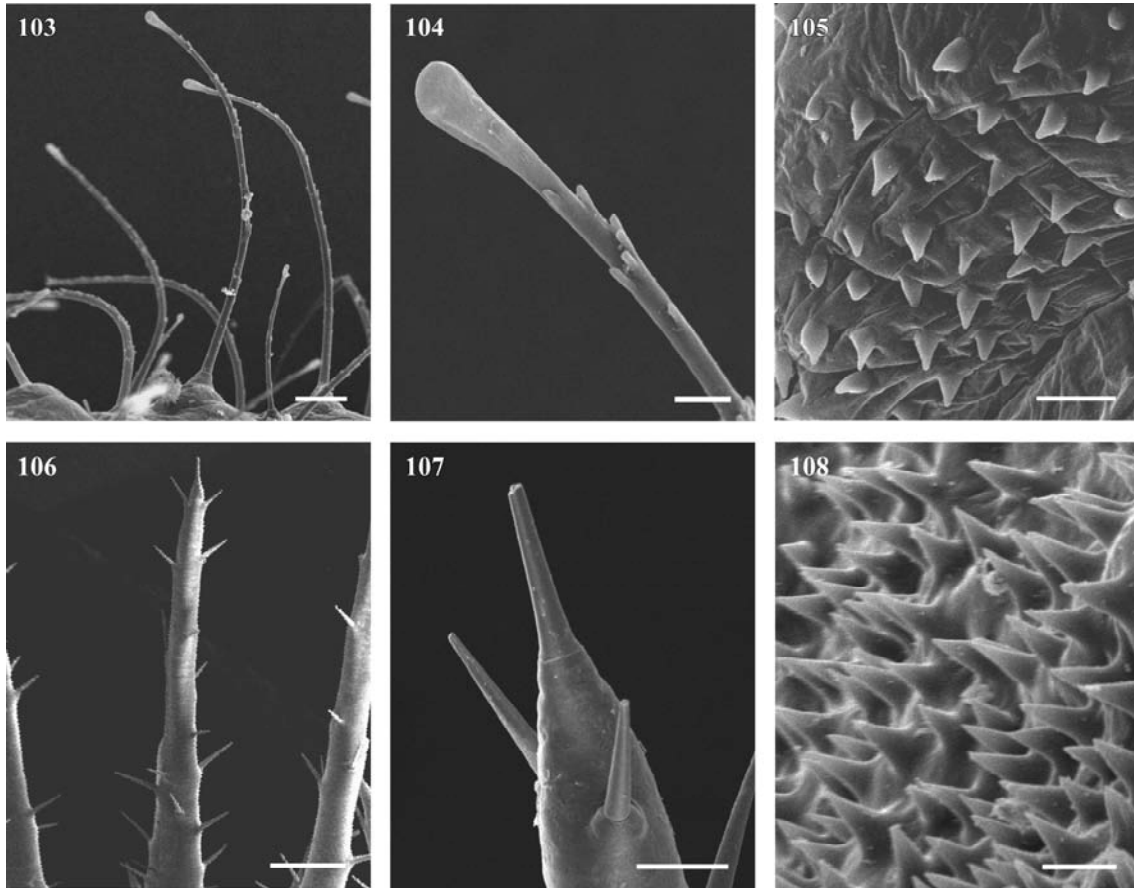
Figs. 84-89. Larvas de *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 em microscopia eletrônica de varredura: 84-86, primeiro instar; 87-89, quinto instar. 84, cerdas do tipo calaza; 85, porção apical de uma cerda; 86, microtríquias; 87, escolos dorsais; 88, porção apical de um escolo; 89, microtríquias. Barras = 50, 10, 20, 500, 50 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. MOREIRA *et al.* (em preparação).



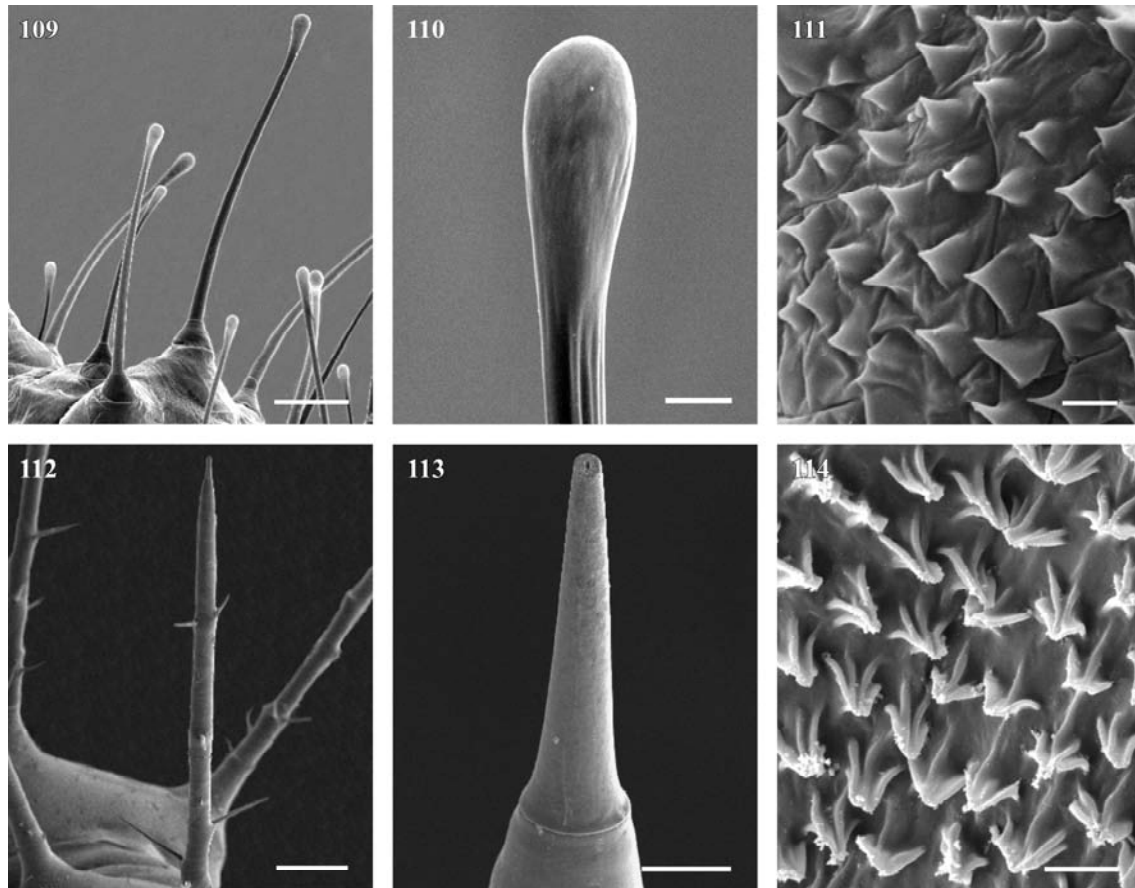
Figs. 90-95. Larvas de *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) em microscopia eletrônica de varredura: 90-92, primeiro instar; 93-95, quinto instar. 90, cerdas do tipo calaza; 91, porção apical de uma cerda; 92, microtríquias; 93, escolos dorsais; 94, porção apical de um escolo; 95, microtríquias. Barras = 50, 10, 5, 500, 50 e 5  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de KAMINSKI *et al.* (2002).



Figs. 96-102. Larvas de *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 em microscopia eletrônica de varredura: 96-98, primeiro instar; 99-102, quinto instar. 96, cerdas do tipo calaza; 97, porção apical de uma cerda; 98, microtríquias; 99, escolo dorsal; 100, porção apical de um escolo; 101, microtríquias próximas ao espiráculo; 102, microtríquias próximas ao larvópodo. Barras = 50, 5, 10, 500, 50, 10 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. SILVA & MOREIRA (em preparação).



Figs. 103-108. Larvas de *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) em microscopia eletrônica de varredura: 103-105, primeiro instar; 106-108, quinto instar. 103, cerdas do tipo calaza; 104, porção apical de uma cerda; 105, microtríquias; 106, escolo dorsal; 107, porção apical de um escolo; 108, microtríquias. Barras = 50, 10, 10, 500, 100 e 10  $\mu\text{m}$ , respectivamente. BARÃO *et al.* (em preparação).



Figs. 109-114. Larvas de *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) em microscopia eletrônica de varredura: 109-111, primeiro instar; 112-114, quinto instar. 109, cerdas do tipo calaza; 110, porção apical de uma cerda; 111, microtríquias; 112, escolo dorsal; 113, porção apical de um escolo; 114, microtríquias. Barras = 50, 10, 5, 250, 100 e 5  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de BARÃO & MOREIRA (no prelo).

### 3.2 Estágio pupal

A morfologia das pupas de Heliconiini do RS segue o padrão geral proposto por MOSHER (1916) para Nymphalidae (Figs 115 e 116), com sutura epicranial ausente, pernas protorácicas (Le1) e mesotorácicas (Le2) estendidas ântero-ventralmente, tocando a margem posterior da região ocular. Na cabeça, as peças bucais apresentam-se fusionadas em vista ventral (Fig. 115). Labro (Lb) encontra-se em posição central, margeado lateralmente pelas mandíbulas (Md) e anteriormente pelo clípeo (Cl). Maxilas (Mx) localizadas posteriormente ao labro e tão longas quanto as pernas. Antenas (An) se originam dorsalmente (Fig. 116) e estendem-se ventralmente até a porção distal das asas. Região ocular formada por duas áreas, uma de aspecto liso e outra áspera e com cerdas curtas. Semelhante ao encontrado para os heliconíneos descritos por BEEBE *et al.* (1960), as espécies estudadas apresentam aspecto geral do corpo com projeções e tubérculos com forma e tamanho variáveis, portando rugosidades ou projeções espiniformes. Na cabeça, um par de projeções cefálicas, curtas ou alongadas, lisas ou corrugadas. Artículos antenais com tubérculos (Figs 117-128).

Tubérculos do tórax e abdômen podem ser distribuídos em até cinco grupos (Figs 115 e 116): médio-dorsal (Mt), presentes no limite anterior de cada segmento abdominal, pouco projetado; látero-dorsal (Lt), geralmente nos segmentos A3 e A4 mais desenvolvidos, ter suas bases alargadas e achatadas lateralmente (formato de flanges) (*sensu* BEEBE *et al.* 1960), ou apresentando projeções em forma de espinho; supra-espíracular (Se), visíveis em alguns segmentos, mas pouco desenvolvidos; subespíracular (Sb), raramente presente e não muito projetado; e ventral (Vt), em geral pouco projetados, em uma ou duas fileiras, muito discretos ou mesmo ausentes.

O mesotórax apresenta uma crista médio-dorsal, podendo estar bem projetada e formando uma quilha. Na asa ocorrem pequenos tubérculos, típicos de Heliconiini, mas



sem muita variação (BEEBE *et al.* 1960). Na porção proximal da mesma, tubérculos basilares (Bt), seguidos da crista longitudinal (Bl). Na porção distal da asa, dois conjuntos de tubérculos, os pós-medianos (Pt) e os submarginais (St) (Figs 115 e 179).

Espiráculo mesotorácico em formato de fenda, com aparato filtrador simples, e localizado no limite entre o pró- e o mesotórax. GARCÍA-BARROS & CANO (1994) consideram a morfologia deste espiráculo, bem como as estruturas associadas, como uma fonte de grande valor taxonômico para Lepidoptera, embora para Heliconiini não haja grande variação. Espiráculos abdominais elípticos, com aparato filtrador ramificado. O cremáster pode variar em formato (triangular, subtriangular e subquadrangular) apresentando-se no ápice distal truncado ou projetado; em vista ventral, ganchos recurvados e subdivididos em duas pontas.

A coloração das pupas (Figs 129-140) pode variar de quase inteiramente brancas até cinzentas ou marrom-escuras. Podem apresentar áreas douradas em alguns segmentos, principalmente no protórax, metatórax e nos segmentos A1 e A2. A venação das asas encontra-se freqüentemente marcada com pigmentos escuros. Em muitas espécies há variação intra-específica na intensidade da coloração.

### 3.2.1 Chave para identificação

- |   |                             |
|---|-----------------------------|
| 1. Pupa sem tubérculos alongados .....  | 2                           |
| 1'. Pupa com tubérculos alongados ou em forma de espinhos .....                                 | 7                           |
| 2 (1). Projeções cefálicas ao menos duas vezes mais longas do que largas (Figs 120 e 159) ..... | <i>Dryadula phaetusa</i>    |
| 2'. Projeções cefálicas não mais longas do que largas .....                                     | 3                           |
| 3 (2'). Projeções cefálicas cônicas, lisas e bífidas (Figs 121 e 165) .                         | <i>Dryas iulia alcionea</i> |

- 3'. Projeções cefálicas palmadas, com pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais (Figs 141, 147, 153 e 207) ..... 4
- 4 (3'). Crista médio-dorsal do mesotórax com protuberância discoidal achatada dorso-ventralmente (Fig. 209); tubérculos subspiraculares presentes (Figs 128 e 211) ..... *Philaethria wernickei*
- 4'. Crista médio-dorsal do mesotórax sem protuberância discoidal; tubérculos subspiraculares ausentes ..... 5
- 5 (4'). Tubérculos látero-dorsais do segmento A3 bidentados (Figs 117 e 144); tubérculos ventrais ausentes ou pouco evidentes ..... *Agraulis vanillae maculosa*
- 5'. Tubérculos látero-dorsais do segmento A3 não como acima; tubérculos ventrais presentes, conspicuamente evidentes ..... 6
- 6 (5'). Segmento A1 e A2 sem manchas douradas associadas aos tubérculos látero-dorsais; crista médio-dorsal com o comprimento mais do que o dobro da altura (Figs 130 e 149) ..... *Dione junio junio*
- 6'. Segmento A1 e A2 com manchas douradas; crista médio-dorsal com o comprimento igual ou inferior ao dobro da altura (Figs 131 e 155) ..... *Dione moneta moneta*
- 7 (1'). Manchas douradas dorsais ausentes ..... 8
- 7'. Manchas douradas dorsais presentes ..... 9
- 8 (7). Tubérculos látero-dorsais presentes nos segmentos T1-A8 (Figs 123 e 135) ..... *Eueides isabella dianasa*
- 8'. Tubérculos látero-dorsais presentes nos segmentos T1-A7 (Figs 122 e 134) ..... *Eueides aliphera aliphera*
- 9 (7'). Projeções cefálicas pelo menos duas vezes mais longas do que largas (Figs 189 e 201) ..... 10

- 9'. Projeções cefálicas curtas e palmadas (Figs 183 e 195) ..... 11
- 10 (9). Tubérculos látero-dorsais dos segmentos AB3 e AB4 fusionados na base (Figs 125, 137 e 192) ..... *Heliconius erato phyllis*
- 10'. Tubérculos látero-dorsais dos segmentos A3 e A4 não fusionados na base (Figs 127, 139 e 204) ..... *Heliconius sara apseudes*
- 11 (9'). Tubérculo látero-dorsal do segmento A5 com no mínimo a mesma altura deste segmento (Figs 138) ..... *Heliconius ethilla narcaea*
- 11'. Tubérculo látero-dorsal do segmento A5 com aproximadamente a metade da altura deste segmento (Figs 136) ..... *Heliconius besckei*

### 3.2.2 Diagnoses

#### *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908])

(Figs 117, 129 e 141-146)

Segundo SILVA *et al.* (2006), o padrão de coloração de *A. vanillae maculosa* é um mosaico de tons castanho-claro, ocre e cinza (Figs 117 e 129). Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais (Fig. 141). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 142), diferindo dos encontrados no gênero *Heliconius*. Crista médio-dorsal do mesotórax (Fig. 143) sem protuberância discoidal, nem quilha, e com ausência de tubérculos alongados. Tubérculos látero-dorsais de A3 bidentados (Fig. 144). Tubérculo médio-dorsal (Fig. 145) presente mais conspicuamente em A6 e A7. Tubérculos ventrais ausentes ou pouco evidentes. Cremáster subquadrangular (Fig. 146), truncado posteriormente.

Diagnose diferencial. *A. vanillae maculosa* difere das demais espécies deste estudo, por apresentar, em conjunto: projeções cefálicas curtas, palmadas e com

pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais; ausência de tubérculos alongados, sendo os látero-dorsais do segmento A3, bidentados.

***Dione juno juno* (Cramer, 1779)**

(Figs 118, 130 e 147-152)

TAVARES *et al.* (2002) descreveu o padrão de coloração de *D. juno juno* como constituindo-se de um mosaico de diversas tonalidades de marrom, bege e cinza, entremeadas por regiões esbranquiçadas e escuras (Fig. 130). Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos processos digitiformes distais (Figs 118 e 147). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 148). Crista médio-dorsal do mesotórax (Figs 118 e 149) com formato de quilha, achatada lateralmente; seu comprimento é mais do que o dobro da altura. Não apresenta tubérculos alongados. Segmentos A1 e A2 sem manchas douradas associadas aos tubérculos látero-dorsais. Tubérculos látero-dorsais de aspecto corrugado, apresentando pequenas saliências (Fig. 150), sem projeções espiniformes. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 151) presente mais conspicuamente em A5-A7. Dois conjuntos de tubérculos ventrais presentes em A5 e A6. Cremáster subquadrangular, com ápice truncado posteriormente (Fig. 152).

Diagnose diferencial. *Dione* apresenta a crista médio-dorsal do mesotórax bem desenvolvida, com formato de quilha, achatada lateralmente. *D. juno juno* difere de *D. moneta moneta* por apresentar esta estrutura com o comprimento mais do que o dobro da altura; e os segmentos A1 e A2 sem manchas douradas associadas aos tubérculos látero-dorsais.

***Dione moneta moneta* Hübner, [1825]**

(Figs 119, 131 e 153-158)

Segundo KAMINSKI *et al.* (2008), *D. moneta moneta* apresenta um padrão de coloração constituído por um mosaico de tonalidades de marrom e cinza (Fig. 131), apresentando em A1 e A2 manchas douradas associadas aos tubérculos látero-dorsais. Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos processos digitiformes distais (Figs 119 e 153). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 154). Crista médio-dorsal do mesotórax (Figs 119 e 155) com formato de quilha, achatada lateralmente, característico do gênero; seu comprimento é igual ou inferior ao dobro da altura. Não apresenta tubérculos alongados. Tubérculos látero-dorsais de aspecto corrugado, apresentando pequenas saliências (Fig. 156), sem projeções espiniformes. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 157) conspícuo em A5-A7. Tubérculos ventrais em dois conjuntos, em AB5 e AB6. Cremáster subquadrangular, posteriormente truncado (Fig. 158).

