

# Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: V. *Agraulis vanillae maculosa* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae)<sup>1</sup>

Denis S. da Silva<sup>2</sup>, Rafael Dell'Erba<sup>3</sup>, Lucas A. Kaminski<sup>2</sup> & Gilson R. P. Moreira<sup>2</sup>

1. Contribuição n° 495 do Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
2. Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Av. Bento Gonçalves, 9500, 91501-970 Porto Alegre, RS, Brasil. (denisdasilva@pop.com.br, lucaskaminski@yahoo.com.br, gilson.moreira@ufrgs.br)
3. Departamento de Ciências Biológicas, Universidade do Estado de Mato Grosso, Caixa Postal 08, 78690-000 Nova Xavantina, MT, Brasil. (rafaeldellerba@yahoo.com.br)

**ABSTRACT.** External morphology of the immature stages of neotropical heliconians: V. *Agraulis vanillae maculosa* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). The external features of egg, larva and pupa of *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) are described and illustrated, based upon light and scanning electron microscopy.

**KEYWORDS.** Caterpillar, egg, larva, passion-flower butterfly, pupa.

**RESUMO.** As estruturas externas do ovo, larva e pupa de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) são descritas e ilustradas, baseadas em microscopia óptica e eletrônica de varredura.

**PALAVRAS-CHAVE.** Lagarta, ovo, larva, borboleta do maracujá, pupa.

*Agraulis vanillae* (Linnaeus, 1758) apresenta distribuição neotropical, ocorrendo desde o sul dos EUA, Índias Ocidentais até o norte da Argentina e Uruguai (EMSLEY, 1963; DEVRIES, 1987). Segundo LAMAS (2004), são reconhecidas oito subespécies, sendo referidas por MICHENER (1942) para o Brasil: *Agraulis vanillae lucina* Felder & Felder, 1862, *A. vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) e *A. vanillae vanillae* (Linnaeus, 1758). O adulto apresenta, na face dorsal das asas, cor laranja com manchas pretas, e na face ventral, laranja e marrom com manchas pretas e prateadas. Pertence aoanel mimético mülleriano do grupo laranja, do qual também fazem parte outros heliconíneos, como *Dione juno* (Cramer, 1779), *Dione moneta* Hübner, 1825, *Dryas iulia* (Fabricius, 1775) e *Eueides aliphera* (Godart, 1819) (ARAÚJO & VALENTE, 1981).

*Agraulis vanillae maculosa* é uma borboleta típica de ambientes abertos (BROWN, 1992), sendo comum no sul e sudeste do Brasil, norte da Argentina, Paraguai e Uruguai (EMSLEY, 1963). No Brasil, já foram listadas várias passifloráceas como hospedeiras (BROWN & MIELKE, 1972), havendo preferência por *Passiflora* Linnaeus do subgênero *Granadilla* (Medikus) Masters (BENSON *et al.*, 1975). No Rio Grande do Sul, é um dos heliconíneos que usa o maior número de plantas hospedeiras, tendo sido registrado em *Passiflora actinia* Hooker, *P. alata* Dryander, *P. amethystina* Mikan, *P. caerulea* Linnaeus, *P. capsularis* Linnaeus, *P. edulis* Sims, *P. misera* Humboldt, Bonpland & Kunth e *P. suberosa* Linnaeus (DELL'ERBA *et al.*, 2005). Os ovos são postos de forma isolada em diversas partes da planta hospedeira, como a superfície adaxial das folhas, gavinhas verdes ou secas, meristema apical ou fora da mesma (DELL'ERBA *et al.*, 2005). *Agraulis vanillae* é citada como uma das principais

pragas dos maracujás cultivados comercialmente (BENSON *et al.*, 1975; COPP & DAVENPORT, 1978; BROWN, 1981).

Aspectos da biologia e morfologia genérica dos estágios imaturos de *A. vanillae* já foram descritos (*e.g.* MÜLLER, 1886; LORDELLO, 1952; BEEBE *et al.*, 1960; FLEMING, 1960; BROWN, 1974; MOTA & LOPES, 1980; BROWN, 1981; TOLEDO, 1991). No entanto, a morfologia ultraestrutural externa dos imaturos ainda é desconhecida. A utilização deste tipo de informação, aliado a outros caracteres, tem se mostrado de grande relevância para um melhor entendimento das relações filogenéticas em Lepidoptera (KITCHING, 1985; MILLER, 1991; FREITAS & BROWN, 2004). Como parte de uma série de estudos que vem sendo desenvolvidos (ANTUNES *et al.*, 2002; KAMINSKI *et al.*, 2002; TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004) e visando preencher em parte tal lacuna, objetiva-se descrever e ilustrar a morfologia genérica e ultraestrutural externa dos estágios de ovo, larva e pupa de *A. vanillae maculosa*, bem como a quetotaxia larval e a identificação morfométrica dos respectivos instares.

## MATERIAL E MÉTODOS

Os ovos e larvas utilizados foram coletados sobre plantas de *Passiflora edulis*, cultivadas no município de Porto Alegre, RS. Os ovos foram acondicionados em placas de Petri, sobre papel filtro umedecido, onde permaneceram até a eclosão das larvas, que foram mantidas sobre ramos de *P. edulis*. Posteriormente, a cada ecclise, as cápsulas cefálicas foram reunidas e medidas. Os diferentes estágios foram separados, fixados em solução de Dietrich e conservados em etanol 70%. Os espécimes analisados encontram-se depositados sob os números 108, 129 e 130, na coleção do Laboratório de

Morfologia e Comportamento de Insetos (LMCI), Departamento de Zoologia, UFRGS, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil.

Aspectos gerais dos imaturos foram analisados a partir de material fixado ou incluso em gelatina glicerinada. Cápsulas cefálicas foram reidratadas, clarificadas com KOH 10% e montadas sobre lâmina/lamínula, com gelatina glicerinada como meio de inclusão. Aspectos ultraestruturais foram observados em microscopia eletrônica de varredura, seguindo os mesmos procedimentos adotados por PAIM *et al.* (2004), no Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS (CME).

Para a identificação dos instares larvais, foi medida a maior largura das cápsulas cefálicas, em vista frontal, com o auxílio de uma escala micrométrica acoplada à ocular de uma lupa. Os valores relativos foram ajustados pelo método dos mínimos quadrados à função:  $y = ae^{bx}$  (SNEDECOR & COCHRAN, 1980).

Na descrição do ovo, usou-se a nomenclatura utilizada por DELL'ERBA *et al.* (2005). As estruturas das larvas foram nomeadas segundo PETERSON (1962), sendo que para a quetotaxia dos instares larvais seguiu-se STEHR (1987). Para a descrição dos escolos foi adotado BEEBE *et al.* (1960) e para a nomenclatura da pupa, MOSHER (1916).

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

Ovo (Figs. 1-5). Segundo DELL'ERBA *et al.* (2005), apresenta formato subcilíndrico, base plana e o ápice levemente afilado (Fig. 1). No início do desenvolvimento, tem coloração amarela e próximo à eclosão da larva aparecem, por transparência, manchas marrons aleatoriamente distribuídas (BEEBE *et al.*, 1960; BROWN, 1981). Para os 10 espécimes analisados, o diâmetro (média  $\pm$  erro padrão) foi de  $0,907 \pm 0,016$  mm e a altura de  $1,084 \pm 0,014$  mm. Tais valores são próximos aos obtidos por BEEBE *et al.* (1960) e BROWN (1981) para *A. vanillae*.

