



UFAL

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CONCENTRAÇÃO EM PRODUÇÃO VEGETAL
E PROTEÇÃO DE PLANTAS



CECA

NATÁLIA LARISSA DA SILVA SANTOS

ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA:
NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) EM ESPÉCIES DE *Heliconia*
(HELICONIACEAE)

RIO LARGO - ALAGOAS
OUTUBRO DE 2009

NATÁLIA LARISSA DA SILVA SANTOS

**ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA:
NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) EM ESPÉCIES DE *Heliconia*
(HELICONIACEAE)**

**Dissertação apresentada ao Colegiado do Curso do
Programa de Pós-graduação em Agronomia:
Produção Vegetal e Proteção de Plantas do Centro
de Ciências Agrárias da Universidade Federal de
Alagoas, como parte dos requisitos para a obtenção
do grau de mestre.**

Orientação: Profa. Dra. Iracilda Maria de Moura Lima

**RIO LARGO - ALAGOAS
OUTUBRO DE 2009**

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico
Bibliotecária: Helena Cristina Pimentel do Vale

- S237a Santos, Natalia Larissa da Silva.
Aspectos biológicos de *Caligo Illioneus* (Cramer,1775) (Lepidoptera :
Nymphalidae: Brassolinae) em espécies de *Heliconia* (Heliconiaceae) /
Natalia Larissa da Silva Santos. – 2009.
128 f. : il.
- Dissertação (mestrado em Agronomia : Produção Vegetal e Proteção de
Plantas) – Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias,
Rio Largo, 2009.
- Bibliografia: f. 105-112.
Apêndices: f. 113-115.
Anexos: f. 116- 124.
Índices: f. 124-128.
1. Biodiversidade. 2. Insecta. 3. Inimigos naturais. 4. *Stadia*. 5.Planta-
hospedeira. 6. Região neotropical. I. Título.

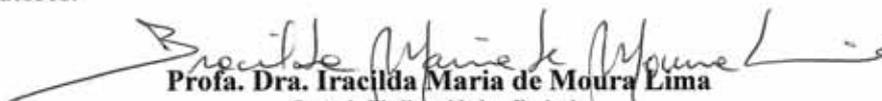
CDU: 595.7

TERMO DE APROVAÇÃO

**ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA:
NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) EM ESPÉCIES DE *Heliconia*
(HELICONIACEAE)**

Natália Larissa da Silva Santos
(Matrícula: 2007M21D015S-5)

A dissertação acima especificada foi submetida ao Curso de Mestrado em Agronomia, na área de concentração em Produção Vegetal e Proteção de Plantas, do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial na integralização dos créditos para obtenção do grau de Mestre, tendo sido aprovado pela banca examinadora formada pelos seguintes doutores:



Prof. Dra. Iracilda Maria de Moura Lima
Setor de Biodiversidade e Ecologia
Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde (ICBS)
Universidade Federal de Alagoas (UFAL)
Orientadora



Dr. Elio César Guzzo
Embrapa Tabuleiros Costeiros
Unidade de Execução de Pesquisa e Desenvolvimento de Rio Largo
(UEP – Rio Largo, Estado de Alagoas)
Membro Titular



Prof. Dr. Edmilson Santos Silva
Campus Arapiraca
Universidade Federal de Alagoas (UFAL)
Membro Titular



Dra. Nivia da Silva Dias
Centro de Ciências Agrárias (CECA)
Universidade Federal de Alagoas (UFAL)
Membro Titular

Rio Largo, Estado de Alagoas, Brasil
09 de outubro 2009

A
Deus
Ofereço.

A

*Lêda Maria da Silva
Edson Gomes dos Santos*

Meus pais, por tornarem os dias ao longo desta jornada acadêmica mais tranquilos e felizes, pelo amor, bondade, carinho, compreensão, dedicação, ensinamentos, força, incentivo, ombro amigo, sacrifícios e sabedoria que me fizeram perceber o quão forte eu precisava ser para seguir em frente, ser disciplinada, determinada, acreditar nos meus sonhos e enxergar o melhor de um ser humano.

*Edson Tiago da Silva Santos
Anderson Gustavo da Silva Santos (Guga)*

Meus irmãos, por me mostrarem que vale a pena seguir em frente e acreditar que o ser humano sempre pode transformar.

Ao pequeno João Gabriel Cavalcante Santos

Meu querido sobrinho, por trazer de volta ao meu lar o encanto e a felicidade da infância.