Diagnose diferencial. *D. moneta moneta* difere de *D. juno juno* por apresentar a crista médio-dorsal do mesotórax com o comprimento igual ou inferior ao dobro da altura; e os segmentos A1 e A2 com manchas douradas associadas aos tubérculos látero-dorsais.

***Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758)**

(Figs 120, 132 e 159-164)

De acordo com SILVA *et al.* (2008), *D. phaetusa* apresenta um padrão de coloração constituído por um mosaico de tonalidades de marrom e cinza. Quatro pares de manchas douradas dorsais: no protórax, metatórax e em A1 e A2 (Fig. 132). Projeção cefálica longa, ao menos duas vezes mais comprida do que larga (Figs 120 e 159). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 160). Crista médio-dorsal do mesotórax

(Figs 132 e 161) sem protuberância discoidal, nem formato de quilha. Não apresenta tubérculos alongados. Tubérculos látero-dorsais apresentam a margem dividida em projeções menores (Fig. 162), sem projeções espiniformes. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 163) presente em A5-A7. Tubérculos ventrais aos pares, em A5 e A6. Cremáster subquadrangular (Fig. 164).

Diagnose diferencial. *D. phaetusa* difere dos outros Heliconiini por apresentar, em conjunto: as projeções cefálicas longas; ausência de tubérculos alongados, sendo os látero-dorsais com margem apical dividida em projeções menores; e quatro pares de manchas douradas no protórax, metatórax, A1 e A2.

#### ***Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779)**

(Figs 121, 133 e 165-170)

Segundo PAIM *et al.* (2004), o padrão de coloração da pupa de *D. iulia alcionea* é um mosaico de diversas tonalidades de marrom com áreas claras, entremeadas com regiões cinzas (Fig. 133). Manchas douradas dorsais no metatórax e em A1 e A2. Projeção cefálica curta, cônica, lisa e distalmente bífida (Figs 121 e 165). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 166), sem espinhos. Crista médio-dorsal do mesotórax (Figs 121 e 167) sem protuberância discoidal, nem projetada em forma de quilha. Ausência de tubérculos alongados. Tubérculos látero-dorsais, especialmente os dos segmentos abdominais, com largas bases em forma de flanges (Fig. 168), sem projeções em forma de espinho. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 169) pouco conspicuo, presente em A5-A7. Tubérculos ventrais pouco projetados, em A5 e A6. Cremáster retangular a subquadrangular (Fig. 170), projetado posteriormente.

Diagnose diferencial. *D. iulia alcionea* distingui-se das outras espécies estudadas por apresentar as seguintes características, associadas: projeções cefálicas curtas,

cônicas, lisas e distalmente bífidas; ausência de tubérculos alongados, sendo os látero-dorsais dos segmentos abdominais formando flanges; e manchas douradas dorsais no metatórax, A1 e A2.

***Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819)**

(Figs 122, 134 e 171-176)

Segundo AYMONE *et al.* (em preparação), o padrão de coloração é creme-claro, entremeado por manchas e faixas laterais no abdômen, que variam do marrom-claro ao preto; tubérculos látero-dorsais e antenômeros de cor marrom-claro ao preto (Fig. 134). Projeções e tubérculos corroboram o descrito por esses autores. Projeção cefálica com inserção basal tendendo a um formato piramidal, tornando-se cilíndricas à medida que se curvam dorso-lateralmente (Figs 122 e 171). Tubérculos antenais muito reduzidos (Fig. 172). Crista médio-dorsal do mesotórax (Fig. 134) sem protuberância discoidal, nem quilha. Tubérculos látero-dorsais presentes em T1-A7, sendo nos segmentos A3 e A4 alongados e levemente curvados no ápice (Fig. 174). Tubérculo médio-dorsal (Fig. 175) presente mais conspicuamente em A4-A7. Tubérculos ventrais pouco evidentes, aos pares, em A6 e A7. Em vista lateral, entre A6 e A7 situa-se o órgão estridulatório (Fig. 173); como já citado por PENZ (1999), com formato de fenda. A superfície deste órgão é revestida por células com formato tendendo ao losango. Cremáster subtriangular (Fig. 176), semelhante com o de *E. aliphera aliphera* (ANTUNES *et al.* 2002), a curvatura do abdômen é pronunciada, de modo que os segmentos A8 e A9 estejam sobrepostos e cobertos pelas papilas anais. (Fig. 134).

Diagnose diferencial. *Eueides* difere dos outros gêneros de Heliconiini por apresentar tubérculos alongados e ausência de manchas douradas. *E. aliphera aliphera*

difere de *E. isabella dianasa* por apresentar os tubérculos látero-dorsais presentes em T1-A7.

***Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806])**

(Figs 123, 135 e 177-182)

De acordo com ANTUNES *et al.* (2002), a coloração geral varia de esbranquiçada na cabeça e asas à amarelo-esverdeada-clara no abdômen, com três faixas escuras longitudinais, em vista lateral; tubérculos látero-dorsais de cor amarelada a branco-amarelada (Fig. 135). Projeção cefálica semelhante à de *E. aliphera aliphera*, mas apresentando-se mais alongada e com leve curvatura lateral no ápice (Figs 123 e 177). Tubérculos antenais muito reduzidos (Fig. 178), similares em tamanho aos de *E. aliphera aliphera*, mas distintos de *Heliconius*, que são em forma de espinhos e bem desenvolvidos. Crista médio-dorsal do mesotórax (Fig. 135) sem protuberância discoidal, nem quilha. Tubérculos látero-dorsais presentes em T1-A8, sendo os que estão em A3-A7, bífidos, podendo ser levemente curvados no ápice; os do segmento A3 e A4 com um dos ramos muito alongado (Fig. 180); embora menos alongado, assim também é um dos ramos em A7. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 181) conspícuo em A3-A7. Tubérculos ventrais pouco evidentes. Cremáster subtriangular (Fig. 182). Abdômen com formato curvo, com os segmentos A8 e A9 sobrepostos e cobertos pelas papilas anais (Fig. 135).

Diagnose diferencial. *E. isabella dianasa* distingui-se de *E. aliphera aliphera* por apresentar os tubérculos látero-dorsais presentes nos segmentos T1-A8.



***Heliconius besckei* Ménétriés, 1857**

(Figs 124, 136 e 183-188)

Conforme MOREIRA *et al.* (em preparação), a coloração geral da pupa é castanho-claro com algumas áreas acinzentadas; tubérculos látero-dorsais de cor mais escura, variando do castanho-escuro ao preto (Fig. 136). Manchas douradas dorsais no protórax, metatórax e em A1 e A2. Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais (Figs 124 e 183). Tubérculos antenais pronunciados e em forma de espinho, típicos para o gênero (Fig. 184). Crista médio-dorsal do mesotórax (Figs 136 e 185) sem protuberância discoidal, nem formato de quilha. Presença de tubérculos alongados. Os látero-dorsais portando projeções espiniformes, sendo os do segmento A3 e A4 (Fig. 186) com bases formando flanges, não fusionadas. No segmento A5, o tubérculo látero-dorsal apresenta aproximadamente a metade da altura deste segmento. Tubérculo médio-dorsal (Fig. 187) mais conspícuo em A5-A7. Tubérculos ventrais evidentes em A5 e A6. Cremáster subquadrangular (Fig. 188), um pouco projetado posteriormente.

Diagnose diferencial. As espécies de *Heliconius* deste estudo apresentam tubérculos alongados, onde as bases formam flanges e portam projeções espiniformes; e, apresentam manchas douradas dorsais no protórax, metatórax, A1 e A2. *H. besckei* difere das outras espécies do gênero por apresentar, em conjunto: as projeções cefálicas curtas e palmadas, bem como tubérculos látero-dorsais do segmento A5 com aproximadamente a metade da altura deste segmento.

***Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775)**

(Figs 125, 137 e 189-194)

Conforme KAMINSKI *et al.* (2002), a coloração geral da pupa de *H. erato phyllis* varia de castanho-claro a castanho-escuro; tubérculos látero-dorsais de cor mais escura (Fig. 137). Projeção cefálica muito alongada (quase um terço do comprimento corporal), com a margem interna recortada e com os ápices convergindo levemente (Figs 125 e 189). Tubérculos antenais bem desenvolvidos, em forma de espinho (Fig. 190). Crista médio-dorsal do mesotórax sem formato de quilha, nem protuberância discoidal, presença de um par de tubérculos Lt alongados e lateralmente distribuídos (Figs 137 e 191). Tubérculos látero-dorsais com projeções espiniformes; nos segmentos A3 e A4 apresentam bases com formato de flanges, fusionadas (Figs 125, 137 e 192). Tubérculo médio-dorsal (Fig. 193) em A5-A7. Tubérculos ventrais conspícuos em A5 e A6. Cremáster subtriangular (Fig. 194), projetado posteriormente.

Diagnose diferencial. *H. erato phyllis* distingui-se das outras espécies de *Heliconius* por apresentar, em associação: projeções cefálicas longas, com quase um terço do comprimento corporal e tubérculos látero-dorsais de A3 e A4 com flanges fusionadas, com projeções em forma de espinho.

***Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819**

(Figs 126, 138 e 195-200)

Segundo SILVA & MOREIRA (em preparação), a coloração geral da pupa é castanho-claro, com algumas áreas acinzentadas; tubérculos látero-dorsais de cor castanho-escuro a preta (Fig. 138). Presença de manchas douradas dorsais no protórax, metatórax e em A1 e A2. Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais (Figs 126 e 195). Tubérculos antenais bem

desenvolvidos, alongados e em forma de espinho, típicos do gênero (Fig. 196). Crista médio-dorsal do mesotórax sem formato de quilha e margeada lateralmente por um par de tubérculos Lt, em forma de espinho (Fig. 138). Tubérculos alongados presentes. Os látero-dorsais apresentam projeções em forma de espinho; sendo em A3 e A4-A7 os mais desenvolvidos; em A3 e A4 com bases em formato de flanges, não fusionadas (Figs 126 e 198). Tubérculo médio-dorsal (Fig. 199) presente em A5-A7. Tubérculos ventrais mais conspícuos em A5 e A6. Cremáster subquadrangular (Fig. 200), projetado posteriormente.

Diagnose diferencial. *H. ethilla narcaea* difere de *H. besckei*, *H. erato phyllis* e de *H. sara apseudes* por apresentar, em conjunto, as projeções cefálicas curtas e palmadas e os tubérculos látero-dorsais em A5 com no mínimo a mesma altura deste segmento.

***Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813])**

(Figs 127, 139 e 201-206)

Conforme BARÃO *et al.* (em preparação), a coloração geral da *H. sara apseudes* é castanho-amarelado, com manchas castanho-escuras; tubérculos látero-dorsais e dos antenômeros, de coloração castanho-escuro a preto (Fig. 139). Manchas douradas dorsais presentes no protórax, metatórax e em A1 e A2. Projeção cefálica longa, mas nunca ultrapassando um quinto do tamanho corporal; e curvada dorsalmente, com as margens recortadas e portando pequenos tubérculos (Figs 127 e 201). Tubérculos antenais bem desenvolvidos (Fig. 202). Crista médio-dorsal do mesotórax sem protuberância discoidal ou formato de quilha, mas com um par de tubérculos Lt situados lateralmente (Figs 139 e 203). Tubérculos alongados; os látero-dorsais, com projeções espiniformes; em A3 e A4 apresentam bases com formato de flanges, não fusionadas

(Figs 127 e 204). Tubérculo médio-dorsal (Fig. 205) nos segmentos A5-A7. Tubérculos ventrais, aos pares, em A5 e A6. Cremáster subquadrangular (Fig. 206), projetado posteriormente.

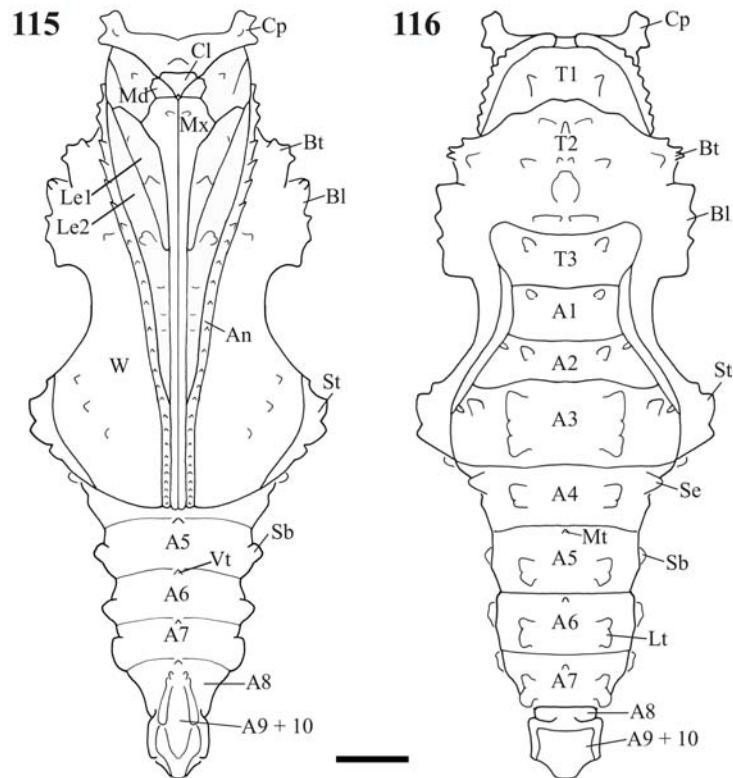
Diagnose diferencial. *H. sara apseudes* distingui-se das outras espécies do gênero por apresentar, em conjunto: projeções cefálicas longas e curvadas dorsalmente, menos de um quinto do tamanho corporal e, tubérculos látero-dorsais de A3 e A4 com flanges, não fusionadas, portando projeções em forma de espinho.

### ***Philaethria wernickei* (Röber, 1906)**

(Figs 128, 140 e 207-212)

Segundo BARÃO & MOREIRA (no prelo), o padrão de coloração da pupa de *P. wernickei* é um mosaico de tons de bege, cinza, cinza-esverdeado e marrom (Fig. 140); Pares de manchas douradas estão presentes no protórax, metatórax, e em A1 e A2, sendo a antepenúltima e penúltima maiores que as demais.. Projeção cefálica curta, palmada, com pequenos tubérculos ou pequenos processos digitiformes distais (Figs 128 e 207). Tubérculos antenais pouco pronunciados (Fig. 128). Crista médio-dorsal do mesotórax com protuberância discoidal (Fig. 209), sem formato de quilha. Ausência de tubérculos alongados. Tubérculos látero-dorsais com a margem dividida em projeções menores (Fig. 210), não apresentando projeções espiniformes; os maiores em A3. Tubérculo médio-dorsal mais conspícuo nos segmentos A5-A7 (Fig. 211). Tubérculos subspiraculares pouco pronunciados, presentes em A5-A8. Tubérculos ventrais em linha ímpar, distribuídos médio-ventralmente em A5-A8. Cremáster subquadrangular (Fig. 212), semelhante ao descrito para o gênero *Dione*.

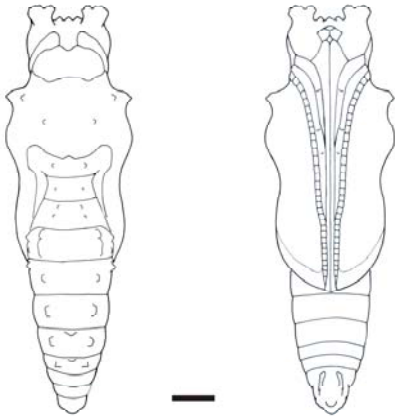
Diagnose diferencial. *P. wernickei* difere das outras espécies de Heliconiini deste estudo, por apresentar crista médio-dorsal do mesotórax com protuberância discoidal e tubérculos subspiraculares.



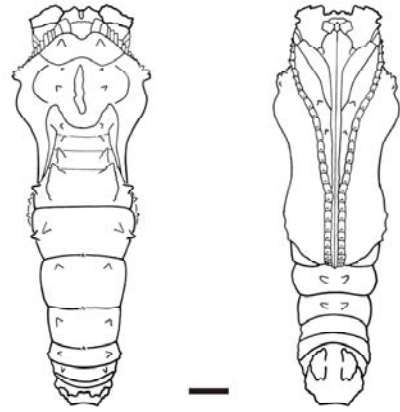
Figs. 115-116. Representação esquemática da pupa de Heliconiini. Vistas ventral e dorsal, respectivamente. AB, segmento abdominal; An, antena; Bl, crista longitudinal; Bt, tubérculo basilar; Cl, clipeo; Cp, projeção cefálica; Lb, labro; Le, perna; Lt, tubérculo látero-dorsal; Md, mandíbula; Mt, tubérculo médio-dorsal; Mx, maxila; Sb, tubérculo subspiracular; Se, tubérculo supraespiracular; St, tubérculo submarginal; T, segmento torácico; Vt, tubérculo ventral; W, asa. Barras = 2 mm.

Figs. 117-122. Representação esquemática das pupas de Heliconiini do Rio Grande do Sul, vistas dorsal e ventral, respectivamente. 117, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) (modificado de SILVA *et al.* 2006); 118, *Dione juno juno* (Cramer, 1779) (modificado de TAVARES *et al.* 2002); 119, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] (modificado de KAMINSKI *et al.* 2008); 120, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) (modificado de SILVA *et al.* 2008); 121, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) (modificado de PAIM *et al.* 2004); 122, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) (AYMONE *et al.* em preparação). Barras = 2 mm.