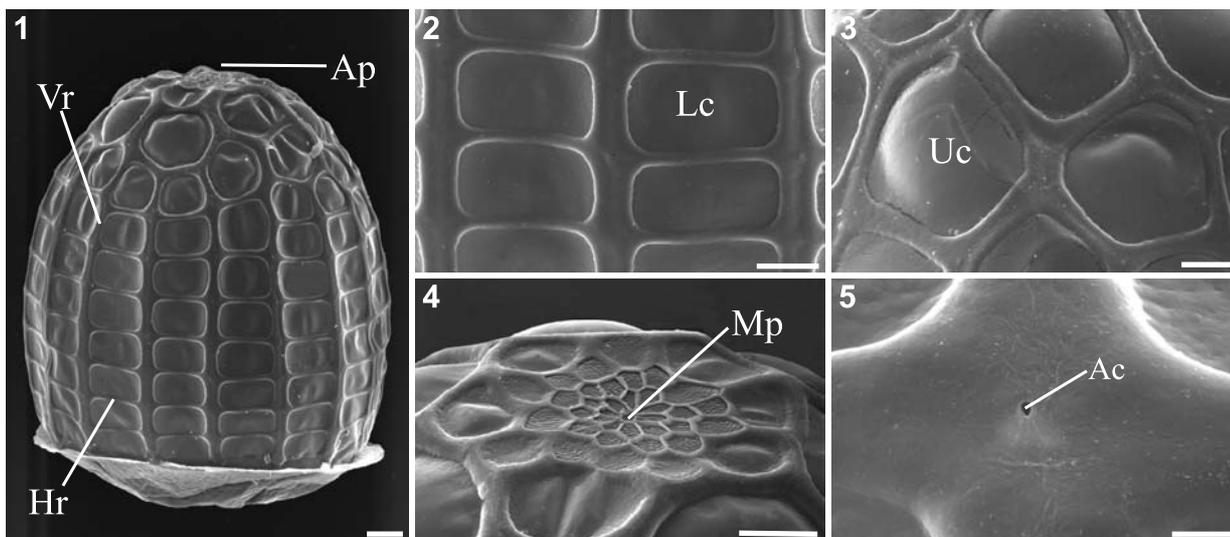
O cório é ornamentado com carenas verticais (Vr) e horizontais (Hr) de superfícies lisas, que ao se

interseccionarem delimitam células. As carenas Vr e Hr variam em número de 15 a 19 e 9 a 12, respectivamente. Para as carenas verticais a moda encontrada foi de 17. Estes valores são semelhantes aos encontrados por BEEBE *et al.* (1960) e BROWN (1981), mas maiores que os obtidos por PETERSON (1970) para *Agraulis vanillae incarnata* (Riley, 1926). Na porção inferior do ovo, as carenas verticais têm em geral o dobro da largura das horizontais (Fig. 2) e algumas apresentam-se interrompidas a uma ou duas células antes da região micropilar. No terço superior, possuem larguras semelhantes (Fig. 3).

As células são de superfície lisa, semelhante às de *Dione juno juno* (Cramer, 1779), *Dryadula phaetusa* (Linnaeus, 1758), *Philaethria wernickei* (Rober, 1906) e diferem de *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775), que apresenta pequenas depressões. Apresentam os ângulos internos arredondados, sendo as inferiores (Lc) retangulares e uniformemente distribuídas (Fig. 2), enquanto que as superiores (Uc) podem variar de retangulares, hexagonais, a irregulares (Fig. 3). Nas intersecções das carenas situam-se as aerópilas (Ac), circulares e sem elevação no peritrema (Fig. 5).

Região micropilar (Fig. 4), situada no pólo anterior (Ap) do ovo (HINTON, 1981), é plana e composta por células que variam de pentagonais a heptagonais. Conforme descrito por DOWNEY & ALLYN (1981), esta região é formada pelo ânulo e roseta, e no centro desta estão localizadas as micrópilas (Mp). As células maiores do ânulo tendem à superfície lisa, enquanto as menores têm rugosidades em toda a superfície, incluindo as da roseta. A região micropilar não apresenta carenas verticais elevadas circundando-a, diferindo de *D. juno juno*, *H. erato phyllis* e *D. phaetusa* (DELL'ERBA *et al.*, 2005).

Larvas (Figs. 6-27). O primeiro instar apresenta coloração castanho-clara, com manchas brancas e marrons, sendo o conteúdo intestinal observável por transparência. Cápsula cefálica, calazas e pináculos pretas. Cerdas castanho-escuras a pretas. A morfologia



Figs. 1-5. Ovo de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 1, vista lateral; 2, células inferiores; 3, células superiores; 4, região micropilar; 5, aerópila (Ac, abertura da aerópila; Ap, pólo anterior; Hr, carenas horizontais; Lc, célula inferior; Mp, micrópilas; Uc, célula superior; Vr, carena vertical). Barras = 100, 50, 50, 100 e 10  $\mu$ m, respectivamente.

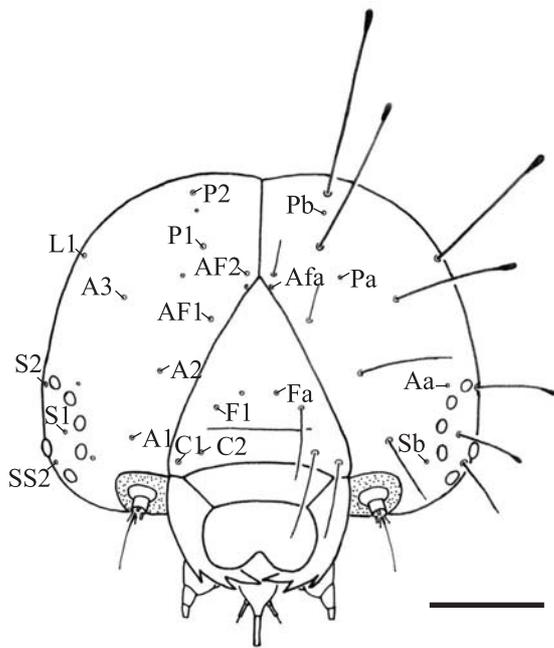
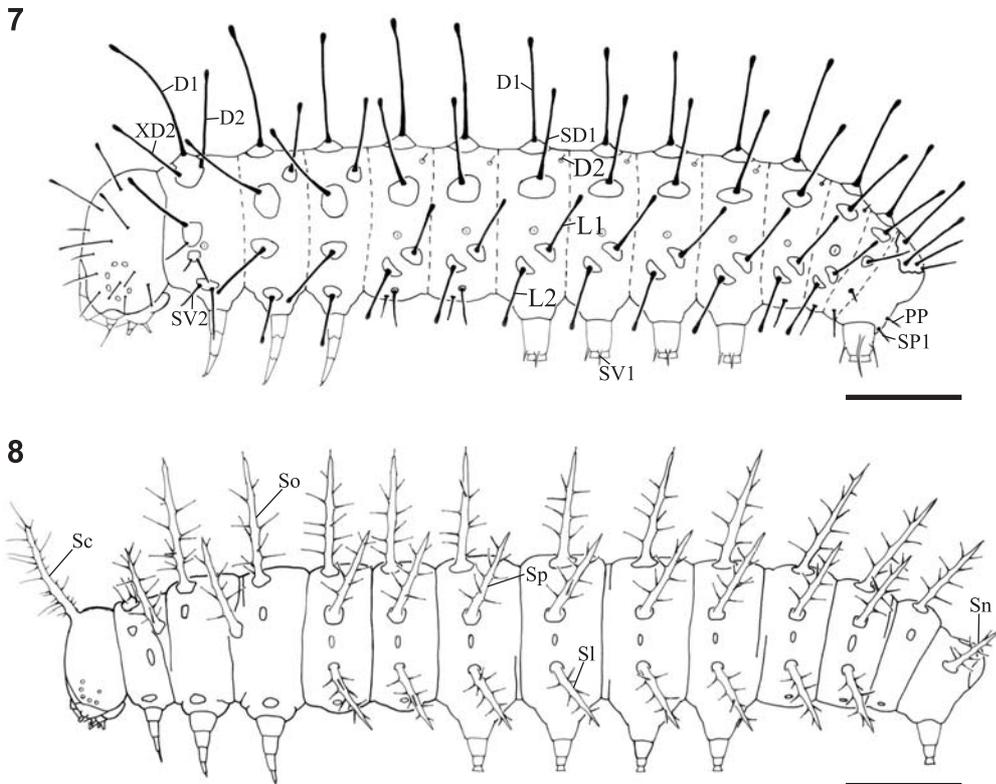


