
CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

PEDRO ALVARO BARBOSA AGUIAR NEVES

**CONTRIBUIÇÃO AO CONHECIMENTO DE
ASPECTOS DA BIOLOGIA E DESCRIÇÃO
DOS ESTÁGIOS IMATUROS DE *Rothschildia
arethus* WALKER, 1855 (LEPIDOPTERA:
SATURNIIDAE, SATURNIINAE)**

PEDRO ALVARO BARBOSA AGUIAR NEVES

CONTRIBUIÇÃO AO CONHECIMENTO DE ASPECTOS DA BIOLOGIA
E DESCRIÇÃO DOS ESTÁGIOS IMATUROS DE *Rothschildia arethusa*
WALKER, 1855 (LEPIDOPTERA: SATURNIIDAE, SATURNIINAE)

Orientador: Prof. Dr. Dr. Claudio José von Zuben

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Instituto de Biociências da Universidade Estadual
Paulista “Júlio de Mesquita Filho” - Câmpus de
Rio Claro, para obtenção do grau de Bacharel e
Licenciado em Ciências Biológicas.

Rio Claro
2016

595.78 Neves, Pedro Alvaro Barbosa Aguiar
N518c Contribuição ao conhecimento de aspectos da biologia e
descrição dos estágios imaturos de Rothschildia arethusa
Walker, 1855 (Lepidoptera: Saturniidae, Sauriinae) / Pedro
Alvaro Barbosa Aguiar Neves. - Rio Claro, 2016
53 f. : il., figs., gráfs., tabs., fots.

Trabalho de conclusão de curso (licenciatura e
bacharelado - Ciências biológicas) - Universidade Estadual
Paulista, Instituto de Biociências de Rio Claro
Orientador: Claudio José von Zuben

1. Mariposa. 2. Ciclo de vida. 3. Bicho-da-seda. 4.
Lagarta. 5. Mariposa-espelho. I. Título.

Este trabalho é dedicado aos meus familiares e amigos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço especialmente todos que acompanharam e me apoiaram por toda esta jornada de passagem tão rápida. Sou eternamente grato à toda a minha família Pedro Alvaro Aguiar Neves, Maria Eva Barbosa Aguiar Neves e especialmente meu irmão, Pedro Rodrigo Barbosa Aguiar Neves, que muitas vezes me deu forças para a caminhada. Agradeço também a minha namorada Marcelle Cristina Cintra e toda sua maravilhosa família pelo apoio indescritível e paciência admiráveis.

Agradeço também meus grandiosos amigos pela presença, ouvidos e conselhos a todo momento, e novamente, pelo grande apoio. Agradecimentos ao Breno Bonassi, Gabriel Girardi, André Batista, Renan Nasser, Eric Ywamoto, Debora Ramalho, Caroline Dallavilla, Marco Aurelio Ferreira por todos os momentos únicos de proveito inestimável; ao Caio Zamuner, Carolina Crepaldi, Mariana Feitosa, Marina Abreu, Fernando Bonfiglioli, Henrique de Pinho, Felipe Buffalo, o grande Matheus Armelin e o espetacular Júlio Yochikawa, o palmeirense Vitor Hugo, Karina Ambrosio, Gabriel Sabino e todos aqueles que marcaram severamente a minha vida. Agradecimentos ao Dalton Nielsen pela amizade e ótimas experiências numa outra área fascinante.

Agradecimentos especiais ao meu orientador Claudio José von Zuben que abraçou uma novidade para que pudéssemos realizar um trabalho que me satisfez muito. Obrigado ao Gustavo Habermann pelo exemplo como um ótimo cientista e amigo.

Pela paciência que, sem dúvidas, foi crucial para o desenvolver deste trabalho, desde o seu princípio, agradeço ao João Lucas e José Eduardo Reis.

Agradeço ao Ryan St. Laurent pelo grande apoio e incentivo neste trabalho.

Agradecimentos calorosos ao meu padrinho Joaquim Aparecido de Oliveira e minha falecida madrinha, Maria Lúcia Padovani, pela parceria e pelo estímulo nesta área e novas que estão por vir; me marcaram e me marcarão eternamente.

Obrigado à Deus, pela a oportunidade do conhecimento e da vivência de forma intensa.

“Face up, make your stand. And realize you're living in the golden years”

Wasted Years - Adrian Smith

RESUMO

Saturniidae compreende uma grande diversidade de espécies, e muitas delas, no Brasil, carecem de estudos referentes à sua biologia. *Rothschildia arethusa* (Walker, 1855) teve seu desenvolvimento abordado neste trabalho. A espécie é comum na região Sul e Sudeste, tendo sido bastante relatada para a região do Cerrado, a partir do levantamento de espécies em coleções tombadas. Há pouco material publicado sobre o desenvolvimento e biologia do gênero. Neste trabalho, o desenvolvimento de alguns espécimes de *Rothschildia arethusa* foi acompanhado e registrado em cativeiro; indivíduos que foram obtidos a partir da reprodução cativa de matrizes coletadas no município de Barretos – SP, no primeiro quadrimestre de 2016, possibilitaram a descrição dos estágios imaturos, obtenção de espécimes fixados para análise e contribuição para o conhecimento da biologia de *R. arethusa* – além da obtenção de dados importantes para comparação com outras espécies da mesma família.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	8
2. OBJETIVOS	10
3. MATERIAL E MÉTODOS	10
3.1 Matrizes e obtenção de ovos	10
3.2 Identificação	12
3.3 Manutenção dos imaturos	12
3.4 Fixação, mensurações e descrição	15
4. RESULTADOS	16
4.1 Indivíduos em campo	16
4.2 Manutenção das matrizes em cativeiro	18
4.3 Cópula das matrizes em cativeiro	19
4.4 Obtenção da primeira geração em cativeiro	21
4.5 Descrição dos estágios imaturos	21
4.5.1 Ovo	21
4.5.2 Primeiro ínstar larval	22
4.5.3 Segundo ínstar larval	27
4.5.4 Terceiro ínstar larval	30
4.5.5 Quarto ínstar larval	32
4.5.6 Quinto ínstar larval	34
4.5.7 Pupa	36
4.6 Notas sobre o desenvolvimento em cativeiro	38
5. DISCUSSÃO	46
7. CONCLUSÃO	48
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49

1. INTRODUÇÃO

Dentre os lepidópteros brasileiros, a família Saturniidae está entre as mais chamativas representantes de mariposas, apresentando tamanho e cores variáveis.

A enorme diversidade morfológica das asas de Saturniidae também é abordada por Janzen (1984) em comparação a outras mariposas, em especial aquelas pertencentes à família Sphingidae, que mesmo entre diferentes subfamílias, mantém o aspecto morfológico geral das asas preservado (diferente da diversidade morfológica em Saturniidae). Janzen (1984) hipotetiza a variedade de formas e cores dentro Saturniidae em função de seu tempo de vida adulta ser muito curto, uma vez que membros desta família não se alimentam e vivem exclusivamente para a reprodução (cerca de 5-10 dias). Portanto, a baixa durabilidade das asas como instrumento de voo pode não ser tão relevante, podendo dar oportunidade para o aparecimento de ornamentações e mudanças morfológicas. O ciclo de vida de algumas espécies de Saturniidae é comentado também por Janzen (1984), com algumas notas comportamentais e biológicas; muitas destas informações podem servir como base para o estudo de espécies brasileiras, uma vez que várias delas (espécies costa-ricenses) também ocorrem naturalmente no território nacional (como *Rotshchildia erycina*, *Eacles imperialis*, *Syssphinx molina*, etc.).

As espécies pertencentes à família Saturniidae no Brasil totalizam cerca de 400 espécies (DUARTE et al., 2012), o que representa cerca de 17% espécies desta família descritas para o mundo, com algo em torno de 2.350 espécies reconhecidas (VAN NIEUKERKEN et al., 2011).

O bioma Cerrado brasileiro carece de alguns estudos e aqueles que abordam mariposas saturnídeas, ainda são relativamente pouco representativos; Camargo & Becker (1999) utilizam apenas uma localidade do estado de São Paulo, “Emas”, para o levantamento de Saturniidae do Cerrado. Posteriormente, “Emas” é considerada como a cidade de Pirassununga, no Estado de São Paulo (MIRANDA et al., 2015). Neste último trabalho, o levantamento de espécies de Saturniidae para a localidade é mais diverso.

Muitos representantes da família Saturniidae no Brasil permanecem sem dados referentes a outros aspectos que não sua descrição original. Principalmente, mas não necessariamente, para espécies pouco comuns; um exemplo é a descrição recente das fêmeas de algumas espécies do gênero *Eacles* (ST. LAURENT et al., 2015), até então desconhecidas. Os estágios imaturos de muitas espécies ainda são desconhecidos.

O gênero *Rothschildia* compreende mariposas grandes; espécies deste gênero geralmente variam em coloração, do marrom (e. g. *R. aurota*) ao avermelhado/magenta (e. g. *R. jacobaeae*), com graduações alaranjadas (e. g. *R. hesperus*) e escuras, apresentando largas regiões hialinas transparentes nas asas, uma em cada asa. Nunes *et al.* (2004) propõem ainda uma classificação para as regiões hialinas como um caractere importante na identificação de algumas espécies do gênero no estado do Rio Grande do Sul. Provavelmente a partir da característica refletiva das regiões hialinas se deu o surgimento de alguns dos seus nomes comuns, como “mariposa-de-espelho”, “borboleta-espelho” e “espelho” citados por Bleicher & Melo (1996) como nomes populares de algumas espécies de *Rothschildia*.

Espécies desse gênero também são conhecidas popularmente como “bicho-da-seda-brasileiro”, por construírem um casulo de seda semelhante àquele construído pela espécie já economicamente explorada, *Bombyx mori* (Bombycidae); inclusive, Reddy & Yang (2010) discutem as propriedades da seda tecida por duas espécies de *Rothschildia* em comparação a algumas outras Saturniidae e à *Bombyx mori*.

Rothschildia arethusa (Walker, 1855) é uma espécie para a qual existem poucos dados referentes à biologia. É dividida nas subespécies *R. a. arethusa* e *R. a. rhodina*, sendo que, no Brasil, a primeira está distribuída principalmente nas regiões Sudeste e Sul; *R. a. rhodina* limita-se à Floresta Amazônica (LEMAIRE, 1978; MARINONI *et al.* 1997; NUNES *et al.*, 2004; FAVRETTO, 2012; FAVRETTO *et al.*, 2013; MIRANDA *et al.*, 2015).

Pouco se sabe sobre as plantas hospedeiras de *R. arethusa*; dentre as conhecidas, estão *Ricinus communis*, *Anacardium orientale*, *Jacaranda sp.*, *Rheedia sp.* e espécies das famílias Rosaceae, Rutaceae, Asteraceae e Urticaceae (D’ALMEIDA, 1957; ZAMITH & MARICONI, 1962; DIAS FILHO, 1975; BLEICHER & MELO, 1996). *Ricinus communis* também é relatada como planta hospedeira de outra espécie no gênero, *R. jacobaeae* (GALLO *et al.*, 2002). *Rothschildia hesperus*, *R. aurota aurota* e *R. aurota speculifer* também fazem o uso de *Anacardium orientale* como planta alimento (BLEICHER & MELO, 1996).

Há poucos relatos quanto às formas imaturas de *R. arethusa*. D’Almeida (1957) comenta seus estágios imaturos de forma detalhada, com dados sobre a duração de cada ínstar e ciclo completo, mas seu trabalho carece de ilustrações. Zamith & Mariconi (1962) descrevem brevemente o desenvolvimento larval das lagartas desta espécie coletadas em Piracicaba – SP, com dados sobre o período de pupa, inclusive com relato de diapausa ultrapassando 400 dias.

Outras espécies do gênero também necessitam de estudos que abordam seus estágios imaturos, muitos deles já antigos e/ou pouco ilustrativos; como exemplo, a descrição dos imaturos de *Rothschildia hesperus betis* (OLIVEIRA & URBAN, 1987) e *R. jacobaeae* (URBAN & OLIVEIRA, 1972), não apresentam ilustrações das respectivas larvas, pupas e casulos em aspecto geral. A descrição dos estágios imaturos é importante para o eventual levantamento de caracteres taxonômicos relevantes e também pode ser de interesse econômico, porque insetos-praga os são na maioria das vezes como formas imaturas (VAN EMDEN, 1957). Além disso, o estudo dos imaturos pode elucidar questões referentes à sazonalidade do pico populacional de algumas espécies de Saturniidae, por ser comum que entrem num período de diapausa (principalmente no estágio de pupa), geralmente em função de influências ambientais (ZAMITH & MARICONI, 1962; JANZEN, 1984).

2. OBJETIVOS

A partir deste trabalho, objetivou-se descrever os estágios imaturos de *R. arethusa*, com o levantamento de informações a partir do acompanhamento do desenvolvimento desta espécie em cativeiro; além disso, houve também o objetivo de registrar outras informações relevantes sobre esta espécie, como comportamento reprodutivo e longevidade, contribuindo para um melhor conhecimento de aspectos de sua biologia.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Matrizes e obtenção de ovos

As matrizes para o estudo foram coletadas em Barretos – SP em 12.IV.2016, todas ainda na fase larval, fora encontrado também um casulo contendo uma crisálida morta. Foram coletadas, em mamoneiras (*Ricinus communis*), lagartas de 4 grupos diferentes, encontradas em estágios distintos no campo (lagartas em segundo, terceiro, quarto e quinto ínstars); tais lagartas foram coletadas sob esse critério para evitar futuramente o cruzamento entre espécimes provenientes de uma mesma mãe, que promoveria cruzamentos consanguíneos; Waldbauer &

Sternburg (1979) relatam grandes problemas em outra *Attacini* (*Hyalophora cecropia*) resultantes de cruzamentos consanguíneos logo na primeira geração cativa.