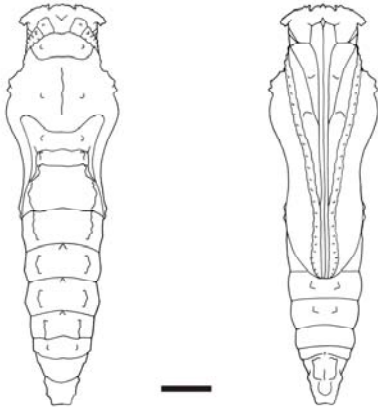
117



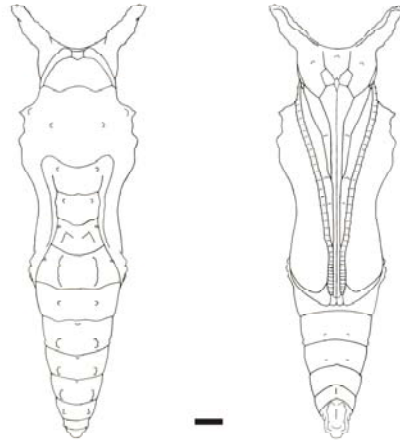
118



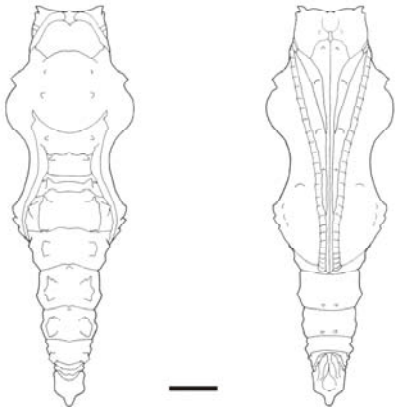
119



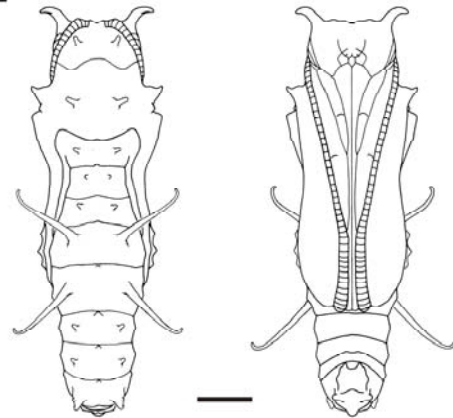
120



121



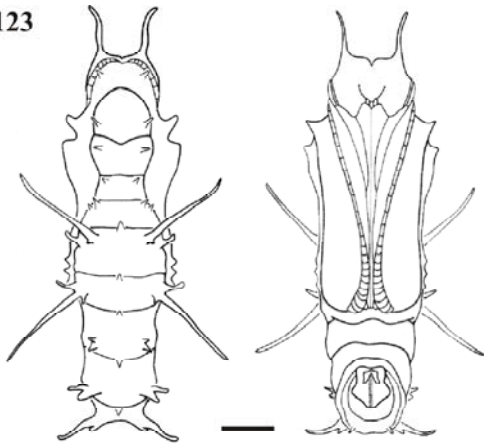
122



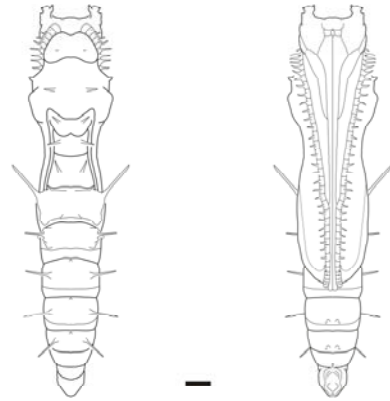


Figs. 123-128. Representação esquemática das pupas de Heliconiini do Rio Grande do Sul, vistas dorsal e ventral, respectivamente. 123, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) (modificado de ANTUNES *et al.* 2002); 124, *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 (MOREIRA *et al.* em preparação); 125, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) (modificado de KAMINSKI *et al.* 2002); 126, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 (SILVA & MOREIRA em preparação); 127, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) (BARÃO *et al.* em preparação); 128, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) (modificado de BARÃO & MOREIRA no prelo). Barras = 2 mm.

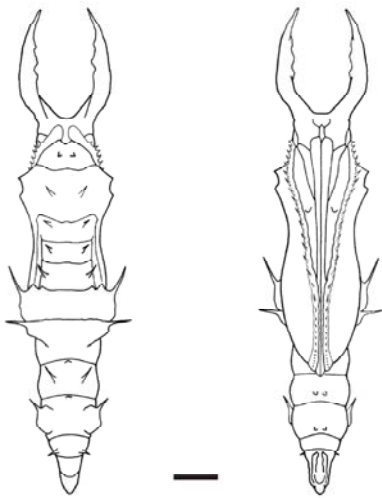
123



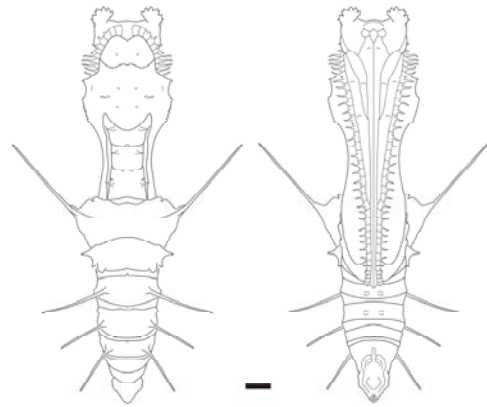
124



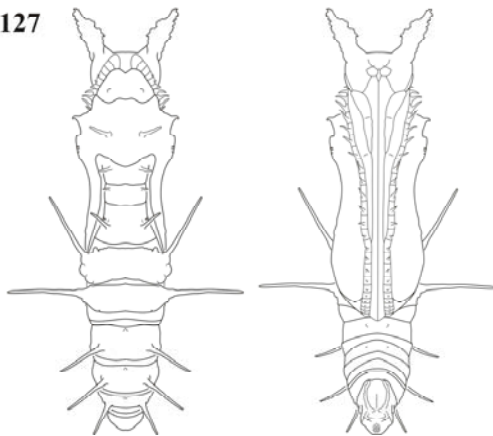
125



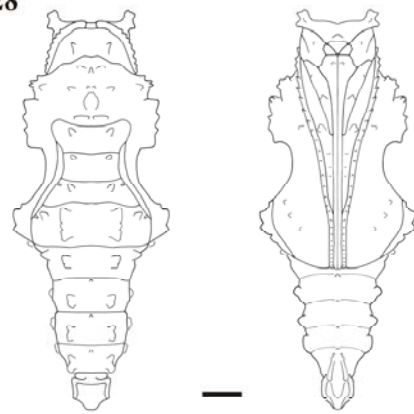
126



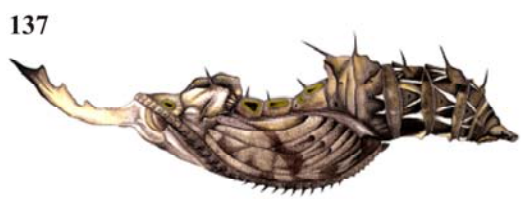
127

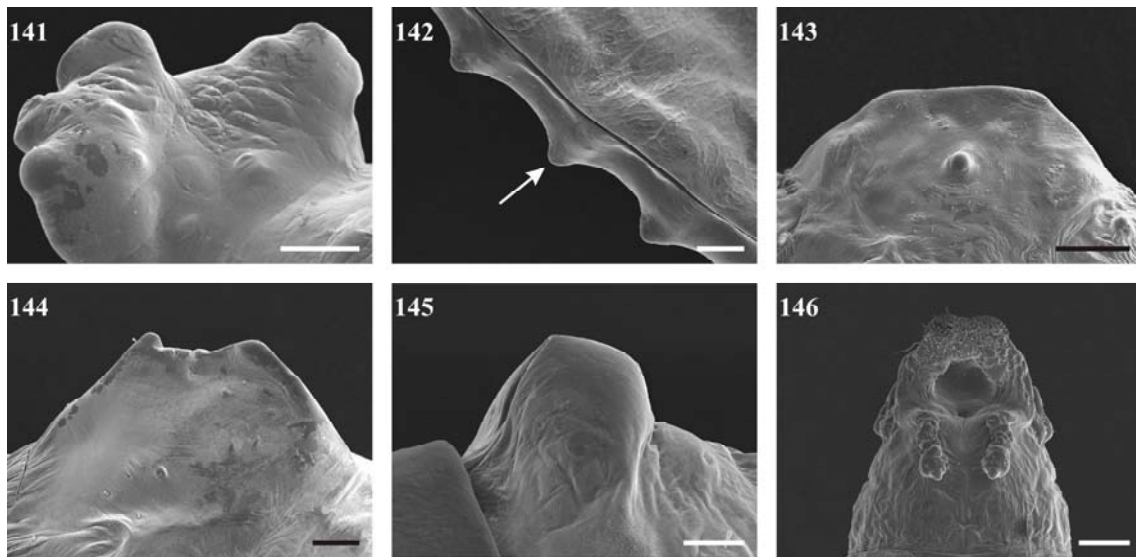


128

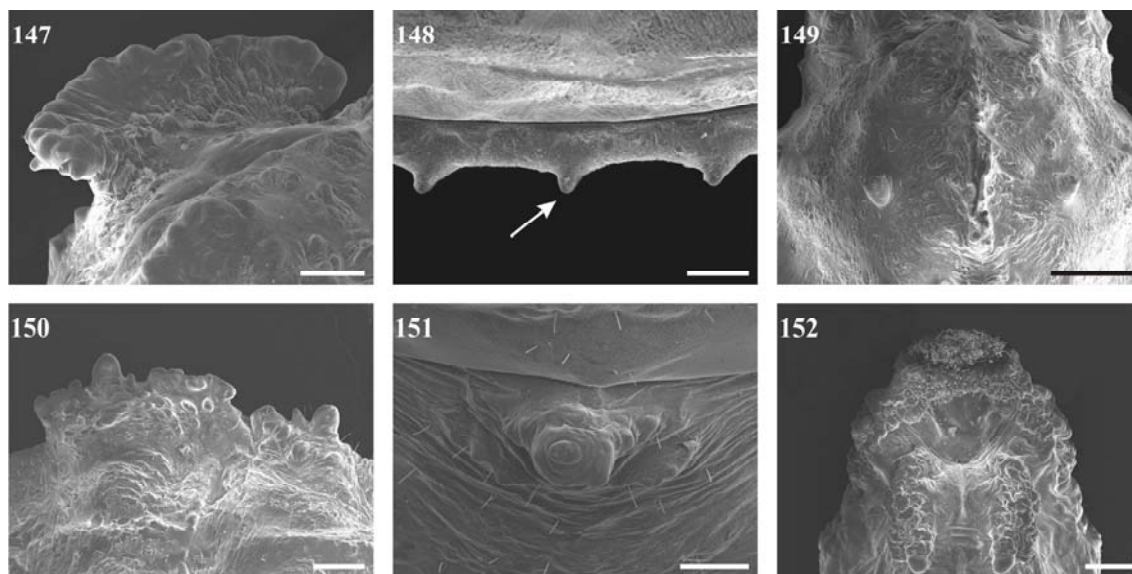


Figs. 129-140. Padrão de coloração das pupas de Heliconiini do Rio Grande do Sul, vista lateral. 129, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) (modificado de SILVA *et al.* 2006); 130, *Dione juno juno* (Cramer, 1779) (modificado de TAVARES *et al.* 2002); 131, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] (modificado de KAMINSKI *et al.* 2008); 132, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) (modificado de SILVA *et al.* 2008); 133, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) (modificado de PAIM *et al.* 2004); 134, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) (AYMONE *et al.* em preparação); 135, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) (modificado de ANTUNES *et al.* 2002); 136, *Heliconius besckei* Ménétrés, 1857 (MOREIRA *et al.* em preparação); 137, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) (modificado de KAMINSKI *et al.* 2002); 138, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 (SILVA & MOREIRA em preparação); 139, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) (BARÃO *et al.* em preparação); 140, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) (modificado de BARÃO & MOREIRA no prelo). Barras = 2 mm.

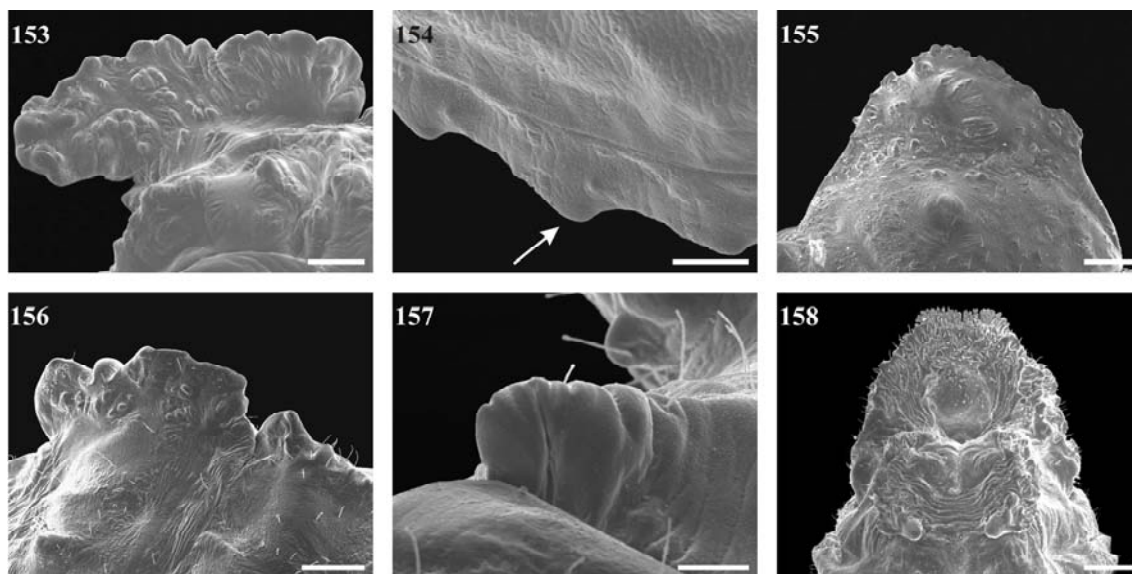




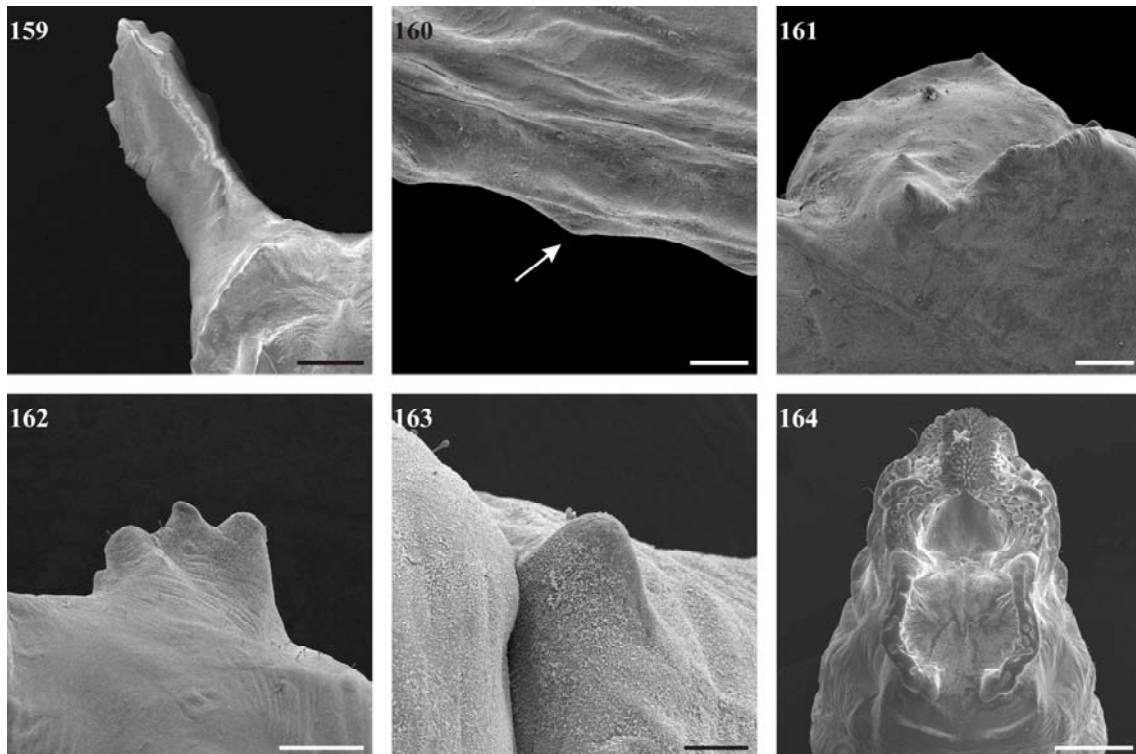
Figs. 141-146. Pupa de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 141, projeção cefálica; 142, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 143, crista médio-dorsal em vista lateral; 144, tubérculo látero-dorsal em vista lateral; 145, tubérculo médio-dorsal em vista lateral; 146, cremáster em vista ventral. Barras = 200, 200, 1000, 200, 100, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de SILVA *et al.* (2006).



Figs. 147-152. Pupa de *Dione juno juno* (Cramer, 1779) em microscopia eletrônica de varredura. 147, projeção cefálica; 148, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 149, crista médio-dorsal em vista dorsal; 150, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 151, tubérculo médio-dorsal em vista dorsal; 152, cremáster em vista ventral. Barras = 200, 200, 1000, 500, 250, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de TAVARES *et al.* (2002).

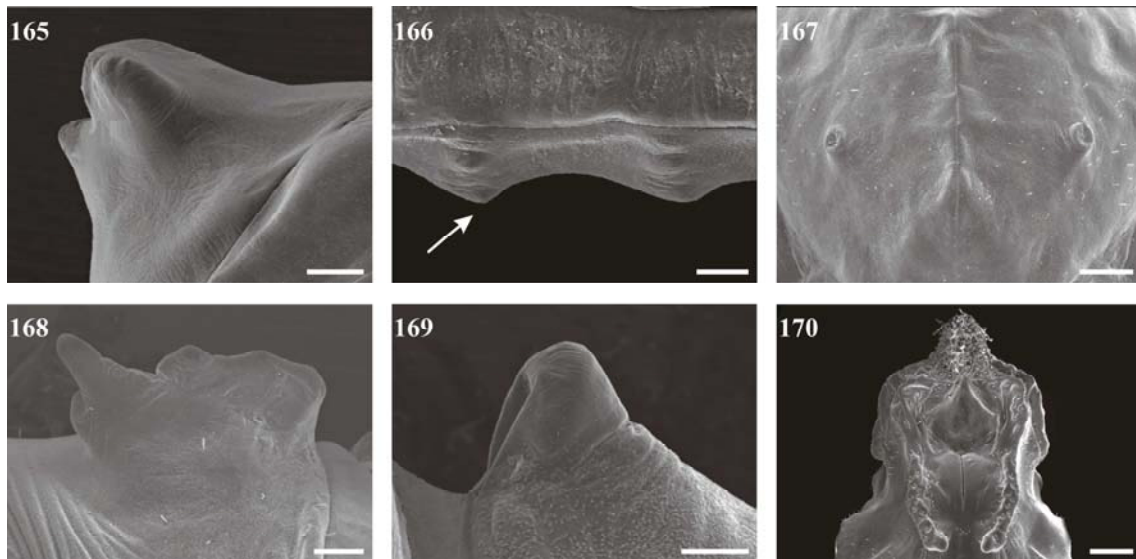


Figs. 153-158. Pupa de *Dione moneta moneta* Hübner, [1825] em microscopia eletrônica de varredura. 153, projeção cefálica; 154, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 155, crista médio-dorsal em vista lateral; 156, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 157, tubérculo médio-dorsal em vista postero-dorsal; 158, cremáster em vista ventral. Barras = 250, 200, 500, 500, 100, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de KAMINSKI *et al.* (2008).