Fig. 6. Vista frontal da cápsula cefálica da larva de primeiro instar de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) (A, cerda anterior; Aa, poro anterior; AF, cerda adfrontal; Afa, poro adfrontal; C, cerda clipeal; F, cerda frontal; Fa, poro frontal; L, cerda lateral; P, cerda pósterio-dorsal; Pa e Pb, poros pósterio-dorsais; S, cerda estematal; Sb, poro estematal; SS, cerda subestematal). Barra = 90 µm.

genérica da cápsula cefálica e das peças bucais segue o padrão geral para Lepidoptera (STEHR, 1987). Fronte e clipeo apresentam-se fusionados, formando o frontoclipeo, com sutura frontoclipeal evidente. Anteclipeo (*sensu* MILLER, 1991) aparente, semelhante a *Eueides isabella dianasa* (Hübner, 1806) (ANTUNES *et al.*, 2002). Labro recobre mais da metade das mandíbulas, em vista frontal. Antena (Fig. 10) inserida em uma área membranosa eversível (antocória) que possui algumas protuberâncias semelhantes às encontradas em *D. juno juno* e *Dryas iulia alcionea* (Cramer, 1779) (TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004); é formada por três artículos: o primeiro, curto e alargado; o segundo, alongado com quatro sensilas, duas curtas e duas longas; o terceiro, reduzido e com quatro sensilas curtas.

Quetotaxia larval (Figs. 6, 7, 9) semelhante ao descrito para outros heliconíneos (FLEMING, 1960; ANTUNES *et al.*, 2002; KAMINSKI *et al.*, 2002; TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004). As cerdas são lisas, sobre calazas, com a porção apical dilatada (Figs. 13, 14), com exceção das cerdas menores, que são afiladas. Em *H. erato phyllis* e *Dione moneta moneta* Hübner, 1825, também são encontradas cerdas com o ápice dilatado (KAMINSKI *et al.*, 2002); em *E. isabella dianasa*, o ápice das cerdas é afilado (ANTUNES *et al.*, 2002), embora este possa apresentar-se partido em três ou quatro pontas como em *D. juno juno* (TAVARES *et al.*, 2002). Na cápsula cefálica, presentes as cerdas P1, P2, L1, A1, A2, A3, AF1, AF2, S1, S2, SS2; não visíveis em vista frontal as cerdas S3, SS1 e SS3. Poros Aa, Afa, Pa, Pb, Sb presentes; não visíveis



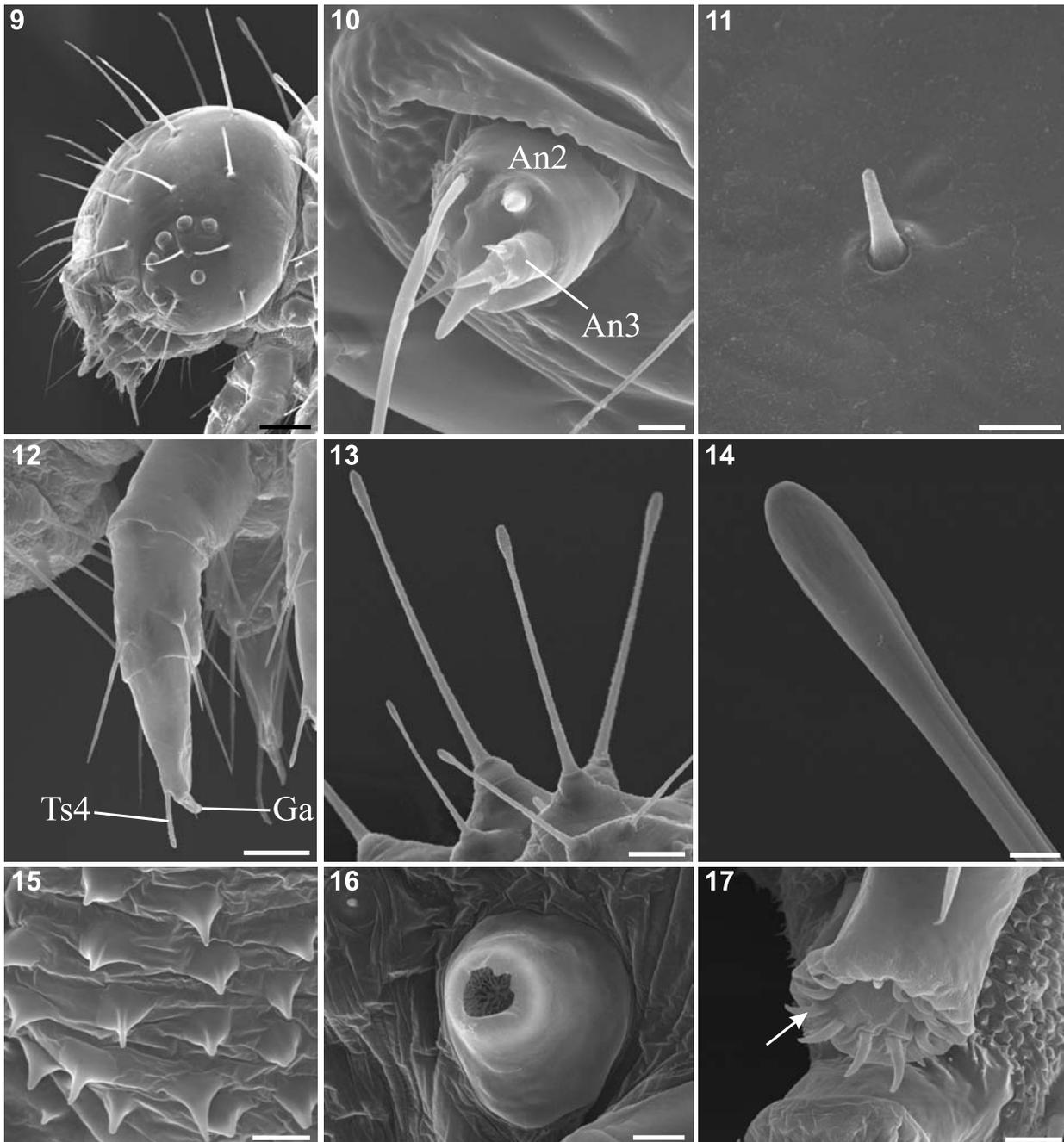
Figs. 7, 8. Representação esquemática das larvas de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em vista lateral. 7, 1º instar; 8, 5º instar (D, cerda dorsal; L, cerda lateral; PP, cerda paraproctal; Sc, esclero cefálico; SD, cerda subdorsal; Sl, esclero subespiracular; Sn, esclero anal; So, esclero dorsal; SP, cerda subparaproctal; Sp, esclero supraespiracular; SV, cerda subventral; XD, cerda protorácica). Barras = 0,2 e 1 mm, respectivamente.