A Ângelo Márcio Menezes Dantas Júnior

Meu namorado e incondicional amigo, pelo carinho, compreensão, dedicação, ensinamentos, lealdade, sabedoria, simplicidade e constante estímulo à realização dos meus simples sonhos.

Dedico.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Alagoas, pela oportunidade de concluir a primeira etapa do ensino superior, graduação em Ciências Biológicas e de realizar este curso de Pós-graduação em Agronomia, gratuito e de qualidade.

À Coordenação do Curso de Pós-graduação em Agronomia do Centro de Ciências Agrárias da UFAL, através do Professor Gaus Silvestre de Andrade Lima, pelo importante incentivo e apoio durante a realização deste curso.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo auxílio à pesquisa, aos dirigentes desta instituição pela concessão de bolsa de estudos.

À Profa. Dra. Iracilda Maria de Moura Lima, orientadora deste trabalho, pelo apoio e ensinamentos.

Aos Professores Drs. do Departamento de Fitotecnia e Fitossanidade do Curso de Pós-graduação em Agronomia da UFAL, que contribuíram com a minha formação acadêmica: Cícero Carlos de Souza Almeida (Genética), Edna Peixoto da Rocha Amorim (Fitopatologia), Gaus Silvestre de Andrade Lima (Marcadores Moleculares), Iracilda Maria de Moura Lima (Produção de Textos Científicos), Iraildes Pereira Assunção (Fitopatologia), Ivanildo Soares de Lima (Infoquímicos na Entomologia), João Correia de Araújo Neto (Seminários), Laurício Endres (Fisiologia Vegetal), Leila de Paula Rezende (Seminários), Paulo Vanderlei Ferreira (Estatística), Sônia Maria Forti Broglio-Micheletti (Controle Biológico de Insetos) e Vilma Marques Ferreira (Fisiologia Vegetal). E aos professores: Jorge Braz Torres (UFRPE) (Modelos Matemáticos Aplicados a Entomologia) Gabriel Omar Skuk Sugliano (ICBS-UFAL) e Silvio Shigueo Nihei (IB-USP) (Biodiversidade e Biogeografia).

*À Profa. Dra. Mirna Martins Casagrande do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná (UFPR) pela identificação taxonômica da espécie de **Caligo***

illioneus (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), pelo constante apoio, na realização dos meus trabalhos com Lepidoptera e pelo envio de artigos científicos.

À Profa. Dra. Ranyse Querino Barbosa da Silva da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária de Roraima (Embrapa-Roraima) pela importante contribuição na identificação da família dos parasitóides de ovos (Hymenoptera: Eulophidae).

Ao Professor Dr. Marcelo Teixeira Tavares do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Espírito Santo (UFES) pela identificação dos espécimes de *Conura maculata* (Fabricius, 1787) (Hymenoptera: Chalcididae) parasitóides de pupas e indicação de artigos científicos que contribuíram para o desenvolvimento desta dissertação.

À Bióloga Rosângela Pereira de Lyra Lemos do Herbário MAC do Instituto do Meio Ambiente do Estado de Alagoas (IMA), pela identificação botânica da espécie: *Heliconia bihai* (L.) L. e aos estagiários Flávia Cavalcante e Givanildo Araújo pela elaboração e depósito das exsicatas.

À Professora Dra. Flávia de Barros Prado Moura diretora do Museu de História Natural da UFAL, onde foi realizada a experimentação prática do projeto de mestrado, pelo incentivo. E a todos os amigos e funcionários do Museu por disponibilizar equipamento fotográfico para a elaboração deste trabalho e pela agradável e alegre convivência.

Ao Laboratório de Fitopatologia do departamento de Fitotecnia e Fitossanidade do Centro de Ciências Agrárias (CECA-UFAL), através da Professora Dra. Edna Peixoto da Rocha Amorim e do Professor Dr. Gaus Silvestre de Andrade Lima pela disponibilização de equipamentos e material para o laboratório de Entomologia.

Aos secretários do Curso de Pós-graduação em Agronomia: Geraldo de Lima e Marcos pela contribuição para a realização deste curso.

À bibliotecária Helena Cristina Pimentel do Vale da Biblioteca Central da Universidade Federal de Alagoas pela elaboração da Ficha Catalográfica da dissertação. E a bibliotecária Maria Bernadete pela ajuda na aquisição de artigos científicos pedidos através do Programa de Comutação Bibliográfica.