As lagartas foram mantidas em caixas plásticas com tela mosquiteira de nylon para ventilação até o início da formação dos casulos, e até esse momento, foram providas de folhas da planta alimento (*Ricinus communis*) em que foram encontradas. Os casulos em início de construção foram retirados das caixas para que não fossem perturbados pela movimentação das outras lagartas e assim mantidos em sacolas de organza (poliéster) até o aparente término da sua formação. Uma semana após a construção do último casulo, todos foram cortados na porção superior para identificar indivíduos mortos. Os casulos abrigando pupas viáveis foram transferidos para caixas plásticas e pendurados em arame com lã acrílica a cerca de 25 cm do fundo, para que, após a emergência, os imagos se dispusessem de espaço suficiente para inflar as asas perfeitamente.

Diariamente foi registrada a data e horário de observação de imagos recém-emergidos; estes foram então marcados nas asas (nas regiões hialinas) utilizando uma caneta marcadora permanente, com um código que se refere ao grupo original de lagartas no momento da coleta (A, B, C, ou D, visível na Figura 7), número do indivíduo do grupo (de acordo com a sequência de registro após emergência) e sexo. Machos e fêmeas das mariposas eram facilmente distinguidos pela presença de cláspes nos machos e ovipositor nas fêmeas, além do formato da asa, característico para cada sexo, dimorfismo também discutido por Janzen (1984). Logo após a marcação, as mariposas foram colocadas em dois viveiros: um deles com estrutura de madeira e tela mosquiteira de nylon nas medidas 42 cm x 40 cm x 52 cm (comprimento x largura x altura) e outro destinado às cópulas, de forma cilíndrica, com um metro de altura e 55 cm de diâmetro, com estrutura de arame galvanizado e também de tela mosquiteira de nylon (Figura 1). No viveiro cilíndrico, os espécimes eram liberados de forma a evitar que casais do mesmo grupo fossem formados, para proporcionar cópula entre indivíduos de grupos diferentes.

Foram registradas as cópulas. Após a separação espontânea, as fêmeas fertilizadas foram colocadas em caixas de papelão individualmente para a postura de ovos (com contagem diária), os machos permaneciam no mesmo viveiro ou eram transferidos para o viveiro de madeira - em função do pareamento que se desejava.

Figura 1: Viveiro cilíndrico fabricado com tela mosquiteira de nylon para a cópula dos imagos de *Rothschildia arethusa*.



3.2 Identificação

Os adultos oriundos das lagartas coletadas em Barretos - SP foram utilizados para a confirmação da identificação segundo Lemaire (1978) e auxílio dos especialistas Carlos G. C. Mielke (Paraná, Brasil) e Ryan A. St. Laurent (Cornell University, Ithaca, NY, EUA).

3.3 Manutenção dos imaturos

Os ovos foram coletados diariamente das caixas de papelão em que se encontravam as fêmeas e foram transferidos para frascos plásticos; cada frasco continha os ovos de cada dia de oviposição para cada fêmea e identificados de acordo. Fêmeas em período de postura nas caixas de papelão, frascos contendo ovos e todos os indivíduos que eclodiram dos ovos permaneceram

em uma sala climatizada, mantida a 25 (\pm 1) °C e fotoperíodo de 12/12h até a fixação dos imaturos, emergência dos adultos e fixação destes últimos após novas cópulas e oviposições.

Para verificação do peso, as pupas foram retiradas da sala climatizada por cerca de 30 minutos. As lagartas analisadas foram divididas em 3 grupos: primeiro grupo (G1) constituído por 30 lagartas, que foram monitoradas diariamente em frascos plásticos individuais, os espécimes se originaram a partir da postura de 3 diferentes fêmeas, portanto, 10 lagartas de cada fêmea. O segundo grupo (G2) era composto por 54 lagartas, divididas em três subgrupos separados de 18 lagartas cada, que permaneceram juntas; cada subgrupo originado de uma fêmea diferente – estes indivíduos foram fixados em diferentes instares e no estágio de pupa para a descrição dos estágios imaturos. O terceiro grupo (G3) era constituído de 10 lagartas oriundas de uma mesma fêmea, todas mantidas juntas num mesmo recipiente para observação do comportamento gregário. As lagartas do grupo G1 foram mantidas individualmente em frascos plásticos cilíndricos com cerca de 5,6 cm de diâmetro e 5 cm de altura, com alguns furos na tampa, até que atingissem o quinto instar ou estado de pré-ecdise para o referido instar - então foram transferidas para potes maiores com um litro de capacidade, com uma área telada na tampa (tela mosquiteira de nylon) – permaneceram no dado recipiente até a formação completa do casulo.

Ao se constatar o início da construção do casulo ou a descarga intestinal (descarga também observada por Urban & Oliveira (1972) ao estudar imaturos de *Rothschildia jacobaeae*), fora colocado um pedaço de papel absorvente em cada frasco para absorver o excesso de líquido expelido pelas lagartas, para que pudessem tecer os casulos com maior sucesso. Lagartas dos grupos G2 e G3 permaneceram em frascos iguais a de G1 e foram transferidas para caixas plásticas com cerca de 50 cm de comprimento, 30 cm de largura e 10 cm de altura ao atingirem o quarto instar larval; os casulos foram construídos nos mesmos recipientes. Após pupação, os últimos indivíduos do grupo G2 foram fixados. Pupas de G3 foram mantidas em uma caixa de 50 cm de comprimento, 30 cm de largura e 30 cm de altura, até emergência dos adultos e posterior fixação destes.

Após três dias do início da confecção dos casulos do grupo G1 e, portanto, o término da construção deste (tempo constatado a partir de observações prévias do autor), cada casulo foi cortado na porção superior, próxima à região destinada à saída do imago, para que fosse possível constatar a data da pupação dos espécimes. Após sete dias da pupação e total enrijecimento e esclerotização, as pupas foram removidas dos respectivos casulos por alguns

instantes para que, seguindo Butt & Cantu (1962), e por comparação estrutural entre pupas de outras espécies da mesma família Saturniidae (a partir do detalhamento das pupas de ROUGERIE & ESTRADÉL (2008) e BATISTA et al. (2012)), fosse determinado o sexo do espécime.

Em seguida as pupas tiveram peso verificado em uma balança analítica (Explorer Ohaus E12140), sendo então devolvidas aos respectivos casulos. Os casulos foram então, com fita adesiva, mantidos individualmente presos internamente às tampas (que continham 4 pequenos furos) de baldes plásticos transparentes com 5L de capacidade volumétrica, 22 cm de altura e 19 cm de diâmetro de abertura (Figura 2); os casulos foram presos de forma a ficar no centro da tampa a pelo menos 2 cm desta para que a saída do imago não fosse prejudicada (para casulos com pedúnculo curto, fita adesiva fora utilizada para obter o distanciamento mínimo estipulado). Deste modo, as mariposas puderam emergir e inflar as asas livres de empecilhos; a data de emergência do imago foi registrada e o sexo foi novamente constatado.

Os espécimes foram checados diariamente para as devidas mensurações, registro de mudança de instares e estágio e coleta das cápsulas cefálicas, que faziam parte da exúvia oriunda das respectivas ecdises. As medidas foram tomadas com um paquímetro digital, para o comprimento das lagartas e largura da cápsula cefálica do último instar larval (tal cápsula não poderia ser medida na lupa visto que não se mantém íntegra após a pupação). Uma ocular micrométrica acoplada a uma lupa foi utilizada para medir as cápsulas cefálicas de instares anteriores ao último instar larval. As fotografias de todas as fases foram feitas com uma câmera Canon EOS 7D, flash Macro Ring Lite MR-14EX e objetivas Mp-e 65 mm 2.8 e Macro 100 mm 2.8 USM. O estereomicroscópio foi utilizado para observações de estruturas dos espécimes dos primeiros instares e cápsulas cefálicas.

Figura 2: Balde utilizado para a contenção dos casulos até a emergência dos imagos de *Rothschildia arethusa*.



3.4 Fixação, mensurações e descrição

Os imaturos de todos os estágios de *Rothschildia arethusa* foram fixados em solução de Dietrich e álcool 70%; este último fora utilizado também por ROUGERIE & ESTRADÉL

(2008), ao estudarem as formas imaturas de outra Saturniinae, *Bunaeopsis licharbas*, para análise e deposição de vouchers em coleções.

Neste estudo, os estágios imaturos foram abordados e descritos baseando-se em Mosher (1916a, 1916b), Pease (1960), Stehr (1987) e Deml e Dettner (2002), e de forma semelhante àquela utilizada por outros autores na descrição dos pré-imaginais de diversas outras espécies de Saturniidae, inclusive algumas não pertencentes à Saturniinae; como descritos por Casagrande & Mielke (1985), Wolfe & Peigler (1993), Amarillo & Wolfe (1997), Wolfe & Bénéluz (1997), Furtado & Lemaire (1999), Furtado (2001), Furtado (2004), Rougerie & Estradel (2008) e Albertoni & Duarte (2015).

Pease (1960), Stehr (1987), Deml e Dettner (2002) e Dias (2006) foram as principais obras utilizadas para a caracterização das larvas e elaboração da quetotaxia, e Mosher (1916a, 1916b) as principais para a descrição da pupa. Algumas medidas das pupas foram tomadas e analisadas de forma semelhante à utilizada por Miller *et al.* (1982).

4. RESULTADOS

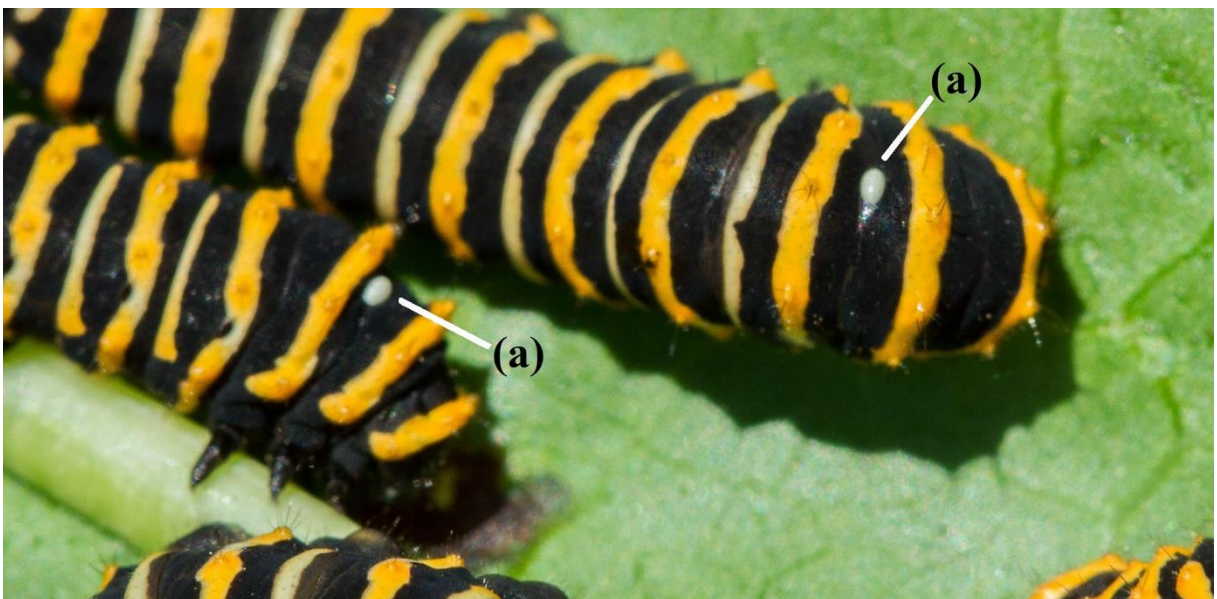
4.1 Indivíduos em campo

As lagartas foram encontradas às centenas em Barretos – SP em 12.IV.2016, entre 9:00 e 16:00h numa região com predominância de canaviais; estimou-se cerca de 400 lagartas avistadas em um raio de dois quilômetros; todas foram observadas em mamoneiras (*Ricinus communis*), geralmente à beira de estradas. Em campo, todas as lagartas de segundo e terceiro instares apresentavam comportamento gregário (Figura 3); o mesmo comportamento não foi observado em lagartas de quarto instar em diante; ovos e lagartas de primeiro instar não foram encontrados. Alguns indivíduos apresentaram estruturas coladas dorsalmente entre o mesonoto e metanoto ou entre o metanoto e o primeiro segmento abdominal semelhantes aos ovos de moscas da família Tachinidae (Figura 4); contudo, nenhuma das lagartas coletadas apresentou sinais da ação de parasitoides. Foram coletadas cerca de 60 lagartas.

Figura 3: *Rothschildia arethusa* em terceiro ínstar larval sobre folhas de mamona, encontradas em Barretos – SP, em 12.IV.2016.



Figura 4: *Rothschildia arethusa* em terceiro ínstar larval sobre folhas de mamona; encontradas em Barretos – SP, em 12.IV.2016. (a) – estruturas aderidas semelhantes a ovos de moscas parasitoides.



4.2 Manutenção das matrizes em cativeiro

Quando coletadas, as lagartas apresentavam-se em segundo, terceiro, quarto e quinto instares, sendo separadas em grupos D, C, B e A respectivamente. Cada grupo de lagartas foi mantido isolado em caixas plásticas de 50 cm de comprimento, 30 de largura e 30 de altura e com tela de nylon nas laterais para ventilação. Folhas da planta hospedeira foram oferecidas com frequência, as folhas eram repostas sempre que eram totalmente consumidas ou começavam a secar. Dentre as lagartas coletadas, 53 teceram o casulo. Após cerca de 10 dias, estes foram cortados na porção superior para constatação da viabilidade das crisálidas; 3 pupas morreram (aparente desidratação, estrutura íntegra, mas murcha; não havia pupários, pupas ou sinais de parasitoides) e 50 mariposas emergiram cerca de 25 a 35 dias após a pupação (o período exato não foi registrado pois as pupas de cada grupo foram mantidas juntas). As mariposas emergiram entre 20.V.2016 e 19.VI.2016. A emergência dos imagos foi registrada entre 19:00h e 6:30h, portanto, entre o anoitecer e o amanhecer. Após a saída do casulo, as mariposas, com as asas ainda curtas, se seguravam no próprio casulo e ali permaneciam com as asas suspensas por cerca de 1:30 h até completa extensão das asas e enrijecimento (Figuras 5 e 6). Eventualmente voavam após algumas horas ou permaneciam imóveis sobre o casulo até o anoitecer do dia seguinte.