em vista frontal La, MDa, MGa, Sa, SSa. Microcerdas MD1 (Fig. 11), MD2 e MD3 presentes e localizadas posteriormente à P2; e o poro MDa entre MD1 e MD2, diferindo do padrão geral proposto por STEHR (1987), mas semelhante ao descrito para outros Heliconiinae e Acraeinae (PALUCH *et al.*, 2001; KAMINSKI *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004). No frontoclípeo as cerdas: C1, C2, F1; e o par de poros Fa. Outras cerdas menores também estão presentes no labro, maxila e mandíbula (STEHR, 1987).

Placa protorácica com as cerdas D1, D2 e XD2; e os poros XDc (FLEMING, 1960) e XDb (ANTUNES *et al.*, 2002).

No protórax, cerdas L1, L2, SD1, SD2, SV1 e SV2 (Fig. 7). O meso- e o metatórax apresentam quetotaxia similar ao protórax. Cerdas dorsais D1 e D2 situadas em pináculos separadas, com D1 maior e mais dorsalmente localizada que D2. Grupo subdorsal representado por SD1 e o lateral, por L1; subventral formado por SV1.

Dentre as várias cerdas que ocorrem nas pernas, destacam-se as tibiais e as tarsais. As tarsais (Fig. 12), presentes em todos os lepidópteros (MILLER, 1991), estão representadas por Ts1, Ts2, Ts3 e Ts4, sendo a última longa, curvada, semelhante à garra (Ga, fig. 12),



Figs. 9-17. Larva de 1º instar de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 9, cápsula cefálica em vista lateral; 10, antena; 11, microcerda; 12, perna metatorácica; 13, cerdas do tipo calaza; 14, porção apical de uma cerda; 15, microtríquias; 16, espiráculo do 1º segmento abdominal; 17, planta de um larvópodo com ganchos expostos (seta) (An, artícuo antenal; Ga, garra tarsal; Ts, cerda tarsal). Barras = 100, 10, 5, 50, 100, 20, 5, 10 e 20  $\mu$ m, respectivamente.

mas de tamanho maior.

No abdômen, estão presentes cerdas dorsais, subdorsais, laterais, subventrais e ventrais. Do grupo dorsal, D1 e D2 em todos os segmentos abdominais; do subdorsal, a cerda SD1 do primeiro ao décimo segmento e SD2, no décimo; do lateral, L1 e L2, em pináculos separadas do primeiro ao oitavo segmento, e no nono segmento, apenas L1, pequena e fina; do subventral, SV1 do primeiro ao nono segmento abdominal e SV2 do primeiro ao sexto segmento. Cerdas subventrais do terceiro ao sexto segmento, inseridas na seção cilíndrica do larvópodo (SNODGRASS, 1935), que é incompleta, semelhante a *H. erato phyllis*, *D. juno juno* e *D. iulia alcionea* (PENZ, 1999; KAMINSKI *et al.*, 2002; TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004). Grupo ventral formado por cerdas curtas e finas (FLEMING, 1960).

No paraprocto, presentes as cerdas paraproctal (PP) e subparaproctal (SP1) (*sensu* KITCHING, 1984; STEHR, 1987). A seção cilíndrica do larvópodo do décimo segmento abdominal apresenta as cerdas PL1, PL2, PL3 e PL4. A quetotaxia deste segmento é semelhante à descrita para Danainae (KITCHING, 1984), assim como para os outros heliconíneos (ANTUNES *et al.*, 2002; KAMINSKI *et al.*, 2002; TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004).

Tegumento coberto por microtríquias (Fig. 15), presentes em grande quantidade, ventralmente e próximo aos larvópodos. Espiráculos e larvópodos seguem o padrão geral para Lepidoptera (STEHR, 1987). Espiráculos (Fig. 16) com peritrema elevado, sendo o primeiro e o último levemente maiores. Na planta dos larvópodos, estão os ganchos uniordinais e unisseriais, dispostos circularmente (Fig. 17).

A partir do segundo instar, o padrão de coloração da larva é variável e complexo, podendo variar do marrom-escuro ao cinza-claro, com manchas e faixas brancas, amarelas ou alaranjadas que se distribuem ao longo do corpo (Fig. 27). Cápsula cefálica preta, com áreas branco-amareladas nas regiões frontal e lateral. Quinto instar, conforme já apontado por TOLEDO (1991), com três padrões principais de coloração do corpo: marrom-escuro, cinza e branco.

Estematas (Fig. 18) apresentam-se facetados com padrão em “y”, sem facetamento secundário, semelhante ao observado para Papilionidae e Pieridae (J. Bizarro & M. Paluch, com. pess.).

Com o surgimento dos escolos, a quetotaxia muda (Fig. 20). Os escolos são estruturas alongadas e espessas que possuem muitas cerdas. Dentre estas, as menores possuem a porção terminal dilatada (Fig. 21), semelhante a *D. moneta moneta* (L. Kaminski, dados inéditos) e as maiores são afiladas. A porção distal do escolo é afilada, similar aos heliconíneos estudados por PENZ (1999), apresentando-se como uma cerda fracamente delimitada na base (Fig. 22), semelhante ao encontrado em *H. erato phyllis* (KAMINSKI *et al.*, 2002).

Cápsula cefálica com um par de escolos bem desenvolvidos e levemente curvos (Sc, Fig. 8). Protórax (Fig. 19), segmento que mantém o padrão mais conservado em relação às cerdas primárias, sem

escolos, ao contrário do gênero *Dione* (PENZ, 1999; TAVARES *et al.*, 2002). Meso- e metatórax com dois pares de escolos, um dorsal (So) e outro supraespiracular (Sp). Posição do escolo (Sp = Sst *sensu* MÜLLER, 1886), deslocado anteriormente nos segmentos torácicos, é considerada uma sinapomorfia para Heliconiinae (MÜLLER, 1886; HARVEY, 1991).

No abdômen, do primeiro ao oitavo segmento, três pares de escolos (Fig. 8), um dorsal (So), um supraespiracular (Sp) e um subespiracular (SI). Nono e décimo segmentos abdominais com apenas um par de escolos dorsais cada, sendo no último denominados de escolos anais (Sn).