À doutoranda Lígia Helena de Andrade pelo cuidado na coleta dos exemplares estudados e ajuda na criação em laboratório, e a mestra Maria Dulce Leão Marcicano por sua inestimável ajuda na elaboração dos gráficos sobre o estudo morfométrico.

Aos biólogos e amigos de laboratório de Entomologia do Museu de História Natural da UFAL: Ângelo Márcio Menezes Dantas Júnior, Ana Paula Pereira da Fonseca, Caíque Guimarães Balbino, Inaura Patrícia da Silva Santos, Mauricio Silva de Lima e Wagner Teixeira Soriano, pelo apoio e ajuda nas coletas e incentivo ao longo deste curso.

Aos colegas de turma: Alana Lima Mendonça, Ana Paula Pereira da Fonseca, Ângelo Márcio Menezes Dantas Júnior, Edlene da Silva Moraes, Liliane Dias Nascimento, Mauricio Silva de Lima e Petrúcio Alexandre Fonseca Rios.

Aos incondicionais amigos: Ana Rosa Gomes da Costa, Cibelle Oliveira e Araújo, Edivânia da Silva Mello, Helena de Lima, Luciana Gomes da Costa, Luís Carlos da Silva, Luzinete e Maria Francisca da Silva pelo apoio, e por sempre me incentivarem a caminhar em busca dos meus sonhos.

(...) — Il faut bien que je supporte deux ou trois chenilles si je veux connaître les papillons. Il paraît que c'est tellement beau (...) (Saint-Exupéry 2003: 39).

SUMÁRIO

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS	xi
LISTA DE ANEXOS	xii
LISTA DE APÊNDICES	xiii
LISTA DE FIGURAS	xiv
LISTA DE QUADROS	xvi
LISTA DE TABELAS	xvii
ABSTRACT	xviii
RESUMO	xix
INTRODUÇÃO	1
CAPÍTULO 1 DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	4
1.1 REVISÃO DA LITERATURA	7
1.1.1 As interações lepidópteros-plantas	7
1.1.2 Desenvolvimento pós-embrionário e a utilização de plantas-alimentícias	9
1.1.3 A família Heliconiaceae	11
1.1.3.1 Morfologia Geral	12
1.1.3.2 Posição Sistemática	12
1.1.3.3 Aspectos Biológicos do gênero <i>Heliconia</i> L. (Heliconiaceae)	13
1.1.3.3.1 <i>Heliconia bihai</i> (L.) L.	15
1.1.3.3.2 <i>Heliconia wagneriana</i> Petersen	15
1.1.4 Evolução do cultivo de helicônias e a produção de flores tropicais	16
1.1.5 Insetos associados a espécies do gênero <i>Heliconia</i> L. (Heliconiaceae)	17
1.1.5.1 Associações Ecológicas	17
1.1.5.2 Associações de insetos sugadores e desfolhadores	20
1.1.6 O Gênero <i>Caligo</i> Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)	21
1.1.6.1 Distribuição	22
1.1.6.2 Posição Sistemática	25
1.1.6.3 Aspectos Biológicos	26
1.1.6.4 Aspectos Comportamentais	28
1.1.6.5 Plantas Hospedeiras	31