Figura 5: Emergência de *Rothschildia arethusa*, intervalo aproximado de 1:30h.



Figura 6: *Rothschildia arethusa* após enrijecimento das asas **(a)** macho; **(b)** fêmea.



4.3 Cópula das matrizes em cativeiro

Todas as fêmeas colocadas no viveiro junto à machos para que copulassem o fizeram entre o segundo e quarto dia como imagos, mas nunca na noite do mesmo dia em que emergiram.

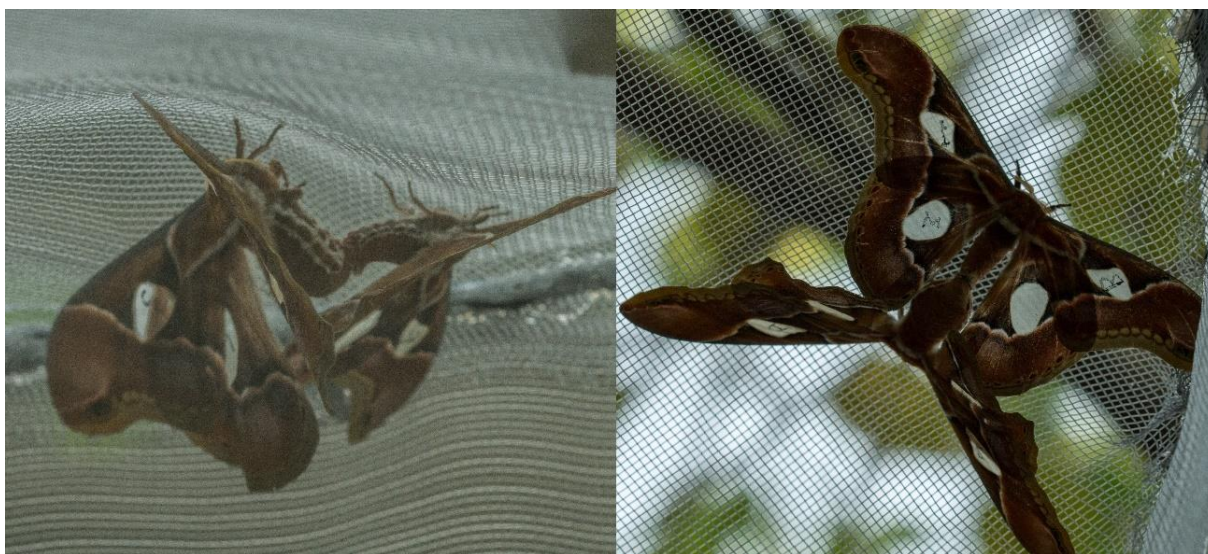
Entre 22.V.2016 e 02.VI.2016 foram registrados 12 pareamentos no viveiro destinado às cópulas (figura 7); estes foram registrados sempre no período da manhã, já em andamento. Nenhuma cópula teve início durante o dia.

Fora registrado o momento exato da separação de 8 dos 12 casais; o fim dessas cópulas ocorreu ao entardecer, entre 17:50 e 18:20 h, coincidindo com o início do período de atividade das mariposas - indivíduos que não estavam em cópula iniciavam sua atividade aproximadamente no mesmo momento, inclusive todas fêmeas virgens, que começavam a vibrar as asas, alçando voo em seguida. Todos os imagos, independentemente do sexo, alçavam voo ao anoitecer (entre 18:00 e 19:00h).

Para constatar o início da cópula e chamada feromonal, dois casais foram monitorados em 28.V.2016 a partir das 20:00h até as 4:00h (madrugada do dia seguinte). A chamada feromonal se iniciou por volta das 3:10h com a exposição das glândulas de feromônios (assim como observado por Walbauer & Sternburg (1979) em referência à *Hyalophora cecropia*) e a cópula já em andamento foi registrada às 4:00h; no entanto, o momento exato do início da cópula não foi observado. Estas duas cópulas cessaram por volta das 18:00h (portanto, no mesmo período dos demais casais) do dia 29.V.2016, com aproximadamente 14 horas de duração.

Neste estudo, fêmeas de *R. arethusa* copularam somente uma vez, pois, após a separação, as fêmeas foram colocadas em caixas de papelão individuais, portanto não se sabe sobre a possibilidade de múltiplas cópulas com uma mesma fêmea para esta espécie. Machos puderam copular mais de uma vez e o número de cópulas por macho variou de 1 a 5; das 12 cópulas observadas, 5 foram realizadas pelo macho B13-M, 4 pelo macho A4-M e as demais foram cópulas únicas, pelos machos B1-M, A2-M e B6-M.

Figura 7: Casal adulto de *Rothschildia arethusa* durante cópula em viveiro telado, 22.V.2016.



4.4 Obtenção da primeira geração em cativeiro

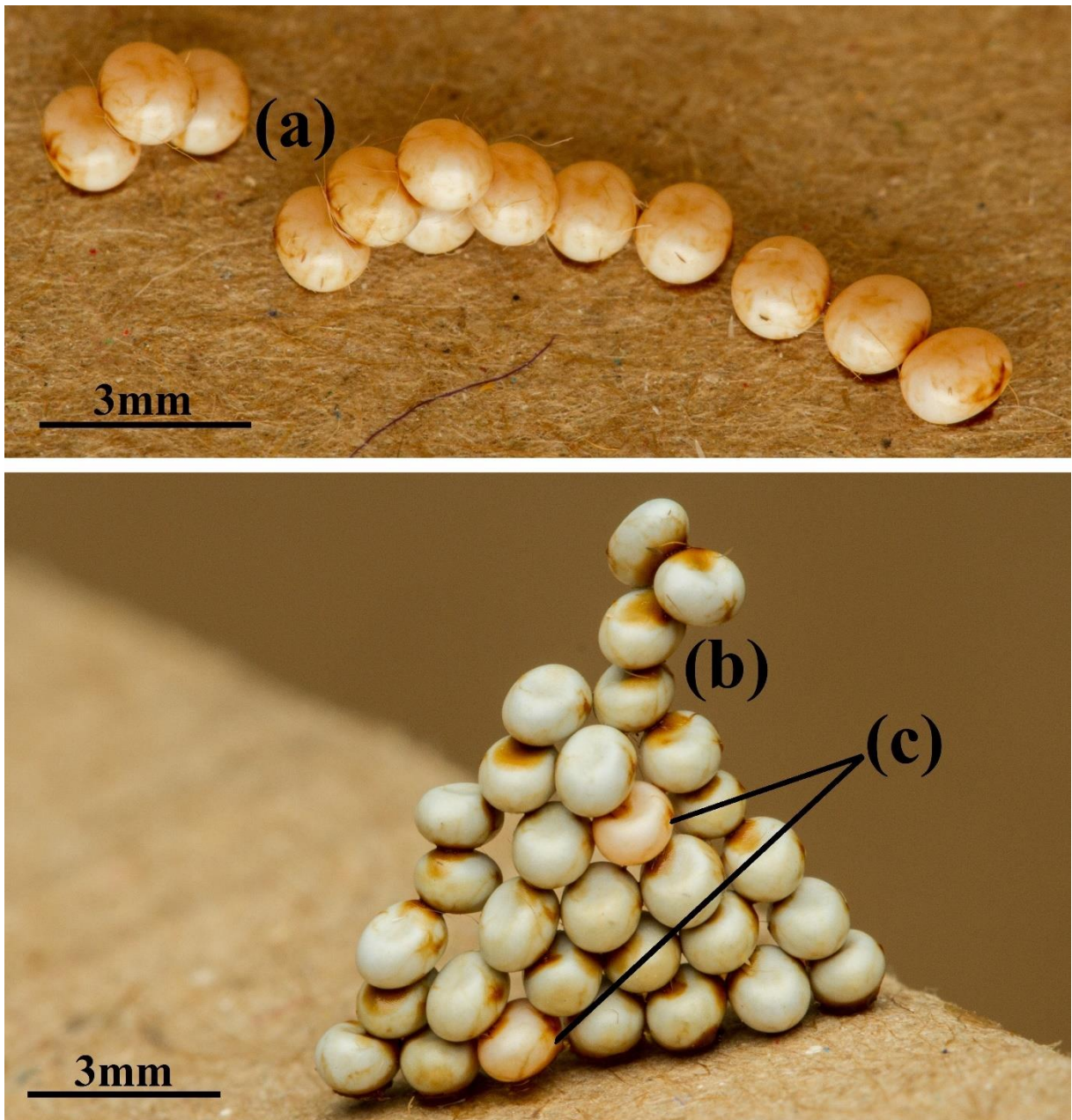
As fêmeas fertilizadas foram colocadas em caixas de papelão com aproximadamente 30 cm x 20 cm x 13 cm para que ovipusessem. Uma das fêmeas depositou 8 ovos inférteis na noite em que emergiu. Para todas as demais fêmeas, a oviposição iniciou somente após o término da cópula, começando entre a noite de término da cópula e até 4 dias depois da separação. Foram colocados, em média, 235,25 ($n = 12$ DP = 88,19) ovos por fêmea.

4.5 Descrição dos estágios imaturos

4.5.1 Ovo

Cório branco levemente rosado no momento da postura, adquirindo coloração escura levemente azulada poucos dias antes da eclosão das lagartas; coloração amarronzada dispersa e heterogênea no ovo em função da cola secretada pela fêmea no momento da postura. Cório se torna razoavelmente translúcido se umedecido. Tem forma elipsoide e achatado dorso-ventralmente. Ovos colocados individualmente ou em pilhas (Figura 8), dimensões de comprimento, largura e altura são, em média ($n = 40$), respectivamente: 1,68, 1,36 e 1,03 mm.

Figura 8: *Rothschildia arethusa*, ovos: **(a)** ovos recém colocados, justapostos, rosados; **(b)** oviposição em pirâmide, um dia antes da eclosão, ovos escuros; **(c)** ovos inférteis, rosados.



4.5.2 Primeiro ínstar larval

Cabeça: completamente negra, lustrosa, arredondada, com 0,770 (n = 24 DP = 0,039) mm de largura, lisa, 6 estemas mantidos em todos os ínstaes com o quinto próximo à antena e distante dos demais.

Corpo: Comprimento total após o nascimento de 2,68 a 5,89 mm (média = 3,98 mm) e entre 5,74 e 8,63 mm (média = 6,77 mm) no final do ínstar. Lagartas escuras, quase negras, faixas transversais que alinham os escolos um pouco mais claras, amareladas, a faixa amarela é um pouco mais larga na intersecção com os escolos, há também faixas transversais de mesma coloração entre os segmentos, região entre as faixas escuras. Conforme crescem, tornam-se mais amareladas principalmente nas faixas mais claras e com o ventre tornando-se amarelado. Placa cervical amarela na borda anterior e negra da borda posterior; placa anal e placa lateral das pernas anais negras, com a borda anterior da primeira um pouco mais clara; espiráculos arredondados levemente elipsoides, negros, presentes em T1 e de A1 a A8, sendo os espiráculos de T1 e A8 um pouco maiores que os demais; pernas abdominais presentes de A3 à A6 e em A10. Todos os escolos são do tipo estrelado (adaptado de “star warts”, DEML & DETTNER, 2002).

Tórax: T1 – escolos XD e SD na borda anterior do escudo cervical e separados entre si formando tubérculos distintos, XD1 e XD2 no mesmo escolo (XD) juntamente com cerdas secundárias, e de impossível distinção; XD com 6 a 8 cerdas de tamanho médio (como todas as demais cerdas em escolos), SD muito semelhante a XD (SD1 e SD2 também juntas no mesmo escolo), do mesmo modo, cerdas primárias e secundárias agrupadas e de impossível distinção, de tamanho idêntico, com 7 a 9 cerdas. D1 e D2 na borda posterior da placa cervical, separadas, simples e de mesmo tamanho; cerda D1 mais próxima à linha média da placa cervical que XD; D2 mais afastada, mas ainda mais próxima à linha mediana que SD; D1 e D2 apontadas para a borda anterior, podendo sobrepor XD e SD; escolo L anterior ao espiráculo e mais abaixo, com 8 a 10 cerdas; escolo SV com 3 a 4 cerdas; cerda V1 não visível ou distinguível das demais cerdas nas coxas das pernas protorácicas (assim como em T2 e T3). Pernas em T1 se tocam ventralmente pelas coxas, cerdas visíveis nas pernas, principalmente na coxa e tíbia. T2 e T3 - ausência de espiráculos; D com 6 cerdas; SD com 6 a 7 cerdas; L com 5 a 7 cerdas; escolo SV com 2 a 3 cerdas; pares de pernas semelhantes ao de T1, mas com as coxas distanciadas.