Quinto instar com tegumento coberto por microtríquias e cerdas esparsas. As cerdas encontradas em *A. vanillae maculosa* são curtas, diferentemente de *D. moneta moneta* e *Dione glicera* (Felder & Felder, 1861) que possuem cerdas longas (PENZ, 1999; L. Kaminski, dados inéditos). Microtríquias cônicas, estriadas e com o ápice afilado nas dispostas ventralmente (Fig. 24) (PENZ, 1999) e de formato espatulado nas que recobrem a planta dos larvópodos (Fig. 25). Ganchos dos larvópodos (Fig. 26) triordinais e unisseriais. Espiráculos (Fig. 23) elípticos.

Identificação dos instares. As larvas de *A. vanillae maculosa* não apresentam variações estruturais ou de coloração que possibilitem uma identificação segura dos diferentes instares. A partir dos dados correspondentes à tendência central e de dispersão, para a largura da cápsula cefálica dentre os instares das larvas criadas em laboratório, obteve-se a seguinte equação exponencial de crescimento:  $y = 0,354e^{0,441x}$ ;  $n = 100$ ;  $r = 0,993$ ;  $p = 0,0001$ . A razão de crescimento dentre os instares foi em média de 1,55. Este valor é similar ao encontrado por MOTA & LOPES (1980) para *A. vanillae vanillae*, assim como para outros heliconíneos estudados (ANTUNES *et al.*, 2002; TAVARES *et al.*, 2002; KAMINSKI *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004). Estas medidas de crescimento seguiram a regra de Brooks-Dyar (DALY, 1985), sugerindo um crescimento segundo progressão geométrica. À semelhança do que foi obtido por MOTA & LOPES (1980), não houve sobreposição de valores dentre os instares, o que permite a identificação precisa dos mesmos através da largura da cápsula cefálica (Tab. I).

Pupa (Figs. 28-45). Segue o padrão geral para Nymphalidae (MOSHER, 1916), com as pernas protorácicas e mesotorácicas estendidas ântero-ventralmente até a margem posterior da região ocular, e sutura epicranial ausente (Fig. 29).

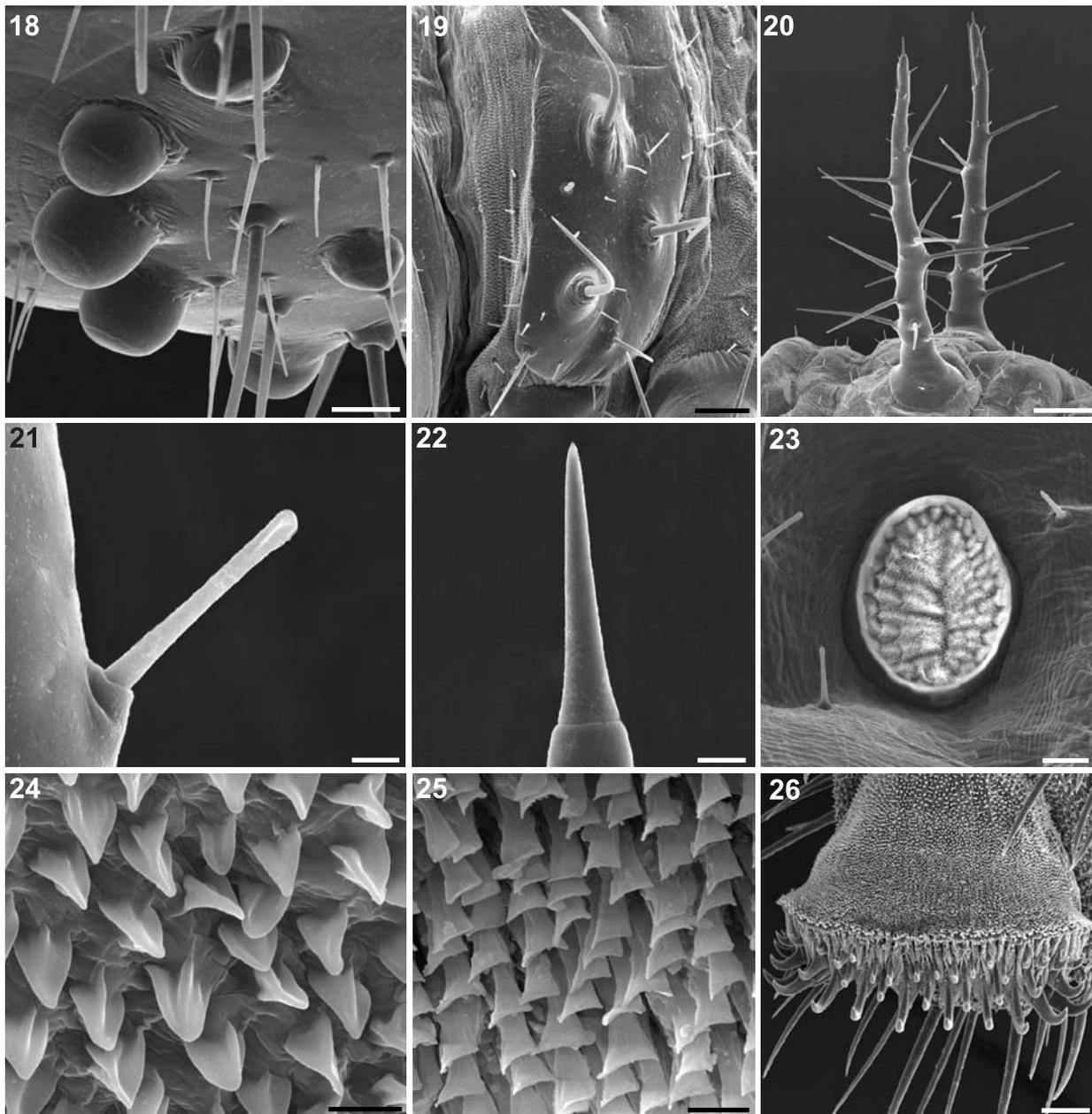
Apresenta coloração não-uniforme, constituída por uma mistura de tons de castanho-claro, ocre e cinza (Fig. 28), com variação entre os indivíduos na intensidade dos mesmos. Região ocular formada por duas áreas distintas: uma de aspecto liso (Gr, Fig. 32), e outra de aspecto corrugado e com cerdas (Sr, Fig. 32), que também estão esparsamente localizadas em outras partes do corpo, como por exemplo próximo ao tubérculo mesotorácico (Fig. 36). Labro (Lr, Fig. 29) localizado posteriormente ao clipeo (Cl, Fig. 29) e entre

as mandíbulas (Md, Fig. 29). Posteriormente a estas, situam-se as maxilas (Mx, Figs. 29, 33), que se estendem até a porção distal das antenas (Fig. 29).