1.1.6.6	<i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidóptera: Nymphalidae: Brassolinae)	33
1.1.6.6.1	Distribuição	33
1.1.6.6.2	Morfologia Geral	35
1.1.6.6.3	Aspectos Taxonômicos	37
1.2	METODOLOGIA	38
1.2.1	Coletas	38
1.2.2	Observação dos ovos e criação das larvas em laboratório	39
1.2.3	Conservação e identificação do material botânico	40
1.2.4	Montagem, conservação e identificação dos lepidópteros	41
1.2.5	Sexagem e razão sexual	41
1.2.6	Análises estatísticas	41
1.3	RESULTADOS	42
1.3.1	Identificação da espécie de <i>Caligo</i> e da planta-alimentícia	42
1.3.2	Duração do Período Pós-embrionário	42
1.3.2.1	Período Larval Total	49
1.3.2.2	Período pupal	60
1.3.2.3	Período de inatividade dentro do desenvolvimento pós-embrionário	61
1.3.3	Dimorfismo e Razão Sexual	63
1.3.4	Viabilidade de ovos e sobrevivência ao longo do desenvolvimento pós-embrionário	65
1.3.5	Aspectos biológicos sobre o desenvolvimento de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	68
1.3.5.1	Ecdose	68
1.3.5.2	Ecdises, comportamento de agregação e sensibilidade a estímulos das larvas	69
1.3.5.3	Emergência dos adultos	72
1.4	CONCLUSÕES	73
CAPÍTULO 2 MORFOMETRIA DAS CÁPSULAS CEFÁLICAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINE)		
74		
2.1	REVISÃO DA LITERATURA	76
2.1.1	Aplicações dos estudos morfométricos	76
2.1.2	Medidas morfométricas	78
2.1.3	Descrição das cápsulas cefálicas de <i>Caligo illioneus illioneus</i> (Cramer, [1776])	78
2.2	METODOLOGIA	80
2.2.1	Obtenção e acondicionamento das cápsulas cefálicas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	80
2.2.2	Medidas morfométricas	81
2.2.3	Análises Estatísticas	81
2.3	RESULTADOS	83
2.3.1	Largura das cápsulas cefálicas e <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	83
2.3.1.1	Razão de crescimento da largura das cápsulas cefálicas	86
2.3.1.2	Dinâmica de crescimento da largura das cápsulas cefálicas	87
2.4	CONCLUSÕES	89
CAPÍTULO 3 PARASITISMO NATURAL EM OVOS E PUPAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)		
90		
3.1	REVISÃO DA LITERATURA	93
3.1.1	Fenômenos de Parasitismo associados às espécies do gênero <i>Caligo</i> Hübner, [1819]	95
3.1.1.1	Parasitóides de ovos	95
3.1.1.2	Parasitóides de pupas	96
3.2	METODOLOGIA	97

3.2.1	Obtenção dos parasitóides de ovo	97
3.2.2	Obtenção dos parasitóides de pupas	98
3.2.2.1	Parasitóides de pupa (Hymenoptera)	98
3.2.2.2	Parasitóide de pupa (Diptera)	98
3.3	RESULTADOS	99
3.3.1	Parasitismo de ovo por Eulophidae (Hymenoptera)	99
3.3.2	Parasitismo de pupas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	101
3.3.2.1	Parasitismo por Chalcididae (Hymenoptera)	101
3.3.2.2	Parasitismo por Diptera	103
3.4	CONCLUSÕES	104
REFERÊNCIAS		105
APÊNDICES		113
ANEXOS		116
ÍNDICE DE GÊNEROS E ESPÉCIES CITADAS		125

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

CV:	Coefficiente de variação
L1:	Primeiro ínstar
L2:	Segundo ínstar
L3:	Terceiro ínstar
L4:	Quarto ínstar
L5:	Quinto ínstar
MEP:	Manejo ecológico de pragas
MIP:	Manejo integrado de pragas
NC:	Nível de controle
PET:	Polietileno tereftalato
RC:	Razão de crescimento
Ref.:	Referência
RS:	Razão sexual
S(M):	Erro-padrão da média
UR:	Umidade relativa
<i>fc</i> :	Fator de correção

LISTA DE ANEXOS

CAPÍTULO 1	DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	
ANEXO 1.1	Declaração do Herbário MAC do Instituto de Meio Ambiente do Estado de Alagoas, com a confirmação da espécie de <i>Heliconia bihai</i> (L.) f. (Heliconiaceae) (Amostra C1 – Ano 2004).	114
ANEXO 1.2	Declaração do Herbário MAC do Instituto de Meio Ambiente do Estado de Alagoas, com a confirmação da espécie de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra 2008).	115
ANEXO 1.3	E-mail da especialista com a identificação da espécie de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	116
CAPÍTULO 3	PARASITISMO NATURAL EM OVOS E PUPAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)	
ANEXO 3.1	E-mail do especialista com a identificação dos parasitóides da pupa de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	117
ANEXO 3.1	(Continuação) E-mail do especialista com a identificação dos parasitóides da pupa de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	118
ANEXO 3.2	E-mail da especialista com a identificação dos parasitóides do ovo de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	119
ANEXO 3.2	(Continuação) E-mail da especialista com a identificação dos parasitóides do ovo de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	120
ANEXO 3.3	Recomendações de elaboração das referências da Revista Brasileira de Entomologia.	121