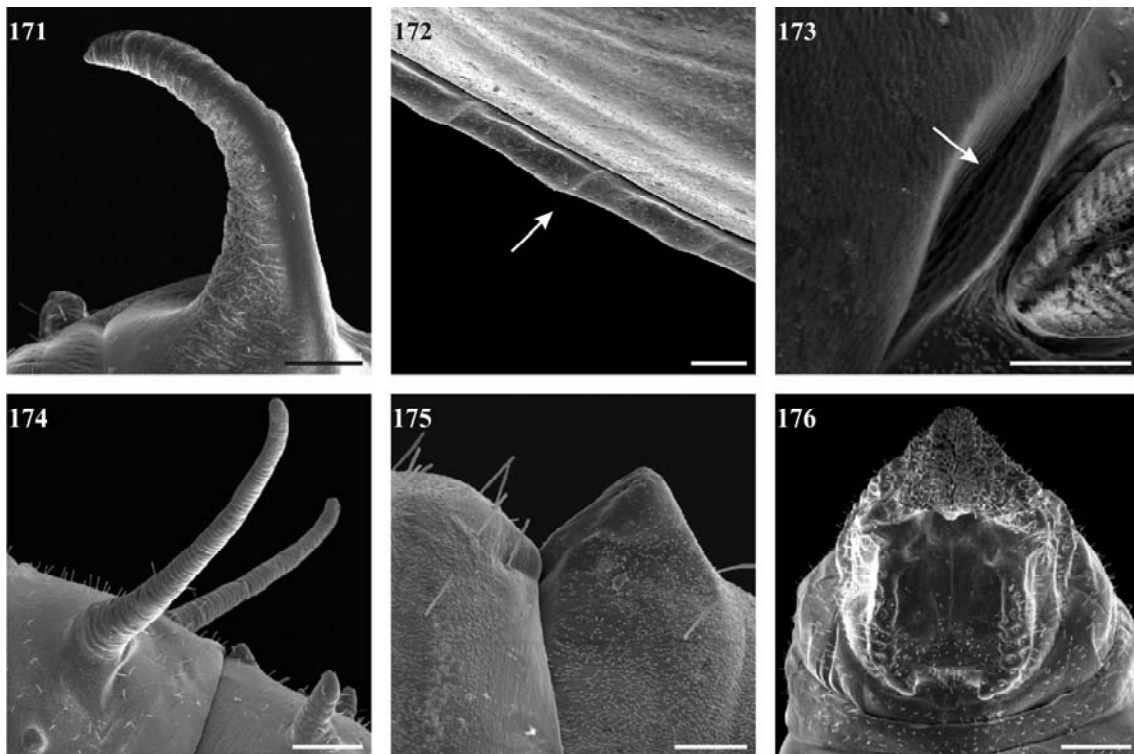


Figs. 159-164. Pupa de *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758) em microscopia eletrônica de varredura. 159, projeção cefálica; 160, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 161, crista médio-dorsal em vista lateral; 162, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 163, tubérculo médio-dorsal em vista látero-dorsal; 164, cremáster em vista ventral. Barras = 1000, 500, 1000, 500, 100, 1000  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de SILVA *et al.* (2008).

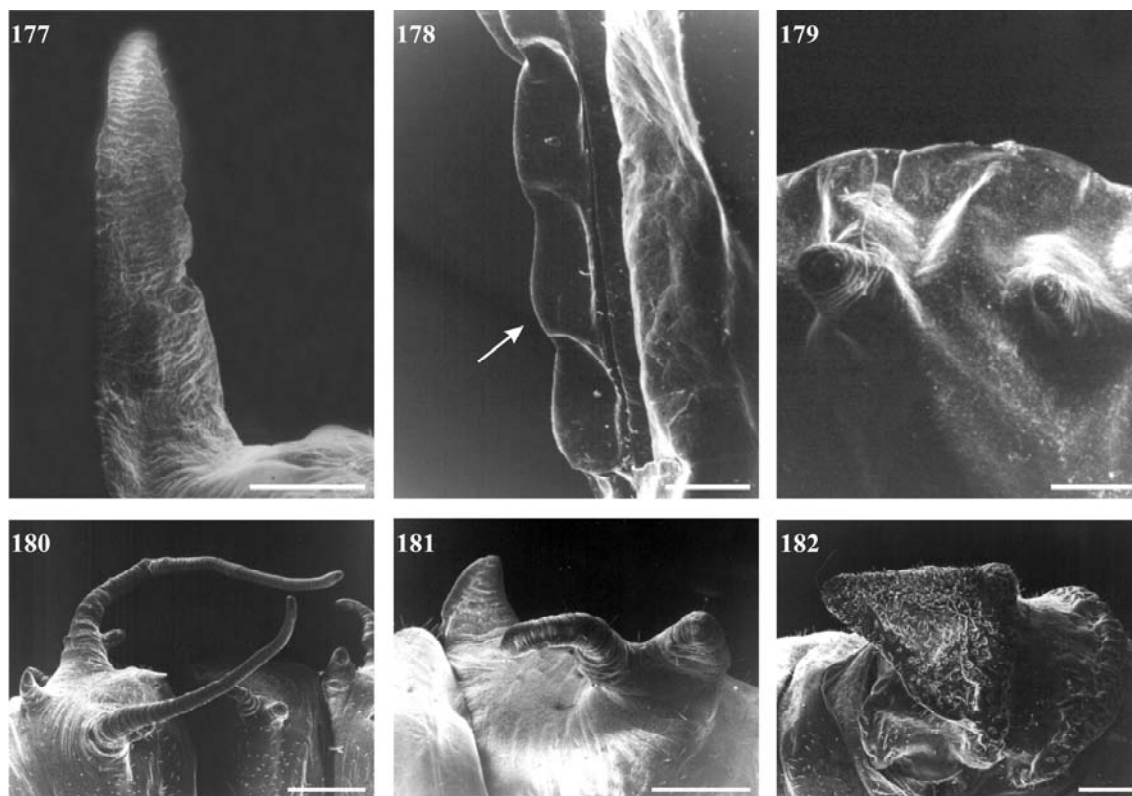




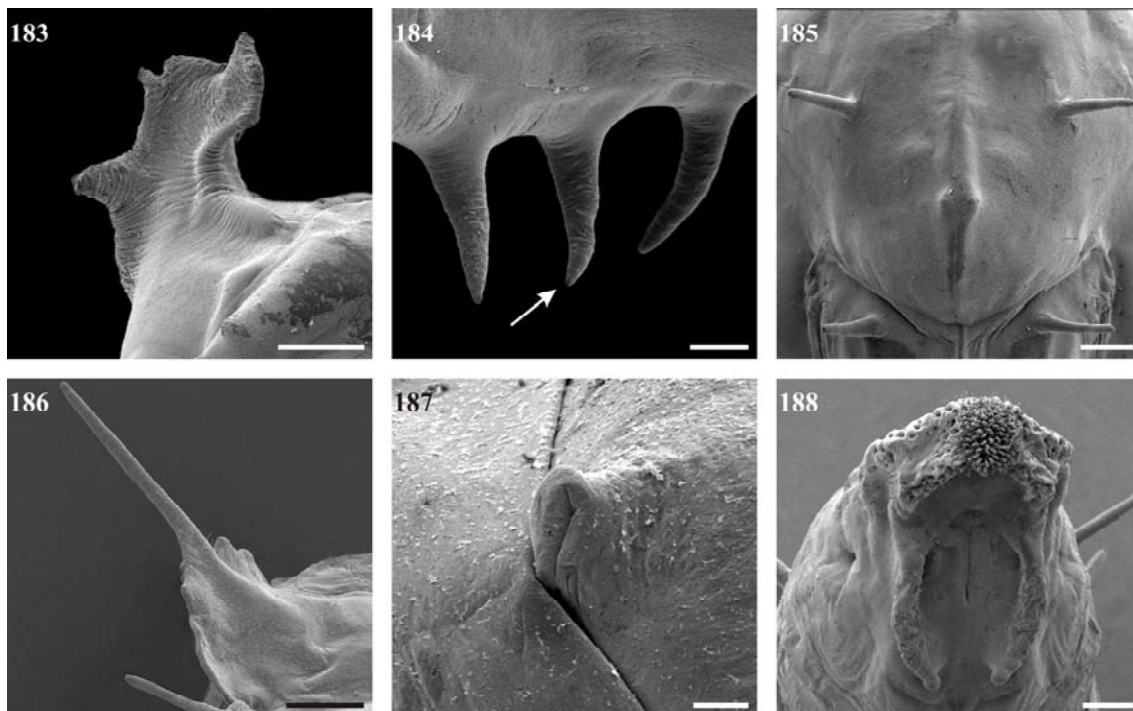
Figs. 165-170. Pupa de *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) em microscopia eletrônica de varredura. 165, projeção cefálica; 166, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 167, crista médio-dorsal em vista lateral; 168, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 169, tubérculo médio-dorsal em vista látero-dorsal; 170, cremáster em vista ventral. Barras = 20, 500, 500, 200, 200, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de PAIM *et al.* (2004).



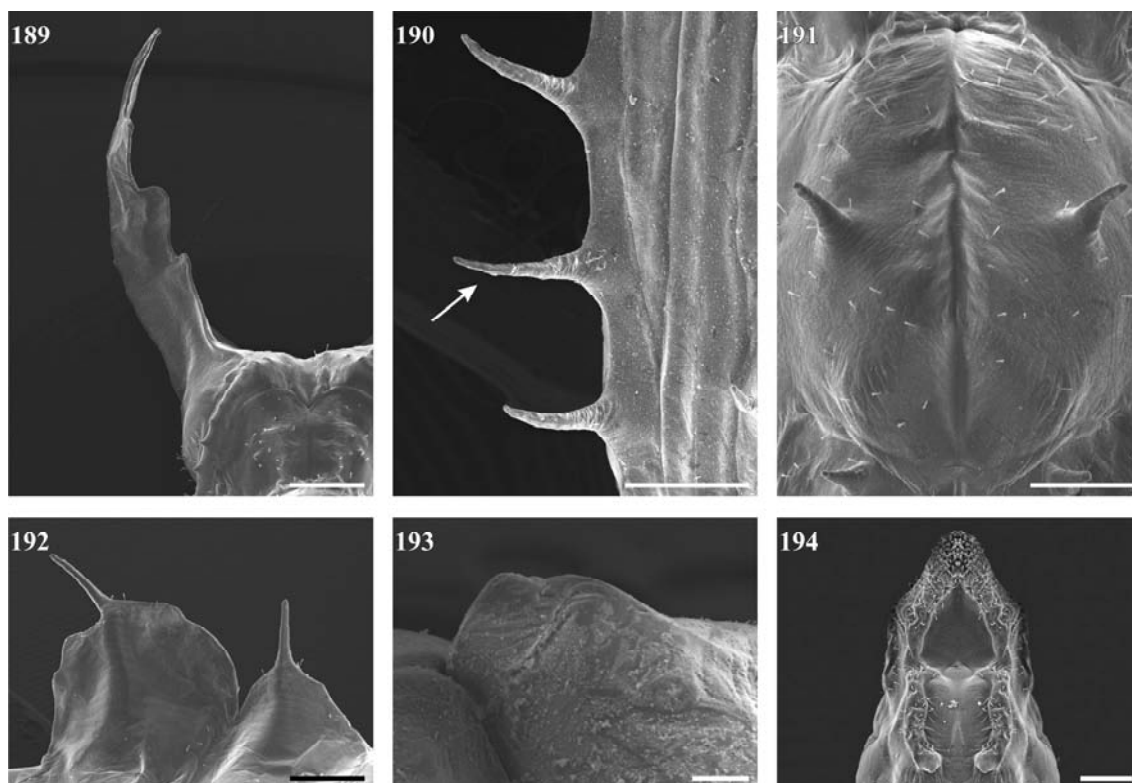
Figs. 171-176. Pupa de *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819) em microscopia eletrônica de varredura. 171, projeção cefálica em vista látero-ventral; 172, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 173, área estridulatória entre A6-A7 (seta); 174, tubérculo látero-dorsal em vista lateral; 175, tubérculo médio-dorsal em vista lateral; 176, cremáster em vista ventral. Barras = 250, 125, 100, 500, 100, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. AYMONE *et al.* (em preparação).



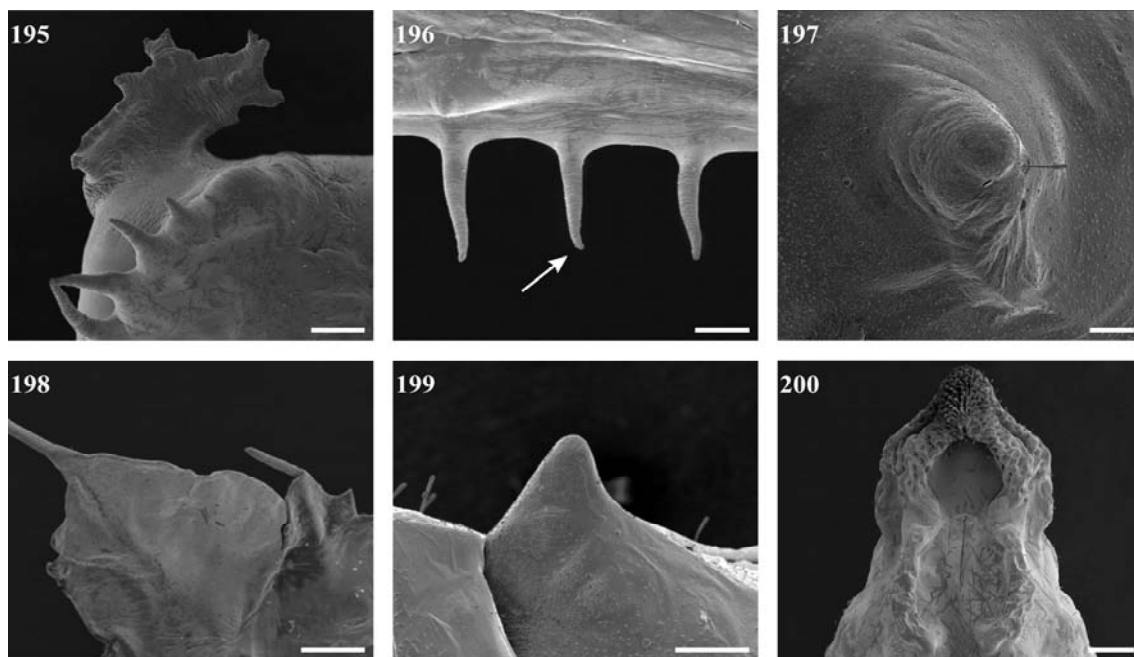
Figs. 177-182. Pupa de *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]) em microscopia eletrônica de varredura. 177, projeção cefálica; 178, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 179, crista médio-dorsal em vista lateral; 180, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 181, tubérculo médio-dorsal em vista látero-dorsal; 182, cremáster em vista ventral. Barras = 500, 200, 200, 100, 500, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de ANTUNES *et al.* (2002).



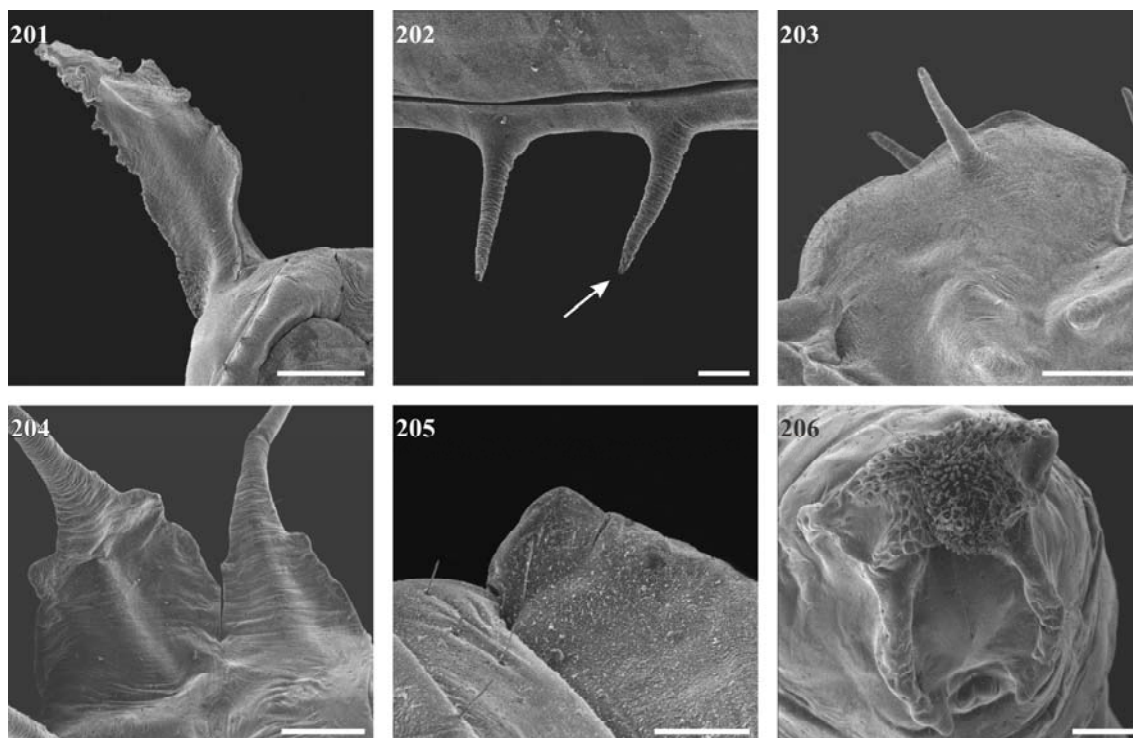
Figs. 183-188. Pupa de *Heliconius besckei* Ménétriés, 1857 em microscopia eletrônica de varredura. 183, projeção cefálica; 184, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 185, crista médio-dorsal em vista dorsal; 186, tubérculo látero-dorsal em vista postero-dorsal; 187, tubérculo médio-dorsal em vista antero-dorsal; 188, cremáster em vista ventral. Barras = 500, 200, 500, 1000, 100, 500  $\mu$ m, respectivamente. MOREIRA *et al.* (em preparação).