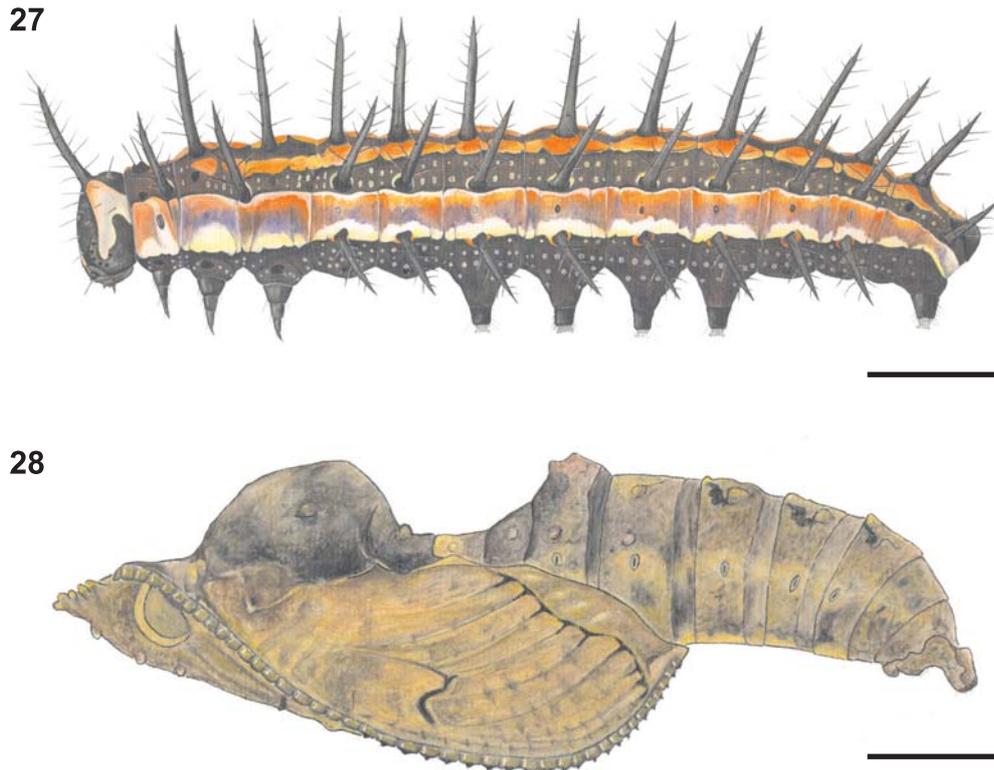
Antenas (An, Fig. 29) originam-se dorsalmente na cabeça (Figs. 30, 31) e se estendem ventralmente entre as pernas mesotorácicas e as asas anteriores (Fig. 29). Segmentos com tubérculos (Fig. 35) semelhantes aos observados em *D. juno juno* e *D. iulia alcionea* (TAVARES *et al.*, 2002; PAIM *et al.*, 2004), mas diferindo de *H. erato phyllis* em que apresentam projeções em forma de espinho (KAMINSKI *et al.*, 2002).

Segmentos torácicos (T1, T2, T3, Figs. 30, 31) seguem o padrão descrito para Heliconiinae (BEEBE *et*

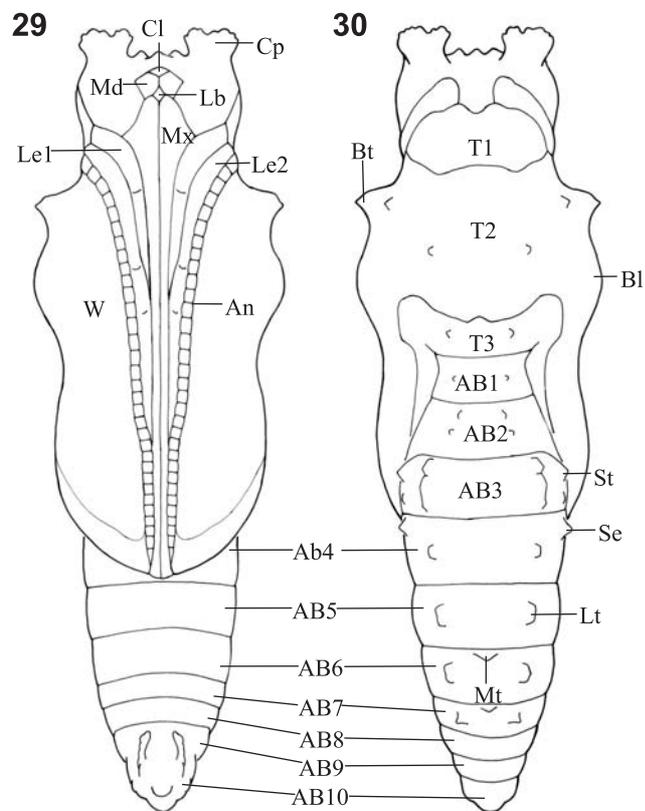
*al.*, 1960). O primeiro, de tamanho intermediário entre o segundo e o terceiro, respectivamente, o maior e o menor. Em vista dorsal, são visíveis três linhas de tubérculos (Fig. 30): uma médio-dorsal e um par de látero-dorsais. Os tubérculos médio-dorsais (Mt, Figs. 30, 38) são pouco conspícuos e presentes no sexto e sétimo segmentos abdominais. Os látero-dorsais (Lt, Figs. 30, 39) distribuem-se do mesotórax ao sétimo segmento abdominal; do terceiro ao sétimo segmento abdominal, estes tubérculos apresentam-se alargados na base, formando curtas projeções, não-fusionadas. Ausentes as longas projeções, como encontrado em *E. isabella dianasa* (ANTUNES *et al.*, 2002). Os tubérculos do terceiro segmento



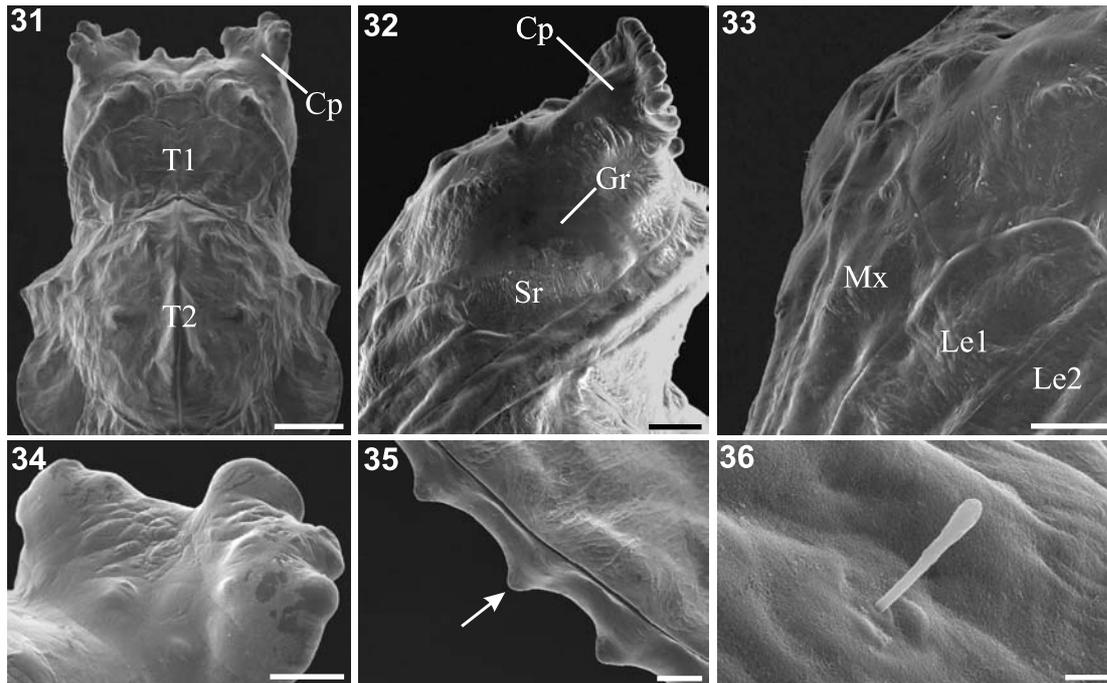
Figs. 18-26. Larva de 5º instar de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 18, estemas em vista látero-dorsal; 19, placa protorácica em vista dorsal; 20, escolos dorsais; 21, detalhe de uma cerda do escolo; 22, porção terminal de um escolo; 23, espiráculo do 7º segmento abdominal; 24, microtríquias; 25, microtríquias da planta do larvópodo; 26, planta do larvópodo com ganchos. Barras = 100, 200, 500, 10, 25, 50, 10, 5 e 100  $\mu$ m, respectivamente.