Abdome: A1 e A2 – escolo D1 com 5 a 6 cerdas; D2 é uma cerda primitiva e isolada, posterior a D1, menor e mais fina que as cerdas em D1; escolo SD com 5 a 6 cerdas; escolo L2+L1 abaixo do espiráculo e com 7 a 9 cerdas; cerda L3 primitiva, semelhante a D2, porém um pouco mais curta, localizada posteriormente a L2+L1 e pouco mais abaixo; cerda SV2 primitiva e simples, um pouco menor que L3; cerda SV1 semelhante a SV2, mas ainda mais curta; cerda V1 difere de SV1 por ser mais curta e pela proximidade com a linha longitudinal

mediana ventral. A3 à A6 – escolo D1 com 5 a 6 cerdas; cerda D2 primitiva e simples, posicionada assim como em A1 e A2; SD com 5 a 6 cerdas; escolo L2+L1 assim como em A1 e A2, mas com 8 a 10 cerdas; L3 exatamente como em A1 e A2; SV indistinguível das cerdas na placa esclerotizada na base das pernas abdominais, com 9 a 11 cerdas; cerda V1 simples e primitiva, na parte interna da base das pernas abdominais, semelhante à V1 de A1 e A2; pernas abdominais presentes, crochets de 13 a 15 uniordinais em mesossérie heteroidal, com os maiores crochets posicionados distalmente. A7 – muito semelhante à A1 e A2, difere pela ausência de um grupo SV, sendo a remanescente semelhante à SV1 de A1 e A2, mas um pouco mais distanciada da linha mediana longitudinal ventral e por escolo L2+L1 ter de 7 a 8 cerdas. A8 – como em A7, mas com escolo D1 direito e esquerdo fundidos formando um escolo único dorsal sobre a linha mediana longitudinal, com 8 a 10 cerdas; D2 direito e esquerdo relativamente mais próximos e L2+L1 com 7 a 9 cerdas. A9 – dois pares de escolos: em posição superior, D com 5 a 6 cerdas (aparente fusão entre D1, D2 e SD); inferiormente, escolo L2+L1 com 6 a 8 cerdas; cerda L3 abaixo de L2+L1 e semelhante à L3 de A1 à A6; V1 muito pequena, próxima à linha mediana longitudinal ventral. A10 – placa anal esclerotizada de forma triangular, tendo a base do triângulo apontada para a extremidade posterior; base do triângulo com um par de escolos (direito e esquerdo), de origem incerta, aparentemente pela fusão de D1 com SD2 e será denominada D1+SD2, possuindo de 9 a 11 cerdas. No ápice arredondado do triângulo há cerdas na borda e também apontadas para a extremidade posterior, provavelmente são cerdas que compõem D2 e SD1; placa da perna anal triangular com 15 a 19 cerdas na região distal (provavelmente formadas por cerdas do grupo L e SV1+SV2+SV3); SV4 anterior à placa da perna anal, simples e primitiva; V1 pequena e próxima a linha mediana longitudinal ventral; internamente à base da perna abdominal há cerca de 11 cerdas de origem secundária, mais curtas que V1, na forma de pináculos. Quetotaxia representada na figura 9 e fotos das lagartas de primeiro instar na figura 10.

Figura 9: Quetotaxia da lagarta de primeiro ínstar de *Rothschildia arethusa*.

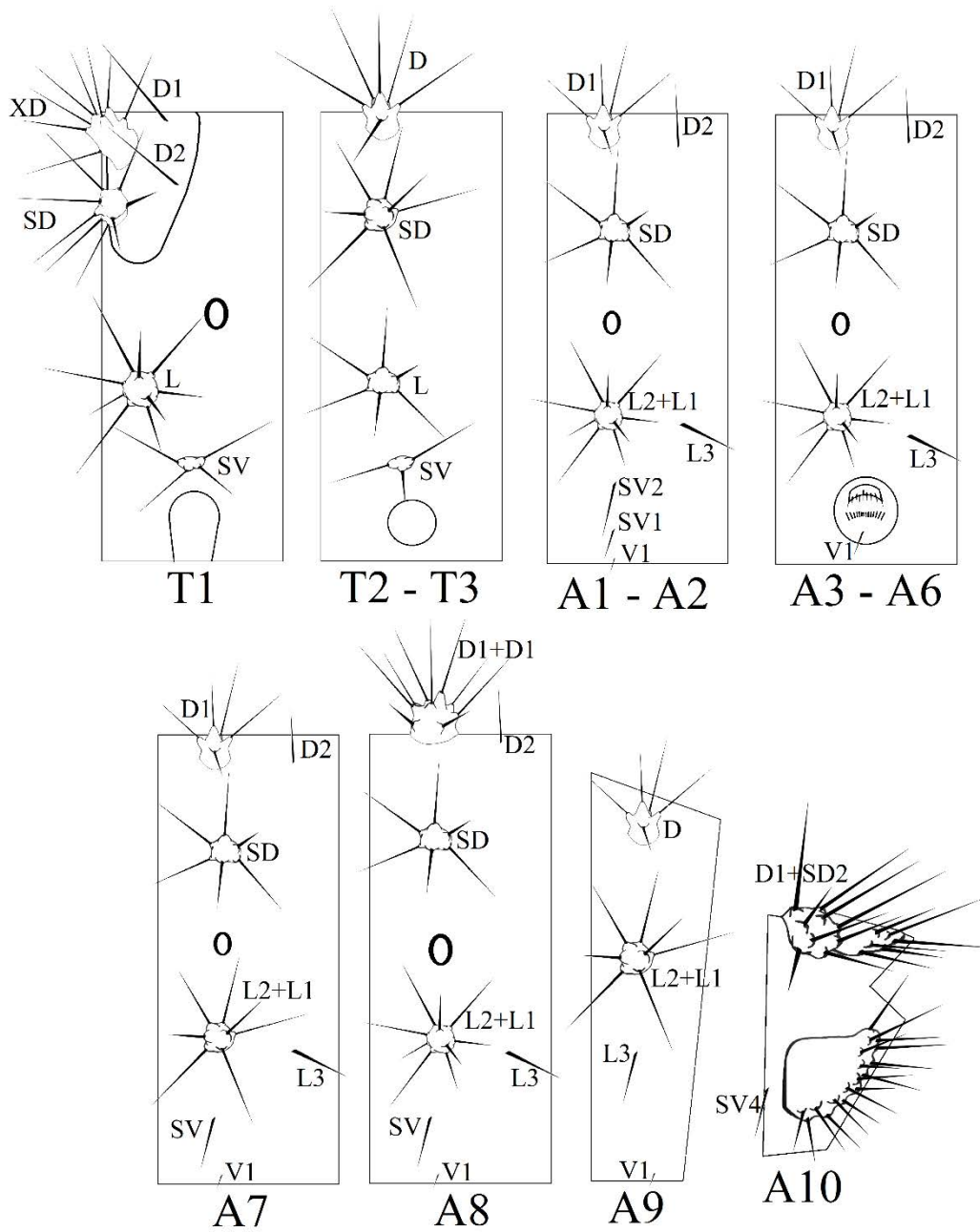
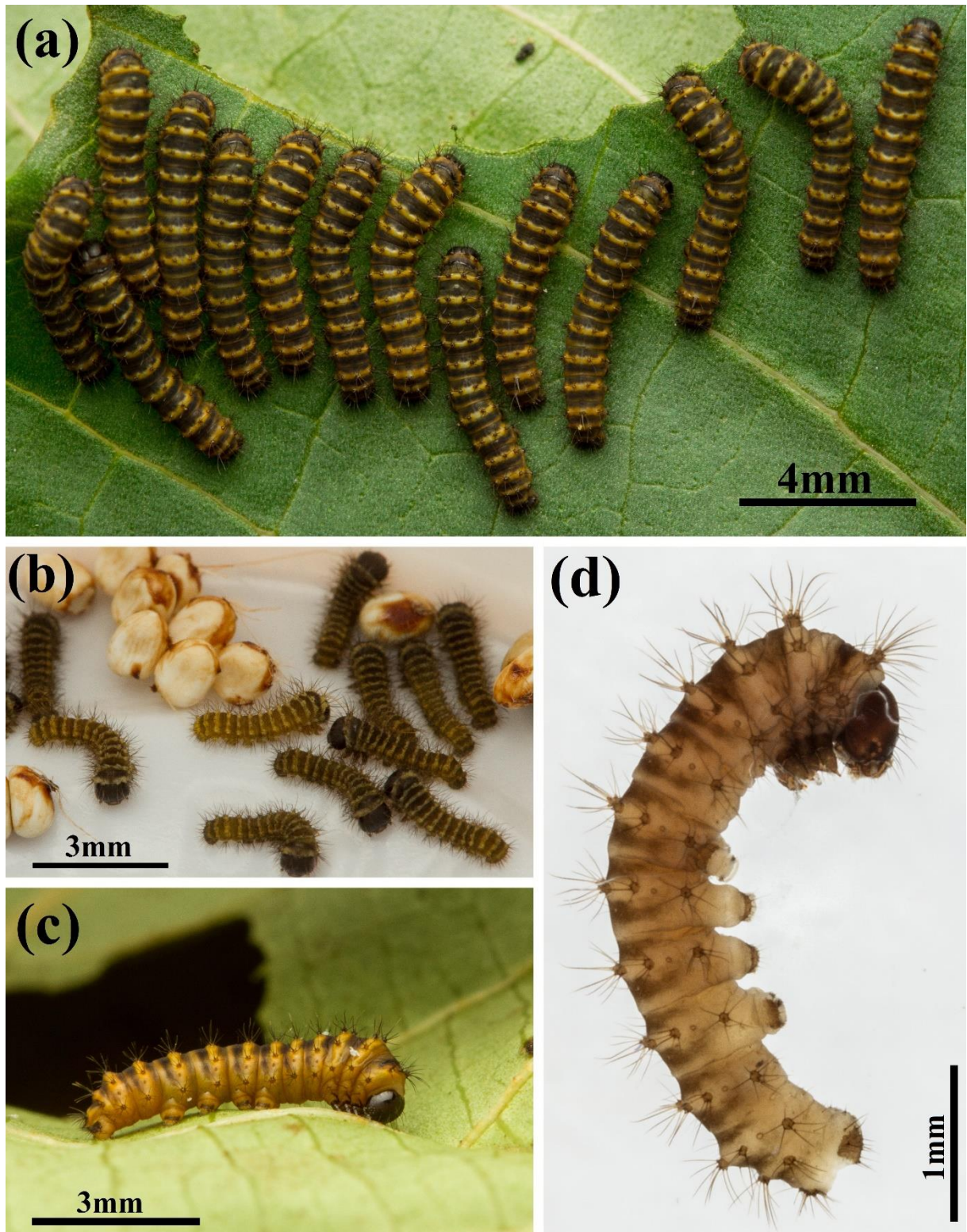


Figura 10: *Rothschildia arethusa*, primeiro instar larval: **(a)** comportamento gregário; **(b)** lagartas recém nascidas; **(c)** lagarta em pré-ecdise; **(d)** lagarta fixada em solução de Dietrich.



4.5.3 Segundo ínstar larval

Figura 11. Cabeça: completamente negra, lustrosa, arredondada, com 1,215 (DP: 0,110 n = 25) mm de largura, levemente rugosa, com cerdas subprimárias além das cerdas primárias, configuração das cerdas primárias é mantida.

Corpo: difere do ínstar anterior nos seguintes aspectos: comprimento de 5,79 mm a 8,14 mm (média = 7,33 mm) no início do ínstar e 9,49 mm a 14,37 mm (média = 11,69 mm) no fim. Faixas transversais negras e amarelas mais evidentes que no ínstar anterior; faixas negras um pouco mais largas que as amarelas e se tornam mais claras durante a pré-ecdise; faixas amarelas transversais alinham todos os escolos transversalmente ao eixo longitudinal do corpo da lagarta, são um pouco sinuosas lateralmente e os espiráculos, que agora têm caráter elipsoide mais acentuado, ficam na margem posterior da faixa, podendo ou não estar incluídos nela. Faixas são distalmente limitadas nos escolos L no tórax e L2+L1 no abdome, estendendo um pouco anteriormente para a base das pernas abdominais, exceto em A1, A2, A7 e eventualmente em A8, em que as faixas amarelas se tocam ventralmente, formando anéis. Há faixas amarelas também na borda posterior dos segmentos A1 a A7, paralelas à faixa que alinha os escolos e delimitadas da mesma maneira, mas não forma anéis como o primeiro caso. Em A7 tal faixa pode ser interrompida dorsalmente, formando duas faixas menores. Em alguns indivíduos, a face dorsal da base das pernas abdominais também é amarela e a face ventral amarelada; pernas abdominais de A10 com a borda anterior eventualmente amarela. Cerdas subprimárias aparecem sobre todo o corpo, mais curtas que as cerdas originalmente presentes no primeiro ínstar, com cerca de um quinto do tamanho das últimas, algumas um pouco maiores, se assemelhando muito às cerdas primárias simples e primitivas descritas no primeiro ínstar. Cerdas e escolos descritos no ínstar anterior se apresentam na mesma configuração. Cerdas primárias não aumentaram de tamanho da mesma forma que as cerdas presentes nos escolos, portanto a relação do tamanho entre essas cerdas é diferente, com as cerdas em escolos proporcionalmente mais longas.

Tórax: escolos um pouco menos proeminentes (especialmente XD e SD em T1) e cerdas proporcionalmente menores em relação à lagarta, embora quantitativamente maiores; faixa amarela da borda anterior placa cervical com uma extensão afinilada para trás, sobre a linha mediana longitudinal dorsal, atingindo cerca de metade da largura da placa; em T1, cerdas D1 e D2 não mais sobrepõem os escolos XD e SD pela redução do comprimento em relação ao

aumento da largura da placa cervical, além disso, D1 e D2 apontam mais para cima que para frente.

Abdome: mesmas modificações que no tórax: escolos menos salientes e cerdas primárias proporcionalmente mais reduzidas, D2 de A1 à A8 pouco distinguíveis das cerdas subprimárias. SV1 e SV2 de A1 e A2 ainda bem evidentes e de fácil distinção das cerdas subprimárias. Pernas abdominais com crochets uniordinais em mesossérie heteroidal, crochets mais longos nas extremidades; de A3 à A6: crochets de 14 a 16; em A10: crochets de 15 a 16.