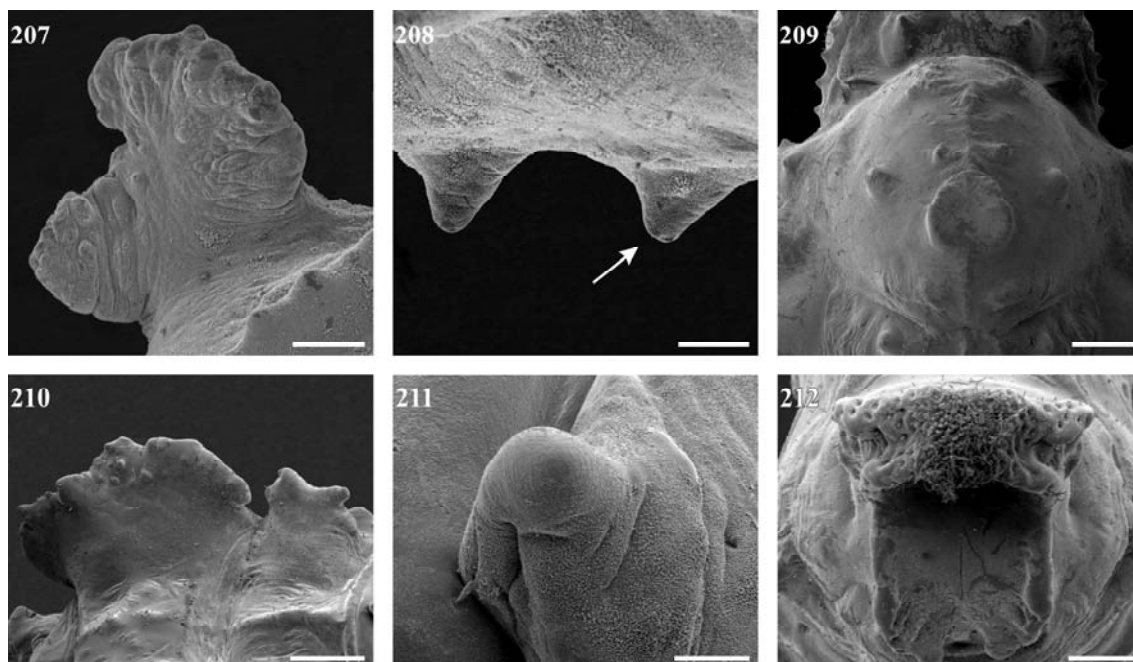
Figs. 189-194. Pupa de *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) em microscopia eletrônica de varredura. 189, projeção cefálica; 190, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 191, crista médio dorsal em vista dorsal; 192, tubérculo látero-dorsal em vista lateral; 193, tubérculo médio-dorsal em vista lateral; 194, cremáster em vista ventral. Barras = 1000, 400, 1000, 500, 100, 500  $\mu$ m, respectivamente. Modificado de KAMINSKI *et al.* (2002).



Figs. 195-200. Pupa de *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819 em microscopia eletrônica de varredura. 195, projeção cefálica; 196, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 197, tubérculo supra-espíracular em vista lateral; 198, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 199, tubérculo médio-dorsal em vista lateral; 200, cremáster em vista ventral. Barras = 500, 500, 100, 1000, 150, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. SILVA & MOREIRA (em preparação).



Figs. 201-206. Pupa de *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]) em microscopia eletrônica de varredura. 201, projeção cefálica; 202, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 203, crista médio-dorsal em vista lateral; 204, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 205, tubérculo médio-dorsal em vista látero-dorsal; 206, cremáster em vista ventral. Barras = 1000, 250, 1000, 1000, 200, 500  $\mu\text{m}$ , respectivamente. BARÃO *et al.* (em preparação).



Figs. 207-212. Pupa de *Philaethria wernickei* (Röber, 1906) em microscopia eletrônica de varredura. 207, projeção cefálica; 208, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 209, crista médio-dorsal em vista dorsal; 210, tubérculo látero-dorsal em vista dorso-mediana; 211, tubérculo médio-dorsal em vista látero-dorsal; 212, cremáster em vista posterior. Barras = 300, 200, 1000, 800, 100, 600  $\mu\text{m}$ , respectivamente. Modificado de BARÃO & MOREIRA (no prelo).



### 3.3 Estágio adulto

Adultos de Heliconiini do RS apresentam morfologia das asas e coloração típicas para a tribo (*e.g.* MICHENER 1942a, EMSLEY 1963, DEVRIES 1987). Asas anteriores são alongadas, olhos bem desenvolvidos e antenas longas (Figs 215-226). Margem distal das asas anteriores pode apresentar-se recortada (Figs 216 e 217). Asas posteriores com a veia humeral (h, Figs 213 e 214), que é um ramo da veia subcostal (Sc), simples, não ramificada, e recorrente; o que é considerado uma sinapomorfia para os Heliconiini neotropicais (= Heliconiiti, *sensu* HARVEY 1991). Asa posterior com célula discal aberta ou fechada (D, Figs 213 e 214).

Asas com coloração aposemática, variando de alaranjado a preto, com faixas e manchas verdes, vermelhas, amarelas e brancas; podendo apresentar manchas prateadas na face ventral (Figs. 215-226). Esta combinação configura um padrão vistoso, muito variável entre as espécies, o que resulta em anéis miméticos, como os referidos por ARAÚJO & VALENTE (1981). O dimorfismo sexual, quando ocorre, restringe-se, geralmente, à variação da intensidade da coloração das asas e presença de androcônias (ver EMSLEY 1963, DEVRIES 1987).

#### 3.3.1 Chave para identificação

- |   |                              |
|---|------------------------------|
| 1. Célula discal das asas posteriores aberta (Fig. 213) .....                   | 2                            |
| 1'. Célula discal das asas posteriores fechada (Fig. 214) .....                 | 7                            |
| 2 (1). Asas com coloração preta e verde (Fig. 226) .....                        | <i>Philaethria wernickei</i> |
| 2'. Asas com coloração alaranjada, com manchas e/ou barras pretas .....         | 3                            |
| 3 (2'). Asas anteriores com margem distal recortada (Figs 216 e 217) .....      | 4                            |
| 3'. Asas anteriores com margem distal não recortada (Figs 215, 218 e 219) ..... | 5                            |

- 4 (3). Face dorsal das asas posteriores com barra preta junto à margem distal, não apresentando manchas alaranjadas ovais no seu interior; ausência de mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub> (Fig. 216) ..... *Dione juno juno*
- 4'. Face dorsal das asas posteriores com barra preta junto à margem distal, com manchas alaranjadas ovais no seu interior; presença de mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub> (Fig. 217) ..... *Dione moneta moneta*
- 5 (3'). Asas sem barras pretas transversais e presença de manchas pretas subovais; face ventral das asas com manchas prateadas (Fig. 215) ..... *Agraulis vanillae maculosa*
- 5'. Asas com barras pretas transversais e ausência de manchas pretas subovais; face ventral das asas sem manchas prateadas ..... 6
- 6 (5'). Asas posteriores com barra preta mediana transversal (Fig. 218) ..... *Dryadula phaetusa*
- 6'. Asas posteriores sem barra preta mediana transversal (Fig. 219) *Dryas iulia alcionea*
- 7 (1'). Asas com coloração geral preta com manchas amarelas e/ou vermelhas ..... 8
- 7'. Asas com coloração alaranjada, com manchas amarelas, brancas e/ou pretas ..... 10
- 8 (7). Asas com manchas amarelas; base das asas com brilho azul-escuro metálico (Fig. 225) ..... *Heliconius sara apseudes*
- 8'. Asas com manchas vermelhas e amarelas; base das asas sem brilho azul-escuro metálico ..... 9
- 9 (8'). Face ventral das asas posteriores com barra vermelha, estreita e curvada, da margem anal até a margem distal (Fig. 222) ..... *Heliconius besckei*
- 9'. Face ventral das asas posteriores sem barra vermelha (Fig. 223) ..... *Heliconius erato phyllis*
- 10 (7'). Coloração das asas alaranjada e preta, sem manchas amarelas e brancas (Fig. 220) ..... *Eueides aliphera aliphera*

- 10'. Coloração das asas alaranjada e preta, com manchas amarelas e brancas ..... 11
- 11 (10'). Face dorsal das asas anteriores com três pequenas manchas brancas junto à borda anterior da margem distal; barra preta transversal, uniformemente distribuída, do tórax até junto à margem distal; face dorsal das asas posteriores com barra preta na margem distal com pequenas manchas brancas no seu interior (Fig. 221)  
 ..... *Eueides isabella dianasa*
- 11'. Face dorsal das asas anteriores sem pequenas manchas brancas junto à borda anterior da margem distal; barra preta transversal, não uniformemente distribuída, do tórax até afilar junto à margem distal; face dorsal das asas posteriores com barra preta na margem distal sem manchas brancas no seu interior (Fig. 224)  
 ..... *Heliconius ethilla narcaea*

### 3.3.2 Diagnoses

#### *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908])

(Fig. 215)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas alaranjada, sem barras pretas transversais e com manchas pretas aproximadamente ovais. Face ventral das asas alaranjada e amarronzada, com manchas prateadas (Fig. 215). Características de coloração semelhantes também foram apontadas por EMSLEY (1963) e por DEVRIES (1987) para *A. vanillae*, e por MICHENER (1942b) para esta subespécie. MICHENER (1942a) também destacou outras características diagnósticas para o gênero, como ausência de cerda basal comprida nas garras e arólio reduzido; além do ponto de origem da veia M<sub>2</sub> da asa anterior.

Diagnose diferencial. *A. vanilla maculosa* distinguem-se das demais espécies deste estudo, por apresentar: asas anteriores alaranjadas com margem distal não recortada, com manchas pretas aproximadamente ovais, e manchas prateadas na face ventral.

***Dione juno juno* (Cramer, 1779)**

(Fig. 216)

Asas anteriores com margem distal recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas alaranjada, com manchas e barras pretas; nas asas posteriores uma barra preta junto à margem distal, sem manchas ovais no seu interior, nem mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub>. Face ventral das asas alaranjada e amarronzada, com manchas prateadas (Fig. 216). Coloração semelhante também foi descrita por EMSLEY (1963) e por DEVRIES (1987) para *D. juno*. MICHENER (1942a) destacou outras características diagnósticas para o gênero, como asas anteriores com margem angulada no ápice da veia M<sub>2</sub>; e veia M<sub>3</sub> das asas anteriores formando distinto ângulo com as veias M-CuA. HAYWARD (1951) além de citar as mesmas características que o trabalho anterior, acrescenta a presença de uma faixa oblíqua nas asas anteriores para distinguir *D. juno*.

Diagnose diferencial. O gênero *Dione* caracteriza-se por ter as asas anteriores com margem distal recortada; e coloração alaranjada com manchas e barras pretas na face dorsal, além de manchas prateadas na face ventral. *D. juno juno* difere de *D. moneta moneta* por apresentar a face dorsal das asas posteriores com uma barra preta junto à margem distal, sem manchas ovais no seu interior; e por não possuir mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub>.

***Dione moneta moneta* Hübner, [1825]**

(Fig. 217)

Asas anteriores com margem distal recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal alaranjada, com manchas e barras pretas; nas asas posteriores uma barra preta junto à margem distal, com manchas alaranjadas ovais no seu interior e uma mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub>. Face ventral das asas alaranjada e amarronzada, com manchas prateadas (Fig. 217). MICHENER (1942a) apontou características distintivas genéricas já citadas anteriormente. HAYWARD (1951) citou para *D. moneta* a coloração mais escura da base das asas, e a presença de pequenos pontos negros na célula discal da asa anterior, em vista ventral.

Diagnose diferencial. *D. moneta moneta* distingue-se de *D. juno juno* por apresentar a face dorsal das asas posteriores com uma barra preta junto à margem distal, com manchas alaranjadas ovais no seu interior; e por uma mancha preta entre as veias Rs e M<sub>1</sub>.

***Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758)**

(Fig. 218)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas alaranjada, com barras pretas transversais; as posteriores possuem uma dessas barras em posição mediana. Face ventral das asas alaranjada e/ou amarelada, com faixas pretas e sem manchas prateadas (Fig. 218). MICHENER (1942a) destacou outras características, como o estreitamento da célula costal da asa posterior; a pouca inclinação e posição de inserção da veia M<sub>3</sub>, em relação à célula discal, na asa anterior; e ausência de

androcônias nas asas. HAYWARD (1951) citou a posição das veias  $M_2$  e  $M_3$ , além do tamanho da célula subcostal em relação à costal.

Diagnose diferencial. *D. phaetusa* distingue-se dos demais Heliconiini, por apresentar, em conjunto, a face dorsal das asas posteriores com coloração alaranjada, e presença de barra preta mediana transversal; além de ausência de manchas prateadas na face ventral das asas.

***Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779)**

(Fig. 219)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas alaranjada, com barras pretas transversais; nas asas posteriores ausência de barra preta em posição mediana. Face ventral das asas alaranjada a amarelada, com regiões cinzentas a castanhas e sem manchas prateadas (Fig. 219). MICHENER (1942a) também destacou para o gênero, o tamanho da célula costal das asas posteriores, aproximadamente igual ao da célula  $R_1$ ; e a forte inclinação da veia  $M_3$  da asa anterior; além da presença de androcônias pretas ao longo das veias nos machos. HAYWARD (1951) utilizou, além da característica da célula costal, as veias  $M_2$  e  $M_3$  das asas anteriores que não são paralelas.

Diagnose diferencial. *D. iulia alcionea* distingue-se dos outros Heliconiini, por ter como características associadas: a face dorsal das asas posteriores alaranjada, e ausência de barra preta mediana transversal; e pela ausência de manchas prateadas na face ventral das asas. Diferencia-se de *E. aliphera aliphera*, a qual apresenta padrão semelhante, por apresentar, em conjunto: célula discal da asa posterior aberta, e tamanho corporal muito maior.

***Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819)**

(Fig. 220)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas alaranjada, e com barras pretas. Venação das asas bem marcada por pigmentação escura. Face ventral das asas alaranjada, com regiões cinzentas a castanhas, e sem manchas prateadas (Fig. 220). MICHENER (1942a) tratou-a dentro do gênero *Heliconius*, como subgênero *Semelia*, com o tamanho da antena para separá-lo, bem como o ponto de inserção da veia R<sub>1</sub> das asas anteriores, situando-se junto ou além do ápice da célula discal. HAYWARD (1951) abordando *S. aliphera*, utilizou praticamente as mesmas características que o trabalho anteriormente citado, além da coloração semelhante a que foi aqui descrita. O padrão de coloração de *E. aliphera aliphera*, é muito parecido com o de *D. phaetusa* e *D. iulia alcionea*, principalmente esta última, sendo um diferencial o seu pequeno tamanho corporal.

Diagnose diferencial. Conjuntamente com *D. iulia alcionea*, distingui-se das outras espécies de Heliconiini, por apresentar: coloração geral das asas alaranjada e com barras pretas. *E. aliphera aliphera* diferencia-se dessa por apresentar as seguintes características associadas: célula discal da asa posterior fechada; venação das asas bem marcada por pigmentação escura; e, tamanho corporal muito menor do que esta última.

***Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806])**

(Fig. 221)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração geral alaranjada e preta, com amarelo e manchas brancas. Face dorsal das

asas anteriores, com três pequenas manchas brancas junto à borda anterior da margem distal; barra preta transversal, uniformemente distribuída, da base até a margem distal; na mesma face, na asa posterior, presença de barra preta na margem distal com pequenas manchas brancas no seu interior (Fig. 221). MICHENER (1942a) tratou-a dentro do gênero *Heliconius*, como subgênero *Eueides*, destacando, entre outras características, a inserção da veia R<sub>1</sub> das asas anteriores, situando-se basalmente ao ápice da célula discal. HAYWARD (1951) abordando *E. dianasa*, utilizou o mesmo caráter.

Diagnose diferencial. Juntamente com *H. ethilla narcaea*, diferencia-se das outras espécies de heliconíneos por apresentar: a célula discal das asas posteriores fechada e a coloração geral alaranjada e preta, com manchas amarelas e brancas. Distinguindo-se dessa espécie, por ter o seguinte conjunto de características: três pequenas manchas brancas no ápice da face dorsal das asas anteriores; nesta mesma face, uma barra preta na margem distal das asas posteriores com manchas brancas no seu interior; além do tamanho corporal muito menor do que *H. ethilla narcaea*.

### ***Heliconius besckei* Ménériés, 1857**

(Fig. 222)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração geral preta, com manchas vermelha e amarelas. Face ventral das asas posteriores com barra vermelha, estreita e curvada, da margem anal até a margem distal (Fig. 222). MICHENER (1942a) apresentou o gênero *Heliconius*, como sendo formado por três subgêneros: *Heliconius*, *Semelia* e *Eueides*, distinguindo o primeiro dos demais pela associação de duas características: a inserção da veia R<sub>1</sub> das asas anteriores, situada basalmente ao ápice da célula discal; e um caráter da genitália masculina, a presença



de um *cucullus* curto e largamente arredondado no ápice. Características diagnósticas diferentes das utilizadas neste trabalho, visto, principalmente esta última, não ser de rápido reconhecimento ou de grande praticidade.

Diagnose diferencial. *H. besckei* distingui-se das outras espécies do mesmo gênero e de todos os outros Heliconiini por apresentar as asas com coloração geral preta com manchas vermelhas e amarelas, e a face ventral das asas posteriores com barra vermelha, estreita e curvada, próximo a margem externa; sendo esta última característica o que a faz diferir de *H. erato phyllis*, que apresenta padrão de coloração muito similar.

### ***Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775)**

(Fig. 223)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada. (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração geral preta, com manchas vermelha e amarelas. Face ventral das asas posteriores sem barra vermelha (Fig. 223). HAYWARD (1951) e EMSLEY (1963) também destacaram a existência de pequenas manchas vermelhas (*red raylets*) presentes na face ventral das asas anteriores para *H. erato*.

Diagnose diferencial. *H. erato phyllis* diferencia-se das outras espécies de *Heliconius*, bem como dos outros Heliconiini por apresentar as asas com coloração geral preta, com vermelho e amarelo. De *H. besckei*, a qual é semelhante, se diferencia pela ausência da barra vermelha na margem posterior da face ventral das asas posteriores.

***Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819**

(Fig. 224)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração geral alaranjada e preta, com manchas amarelas e brancas. Face dorsal das asas anteriores com barra preta transversal, não uniformemente distribuída, da base até a margem distal; na mesma face, nas asas posteriores, presença de barra preta na margem distal sem manchas brancas no seu interior (Fig. 224). Padrão de coloração similar foi apresentado por EMSLEY (1963) para *H. numata*.

Diagnose diferencial. Juntamente com *E. isabella dianasa*, distingui-se das outras espécies de Heliconiini por apresentar: a coloração geral alaranjada e preta, com manchas amarelas e brancas. Diferencia-se dessa espécie, por apresentar barra preta na margem distal da face dorsal das asas posteriores sem manchas brancas no seu interior; além do tamanho corporal muito maior do que *E. isabella dianasa*.

***Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813])**

(Fig. 225)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal fechada (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração geral preta com manchas amarelas; junto à base das asas, brilho azul-escuro metálico. Face ventral das asas com coloração preta, com manchas amarelas e presença de pequenas manchas vermelhas dispostas em semicírculo na base das asas posteriores (Fig. 225).

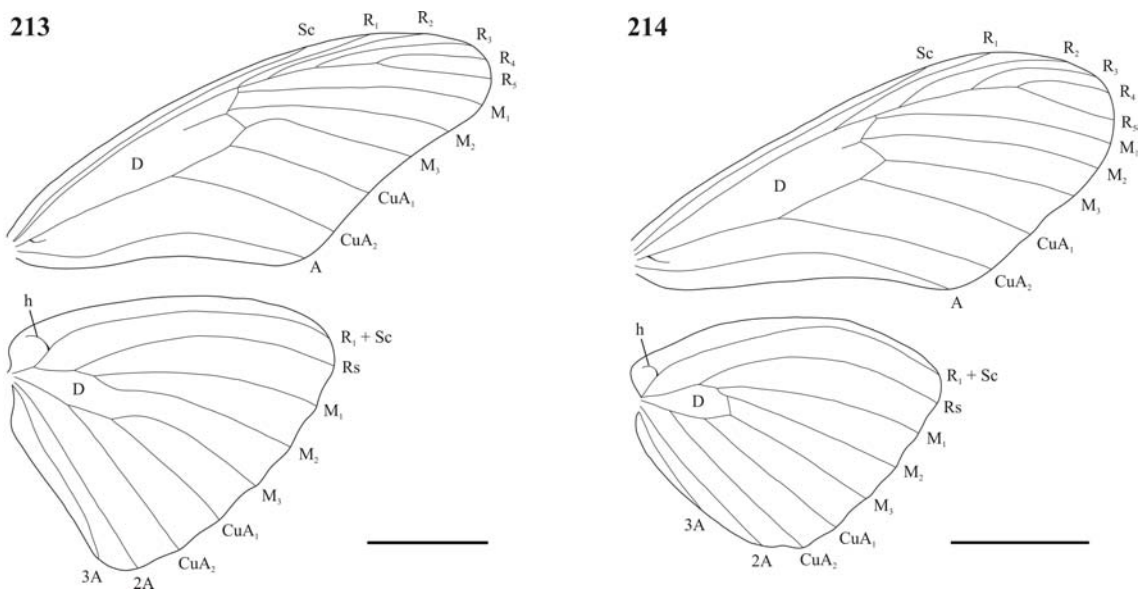
Diagnose diferencial. *H. sara apseudes* diferencia-se dos outros Heliconiini do RS, por apresentar as asas com coloração geral preta com amarelo; e ainda, ter junto a base das asas, brilho azul-escuro metálico.

***Philaethria wernickei* (Röber, 1906)**

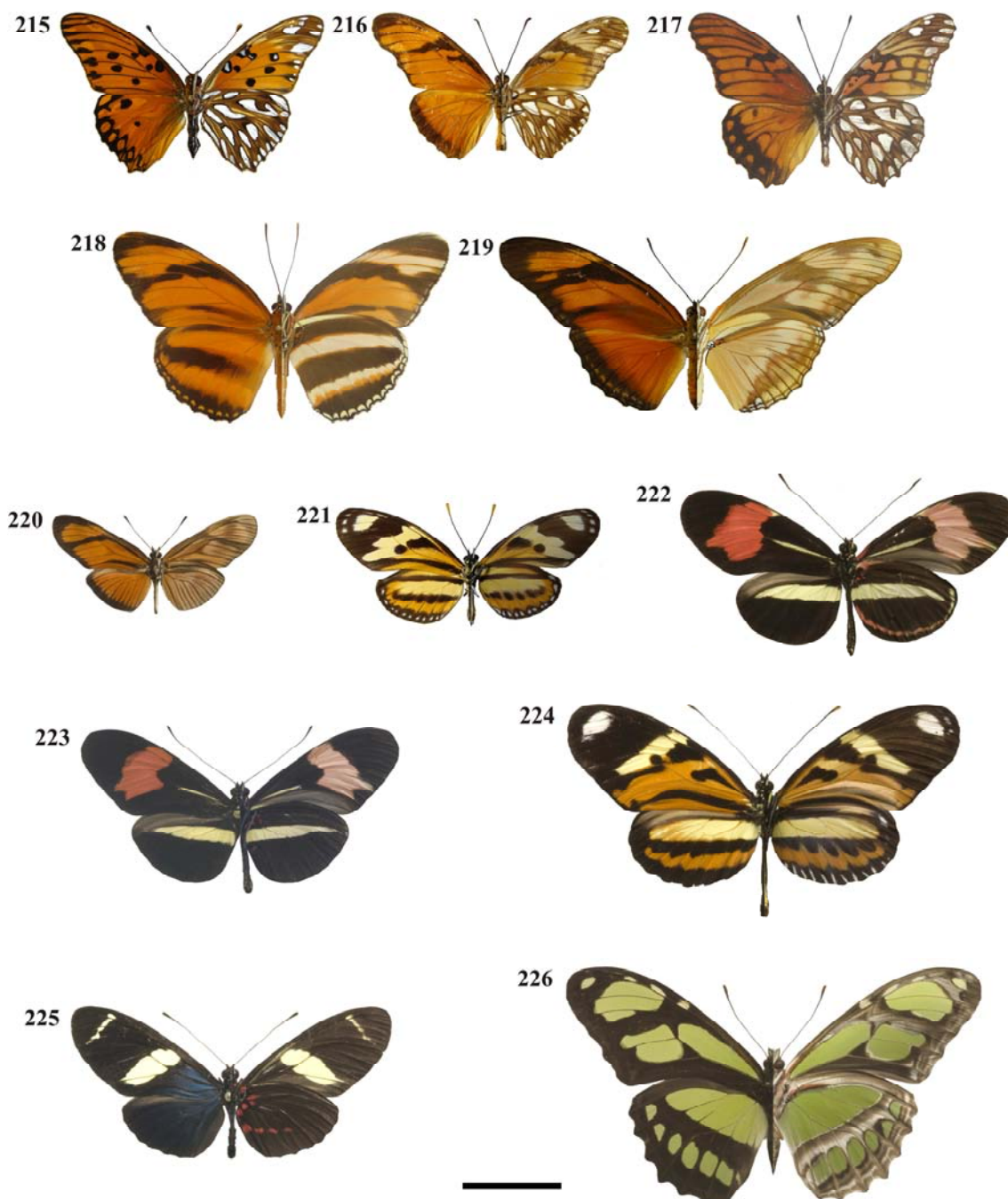
(Fig. 226)

Asas anteriores com margem distal não recortada; posteriores, com célula discal aberta (MICHENER 1942a, HAYWARD 1951, EMSLEY 1963). Face dorsal das asas com coloração verde e preta. Face ventral, verde com tons cinzentos a quase preto, além de áreas esbranquiçadas e duas pequenas e estreitas faixas alaranjadas (Fig. 226). MICHENER (1942a) e HAYWARD (1951) destacam, além da coloração, a presença da veia Sc da asa anterior terminando próximo ao ápice da célula discal.

Diagnose diferencial. Os adultos de *P. wernickei* distinguem-se das demais espécies deste estudo por apresentar o padrão de coloração da face dorsal das asas, verde e preto.



Figs. 213-214. Representação esquemática das asas anteriores e posteriores de Heliconiini. 213, *Dryas* sp.; 214, *Heliconius* sp. A, veia Anal; Cu, veia Cubital; CuA, veia Cúbito-Anal; D, célula discal; h, veia humeral; M, veia Mediana; R, veia Radial; Rs, veia Setor Radial; Sc, veia Subcostal. Barras = 1 cm. Modificado de MICHENER (1942).



Figs. 215-226. Padrão de coloração dos adultos de Heliconiini do Rio Grande do Sul, vistas dorsal e ventral, respectivamente. 215, *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]); 216, *Dione juno juno* (Cramer, 1779). 217, *Dione moneta moneta* Hübner, [1825]; 218, *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758); 219, *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779); 220, *Eueides aliphera aliphera* (Godart, 1819); 221, *Eueides isabella dianasa* (Hübner, [1806]); 222, *Heliconius besckei* Ménéttriés, 1857; 223, *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775); 224, *Heliconius ethilla narcaea* Godart, 1819; 225, *Heliconius sara apseudes* (Hübner, [1813]); 226, *Philaethria wernickei* (Röber, 1906). Barras = 1 cm.

#### 4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

As chaves de identificação apresentadas no presente trabalho permitem, com raras exceções, a identificação dos estágios larvais de primeiro e quinto instar, bem como o pupa e adulto, das diferentes espécies da tribo Heliconiini que ocorrem no RS e a maioria das que ocorrem no sul do Brasil. Conjuntamente com a chave dicotômica proposta para o estágio de ovo no trabalho de DELL'ERBA *et al.* (2005), pela primeira vez torna-se viável na prática identificar um Heliconiini em qualquer dos seus estágios ontogenéticos para populações correspondentes.

Dando continuidade ao estágio de ovo, e aprofundando as observações/descrições quanto ao primeiro instar larval, o presente estudo veio preencher tal lacuna de informações, em especial quanto à coloração. A descrição de tais padrões agrupam as espécies de heliconíneos em dois grandes grupos: 1) presença de faixas transversais de tons castanhos e manchas brancas no tórax e abdômen (*A. vanillae maculosa*, *D. moneta moneta*, *D. phaetusa*, *D. iulia alcionea*, *E. isabella dianasa* e *P. wernickei*); e, 2) ausência de tais faixas e manchas (*E. aliphera aliphera*, *D. juno juno*, *H. besckei*, *H. erato phyllis*, *H. ethilla narcaea* e *H. sara apseudes*). O padrão de coloração, as cerdas subventrais do meso-, metatórax e do segundo segmento abdominal, bem como a posição das cerdas dorsais e subdorsais do nono segmento abdominal, ou são pela primeira vez descritas, ou complementam trabalhos anteriormente publicados, sendo largamente utilizadas na chave dicotômica.

Neste estudo, não foi possível encontrar diferenças morfológicas significantes no primeiro instar para diferenciar *D. phaetusa* de *D. iulia alcionea*; bem como *H. besckei* de *H. ethilla narcaea*, sendo similar, quanto às duas últimas, ao resultado obtido por DELL'ERBA *et al.* (2005) para o estágio de ovo. São espécies de Heliconiini pertencentes ao grupo Silvaniformes, onde há problemas sistemáticos ainda por serem resolvidos.

Embora diferentes quanto à coloração dos adultos, são aparentadas filogeneticamente, podendo a última ter especiado por hibridização da primeira com *Heliconius melpomene* (Linnaeus, 1758) (MOREIRA, G.R.P. comunicação pessoal).

Para as larvas de quinto instar a estrutura predominantemente utilizada foi o escolo; seja quanto a sua presença/ausência, proporção de comprimento quando comparado em diferentes segmentos ou com a cápsula cefálica. O padrão de coloração, apesar de não ser estável, quanto as tonalidades é uma característica conspícua nas situações usadas e na maioria das vezes de fácil visualização, justificando a sua presença na chave de identificação. Todas as espécies foram plenamente identificáveis, muitas vezes com informações adicionais às descrições publicadas.

No estágio pupal, destacamos as projeções cefálicas, a crista médio-dorsal, as linhas de tubérculos (látero-dorsais, médio dorsal, supra-espíraculares, subespíraculares e ventrais), e as manchas douradas, quando presentes; sendo utilizadas na chave dicotômica, identificando todos os doze Heliconiini que ocorrem no RS.

Os adultos também foram contemplados com uma chave de identificação que permitiu a diferenciação de todas as espécies abordadas. Para este estágio, a prioridade foi dada para a venação e a margem distal das mesmas, bem como a coloração nelas presente.

Como perspectivas futuras para aperfeiçoar o presente estudo, visamos buscar mais informações morfológicas e/ou de coloração que permitam, por exemplo, separar as larvas de primeiro instar das espécies *D. iulia alcionea* e *D. phaetusa*, bem como as de *H. besckei* e *H. ethilla narcaea*. Outra perspectiva seria modificar a abordagem quanto a abrangência geográfica das espécies contempladas, para as presentes em um bioma, como por exemplo, a Mata Atlântica, levando-se assim em conta também, as respectivas distribuições geográficas e plantas hospedeiras.

## 5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(Segundo as normas da Revista Zoologia)

- AJMAT DE TOLEDO, Z.D. 1991a. Fauna del noroeste argentino. Contribucion al conocimiento de los lepidópteros argentinos. IX. *Dione juno* (Cramer) (Lepidoptera, Rhopalocera, Heliconiidae). **Acta Zoologica Lilloana** **40** (1): 109-117.
- AJMAT DE TOLEDO, Z.D. 1991b. Fauna del noroeste argentino. Contribucion al conocimiento de los lepidópteros argentinos. X. *Agraulis vanilla maculosa* (Stichel) (Lepidoptera, Rhopalocera, Heliconiidae). **Acta Zoologica Lilloana** **40** (2): 21-31.
- ALEXANDER, A.J. 1961. A study of the biology and behavior of the caterpillars, puppae and emerging butterflies of the subfamily Heliconiinae in Trinidad, West Indies. Part I. Some aspects of larval behavior. **Zoologica** **46**: 1-25.
- ANTUNES, F.A.; A.O. MENEZES JR; M. TAVARES & G.R.P. MOREIRA. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: I. *Eueides isabella dianasa* (Hübner, 1806). **Revista Brasileira de Entomologia** **46** (4): 601-610.
- ARAÚJO, A. M. & V. L. S. VALENTE. 1981. Observações sobre alguns lepidópteros e drosofilídeos do Parque Estadual do Turvo. **Ciência e Cultura** **33** (11): 1485-1490.
- AYMONE, A.C.B.; D.S. SILVA & G.R.P. MOREIRA. (em preparação). Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: IX. *Eueides aliphera aliphera* (Godart) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae). **Iheringia**, Série Zoologia.
- BARÃO, K.R. & G.R.P. MOREIRA. (no prelo). Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: VIII. *Philaethria wernickei* (Röber) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Entomologia**.
- BARÃO, K.R.; D.S. SILVA & G.R.P. MOREIRA. (em preparação). Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: X. *Heliconius sara apseudes*



- (Hübner) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Entomologia**.
- BEEBE, W.; J. CRANE & H. FLEMING. 1960. A comparison of eggs, larvae and pupae in fourteen species of heliconiine butterflies from Trinidad, West Indies. **Zoologica** **45**: 111-154.
- BELTRÁN, M.; C.D. JIGGINS; A.V.Z. BROWER; E. BERMINGHAM & J. MALLET. 2007. Do pollen feeding, pupal-mating and larval gregariousness have a single origin in *Heliconius* butterflies? Inferences from multilocus DNA sequence data. **Biological Journal of the Linnean Society** **92**: 221-239.
- BENSON, W.W.; K.S., BROWN, JR. & L.E. GILBERT. 1975. Coevolution of plants and herbivores: passion flowers butterflies. **Evolution** **29**: 659-680.
- BERNAYS, E.A.; SINGER, M.S. & RODRIGUES, D. 2004. Foraging in nature: foraging efficiency and attentiveness in caterpillars with different diet breadths. **Ecological Entomology** **29**: 389-397.
- BIANCHI, V. & G.R.P. MOREIRA. 2005. Preferência alimentar, efeito da planta hospedeira e densidade larval na sobrevivência e desenvolvimento de *Dione juno juno* (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **22** (1): 43-50.
- BROWER, A.V.Z. 1997. The evolution of ecologically important characters in *Heliconius* butterflies (Lepidoptera, Nymphalidae): a cladistic review. **Zoological Journal of the Linnean Society** **119**: 457-472.
- BROWN, F.M. 1944. The egg, larva and chrysalis of *Dione moneta* Hübner. **Bulletin of the Brooklyn Entomological Society** **39**: 132-134.
- BROWN, K.S., JR. 1970. Rediscovery of *Heliconius nattereri* in eastern Brazil. **Entomological News** **81**: 129-140.

- BROWN, K.S., JR. 1972. The heliconians of Brasil (Lepidoptera: Nymphalidae). Part III. Ecology and biology of *Heliconius nattereri*, a key primitive species near to extinction, and comments on the evolutionary development of *Heliconius* and *Eueides*. **Zoologica** **57**: 41-69.
- BROWN, K.S., JR. 1976. An illustrated key to the silvaniform *Heliconius* with descriptions of new subspecies. **Transactions of the American Entomological Society** **102**: 373-484.
- BROWN, K.S., JR. 1979. **Ecologia geográfica e evolução nas florestas neotropicais. Vols. 1 e 2.** Campinas, Tese de Livre Docência, UNICAMP.
- BROWN, K.S., JR. 1981. The biology of *Heliconius* and related genera. **Annual Review of Entomology** **26**: 427-456.
- BROWN, K.S., JR. 1991. Conservation of Neotropical environments: insects as indicators, p. 349-404. *In*: N.M. COLLINS & J.A. THOMAS (Eds). **The conservation of insects and their habitats.** Royal Entomological Society Symposium XV, London, Academic Press, 432p.
- BROWN, K.S., JR. 1992. Borboletas da Serra do Japi: diversidade, hábitos, recursos alimentares e variação temporal, p. 142-187. *In*: L.P.C. MORELLATO (Org.). **História natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil.** Campinas, UNICAMP/ FAPESP, 322p.
- BROWN, K.S., JR. 1996. Diversity of brazilian Lepidoptera: history of study, methods for measurement, and use as indicator for genetic, specific and system richness, p. 121-154. *In*: C.E.M. BICUDO & N.A. MENEZES (Eds). **Biodiversity in Brazil: a first approach.** São Paulo, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico/Instituto de Botânica, 326p.