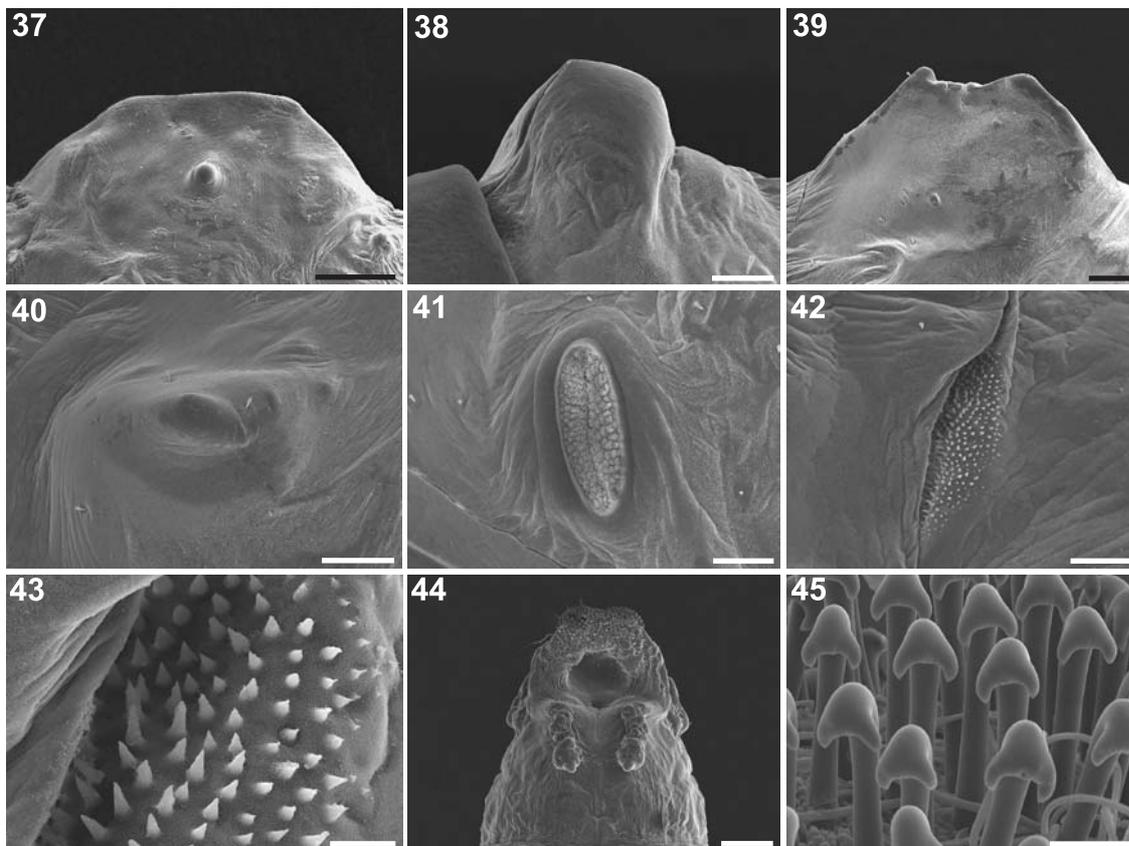
Figs. 27, 28. Padrão de coloração de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]). 27, larva de 5º instar; 28, pupa. Barras = 1 e 2,2 mm, respectivamente.



Figs. 29, 30. Representação esquemática da pupa de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]). 29, vista ventral; 30, vista dorsal (AB, segmento abdominal; An, antena; Bl, crista longitudinal; Bt, tubérculo basilar; Cl, clipeo; Cp, projeção cefálica; Lb, labro; Le1, perna protorácica; Le2, perna mesotorácica; Lt, tubérculo látero-dorsal; Md, mandíbula; Mt, tubérculo médio-dorsal; Mx, maxila; Se, tubérculo supraespiracular; St, tubérculo submarginal; T, segmento torácico; W, asa). Barra = 1,8 mm.



Figs. 31-36. Pupa de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 31, cabeça e segmentos torácicos, em vista dorsal; cabeça: 32, vista lateral; 33, vista látero-ventral; 34, projeção cefálica; 35, porção mediana da antena com tubérculos (seta); 36, cerda próxima ao tubérculo mesotorácico (Cp, projeção cefálica; Gr, faixa de aspecto reluzente do olho; Le, perna; Mx, porção proximal da maxila; Sr, porção esculturada do olho; T, segmento torácico). Barras = 1 mm, 500, 500, 200, 200 e 10  $\mu$ m, respectivamente.



Figs. 37-45. Pupa de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]) em microscopia eletrônica de varredura. 37, crista médio-dorsal em vista lateral; 38, tubérculo médio-dorsal em vista lateral; 39, tubérculo látero-dorsal em vista lateral; 40, tubérculo supra-espiracular; 41, espiráculo do 3º segmento abdominal; 42, espiráculo mesotorácico; 43, detalhe do espiráculo mesotorácico; 44, cremáster em vista ventral; 45, ganchos do cremáster. Barras = 1 mm, 100, 200, 200, 100, 100, 20, 500, 50  $\mu$ m, respectivamente.

Tabela I. Média aritmética e erro padrão, intervalo de variação e razão de crescimento da largura da cápsula cefálica dentre os instares larvais de *Agraulis vanillae maculosa* (Stichel, [1908]), criados sobre *Passiflora edulis* Sims (n = 20/instar).

Instar	Largura da cápsula cefálica (mm)		
	Média ± EP	Intervalo de Variação	Razão de Crescimento
I	0,532 ± 0,004	0,504 – 0,560	—
II	0,879 ± 0,006	0,820 – 0,940	1,65
III	1,378 ± 0,017	1,220 – 1,480	1,56
IV	2,061 ± 0,017	1,938 – 2,204	1,49
V	3,154 ± 0,039	2,774 – 3,420	1,52

(Fig. 39) são mais desenvolvidos que os demais. Na região mediana dorsal do mesotórax, tem-se a crista médio-dorsal (Fig. 37), de aspecto corrugado. A linha de tubérculos supraespiraculares (Se, Fig. 40) está presente de forma pouco pronunciada no terceiro e quarto segmentos abdominais. Linha de tubérculos ventrais (Vt, Fig. 29) pouco evidente. Na base das asas anteriores (Figs. 30, 31), temos a crista longitudinal (Bl) e o tubérculo basilar (Bt).

As projeções cefálicas (Cp, Figs. 31, 32) são curtas e achatadas dorso-ventralmente, com várias protuberâncias na margem externa (Fig. 34).