Figura 11: *Rothschildia arethusa*, segundo ínstar larval: **(a)** comportamento gregário; **(b)** lagarta no primeiro dia pós ecdise; **(c)** lagarta em pré-ecdise.



4.5.4 Terceiro instar larval

Figura 12. Cabeça: completamente negra, lustrosa, levemente rugosa, arredondada, com 1,982 (DP: 0,122 n = 25) mm de largura.

Corpo: semelhante ao instar anterior, difere por: comprimento de 10,62 mm a 17,63 mm (média = 13,46 mm) no início do instar e 18,14 mm a 25,12 mm (média = 21,35 mm) no fim; faixas negras e amarelas ainda mais contrastantes; em alguns indivíduos, há predominância das faixas amarelas e base dorsal das pernas abdominais também amareladas. Escolos no geral um pouco menos proeminentes e menores; escolos D, SD e D1 geralmente com uma cerda apical um pouco mais longa que as demais do mesmo escolo; embora as cerdas em escolos sejam mais longas que no instar anterior, estas são menores proporcionalmente ao tamanho da lagarta. Cerdas primárias simples e primitivas semelhantes às subprimárias em geral. Espiráculos na margem posterior das faixas amarelas dos respectivos segmentos.

Tórax: escolos dos grupos D e SD de T2 e T3 com cerdas mais longas em relação a D1 e SD dos segmentos A1 a A7; T1 com escolos XD e SD menos proeminentes e menos delimitados, D1 e D2 de T1 ainda mais distantes de XD e SD; posterior à faixa amarela que alinha os escolos do mesotórax há, em alguns indivíduos, duas manchas amarelas, em posição mais ou menos alinhada com os escolos D do mesotórax.

Abdome: anéis amarelos de A7 e A8 comumente interrompidos no ventre; cerdas D2 de A1 a A8 praticamente indistinguíveis das cerdas subprimárias; cerdas SV1, SV2 e V1 de A1 e A2 ainda distinguíveis pela base esclerotizada um pouco maior que das cerdas subprimárias do entorno, além de que apenas V1 tem tamanho semelhante às subprimárias, SV1 e SV2 são maiores. Pernas abdominais com crochets biordinais em mesossérie heteroidal, com os crochets maiores nas extremidades. A série de crochets curtos é intercalada com a série de crochets longos; de A3 a A6: série longa de 16 a 19 e curta 13 a 17; em A10: série longa de 17 a 19 e curta de 13 a 16.

Figura 12: *Rothschildia arethusa*, terceiro ínstar larval: (a) dois dias após ecdise; (b) comportamento gregário; (c) lagarta em pré-ecdise.



4.5.5 Quarto ínstar larval

Figura 13. Cabeça: completamente negra, lustrosa, levemente rugosa, arredondada, com 3,050 (DP: 0,161 n = 25) mm de largura.

Corpo: semelhante ao ínstar anterior, difere por: comprimento de 18,36 mm a 36,75 mm (média = 24,75 mm) no início do ínstar e 25,69 mm a 39,62 mm (média = 35,80 mm) no fim; há redução acentuada dos escolos assim como, proporcionalmente, suas respectivas cerdas. Escolos limitam-se a pequenas saliências e constituem uma forma transicional para o escolo reduzido do ínstar seguinte, não há mais caráter de tubérculo estrelado; escolos L e L2+L1 mais proeminentes que os demais, que têm geralmente uma cerda principal e as demais reduzidas, sendo as reduzidas eventualmente do mesmo tamanho das cerdas subprimárias. Faixas amarelas um pouco mais estreitas que no ínstar anterior; cerdas subprimárias um pouco mais desenvolvidas, especialmente nas pernas abdominais. É comum que a faixa amarela de A7 e A8 que alinha os escolos seja desconexa ou ausente ventralmente e que em A1 e A2 as faixas sejam interrompidas no ventre. Faixas amarelas abdominais na borda posterior dos segmentos é mais clara, esbranquiçada; faixa amarela que alinha os escolos é branca ou esbranquiçada na região dos espiráculos.

Crochetes das pernas abdominais triordinais em mesossérie heteroidal, com os crochets mais longos nas extremidades; as três fileiras distintas são intercaladas e algumas de difícil classificação, se são médias, curtas ou longas; de A3 a A6 número de crochets entre 63 e 79 e em A10 crochets de 65 a 76 – em lagartas com menor número de crochets, a organização triordinal é muito sutil, sendo uma aparente transição de biordinal para triordinal.

Figura 13: *Rothschildia arethusa*, quarto ínstar larval: **(a)** lagarta em desenvolvimento médio; **(b)** lagarta durante a ecdise que dá início ao quarto ínstar; **(c)** lagarta em pré-ecdise.



4.5.6 Quinto ínstar larval

Figura 14. Cabeça: majoritariamente negra, lustrosa, levemente rugosa, arredondada, com 4,411 (DP: 0,263 n = 25) mm de largura; coberta por certas primárias, e subprimárias que são esbranquiçadas; clipeo avermelhado e anteclipeo acinzentado com estrias transversais ao maior eixo; fronte, adfronte e epicrânio negros com as respectivas suturas levemente esbranquiçadas; labro com entalhe raso e esbranquiçado na borda interna.

Corpo: difere do ínstar anterior nos seguintes aspectos: comprimento de 26,75 mm a 48,54 mm (média = 39,02 mm) no início do ínstar e 39,71 mm a 72,60 mm (média = 63,40 mm) no fim, isto é, antes do início da construção do casulo (as menores medidas do início e fim do ínstar são referentes ao espécime que atingiu 6 ínstars larvais). Todos os escolos são classificados como escolos reduzidos, sem saliências e eventualmente com redução do número de cerdas, apresentando assim apenas uma cicatriz do ponto de inserção original das cerdas constituintes do escolo; maior parte das cerdas primárias simples e primitivas indistinguíveis das cerdas subprimárias; grupos L e L2+L1 com cerdas um pouco mais longas que as subprimárias; demais escolos com cerdas mais curtas – a redução brusca do tamanho dos escolos é uma das características mais marcantes do último ínstar larval, tais escolos dificilmente são identificados a olho nu.

Faixas amarelas do ínstar anterior tornam-se laranja-avermelhadas com uma região esbranquiçada ao redor do espiráculo proporcionalmente menor em relação ao ínstar anterior; faixas da borda posterior dos segmentos A1 a A7 também alaranjadas, sendo em A1 e A6 comumente mais esguias e desconexas que as demais e em A7 a interrupção geralmente é maior, eventualmente reduzindo a faixa à apenas traços laterais no referido segmento; ventralmente as faixas de A7 e A8 raramente se encontram. Crochetes são triordinais em mesossérie heteroidal, a configuração é agora mais acentuada que no ínstar anterior; número de crochets de A3 a A6 de 71 a 77 e em A10 de 68 a 70.

Figura 14: *Rothschildia arethusa*, quinto ínstar larval: (a) lagarta em desenvolvimento máximo; (b) lagarta logo após ecdise; (c) posição defensiva; (d) detalhe da cápsula cefálica; (e) detalhe do par de manchas laranjas no metatórax.



4.5.7 Pupa

Comprimento, largura máxima e altura máxima são em média, respectivamente, 31,67 mm, 13,02 mm e 13,01 mm (n = 24). Aspecto geral muito simples; cilíndrico, com caráter que tende ao elipsoide nas extremidades; a partir do segmento abdominal A7 há um nítido afunilamento, com A10 arredondado no ápice; quase sem qualquer tipo de ornamentação; coloração varia do castanho claro ao castanho quase negro com as regiões intersegmentares abdominais nas regiões de articulação mais claras; aspecto fosco; ausência de cremaster; entre os apêndices (asas, antenas, maxilas e pernas) a cor é eventualmente avermelhada (Figura 15). A coloração geral se torna um pouco mais escura com a aproximação da data de emergência do imago, especialmente nas asas e em pupas mais claras; há cerdas cobrindo a pupa dorsalmente no protórax, mesotórax, metatórax e abdome e ventralmente no abdome, sendo as cerdas dorsais no mesotórax, metatórax e extremidade de A10 (região com maior adensamento de cerdas) as mais desenvolvidas, com cerca de 0,5 mm de comprimento, bastante rígidas. As demais cerdas são quase invisíveis a olho nu.

Na região cefálica, o ápice inferior é delimitado pelo encontro dos tarsos das pernas mesotorácicas com as antenas se estendendo até mais ou menos o começo do referido tarso; o labro tem forma mais ou menos trapezoidal com a base menor para baixo, as maxilas estão inseridas na base do labro e a base destas é dilatada, dando aspecto triangular; a distância da base inferior do labro ao ápice do tarso da perna mesotorácica é cerca de 3,5 vezes maior que o comprimento das maxilas; antenas com segmentação nítida e haste um pouco mais elevada que a região pectinada, sendo sutilmente mais larga nos machos, sem ornamentações, assim como os apêndices da mesma região; olhos divididos em olhos lustroso e olho esculpido, o olho lustroso é refletivo em forma de meia lua com o lado côncavo apontado para a antena do mesmo lado, o olho esculpido é fosco, com o lado convexo apontado para a linha mediana longitudinal ventral, sendo sua borda um pouco mais rugosa; pernas com segmentação muito nítidas na maioria dos indivíduos, sendo fácil distinguir seus componentes; pernas protorácicas mais largas e evidentes que as pernas mesotorácicas e posicionam-se entre estas últimas e a maxila (Figura 16c).

Tórax com espiráculo entre o protórax e mesotórax, este quase colapsado em alguns indivíduos, linha de sutura dorsal visível, mas quase imperceptível no metatórax. Asas anteriores delimitam a região cefálica e estendem-se até mais ou menos a metade de A4; asas posteriores sob as anteriores e visíveis somente na borda posterior da asa anterior, constituindo

uma faixa que parte de A3 e se estende até A4, mas visível em A1 próxima seu ponto de inserção no metatórax. No tórax não há cicatrizes de qualquer tipo.

Abdome possui espiráculos de A1 a A8, sendo os espiráculos de A1 sobrepostos pela asa posterior e em A8 não funcionais. A5 e A6 são segmentos livres e as articulações estão entre A4 e A5; A5 e A6; A6 e A7. Ventralmente pode ser possível notar as cicatrizes das pernas abdominais, nem sempre evidentes. O dimorfismo nas pupas é caracterizado também pela abertura genital dos machos presente somente em A9 em sua borda anterior e difere das fêmeas que têm essa estrutura constituída por ornamentos da borda posterior de A8 juntamente com ornamentos da borda anterior de A9, dando aspecto de um traço entre os dois segmentos (Figura 17). Em A10 é visível a abertura anal que lateralmente possui regiões levemente salientes com algumas estrias longitudinais.

Figura 15: *Rothschildia arethusa* em estágio de pupa: (a) vista ventral; (b) vista lateral; (c) vista dorsal; aa – asa anterior; ap – asa posterior; A1 – A10 – segmentos abdominais na referida sequência; sp – espiráculo; pt – protórax; ms – mesotórax; mt – metatórax.