- BROWN, K.S., JR. 1997a. Diversity, disturbance, and sustainable use of Neotropical forests: insects as indicators for conservation monitoring. **Journal of Insect Conservation 1**: 25-42.
- BROWN, K.S., JR. 1997b. Insetos como rápidos e sensíveis indicadores de uso sustentável de recursos naturais, p. 143-155. *In*: H.L. MARTOS & N.B. MAIA (Eds). **Indicadores ambientais**. Sorocaba, PUCC/Shell Brasil, 266p.
- BROWN, K.S., JR. & W.W. BENSON. 1975. The heliconians of Brazil (Lepidoptera: Nymphalidae). Part VI. Aspects of the biology and ecology of *Heliconius demeter*, with descriptions of four new subspecies. **Bulletin of the Allyn Museum 26**: 1-19.
- BROWN, K.S., JR. & H. HOLZINGER. 1973. The Heliconians of Brazil. Part IV. Systematics and biology of *Eueides tales* Cramer, with description of a new subspecies from Venezuela. **Zeitschr der Arbeitsgemeinschaft Österreichischer Entomologen 24**: 44-65.
- BROWN, K.S., JR. & R.W. HUTCHINGS, 1997. Disturbance, fragmentation, and the dynamics of diversity in Amazonian forest butterflies, p. 99-110. *In*: W.F. LAURANCE & R.O. BIERREGAARD JR. (Eds). **Tropical forest remnants: ecology, management and conservation of fragmented communities**. Chicago, University of Chicago Press, 632p.
- BROWN, K.S., JR. & O.H.H. MIELKE. 1972. The Heliconians of Brazil (Lepidoptera: Nymphalidae). Part II. Introduction and general comments, with a supplementary revision of the tribe. **Zoologica 57**: 1-40.
- BROWN, K.S., JR. & F.F. YEPEZ. 1984. Los Heliconiini (Lepidoptera, Nymphalidae) de Venezuela. **Boletín de Entomología Venezolana 3**: 29-76.
- COMMON, I.F.B. 1973. Lepidoptera (moths and butterflies), p. 765-866. *In*: COMMONWEALTH SCIENTIFIC AND INDUSTRIAL RESEARCH

- ORGANIZATION. **The insects of Australia. 2<sup>a</sup> Ed.** Canberra, Melbourne University Press, 1029p.
- COSTA LIMA, A.DA. 1945. **Insetos do Brasil, 5<sup>o</sup> tomo, capítulo XXVIII. Lepidópteros, 1<sup>o</sup> parte.** Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, Série Didática nº7, 379p.
- CRANE, J. 1957. Imaginal behavior in butterflies of the family Heliconiinae: changing social patterns and irrelevant actions. **Zoologica** **42**: 135-145.
- DELL'ERBA, R.; L.A. KAMINSKI & G.R.P. MOREIRA. 2005. O estágio de ovo dos Heliconiini (Lepidoptera, Nymphalidae) do Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia, Série Zoologia** **95** (1): 29-46.
- DEVRIES, P.J. 1987. **The butterflies of Costa Rica and their natural history. Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae.** Princeton, Princeton University Press, xxii+327p.
- DEVRIES, P.J. 1997. **The butterflies of Costa Rica and their natural history. Vol. 2 Riodinidae.** Princeton, Princeton University Press, xxv+288p.
- DIAS, M.M. 2006. Lepidoptera, p. 175-204. *In*: C. COSTA; S. IDE & C.E. SIMONKA (Eds). **Insetos imaturos. Metamorfose e identificação.** Ribeirão Preto, Holos, 249p.
- DORING, E. 1955. **Zur Morphologie der Schmetterlingseier.** Berlin, Akademie-Verlag, lxi+154p.
- DOWNEY, J.C. & A.C. ALLYN JR. 1981. Chorionic aculpturing in eggs of Lycaenidae. Part I. **Bulletin of the Allyn Museum** **61**: 1-29.
- DUARTE, M.; R.K. ROBBINS & O.H.H. MIELKE. 2005. Immature stages of *Calycopis caulonia* (Hewitson, 1877) (Lepidoptera, Lycaenidae, Theclinae, Eumaeini), with notes on rearing detritivorous hairstreaks on artificial diet. **Zootaxa** **1063**: 1-31.
- EMSLEY, M. 1963. A morphological study of imagine Heliconiinae (Lepidoptera, Nymphalidae) with a consideration of the evolutionary relationships within the

- group. **Zoologica** **48**: 85-130.
- FLEMING, H. 1960. The first instar larvae of the Heliconiinae (Butterflies) of Trinidad, W. I. **Zoologica** **45** : 91-110.
- FREITAS, A.V.L. 2003. Description of a new genus for “*Euptychia*” *peculiaris* (Nymphalidae: Satyrinae): immature stages and systematic position. **Journal of the Lepidopterists’ Society** **57**: 100-106.
- FREITAS, A.V.L. & K.S. BROWN JR. 2004. Phylogeny of the Nymphalidae (Lepidoptera). **Systematic Biology** **53**: 363-383.
- GARCIAS, L.G. 1983. **Aspectos da biologia populacional de cinco espécies de heliconíneos do anel mimético “laranja” (Lepidoptera: Nymphalidae)**. Porto Alegre, Dissertação de Mestrado em Genética, UFRGS.
- GARCÍA-BARROS, E. & J.M. CANO. 1994. Morfología de los tubérculos mesotorácicos de las pupas de algunos lepidópteros (Lepidoptera: Nymphalidae, Hesperiiidae, Sphingidae). **SHILAP Revista de Lepidopterologia** **22**: 249-258.
- GILBERT, L.E. 1971. Butterfly–plant coevolution: has *Passiflora adenopoda* won the selectional race with Heliconiini butterflies? **Science** **172**: 585-586.
- GILBERT, L.E. 1975. Ecological consequences of a coevolved mutualism between butterflies and plants, p. 210-240. *In*: L.E. GILBERT & P.H. RAVEN (Eds). **Coevolution of animals and plants**, Austin, University of Texas Press, 263p.
- GILBERT, L.E. 1991. Biodiversity of a Central American *Heliconius* community: pattern, process, and problems, p. 403-427. *In*: P.W. PRICE; T.M. LEWINSOHN; G.W. FERNANDES & W.W. BENSON (Eds). **Evolutionary ecology of tropical herbivores: a tropical temperate comparison**. New York, John Wiley and Sons, 639p.
- GRIMALDI, D. & M.S. ENGEL. 2005. **Evolution of the insects**. New York, Cambridge University Press, 755p.

- HARVEY, D.J. 1991. Higher classification of the Nymphalidae. Appendix B, p. 255–273.  
*In:* H.F. NIJHOUT (Ed.). **The development and evolution of butterfly wing patterns**. Washington, Smithsonian Institution, xvi+297p.
- HAYWARD, K.J. 1951. Una clave par alas subfamilias, géneros y especies argentinos de la familia Heliconiidae (Lep. Rhop.). **Acta Zoologica Lilloana 10**: 311-313.
- HEPPNER, J.B. 1991. Faunal regions and the diversity of Lepidoptera. **Tropical Lepidoptera 2** (suppl. 1): 1-85.
- HEPPNER, J.B. 1998. **Classification of Lepidoptera. Part 1. Introduction. Holarctic Lepidoptera 5** (suppl. 1): i-iv+148p.
- HERNANDEZ, M.I.M. & W.W. BENSON 1998. Small-male advantage in the territorial tropical butterfly *Heliconius sara* (Nymphalidae): a paradoxal strategy? **Animal Behaviour 56**: 533-540.
- HINTON, H.E. 1981. **Biology of insect eggs. Vol. 1**. London, Pergamon, 473p.
- HOLZINGER, H. & R. HOLZINGER. 1994. **Heliconius and related genera: Lepidoptera Nymphalidae. The genera Eueides, Neruda and Heliconius**. Vennete, Sciences Naturelles, 328p.
- JANZEN, D.H. 1983. *Erblichia odorata* Seem. (Turneraceae) is a larval host plant of *Eueides procula vulgiformis* (Nymphalidae: Heliconiini) in Santa Rosa National Park, Costa Rica. **Journal of the Lepidopterists' Society 37**: 70-77.
- KAMINSKI, L.A.; M. TAVARES; V.G. FERRO & G.R.P. MOREIRA. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. III. *Heliconius erato phyllis* (Fabricius) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia 19** (4): 977-993.
- KAMINSKI, L.A.; R. DELL'ERBA & G.R.P. MOREIRA. 2008. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. VI. *Dione moneta moneta* Hübner

- (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Entomologia** **52** (1): 13-23.
- KERPEL, S.M. & G.R.P. MOREIRA. 2005. Absence of learning and local specialization on host plant selection by *Heliconius erato*. **Journal of Insect Behavior** **18** (3): 433-452.
- KITCHING, I.J. 1984. The use of larval chaetotaxy in butterfly systematics, with special reference to the Danaini (Lepidoptera: Nymphalidae). **Systematic Entomology** **9**: 49-61.
- KITCHING, I.J. 1985. Early stages and the classification of the milkweed butterflies (Lepidoptera: Danainae). **Zoological Journal of the Linnean Society** **85**: 1-97.
- LAMAS, G. 2000. Estado actual del conocimiento de la sistemática de los lepidópteros, com especial referencia a la región Neotropical, p. 253-260. *In*: F. MARTÍN-PIERA; J.J. MORRONE & A. MELIC (Eds). **Hasta un proyecto Cyted para el inventario y estimación de la diversidad entomológica em Iberoamérica: PRIBES-2000**. Zaragoza: Sociedad Entomológica Aragonesa & Programa Iberoamericano de Ciência y Tecnologia, m3m-Monografias Tercer Milênio, v. 1, 326p.
- LAMAS, G. 2004. Checklist: Part 4A. Hesperioidea - Papilionoidea. *In*: J.B. HEPPNER (Ed.). **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Volume 5A**. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera, Scientific Publishers, xxxiv+428p.
- LEE, C.S.; B.A. MCCOOL; J.L. MOORE; D.M. HILLIS & L. GILBERT. 1992. Phylogenetic study of heliconiine butterflies based on morphology and restriction analysis of ribosomal RNA genes. **Zoological Journal of the Linnean Society** **106**: 17-31.
- MALLET, J.L.B. & J.T. LONGINO. 1982. Hostplant records and descriptions of juvenile stages for two rare species of Eueides (Nymphalidae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **36**: 136-144.

- MENNA-BARRETO, Y. & A.M. ARAÚJO. 1985. Evidence for host preferences in *Heliconius erato phyllis* from Southern Brazil (Nymphalidae). **Journal of Research on the Lepidoptera** **24**: 41-46.
- MICHENER, C.D. 1942a. A generic revision of the Heliconiinae (Lepidoptera, Nymphalidae). **American Museum Novitates** **1197**: 1-8.
- MICHENER, C.D. 1942b. A review of the subspecies of *Agraulis vanillae* (Linnaeus). Lepidoptera: Nymphalidae. **American Museum Novitates** **1215**: 1-7.
- 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.
- MIRANDA, G.B. 1997. **Associação entre componentes do valor adaptativo de *Heliconius ethilla narcaea* (Lepidoptera, Nymphalidae) e Passifloráceas utilizadas na alimentação das larvas**. Porto Alegre, Dissertação de Mestrado em Biologia Animal, UFRGS.
- MOREIRA, G.R.P.; D.S. SILVA & K.R. BARÃO. (em preparação). Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: XII. *Heliconius besckei* Ménétriés (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Entomologia**.
- MOSHER, E. 1916. A classification of the Lepidoptera based on characters of the pupa. **Bulletin of the Illinois State Laboratory of Natural History** **12**: 1-165.
- MOTTA, P.C. 2003. Phylogenetic relationships of Ithomiinae based on first-instar larvae, p. 409-429. In: C.L. BOGGS; W.B. WATT & P.R. EHRLICH (Eds). **Butterflies: ecology and evolution taking flight**. Chicago, University of Chicago, 739p.
- MUGRABI-OLIVEIRA, E. & G.R.P. MOREIRA. 1996a. Conspecific mimics and low host plant availability reduce egg laying by *Heliconius erato phyllis* (Fabricius) (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **13** (4): 929-937.



- MUGRABI-OLIVEIRA, E. & G.R.P. MOREIRA. 1996b. Size of and damage on shoots of *Passiflora suberosa* (Passifloraceae) influence oviposition site selection of *Heliconius erato phyllis* (Fabricius) (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **13** (4): 939-953.
- MÜLLER, W. 1886. Südamerikanische Nymphalidenraupen. Versuch eines natürlichen Systems der Nymphaliden. **Zoologischen Jahrbüchern**, **1**: 417–678.
- MURRAY, D. 2001. Immature stages and biology of *Taygetis* Hübner (Lepidoptera: Nymphalidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** **103** (4): 932-945.
- MUSCHNER, V.C. 2005. **Filogenia molecular, taxas evolutivas, tempo de divergência e herança organelar em *Passiflora* L. (Passifloraceae)**. Porto Alegre, Tese de Doutorado em Genética e Biologia Molecular, UFRGS.
- NEW, T.R. 1997. Are Lepidoptera an effective “umbrella group” for biodiversity conservation? **Journal of Insect Conservation** **1**: 5-12.
- PAIM, A.C.; L.A. KAMINSKI & G.R.P. MOREIRA. 2004. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: IV. *Dryas iulia alcionea* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Iheringia**, Série Zoologia **94** (1): 25-35.
- PENZ, C.M. 1995. Description of the early stages of *Podotricha telesiphe* (Nymphalidae: Heliconiinae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **95**: 246-250.
- PENZ, C.M. 1999. Higher level phylogeny for passion-vine butterflies (Nymphalidae, Heliconiinae) based on early stage and adult morphology. **Zoological Journal of the Linnean Society** **127**: 277-344.
- PENZ, C.M. & D. PEGGIE. 2003. Phylogenetic relationships among Heliconiinae genera based on morphology (Lepidoptera: Nymphalidae). **Systematic Entomology** **28** (4): 451-479.

- PÉRICO, E. 1995. Interação entre quatro espécies de Heliconiini (Lepidoptera: Nymphalidae) e suas plantas hospedeiras (Passifloraceae) em uma floresta secundária do Rio Grande do Sul, Brasil. **Biociências** **3**: 3-18.
- PÉRICO, E. & A.M. ARAÚJO. 1991. Suitability of host plants (Passifloraceae) and their acceptableness by *Heliconius erato* and *Dryas iulia* (Lepidoptera, Nymphalidae). **Evolución Biológica** **5**: 59-74.
- PETERSON, A. 1962. **Larvae of insects. An introduction to Nearctic species. Part I Lepidoptera and plant infesting Hymenoptera.** Ann Arbor, Edwards Brothers Inc., 315p.
- PYLE, R.M.; M.M. BENTZIEN & P.A. OPLER. 1981. Insect Conservation. **Annual Review of Entomology** **26**: 233-258.
- RICKARD, M.A. 1968. Life history of *Dryas julia delia* (Heliconiinae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **22**: 75-76.
- RODRIGUES, D. 1999. **Fatores envolvidos na variação do tamanho corporal e conseqüências na história de vida de *Heliconius erato phyllis* (Lepidoptera: Nymphalidae).** Porto Alegre, Dissertação de Mestrado em Ecologia, UFRGS.
- RODRIGUES, D. & G.R.P. MOREIRA. 2002. Geographical variation in larval host-plant use by *Heliconius erato* (Lepidoptera, Nymphalidae) and consequences for adult life history. **Brazilian Journal of Biology** **62** (2): 321-332.
- RODRIGUES, D. & G.R.P. MOREIRA. 2004. Seasonal variation in larval host plants and consequences for *Heliconius erato* (Lepidoptera, Nymphalidae) adult body size. **Austral Ecology** **29**: 437-445.
- SALKELD, E.H. 1983. A catalogue of the eggs of some Canadian Geometridae (Lepidoptera), with comments. **Memoirs of the Entomological Society of Canada** **126**: 1-271.

- SALKELD, E.H. 1984. A catalogue of the eggs of some Canadian Noctuidae (Lepidoptera). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** **127**: 1-167.
- SAMWAYS, M.J. 1995. **Insect conservation biology**. London, Chapman & Hall, 358p.
- SARLET, L. 1964. **Iconographie des oeufs de Lépidoptères Belges (Rhopalocera-Heterocera) Pt. 2, Heterocera: Bombycides-Sphingides**. xv+172p.
- SCOBLE, M.J. 1995. **The Lepidoptera: form, function and diversity**. Oxford, Oxford University Press, xi+404p.
- SILVA, D.S. & G.R.P. MOREIRA. (em preparação). Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: XI. *Heliconius ethilla narcaea* Godart (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Iheringia**, Série Zoologia.
- SILVA, D.S.; R. DELL'ERBA; L.A. KAMINSKI & G.R.P. MOREIRA. 2006. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: V. *Agraulis vanillae maculosa* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Iheringia**, Série Zoologia **96** (2): 219-228.
- SILVA, D.S.; L.A. KAMINSKI; R. DELL'ERBA & G.R.P. MOREIRA. 2008. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: VII. *Dryadula phaetusa* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Entomologia** **52** (4): 500-509.
- SPARROW, H.R.; T.D. SISK; P.E. EHRLICH & D.D. MURPHY. 1994. Techniques and guidelines for monitoring Neotropical butterflies. **Conservation Biology** **8**: 800-809.
- SPENCER, K.C. 1988. Chemical mediation of coevolution in the *Passiflora-Heliconius* interaction, p. 167-239. *In*: K.C. SPENCER (Ed.). **Chemical mediation of coevolution**. New York, Academic Press, 609p.

- STEHR, F.W. 1987. Order Lepidoptera, p. 288-305. *In*: F.W. STEHR (Ed.). **Immature insects**. Vol I. Dubuque, Kendall/Hunt Publishing Company, 975p.
- TAVARES, M.; L.A. KAMINSKI & G.R.P. MOREIRA. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. II. *Dione juno juno* (Cramer) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia** **19** (4): 961-976.
- TESTON, J.A.; K.G. TOLEDO & E. CORSEUIL. 2006. Ninfalídeos (Lepidoptera, Nymphalidae) ocorrentes no Rio Grande do Sul, Brasil. Parte III. Heliconiinae e Libytheinae. **Biociências** **14** (2): 208-213.