Pernas protorácicas menores que as mesotorácicas e ambas com tubérculos (Figs. 29, 33). Espiráculo mesotorácico (Figs. 42, 43) localiza-se na junção entre os segmentos pro- e mesotorácico, com formato de fenda. Espiráculos abdominais elípticos, presentes do primeiro ao oitavo segmento (Fig. 41), sendo o oitavo vestigial e sem abertura distinta. Espiráculo do primeiro segmento abdominal não é visível, pois está encoberto pelas asas.

Cremáster (Fig. 44) subquadrangular, semelhante ao encontrado em *D. juno juno* (TAVARES *et al.*, 2002), achatado ventralmente e com inúmeros ganchos de extremidade curvada em direção à base e pontas subdivididas (Fig. 45).

**Agradecimentos.** Ao Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS, especialmente a Moema Queiroz Vieira, Luciano Vieceli Taveira e Francis Farret Darsie, pelo auxílio na preparação do material e realização das fotos. Aos colegas do Laboratório de Morfologia e Comportamento de Insetos da UFRGS, pelas sugestões e, em especial, à Mirna Casagrande (UFPR) e André Freitas (UNICAMP), pela leitura crítica efetuada. Ao CNPq, pela cota de Bolsa de Iniciação Científica concedida a G. R. P. Moreira (Proc. n° 108194/2003-5). Este trabalho foi parcialmente financiado pelo CNPq (Proc. n° 478787/2001-4).

#### REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANTUNES, F. F.; MENEZES, A. O., JR.; TAVARES, M. & MOREIRA, G. R. P. 2002. Morfologia dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: I. *Eueides isabella dianasa* (Hübner, 1806). **Revista Brasileira de Entomologia** 46(4):601-610.

ARAÚJO, A. M. & VALENTE, V. L. S. 1981. Observações sobre alguns lepidópteros e drosófilídeos do Parque do Turvo, RS. **Ciência e Cultura** 33:1485-1490.

BEBBE, W.; CRANE, J. & FLEMING, H. 1960. A comparison of eggs, larvae and pupae in fourteen species of heliconiine butterflies from Trinidad, West Indies. **Zoologica** 45:111-154.

BENSON, W. W.; BROWN, K. S., JR. & GILBERT, L. E. 1975.

Coevolution of plants and herbivores: passion flowers butterflies. **Evolution** 29:659-680.

BROWN, F. 1974. Andean larvae and chrysalids of *Dione juno andicola* (Bates) and *Agraulis vanillae lucina* Felder & Felder. **Journal of the New York Entomological Society** 82:61-64.

BROWN, K. S., JR. 1981. The biology of *Heliconius* and related genera. **Annual Review of Entomology** 26:427-456.

— 1992. Borboletas da Serra do Japi: diversidade, hábitos, recursos alimentares e variação temporal. In: MORELLATO, L. P. C. ed. **História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil**. Campinas, Unicamp/Fapesp. p.142-187.

BROWN, K. S., JR. & MIELKE, O. H. H. 1972. The Heliconians of Brazil (Lepidoptera: Nymphalidae). Part II. Introduction and general comments, with a supplementary revision of the tribe. **Zoologica** 57:1-40.

COPP, N. H. & DAVENPORT, D. 1978. *Agraulis* and *Passiflora* I. Control of specificity. **Biological Bulletin** 155:98-112.

DALY, H. V. 1985. Insect morphometrics. **Annual Review of Entomology** 30:415-438.

DELL'ERBA, R.; KAMINSKI, L. A. & MOREIRA, G. R. P. 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. 327p.

DOWNEY, J. C. & ALLYN, A. C., JR. 1981. Chorionic acuplating in eggs of Lycaenidae. Part I. **Bulletin of the Allyn Museum** 61:1-29.

EMSLEY, M. G. 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. & BROWN, K. S., JR. 2004. Phylogeny of the Nymphalidae (Lepidoptera). **Systematic Biology** 53:363-383.

HARVEY, D. J. 1991. Higher classification of the Nymphalidae. Appendix B. In: NUHOUT, H. F. ed. **The development and evolution of butterfly wing patterns**. Washington, Smithsonian Institution. p.255-273.

HINTON, H. E. 1981. **Biology of insect eggs**. London, Pergamon. v.1, 473p.

KAMINSKI, L. A.; TAVARES, M.; FERRO, V. G. & MOREIRA, G. R. P. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos dos heliconíneos neotropicais. III. *Heliconius erato phyllis* (Fabricius) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia** 1:977-993.

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.

— 1985. Early stages and the classification of the milkweed butterflies (Lepidoptera: Danainae). **Zoological Journal of the Linnean Society** 85:1-97.

LAMAS, G. 2004. Checklist: Part 4A. Hesperioidea - Papilionoidea. In: HEPPNER, J. B. ed. **Atlas of Neotropical Lepidoptera**. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera, Scientific Publishers. v.5A, 428p.

LORDELLO, L. G. E. 1952. Insetos que vivem sobre o maracujazeiro: I. - Notas bionômicas acerca de *Dione vanillae* (L., 1958) (Lep., Nymphalidae). **Revista de Agricultura** 27:177-187.

MICHENER, C. D. 1942. 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.

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.
- MOTA, A. P. B. & LOPES, L. O. 1980. Largura das cápsulas cefálicas da lagarta preta do maracujá, *Agraulis vanillae vanillae* (Linné), nos diversos instares. **Fitossanidade** 4:25-26.
- MÜLLER, W. 1886. Südamerikanische Nymphalidenraupen. Versuch eines natürlichen Systems der Nymphaliden. **Zoologischen Jahrbüchern** 1:417-678.
- PAIM, A. C.; KAMINSKI, L. A. & MOREIRA, G. R. P. 2004. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. IV. *Dryas iulia alcionea* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Iheringia, Série Zoologia**, 94(1):25-35.
- PALUCH, M.; CASAGRANDE, M. M. & MIELKE, O. H. H. 2001. Estágios imaturos de *Actinote carycina* Jordan (Lepidoptera: Nymphalidae: Acraeinae). **Revista Brasileira de Zoologia** 18(3):883-896.
- 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.
- PETERSON, A. 1962. **Larvae of insects. An introduction to Nearctic species. Part I. Lepidoptera and plant infesting Hymenoptera.** Ann Arbor, Edwards Brothers. 315p.
- 1970. Eggs from miscellaneous species of Rhopalocera - Lepidoptera. **The Florida Entomologist** 53:65-72.
- SNEDECOR, G. W. & COCHRAN, W. G. 1980. **Statistical methods.** Ames, Iowa State University. 507p.
- SNODGRASS, R. E. 1935. **Principles of insect morphology.** New York, McGraw-Hill. 667p.
- STEHR, F. W. 1987. Order Lepidoptera. In: STEHR, F. W. ed. **Immature insects.** Dubuque, Kendall/Hunt. v.1, p.288-305.
- TAVARES, M.; KAMINSKI, L. A. & MOREIRA, G. R. P. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos dos heliconíneos neotropicais. II. *Dione juno juno* (Cramer) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia** 19(4):961-976.
- TOLEDO, Z. D. A. 1991. Fauna del noroeste argentino. Contribucion al conocimiento de los lepidopteros argentinos. X. *Agraulis vanilla maculosa* (Stichel) (Lepidoptera, Rhopalocera, Heliconiidae). **Acta Zoologica Lilloana** 40:21-31.