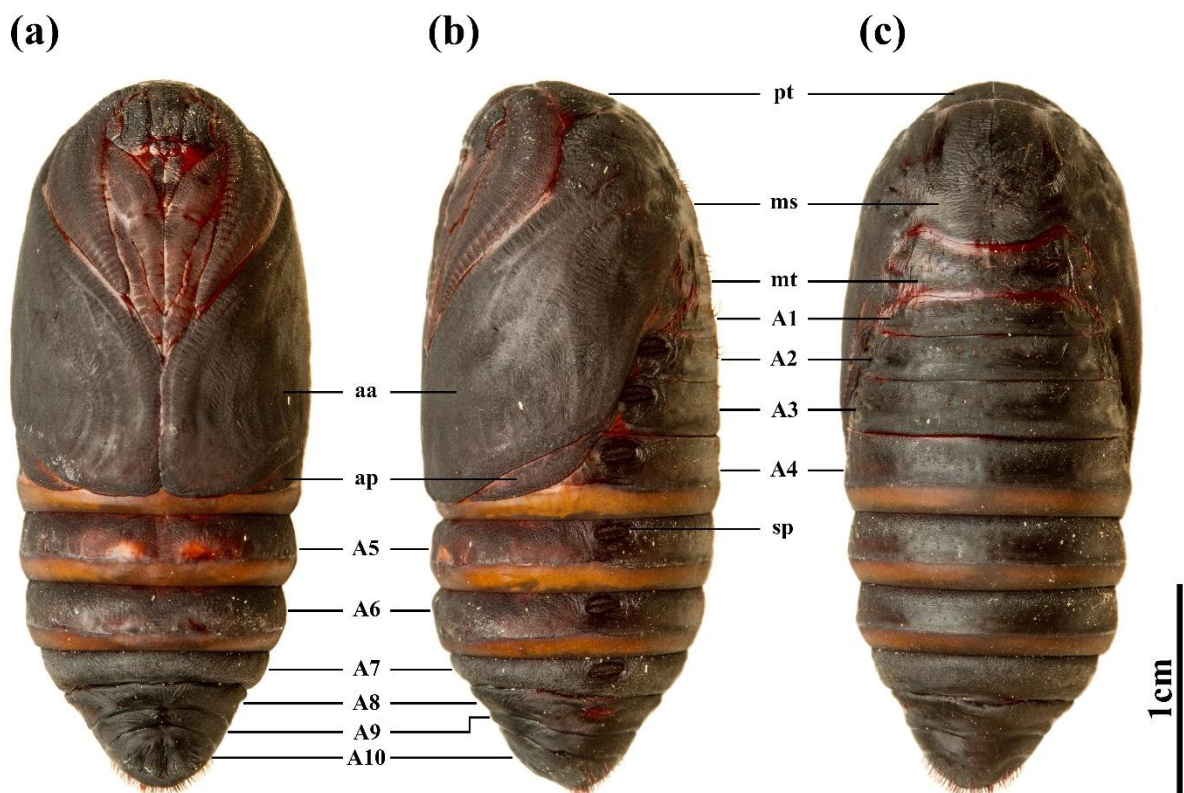
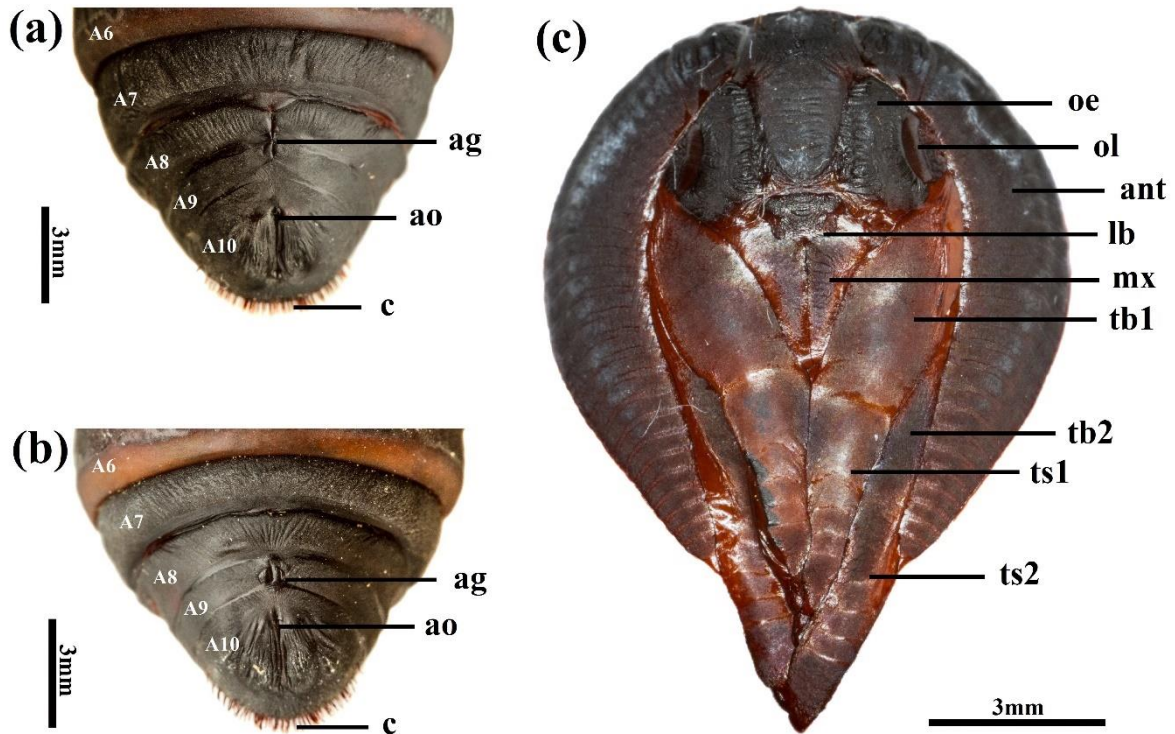


Figura 16: *Rothschildia arethusa* em estágio de pupa: (a) extremidade ventral do abdome de uma fêmea; (b) extremidade ventral do abdome de um macho; (c) detalhe da região cefálica; ag – abertura genital; ao – abertura anal; c – cerdas; ant – antena; lb – labro; mx – maxila; oe olho esculpido (adaptado de “sculptured eye”, MOSHER, 1916b); ol – olha lustroso (adaptado de “glazed eye”, MOSHER, 1916); tb1 – tíbia da perna protorácica; tb2 – tíbia da perna mesotorácica; ts1 – tarso da perna protorácica; ts2 – tarso da perna mesotorácica; A6 a A10 – segmentos abdominais na referida sequência.



4.6 Notas sobre o desenvolvimento em cativeiro

Os ovos foram postos individualmente ou em grupos de até cerca de 60 ovos empilhados. As larvas levaram entre 7 e 9 dias para a eclosão após a postura dos ovos; dentre as lagartas que tiveram todo o ciclo acompanhado neste estudo, metade dos indivíduos levou 7 dias para a eclosão e a outra metade levou 8 dias (20:20).

Durante a eclosão, as lagartas de primeiro ínstar comeram região suficiente do cório do ovo para que pudessem eclodir. Após a eclosão, as lagartas abandonavam completamente o ovo do qual eclodiram e não mais se alimentavam do cório (Figura 17). Geralmente permaneciam próximas ao local de nascimento para expansão dos escolos e enrijecimento da cutícula (as

lagartas nasciam amareladas e ficavam mais escuras com o enrijecimento). A alimentação com folhas de mamoneira se iniciou no primeiro dia de vida, sendo o período de atividade e consumo das folhas majoritariamente à noite. Pausas extensas (15 horas ou mais) na alimentação ocorriam somente no período de pré-ecdise.

Durante todo o desenvolvimento das lagartas, além da seda secretada por indivíduos de último instar larval para a construção do casulo, esta foi utilizada somente para a construção de um tosco tapete de seda ao qual as lagartas se fixavam no período de pré-ecdise; ali permaneciam até a conclusão da muda (Figura 18b), onde a exúvia continuava aderida. A pré-ecdise também era evidenciada pela nova cápsula cefálica aparente, visível sob a antiga cutícula, entre o escudo cervical e a cápsula cefálica a ser descartada (Figura 18a); a estrutura não é perceptível antes desse momento.

Em alguns casos, do primeiro ao terceiro instar larval, não foi possível determinar o período de pré-ecdise em função de sua rápida duração, menor que 24 horas (menor que o intervalo entre as observações dos espécimes) e nesses casos, a ecdise era constatada pela exúvia e cápsula cefálica abandonadas pela lagarta. Já a duração do período de pré-ecdise de alguns indivíduos do quarto instar larval e do único caso de pré-ecdise do quinto instar para o sexto instar larval perdurou por dois dias. Em todos os casos, após a ecdise, as lagartas abandonavam a exúvia e não se alimentavam dela.

Em todos os instares larvais, como estratégia de defesa, os indivíduos regurgitavam parte do que fora consumido sempre que perturbados (exceto quando em pré-ecdise). Tal comportamento só cessava com a aproximação do período de construção do casulo, em que as lagartas não mais se alimentavam. Quando em repouso, as lagartas permaneciam sobre a folha alimento ou sobre a parede do recipiente em que estavam e apresentavam enorme aderência em função da presença de crochets das pernas abdominais, desenvolvidos e firmemente presos ao substrato; exigiam cautela no momento da troca de folhas para que não fossem feridas.

O desenvolvimento larval total (até a ecdise que originava a pupa) levou em média 25,3 dias (variando de 24 a 29 dias) e de, em média, 19,6 dias (variando de 18 a 23 dias) durante o período de nutrição - compreendido entre a eclosão das lagartas e a descarga intestinal final (hábito que precedia o início da construção do casulo e delimitava o fim do período de alimentação). Dada a duração de cada instar, em média: 4,7 dias para o primeiro instar (de 4 a 6 dias); 3,7 dias para o segundo instar (de 3 a 4 dias); 2,9 dias para o terceiro instar (de 2 a

quatro dias); 3,3 para o quarto ínstar (de 3 a 4 dias); 10,3 para o quinto ínstar (de 4 a 12 dias, sendo 4 dias a duração deste ínstar para a lagarta que atingiu 6 ínstares larvais) e 10 dias de sexto ínstar para o único indivíduo que apresentou 6 ínstares larvais (vide Tabela 1, com dados sobre o período de todo o desenvolvimento pré-imaginal). O tempo de duração de cada ínstar foi calculado somente para indivíduos que concluíram as respectivas fases, descrito no período entre ecdises (mudança de ínstar larval, pupação ou emergência do adulto), portanto, indivíduos que tiveram desenvolvimento interrompido não forneceram dados consistentes referentes à duração do ínstar. A mortalidade no primeiro ínstar para o grupo em que os indivíduos foram mantidos individualmente (n = 30) foi de 16,7% (5 mortes) e de 4% no quinto ínstar (1 morte), nos demais ínstares não houve mortes, viabilidade das pupas também foi de 100%. Para as lagartas do experimento gregário (n = 10), a viabilidade foi de 100% durante todo o desenvolvimento.

Após a descarga intestinal (Figura 19), as lagartas vagavam pelo recipiente em busca de um local adequado para tecer o casulo, e o faziam com restos de folhas e papel. O casulo inicialmente começava a ser construído pelo pedúnculo (com tamanho variável, de 1 a 10 cm), que eventualmente circundava folhas ou ramos para melhor fixação e também por fios de seda acessórios, utilizados para moldar o substrato (curvar a folha de maneira adequada) e como apoio da seda constituinte do casulo. Concluído o pedúnculo, a lagartas se posicionavam na extremidade para tecer os casulos, que eram concluídos entre 2 e 3 dias; nesse processo as lagartas liberavam um líquido esbranquiçado que, eventualmente, junto à descarga intestinal, atrapalhava a confecção dos casulos no pote plástico porque tal substância não secava e impedia a aderência da seda no substrato, portanto a utilização de papel toalha fez-se necessária para absorver o excesso de líquido e possibilitar a construção adequada do casulo.

O casulo completo tem formato elipsoide e a coloração varia do marrom claro, levemente prateado ao marrom escuro, quase negro (Figura 20) - sempre possuía uma das extremidades com fios de seda paralelos, esparsos e paralelos ao eixo maior do casulo, desta forma, tal extremidade constituía uma saída, que era mais flexível e destinada à emergência dos imagos; em todos os casos, as pupas eram orientadas com a cabeça (porção anterior) voltada para a referida extremidade, de forma a facilitar a emergência das mariposas. As demais regiões do casulo eram rígidas e resistentes.

Logo após a pupação, as pupas eram amarelas e se tornavam marrons após a esclerotização, sendo que o tom de marrom variou do castanho claro ao marrom escuro, quase

negro. Após a esclerotização das pupas no casulo, estas frequentemente exibiam comportamento agitado; giravam rapidamente a região articulada do abdome, provocando agitação do casulo e produzindo um som semelhante a um chocalho, possivelmente como uma forma de evitar o ataque de parasitoides - uma vez que, ao girar dentro do casulo, as pupas provavelmente devem dificultar a oviposição de alguns Hymenoptera parasitoides. O peso das pupas variou de acordo com o sexo, sendo em média 3,438 ($n = 11$ DP = 0,298) g para as fêmeas e 2,539 ($n = 13$ DP = 0,335) g para machos e a duração desse estágio foi em média, para machos e fêmeas respectivamente 21,7 ($n = 13$ DP = 2,35) dias e 21,9 ($n = 11$ DP = 0,54) dias. Aparentemente, o peso da pupa também relaciona-se com a envergadura do imago (proporcional ao comprimento da asa anterior) e esta relação varia em função do sexo (Figura 21), sendo a média do comprimento da asa anterior, para machos e fêmeas, respectivamente 55,68 ($n = 13$ DP = 3,62) mm e 61,66 ($n = 11$ DP = 2,91) mm. Provavelmente porque além de um peso estrutural básico, as fêmeas carregam ovos e este peso extra é contido no abdome, sem relação com as asas. Os indivíduos do experimento gregário apresentaram média do comprimento da asa anterior um pouco menor que os indivíduos que foram mantidos isolados, sendo esta média, para machos e fêmeas respectivamente de 49,74 ($n = 4$ DP = 5,75) mm e 55,19 ($n = 6$ DP = 1,39) mm. A proporção total de machos e fêmeas obtidos no presente estudo foi de 17:17.

Tabela 1: Duração dos estágios imaturos de *Rothschildia arethusa*; L1 – L6 referentes aos instares larvais de 1 a 6.

	N	duração (dias)			
		média	mínimo	máximo	±DP
ovo	30	7,67	7	8	0,48
L1	25	4,72	4	6	1,29
L2	25	3,72	3	4	0,46
L3	25	2,92	2	4	0,4
L4	25	3,28	3	4	0,46
L5	23	10,25	4	12	3,45
L6	1	10			
pupa	24	21,83	20	29	1,74
ciclo completo	24	54,67	51	65	2,71

Figura 17: Imaturos de *Rothschildia arethusa*: **(a)** larva de primeiro instar recém-nascida; **(b)** larva de primeiro instar alimentando-se do cório do ovo para possibilitar a sua eclosão; **(c)** ovos vazios, já abandonados pelas lagartas.

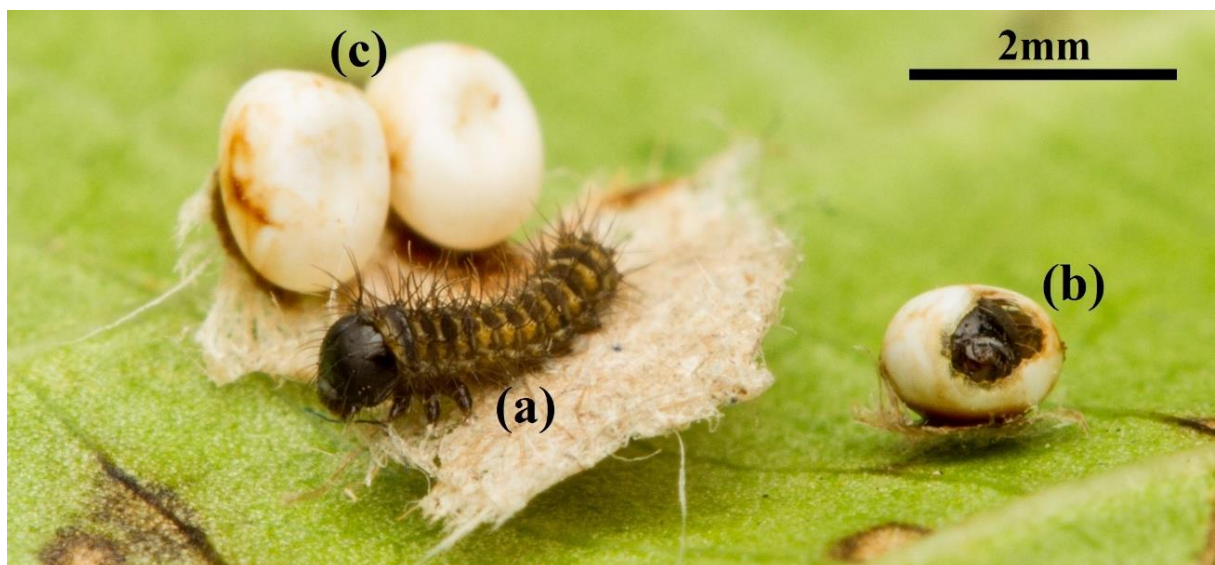


Figura 18: *Rothschildia arethusa*, terceiro instar larval, pré-ecdise: **(a)** nova cápsula cefálica evidente sob epiderme; **(b)** seda utilizada para fixação durante pré-ecdise.