## 6. ANEXO

### NORMAS PARA PUBLICAÇÃO NA REVISTA ZOOLOGIA

#### Forma e preparação de manuscrito

#### ORIENTAÇÕES GERAIS

**ZOOLOGIA**, periódico científico da Sociedade Brasileira de Zoologia (SBZ), publica artigos originais em Zoologia, de autoria de sócios e não-sócios da Sociedade. Membros da SBZ podem publicar sem taxas, no entanto, para não-sócios é requerido o pagamento de taxa por página publicada, conforme indicado em lista atualizada disponível na página eletrônica da Sociedade (<http://www.sbzoologia.org.br>).

Manuscritos devem ser preparados somente em inglês. A submissão de manuscritos para **ZOOLOGIA** está disponível somente através do endereço <http://submission.scielo.br/index.php/rbzool/index>. O sistema de submissão é amigável e permite aos autores monitorar o trâmite de publicação. Caso encontre alguma dificuldade para utilização do sistema, existem vários tutoriais no site da SBZ que o auxiliarão. Todos os documentos devem ser preparados através de programa um editor de textos (preferencialmente MS Word ou compatível).

**ZOOLOGIA** não publicará notas simples de ocorrência, novos registros (e.g. geográfico, hospedeiro), nota de distribuição, estudos de caso, lista de espécies e estudos similares meramente descritivos, a não ser que bem justificados pelos autores. Justificativas devem ser enviadas ao Editor-Chefe antes da submissão.

## **RESPONSABILIDADE**

Manuscritos são recebidos por **ZOOLOGIA** com o entendimento que:

- todos os autores aprovaram a submissão;
- os resultados ou idéias contidas são originais;
- o manuscrito não foi publicado anteriormente, não está sendo considerado para publicação por outra revista e não será enviado a outra revista, a menos que tenha sido rejeitado por **ZOOLOGIA** ou retirado do processo editorial por notificação por escrito do Editor-Chefe;
- foram preparados de acordo com estas Instruções aos Autores;
- se aceito para publicação e publicado, o artigo ou parte deste, não será publicado em outro lugar a menos que haja consentimento por escrito do Editor-Chefe;
- a reprodução e uso de artigos publicados em **ZOOLOGIA** é permitido para comprovados fins educacionais e não-comerciais. Todos os demais usos requerem consentimento e taxas serão aplicadas quando apropriado; – os custos para publicação por páginas e de revisão de texto são aceitos pelos autores;
- os autores são inteiramente responsáveis pelo conteúdo científico e gramatical do artigo;
- os autores concordam com possíveis taxas adicionais associadas à revisão de língua inglesa, se considerada necessária.

## **FORMAS DE PUBLICAÇÃO**

*Artigos*: artigos originais em todas as áreas da Zoologia.

*Comunicações Breves*: esta forma de publicação representa sucinta e definitiva informação (opondo-se a resultados preliminares) que não proporcione sua inclusão em um típico, mais abrangente artigo. Uma técnica nova ou modificada pode ser apresentada com uma nota de pesquisa somente se a técnica não utilizada em estudos em andamento. Geralmente, técnicas são incorporadas na seção Material e Métodos de um artigo formal.

*Artigos de Revisão*: somente são publicadas revisões sob convite. Revisões não solicitadas não devem ser submetidas, no entanto, tópicos podem ser sugeridos ao editor ou membros do corpo editorial.

*Opinião*: cartas ao editor, comentários sobre outras publicações ou opiniões, visões gerais e outros textos que caracterizem-se como opinião de um ou um grupo de cientistas.

*Resenha de Livros*: livros que possuam amplo interesse para os membros da Sociedade serão resenhados sob convite.

*Biografias Curtas*: biografia de importantes zoólogos com significativa contribuição para o conhecimento da Zoologia.

## **MANUSCRITOS**

O texto de ser justificado à esquerda e páginas e linhas devem ser numeradas. Utilize fonte Times New Roman tamanho 12. A primeira página deve incluir: 1) o título do

artigo incluindo o nome(s) da(s) maior(es) categoria(s) taxonômica(s) do(s) animal(ais) tratado(s); 2) o nome(s) do(s) autor(es) com sua afiliação profissional, somente com o propósito de correspondências, afiliações adicionais devem ser incluídas na seção Agradecimentos; 3) nome do autor correspondente com endereço completo para correspondência, incluindo e-mail; 4) um resumo em inglês; 5) até cinco palavras-chave em inglês, listadas em ordem alfabética e diferentes daquelas utilizadas no título. A informação total dos itens 1 a 5 não devem exceder 3,500 caracteres incluindo espaços, exceto se autorizado pelo Editor-Chefe.

Citações bibliográficas devem ser digitadas em caixa alta reduzida (versalete), como indicado: Smith (1990), (Smith 1990), Smith (1990: 128), Smith (1990, 1995), Lent & Jurberg (1965), Guimarães *et al.* (1983). Artigos de um mesmo autor ou seqüências de citações devem ser em ordem cronológica.

Somente nomes de gêneros e espécies devem ser digitados em itálico. A primeira citação de um táxon animal ou vegetal deve ser acompanhado pelo nome do autor, data (de plantas se possível) e família, **seguindo a padronização determinada pelo Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.**

O manuscrito de artigos científicos deve ser organizado como indicado abaixo. Outras seções e subdivisões são possíveis mas o Editor-Chefe e Corpo Editorial deverão aceitar o esquema proposto.

### **Artigos e Revisões Solicitadas**

*Título.* Evite verbosidades tais como "estudos preliminares sobre...", "aspectos de..." e "biologia ou ecologia de...". No título, não utilize citações de autor e data em nomes



científicos. Quando nomes de táxons forem mencionados no título, deverão ser seguidos pela indicação de categorias superiores entre parênteses.

*Resumo.* O resumo deve ser relativo aos fatos (contrapondo-se a indicativo) e deve delinear os objetivos, métodos usados, conclusões e significância do estudo. O texto do resumo não deve ser subdividido nem conter citações bibliográficas (exceções serão analisadas pelos editores). deve constituir-se em um único parágrafo.

*Palavras-chave.* Utilizar até cinco palavras-chave em inglês, dispostas em ordem alfabética, diferentes daquelas contidas no título e devem ser separadas por ponto e vírgula. Evite o uso de expressões compostas.

*Introdução.* A introdução deve estabelecer o contexto do documento expressando a área de interesse geral, apresentando resultados de outros que serão contestados ou expandidos e descrevendo a questão específica a ser abordada. Explicações de trabalho anterior devem ser limitadas ao mínimo de elementos necessários para dar uma perspectiva adequada. A introdução não deve ser subdividida.

*Material e Métodos.* Esta seção deve ser curta e concisa. Deve fornecer informação suficiente que permita a repetição do estudo por outros. Técnicas padronizadas ou previamente publicadas podem ser referenciadas, mas não detalhadas. Se a seção Material e Métodos for curta, não deve ser subdividida. Evite extensiva divisão em parágrafos.

*Resultados.* Esta seção deve restringir-se concisamente sobre novas informações. Tabelas e figuras devem ser utilizados apropriadamente, mas as informações apresentadas nelas não devem ser repetidas no texto. Evite detalhamento de métodos e interpretação dos resultados nesta seção.

**Trabalhos taxonômicos** têm um estilo distinto que deve ser considerado na elaboração do manuscrito. Em artigos taxonômicos a seção Resultados é substituída pela seção denominada TAXONOMIA, iniciando na margem esquerda. A descrição ou redescricao de espécies é acompanhada por um resumo taxonômico. A seção **resumo taxonômico** compreende uma lista de sítios, localidade e espécimes depositados (com os respectivos números de depósito em coleções científicas). A citação apropriada segue a seqüência e o formato: País, *Província* ou *Estado*: Cidade ou Região (localidades menores, redondezas e outros, latitude, longitude, todos entre parênteses), número de espécimes, sexo (se aplicável), data de coleta, coletor seguido pela palavra leg., número de coleção. Este é um padrão geral que pode ser adaptado para diferentes situações e grupos. Inúmeros exemplos podem ser encontrados em fascículos anteriores de **ZOOLOGIA**. O resumo taxonômico é seguido pela seção comentários (Comentários). Os comentários substituem a discussão de outros tipos de artigos e fornecem comparações com taxa similares. São exigidos números de registro em coleções científicas para material-tipo (novos taxa) e para espécimes testemunha. Espécimes tipo, especialmente holótipos (sintipos, cótipos), não devem ser depositados em coleções particulares. Material fotográfico adequado deve ser depositado, se necessário. Para tecidos congelados também deve ser informado números de registro se depositados em um museu.

*Discussão.* Interpretação e explanação da relação entre resultados obtidos e o conhecimento atual deve existir na seção Discussão. Deve ser dada ênfase sobre novos achados importantes. Novas hipóteses devem ser claramente identificadas. Conclusões devem ser suportadas por fatos ou dados. Subdivisões são possíveis. Uma seção Conclusão não é permitida em Zoologia.

*Agradecimentos.* Devem ser concisos. A ética requer que colegas sejam consultados antes que seus nomes sejam citados pelo seu auxílio no estudo.

*Literatura Citada.* Citações são ordenadas alfabeticamente. Todas as referências citadas no texto devem ser incluídas na seção Literatura Citada e todos os itens nesta seção devem ser citados no texto. Citação de estudos não publicados ou relatórios não são permitidas. Volume e número de páginas devem estar disponíveis para periódicos. Cidade, editora e paginação total para livros. Resumos não sujeitos ao processo de avaliação por pares não devem ser citados. Trabalhos podem ser citados excepcionalmente como "no prelo" somente até o estágio de revisão de texto, quando a referência deverá ser completada ou suprimida caso não ainda tenha sido publicada. Se absolutamente necessário, um relato pode ser documentado no texto do manuscrito como "pers. comm.", alertando a pessoa citada que sua comunicação pessoal será transcrita em seu artigo. Comunicações pessoais não deverão ser incluídas na seção Literatura Citada. As referências citadas no texto devem ser listadas no final do manuscrito, de acordo com os exemplos abaixo. O título de cada periódico deve ser completo e sem abreviações.

#### *Periodicals*

Sempre que disponível, inclua o DOI (Digital Object Identifier) como demonstrado abaixo.

Guedes, D.; R.J. Young & K.B. Strier. 2008. Energetic costs of reproduction in female northern muriquis, *Brachyteles hypoxanthus* (Primates: Platyrrhini: Atelidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 25 (4): 587-593. doi: 10.1590/S0101-81752008000400002.

Lent, H. & J. Jurberg. 1980. Comentários sobre a genitália externa masculina em *Triatoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Brasileira de Biologia** 40 (3): 611-627.

Smith, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera, Symphita) of America South of the United States: Pergidae. **Revista Brasileira de Entomologia** 34 (1): 7-200.

#### *Books*

Hennig, W. 1981. **Insect phylogeny**. Chichester, John Wiley, XX+514p.

#### *Chapter of book*

Hull, D.L. 1974. Darwinism and historiography, p. 388-402. In: T.F. Glick (Ed.). **The comparative reception of Darwinism**. Austin, University of Texas, IV+505p.

#### *Electronic resources*

Marinoni, L. 1997. Sciomyzidae. In: A. Solis (Ed.). **Las Familias de insectos de Costa Rica**. Available online at: <http://www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/texto630.html>  
[Accessed: date of access].

*Ilustrações*. Fotografias, desenhos, gráficos e mapas devem ser designados como figuras. Fotos devem ser nítidas e possuir bom contraste. Por favor, sempre que possível, organize os desenhos (incluindo gráficos, se for o caso) como pranchas de figuras ou fotos, considerando o tamanho da página da revista. O tamanho de uma ilustração, se necessário, deve ser indicado utilizando-se barras de escala verticais ou horizontais (nunca utilize aumento na legenda). Cada figura deve ser numerada com algarismos arábicos no canto inferior direito. Ao preparar as ilustrações, os autores

devem ter em mente que o tamanho do espelho da revista é de 17,0 por 21,0 cm e da coluna é de 8,3 por 21,0 cm, devendo ser reservado espaço para legendas e também devendo haver proporcionalidade a estas dimensões. Figuras devem ser citadas no texto em seqüência numeral. Para propósitos de revisão, todas as figuras devem ser inseridas no final do texto, após a seção Literatura Citada ou após as tabelas caso existam. Os autores devem estar cientes que, se aceito para publicação em **ZOOLOGIA**, todas as figuras e gráficos deverão ser enviados ao editor com qualidade adequada (ver abaixo). Ilustrações devem ser salvas em formato TIF com modo de compressão LZW e enviados arquivos separados. A resolução final é de 600 dpi para ilustrações em preto e branco e de 300 dpi para as coloridas. Os arquivos de ilustrações devem ser inseridos no sistema de submissão como arquivos suplementares. O upload é limitado a 10 MB por arquivo. Figuras coloridas podem ser publicadas desde que o custo adicional seja assumido pelos autores. Alternativamente, os autores podem escolher por publicar ilustrações em preto e branco na versão impressa da revista e mantê-las em cores na versão eletrônica sem custo adicional. Independentemente da escolha, estas figuras devem ser incorporadas, em baixa resolução mas com boa qualidade, diretamente no manuscrito somente para os fins de revisão. Cada figura ou conjunto de figuras sob a mesma legenda (prancha), deve ser incluída no final do manuscrito, em páginas separadas. Legendas das figuras devem ser posicionadas logo após a seção Literatura Citada. Use parágrafos separados para cada legenda de figura ou grupo de figuras. Observe publicações anteriores e siga o padrão adotado para legendas.

*Tabelas.* Tabelas devem ser geradas pela função de tabelas do processador de texto utilizado, são numeradas com algarismos romanos e devem ser inseridas após a lista de legendas de figuras. Não utilize marcas de parágrafo no interior das células da tabela. Legendas devem ser inseridas imediatamente antes de cada tabela.

## **Comunicações Breves**

Manuscritos devem ser organizados de maneira similar aos artigos originais com as seguintes modificações.

*Texto.* O texto de um nota científica (i.e. Introdução + Material e Métodos + Discussão) é escrito diretamente, sem divisão em seções. Agradecimentos podem ser fornecidos, sem cabeçalho, como o último parágrafo do texto. A literatura deve ser citada no texto como descrito para artigos.

*Literatura Citada, legendas de figuras, tabelas e figuras.* Estes itens seguem a forma e seqüência descrita para artigos.

## **Opinião**

*Título.* Basta fornecer um título para a opinião.

*Text.* Deve ser conciso, objetivo e sem figuras (a menos que seja absolutamente necessário).

*Nome e endereço do autor.* Esta informação segue o texto ou a seção Literatura Citada, caso esta exista. O nome do revisor deve estar em negrito.

## **Resenhas de Livros**

*Título.* Fornecer o título do livro como indicado abaixo:

**Toxoplasmosis of Animals and Man**, by J.P. Dubey & C.P. Beattie. 1988. Boca Raton, CRC Press, 220p.

As palavras "edited by" são substituídas por "by" quando apropriado.

*Texto.* O texto geralmente não é subdividido. Caso seja necessário citar literatura, a seção Literatura Citada deverá ser incluída e seguir o mesmo estilo adotado para artigos. Figuras e tabelas não devem ser utilizadas.

*Name e endereço do autor.* Esta informação segue o texto ou a seção literatura citada, caso presente. O nome do revisor deve ser digitado em negrito.

## **Biografias**

*Título.* O título inicia-se com o nome da pessoa cuja biografia está sendo escrita, em negrito, seguido pela data de aniversário ou morte (se for o caso), entre parênteses. Por exemplo:

**Lauro Travassos (1890-1970)**

*Texto.* O texto usualmente não é subdividido. Caso seja necessário citar literatura, a seção Literatura Citada deverá ser incluída e seguir o mesmo estilo adotado para artigos. Figuras e tabelas não devem ser utilizadas.

*Name e endereço do autor.* Esta informação segue o texto ou a seção literatura citada, caso presente. O nome do revisor deve ser digitado em negrito.

## **PROCEDIMENTOS**

Manuscritos submetidos à **ZOOLOGIA** serão inicialmente avaliados pelos editores Chefe e Assistente quanto a adequação e para determinação da área específica. Um primeira avaliação da língua inglesa é efetuada neste momento. Manuscritos com problemas serão retornados aos autores. Uma vez que a área específica seja determinada/confirmada, o manuscrito é enviado, pelo Editor-Chefe, ao Editor de Seção

apropriado. O Editor de Seção encaminha o manuscrito para os Revisores, no mínimo dois. Cópias do manuscrito com os comentários dos revisores e a decisão do Editor de Seção, serão retornados para o Autor correspondente para avaliação. Os autores terão até 30 dias para responder ou cumprir a revisão e retornar a versão revisada do manuscrito para a seção adequada no sistema eletrônico de submissão. Uma vez aprovado, o manuscrito original, os comentários dos revisores, os comentários do Editor de Seção, juntamente com a versão corrigida e os respectivos arquivos de figuras, devidamente identificados, são retornados ao Editor-Chefe. Excepcionalmente, o Editor-Chefe pode, após consulta aos editores de seção, modificar a recomendação dos Revisores e Editor de Seção, com base em justificativa adequada. Alterações *a posteriori* ou adições poderão ser recusadas. Uma versão de revisão do manuscrito será enviada aos autores para apreciação final. Este representa o último momento para alterações substanciais, desde que devidamente justificadas. A próxima etapa é restrita a correções tipográficas e de formatação. Provas eletrônicas serão submetidas ao Autor correspondente para apreciação antes da publicação.

## **SEPARATAS**

O Autor correspondente receberá arquivo eletrônico (no formato PDF) do artigo após sua publicação. Autores poderão imprimir o arquivo e distribuir cópias impressas de seu artigo conforme sua necessidade. Autores também poderão distribuir eletronicamente o arquivo para terceiros, da mesma maneira. Entretanto, solicitamos que os arquivos PDF não sejam distribuídos através de grupos de discussão ou sistemas de envio de mensagens em massa (não faça SPAM). É importante para a revista **ZOOLOGIA** que os usuários visitem a página eletrônica do periódico na Scientific Electronic Library Online (SciELO) e acessem os artigos publicados para fins estatísticos. Atuando desta



maneira, você estará auxiliando o incremento dos índices de qualidade de **ZOOLOGIA**.

### **ESPÉCIMES TESTEMUNHA E TIPOS**

Os manuscritos devem informar os museus ou instituições onde os espécimes (tipos ou testemunha) estão depositados e seus respectivos números de depósito.

### **Envio de manuscritos**

Somente serão aceitas submissões eletrônicas, através do seguinte endereço:

<http://submission.scielo.br/index.php/rbzool/index>.