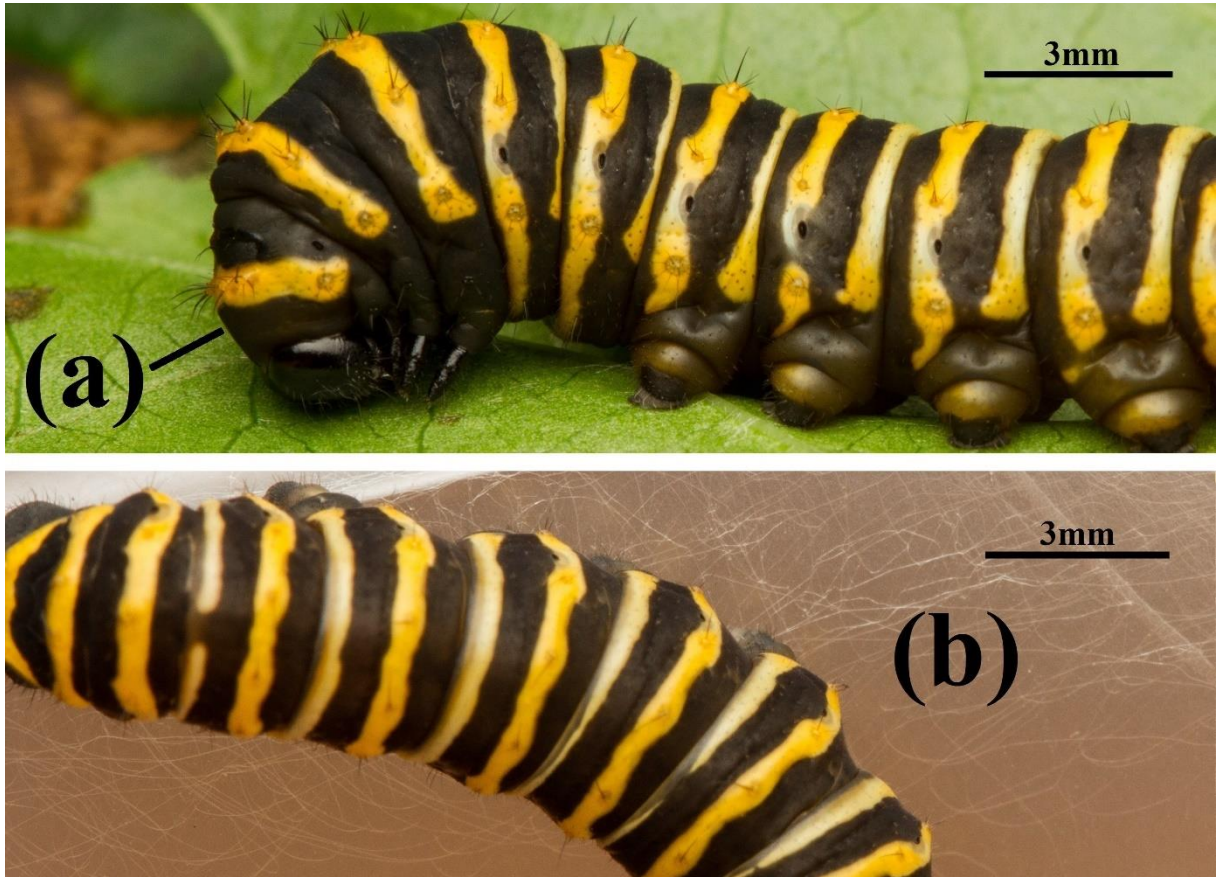


Figura 19: *Rothschildia arethusa* em quinto ínstar larval: **(a)** lagarta em quinto ínstar; **(b)** descarga intestinal.

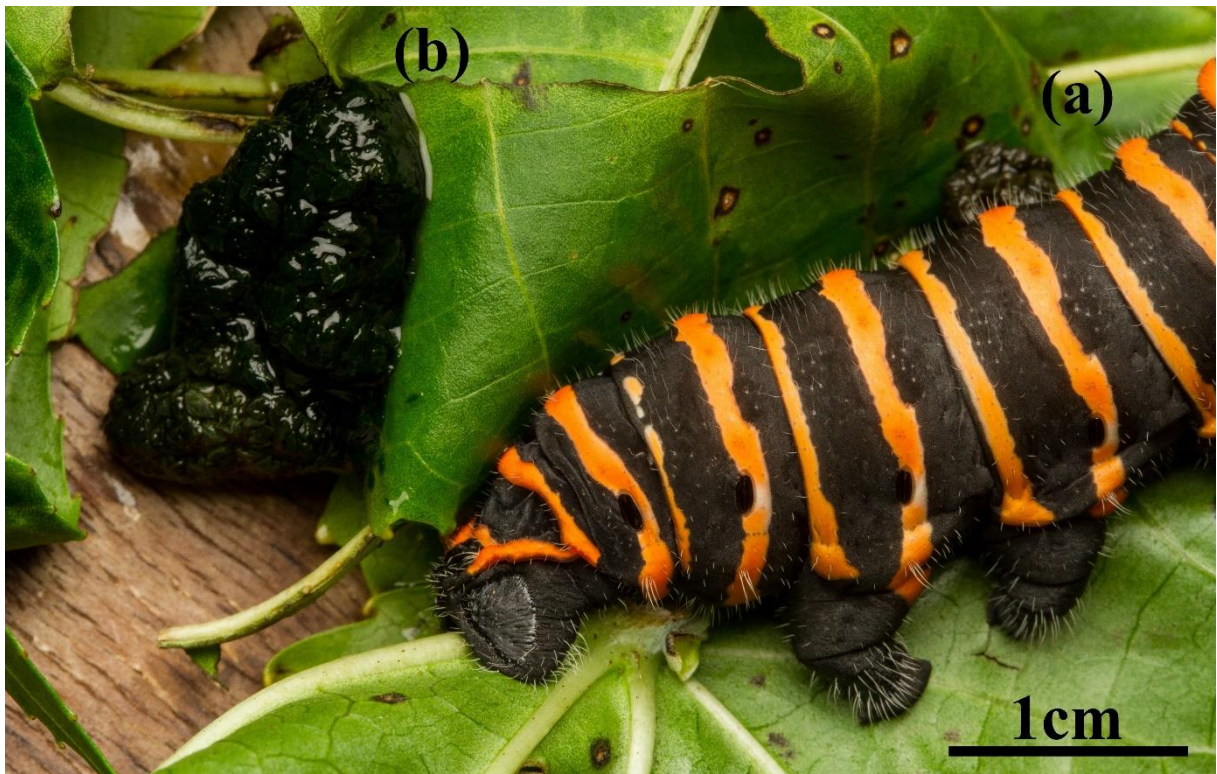
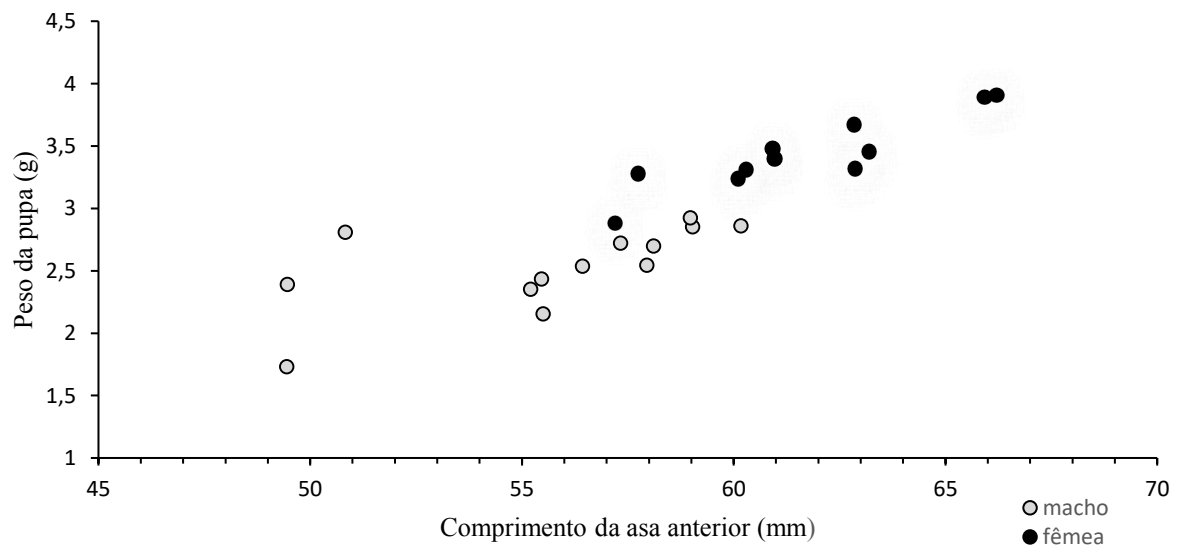


Figura 20: Variação de tons de cores dos casulos *Rothschildia arethusa*.



Figura 21: Comprimento da asa anterior de *Rothschildia arethusa* em função do peso da pupa para machos e fêmeas



5. DISCUSSÃO

Em campo, as lagartas completamente expostas e desprovidas de qualquer forma de camuflagem possivelmente indicam uma forma de defesa distinta; o fato levanta uma hipótese em especial; é possível que larvas de *Rothschildia arethusia* sejam uma forma mimética batesiana do modelo apresentado por *Pseudosphinx tetrio* (Sphingidae), que são lagartas negras com listras verdes amareladas - também ocorrem em grande número em sua planta hospedeira e são tóxicas, impalatáveis, que justificaria uma forma mimética relacionada; também é possível que seja uma forma de mimetismo mulleriano, em que *R. arethusia* também é uma espécie tóxica. Estudos futuros são necessários para esclarecer o assunto. Drechsel (2015) também levanta a possibilidade de impalatabilidade e/ou toxicidade das lagartas de outra espécie de *Rothschildia*, no Paraguai (*R. schreiteriana*), em função do desprezo das lagartas pelos predadores e pela presença de toxinas na planta alimento.

Todas as fêmeas colocadas no viveiro junto à machos para que copulassem o fizeram entre o segundo e quarto dia como imagos, mas nunca na noite do mesmo dia em que emergiram - diferente do que foi relatado por outros autores para outras espécies de Saturniidae, inclusive pertencentes ao gênero *Rothschildia*; Janzen (1984) relata a ocorrência de cópula na mesma noite de emergência para *Rothschildia erycina* e *R. lebeau*, além de outras espécies pertencentes à mesma família.

Waldbauer & Sternburg (1979) observaram imobilidade nas fêmeas de *Hyalophora cecropia* sobre os casulos dos quais emergiram até que copulassem, só após a separação dos casais as fêmeas alçavam voo - isso difere dos resultados aqui encontrados, em que todas as fêmeas virgens alçavam voo ao anoitecer ou na madrugada (entre 3:00h e 4:00h) da noite em que emergiram ou na noite seguinte, isso pode ter a ver com o fato de ser uma espécie gregária nos primeiros ínstar e a proximidade com indivíduos geneticamente parecidos aumenta a chance de cópulas consanguíneas, então seria uma estratégia para driblar a consanguinidade. Em contrapartida, D'Almeida (1957) mostra um resultado diferente para *R. arethusia* ao relatar cópula de um casal que teve início na noite em que emergiram e durou até às 9:30h do dia seguinte, período muito mais curto que o observado no presente trabalho e cópula com início na mesma noite de emergência dos imagos.

Urban & Oliveira (1972) relatam mais de uma cópula realizada por um mesmo casal de *Rothschildia jacobaeae*. Janzen (1984) relata cópula única como característica de todas as mariposas da mesma família em seu estudo (incluindo *Rothschildia erycina* e *R. lebeau*), não foi possível comparar esses dados com os do presente estudo, em função do isolamento das fêmeas após a primeira cópula.

Os dados referentes à biologia de *R. arethusa* aqui obtidos são bastante semelhantes e condizem com os relatados por D'Almeida (1957), algumas das diferenças estavam somente relacionadas ao período de emergência dos adultos, que neste estudo abrangeu um período mais extenso que o observado por D'Almeida, que relata tal período com extensão até 20:30h. Além disso, embora ainda na mesma faixa de variação aqui observada, D'Almeida relata lagartas maiores para seus referidos ínstares, o que pode estar relacionado ao fato de que as medidas daqui foram feitas com lagartas em repouso, portanto, não estavam em sua máxima extensão, podendo uma larva de 65 mm ultrapassar os 80 mm quando completamente esticada, isso pode justificar os dados apresentados por D'Almeida. O tempo de duração do ciclo de vida (postura do ovo à emergência do imago) também são muito semelhantes, inclusive foi o tempo médio de desenvolvimento mais curto das espécies de *Rothschildia* aqui analisadas e também entre Saturniidae em geral, com poucas espécies de ciclo mais curto, sendo uma delas *Psilopygida crispula* (ZARCO et al., 2015). Algumas diferenças também foram observadas a partir do que foi registrado por Zamith & Mariconi (1962) em relação período na forma de pupa, sendo em média mais longo e com algumas em estado de diapausa, chegando até a 433 dias.

Copaxa joinvillea, *Bunaeopsis licharbas* e *Rothschildia zacateca* tiveram sua quetotaxia esquematizada, respectivamente, por Casagrande & Mielke (1985), Rougerie & Estradel (2008) e Amarillo & Wolfe (1997); *R. arethusa* apresenta semelhanças com as três espécies de Saturniinae citadas, mas varia principalmente em função do número de cerdas de cada escolo e o posicionamento de alguns, além da coloração, bastante distinta em todos os ínstares larvais. Rougerie & Estradel (2008) referem-se aos escolos e cerdas laterais de A1 a A8 como L1 e L2; as mesmas estruturas homólogas foram aqui referidas como L2+L1 e L3 porque desta forma os escolos estão de melhor acordo com a configuração de cerdas utilizada em Stehr (1987). A pupa de *R. arethusa* difere significativamente da pupa de *R. jacobaeae* (URBAN & OLIVEIRA, 1972) em relação à posição das cerdas, como o afunilamento e concentração de cerdas no ápice de A10 na segunda, e quase ausência completa de ornamentações na primeira.

As diferenças encontradas no comprimento da asa anterior entre os espécimes mantidos individualmente e os de experimento gregário pode ter ocorrido em função da manutenção das lagartas do experimento gregário juntas depois do início de L4, considerando que, a partir disso, no campo, os indivíduos foram encontrados dispersos, portanto sua concentração não natural talvez possa estressar as lagartas de forma que sua alimentação seja limitada/dificultada até certo ponto, e isso se reflete no tamanho, envergadura, dos imagos; embora todos fossem saudáveis.

7. CONCLUSÃO

Mariposas do gênero *Rothschildia* têm muito pouco material já publicado relacionado ao seu desenvolvimento imaturo, o que a princípio é um obstáculo para estabelecer comparações entre diferentes espécies. No entanto, a partir desses estudos, é possível encontrar e descrever diversos caracteres muito específicos e particulares, que têm grande importância taxonômica, e isso é muito relevante pois algumas espécies deste gênero são quase crípticas, mas seus estágios imaturos refletem diferenças geralmente mais acentuadas; infelizmente esses estágios estão registrados ainda, em sua maioria, de modo informal. Trabalhos de redescrição dos estágios imaturos para outras espécies da subfamília Saturniinae também são muito importantes, considerando que dentre as espécies brasileiras, os últimos estudos dessa natureza já são muito antigos e escassos.

Estudos futuros sobre *R. arethusa* são de grande valia para esclarecer algumas questões, principalmente ecológicas, visto que seu comportamento diverge significativamente de outras espécies, em especial sobre a dispersão das fêmeas antes da cópula, que é um comportamento pouco comum em Saturniidae.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBERTONI, F. F.; DUARTE, M. Immature stages of *Adeloneivaia fallax* (Lepidoptera: Saturniidae). **Florida Entomologist**, v. 98, n. 1, p. 178-185, 2015.

AMARILLO, A. R.; WOLFE K. L. 1997. Descripción del ciclo de vida y ampliación de ámbito de *Rothschildia zacateca* (Lepidoptera: Saturniidae). **Tropical Lepidoptera**. 8:71–74.

BATISTA, T. F. V.; LUNZ, A. M.; ROSÁRIO, V. S. V.; LEMOS, L. J. U.; PROVENZANO, R. S.; MONTEIRO, E. S. 2012. Biological and morphometric aspects of *Syssphinx molina* (Cramer) (Lepidoptera: Saturniidae), a defoliator of parica tree. **Acta Amazonica**, v. 43, n. 2.

BLEICHER, E.; MELO, Q. M. S. 1996. **Artrópodes associados ao cajueiro no Brasil**. EMBRAPA-CNPAT.

BUTT, B. A.; CANTU, E. 1962. Sex determination of lepidopterous pupae. **U.S. Dep. Agric.-Agric. Res. Serv. Rep.** 33-75: 1Ð7.

CAMARGO, A. J. A.; BECKER, V. O. 1999. Saturniidae (Lepidoptera) from the Brazilian Cerrado: composition and biogeographic relationships. **Biotropica** 31, 696-705.

CASAGRANDE, M. M.; MIELKE, O. H. H. 1985. Biologia e estágios imaturos de *Copaxa joinvillea* Schaus. (Lepidoptera - Saturniidae - Saturniinae). **Acta Biológica Paranaense**, v.14 ns.(1, 2, 3, 4), p.181-191.

D'ALMEIDA, R. F. 1957. Breves notas sobre o gênero *Rothschildia* Grote, 1987 (LEPIDOPTERA: Saturniidae). **Bol. Mus. Nac.**, Rio de Janeiro, 171: 1-47, 5 figs.

DEML, R.; DETTNER, K. 2002. Morphology and classification of larval scoli of Saturniinae and Hemileucinae (Lepidoptera: Saturniidae). **Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research**, v. 40, n. 2, p. 82-91.

DIAS FILHO, M. N. 1975. **Contribuição à biologia e morfologia de *Citheronia laocoon* (Cramer, 1777) (Lepidoptera, Adelocephalidae)**. São Carlos, Universidade Federal, 327p.

DIAS, M. M. 2006. **Insetos Imaturos. Metamorfose e Identificação**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 175 - 204.

DRECHSEL, U. 2015. Notes on the biology and distribution of *Rothschildia schreiteriana* Breyer & Orfila, 1945 in Paraguay (Lepidoptera: Saturniidae). **Paraguay Biodiversidad**, 2(9) 39-42.

DUARTE, M.; MARCONATO, G.; SPECHT, A.; CASAGRANDE, M. M. Lepidoptera. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos, 2012. p. 625-682.

FAVRETTO, M. A. 2012. Borboletas e Mariposas (Insecta: Lepidoptera) do Município de Joaçaba, Estado de Santa Catarina, Brasil. **EntomoBrasilis**, 5(2), 167-169.

FAVRETTO, M. A.; DOS SANTOS, E. B.; GEUSTER, C. J. 2013. Entomofauna do oeste do estado de Santa Catarina, Sul do Brasil. **EntomoBrasilis**, 6(1), 42-63.

FURTADO, E. 2001. *Copiopteryx semiramis* (Cramer): notas suplementares à sua biologia (Lepidoptera, Saturniidae, Arsenurinae). **Revista Brasileira de Zoologia**, 18: 637-640.

FURTADO, E. 2004. *Almeidaia aidaae* Mielke & Casagrande: seus estágios imaturos e notas taxonômicas (Lepidoptera, Saturniidae, Arsenurinae, Almeidaiini). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 21, n. 3, p. 663-669.

FURTADO, E.; LEMAIRE, C. 1999. The biology and immature stages of *Automeris granulosa* (Lepidoptera: Saturniidae: Hemileucinae). **Tropical Lepidoptera**, Gainesville, 10 (1): 27-29.

GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA J. R. P.; ZUCCHI R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.;

MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. 2002. **Entomologia agrícola**. Piracicaba, FEALQ, 920p.

JANZEN, D. H. 1984. Two ways to be a tropical big moth: Santa Rosa saturniids and sphingids. **Oxford surveys in evolutionary biology**, 1(85), 140.

LEMAIRE, C. 1978. **Les Attacidae Américains. The Attacidae of America (= Saturniidae). Attacinae**. C. Lemaire, Neuilly-sur-Seine.

MARINONI, R. C.; DUTRA, R. R. C.; CASAGRANDE, M. M. 1997. Levantamento da fauna entomológica no Estado do Paraná. III. Saturniidae (Lepidoptera). **Revista Brasileira de Zoologia** 14: 473–495.

MILLER, T. A.; HIGHFILL, J. W.; COOPER, W. J. 1982. Relationships between pupal size and sex in giant silkworm moths (Saturniidae). **Journal of the Lepidopterists' Society**, v. 36, p. 207-216.

MIRANDA, A. V.; E SILVA, M. A.; MIELKE, C. G. C.; CERRI, D.; FELIX, M.; COSTA, J. 2015. The Saturniidae (Lepidoptera) deposited in the Entomological Collection of the Oswaldo Cruz Institute, Oswaldo Cruz Foundation, Rio de Janeiro, Brazil, with geographic and taxonomic notes. **Nachrichten des entomologischen Vereins Apollo**, Frankfurt am Main, N.F. 36 (2/3): 136–147.

MOSHER, E. 1916a. The classification of the pupae of the Saturniidae. **Annals of the Entomological Society of America** 9(2): 136–158.

MOSHER, E. 1916b. A classification of Lepidoptera based on characters of the pupa. **Bulletin of the Illinois Laboratory of Natural History** 12(2): 1–165.

NUNES, F. G.; PRESTES, A. S.; CORSEUIL, E. 2004. Mariposas do gênero *Rothschildia* (Lepidoptera, Saturniidae) registradas para o Rio Grande do Sul, Brasil. **Biociências**, Porto Alegre, 12 (1): 31-36.

OLIVEIRA, B. D. L.; URBAN, D. 1987. Contribuição ao conhecimento da biologia de *Rothschildia hesperus betis* (Lepidoptera, Saturniidae). **Acta Biológica Paranaense**, Curitiba, 16 (1,2,3,4,): 67-76.

PEASE, R. W. 1960. A study of first instar larvae of the Saturniidae, with special reference to Nearctic genera. **Journal of the Lepidopterist's Society**, v. 14, n. 2, p. 89-111.

REDDY, N.; YANG, Y. 2010. Morphology and tensile properties of silk fibers produced by uncommon Saturniidae. **International Journal of Biological Macromolecules** 46 (2010) 419–424.

ROUGERIE, R.; ESTRADEL, Y. 2008. Morphology of the preimaginal stages of the African emperor moth *Bunaeopsis licharbas* (Maassen and Weyding): phylogenetically informative characters within the Saturniinae (Lepidoptera: Saturniidae). **Journal of morphology**, v. 269, n. 2, p. 207-232.

ST. LAURENT R. A.; MIELKE C. G. C.; NAUMANN, S. 2015. Notes on the genus *Eacles* Hübner, [1819] in Brazil with descriptions of the females of *Eacles bertrandi* Lemaire, 1981 and *Eacles mayi* Schaus, 1905 (Lepidoptera: Saturniidae, Ceratocampinae). **Nachrichten des entomologischen Vereins Apollo**, Frankfurt am Main, N.F. 36 (4): 196-207.

STEHR, F. W. 1987. **Immature insects, Vol. 1**. 754 pp. Kendall/Hunt Dubuque, Iowa.

URBAN, D.; OLIVEIRA, B. D. L. 1972. Contribuição ao conhecimento da biologia de *Rothschildia jacobaeae* (Lepidoptera, Saturniidae). **Acta Biológica Paranaense**, 1: 35-49.

VAN EMDEN, F. I. 1957. The taxonomic significance of the characters of immature insects. **Annual Review of Entomology**, v. 2, n. 1, p. 91-106.

VAN NIEUKERKEN, E. J.; KAILA, L.; KITCHING, I. J.; KRISTENSEN, N. P.; LEES, D. C.; MINET, J.; MITTER, C.; MUTANEN, M.; REGIER, J. C.; SIMONSEN, T. J.; WAHLBERG, N.; YEN, S. -H.; ZAHIRI, R.; ADAMSKI, D.; BAIXERAS. J.; BARTSCH, D.; BENGTTSSON, B. Å.; BROWN, J. W.; BUCHELI, S. R.; DAVIS, D. R.; DE PRINS, J.; DE PRINS, W.; EPSTEIN, M. E.; GENTILI-POOLE, P.; GIELIS, C.; HÄTTENSCHWILER, P.;

HAUSMANN, A.; HOLLOWAY, J. D.; KALLIES, A.; KARSHOLT, O.; KAWAHARA, A. Y.; KOSTER, S. J. C.; KOZLOV, M. V.; LAFONTAINE, J. D.; LAMAS, G.; LANDRY, J. – F.; LEE, S.; NUSS, M.; PARK, K. –T.; PENZ, C.; ROTA, J.; SCHINTLMEISTER, A.; SCHMIDT, B. C.; SOHN, J. –C.; SOLIS, M. A.; TARMANN, G. M.; WARREN, A. D.; WELLER, S.; YAKOVLEV, R. V.; ZOLOTUHIN, V. V.; ZWICK, A. 2011. Order Lepidoptera Linnaeus, 1758, pp. 212–221 In Zhang Z–Q. [ed.], Animal biodiversity: an outline of higher–level classification and survey of taxonomic richness. **Zootaxa** 3148: 237pp.

WALDBAUER, G. P.; STERNBURG, J. G. 1979. Inbreeding depression and a behavioral mechanism for its avoidance in *Hyalophora cecropia*. **American Midland Naturalist**, 204–208.

WOLFE, K. L.; BÉNÉLUZ, F. 1997. *Copiopteryx jehovah* and its immature stages (Lepidoptera: Satumiidae: Arsenurinae). **Tropical Lepidoptera**, 8 (2): 67-70.

WOLFE, K. L.; PEIGLER, R. S. 1993. Life history of *Anisota dissimilis*. **Tropical Lepidoptera**, 4(2), 143-145.

ZAMITH, A. P.; MARICONI, F. A. 1962. Contribuição para o conhecimento do lepidóptero saturnídeo *Rothschildia arethusa* (Walker, 1855). **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, 19, 389-396.

ZARCO, A.; ZAPATA A. I.; BECCACECE H. M. 2015. Ciclo de vida de *Psilopygida crispula* (Dognin, 1905) (Lepidoptera: Saturniidae, Ceratocampinae). **SHILAP Revista de Lepidopterología**, 43.170.