LISTA DE APÊNDICES

CAPÍTULO 1	DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	
APÊNDICE 1.1	Planilha com a frequência absoluta para cada um dos valores de duração registrados para instares e períodos do desenvolvimento pós-embrionário de embrião de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26).	123
CAPÍTULO 2	MORFOMETRIA DAS CÁPSULAS CEFÁLICAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)	
APÊNDICE 2.1	Registro dos valores sobre a frequência absoluta (mm) para cada um dos valores de duração registrados nas medições das exúvias das cápsulas cefálicas das larvas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra C1 – Ano 2004, n= 26).	124

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1	DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	
FIGURA 1.1	Mapa apresentando a distribuição geográfica conhecida na literatura para a espécie de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Adaptado de MARCICANO <i>et al.</i> (2007: 631).	34
FIGURA 1.2	A. <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Zingiberales: Heliconiaceae) planta-alimentícia das larvas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1, n=26). B. Bráctea, denominada comercialmente de flor ornamental e flor de corte. Local de coleta e Fotografias: Conjunto Graciliano Ramos, Maceió, Alagoas (área de coleta de plantas-alimentícias e pupas).	40
FIGURA 1.3	Exemplares de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1, n= 26). A) Macho e Fêmea (à esquerda) em vista dorsal. B) Macho e Fêmea (à esquerda) em vista ventral.	43
FIGURA 1.4	Duração relativa (%) dos instares do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentandas com folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	50
FIGURA 1.5	Larvas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26). A) Primeiro instar larval (14 mm). B) Segundo instar larval (23 mm). C) Terceiro instar larval (39 mm). D) Quarto instar larval (49 mm). E) Quinto instar larval (fase ativa de L5) (111 mm).	52
FIGURA 1.6	<i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), cujas larvas se alimentaram de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26). A) Prepupa (58 mm). B) Pupa (38 mm).	62
FIGURA 1.7	Exemplares de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). A) Abdome do Macho e Fêmea (à esquerda) em vista dorsal (Amostra C1, n= 26). B) Abdome do Macho e Fêmea (à esquerda) em vista ventral.	63
FIGURA 1.8	Exemplares de pupas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1, n= 26). A) Abertura genital da pupa macho. B) Abertura genital da pupa fêmea.	64
SANTOS, N. L. S. 2009. Aspectos biológicos de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)...		xiv

FIGURA 1.9	Dinâmica da sobrevivência ao longo do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n=26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	66
FIGURA 1.10	Postura de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	68
FIGURA 1.11	Comportamento de agregação larval e descanso das larvas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) nas folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae). A) Larvas no terceiro ínstar. B) Larvas de quinto ínstar.	70
FIGURA 1.12	Caixa entomológica dos adultos de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1), depositados na Coleção entomológica do laboratório de entomologia do Museu de História Natural da UFAL.	72
CAPÍTULO 2	MORFOMETRIA DAS CÁPSULAS CEFÁLICAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)	
FIGURA 2.1	Distribuição das larguras (em mm) e aspecto geral das cápsulas cefálicas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), nos respectivos ínstares larvais (Amostra C1, n= 26).	85
FIGURA 2.2	Comportamento da largura e aspecto geral das cápsulas cefálicas versus tempo de desenvolvimento de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), nos respectivos ínstares larvais (Amostra C1, n= 26).	88
CAPÍTULO 3	PARASITISMO NATURAL EM OVOS E PUPAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)	
FIGURA 3.1	Aspecto geral do ovo parasitado (2,2 mm) de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	100
FIGURA 3.2	Espécime da família Eulophidae (Hymenoptera) (1 mm), endoparasitóide gregário de ovo de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	100
FIGURA 3.3	<i>Conura maculata</i> (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini), A) fêmea acima e B) Visão geral do macho (5 mm).	102
FIGURA 3.4	Pupa (macho) de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) parasitada por <i>Conura maculata</i> (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini), encontradas em folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra 2008).	102
FIGURA 3.5	Pupa (fêmea) de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) e pupário de mosca (Diptera). Pupa parasitada encontradas em folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), (Amostra 2008).	103

LISTA DE QUADROS

CAPÍTULO 1	DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	
QUADRO 1.1	Distribuição geográfica Neotropical das espécies do gênero <i>Caligo</i> Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	23
QUADRO 1.1	(Continuação) Distribuição geográfica Neotropical das espécies do gênero <i>Caligo</i> Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).	24
QUADRO 1.2	Duração das fases do desenvolvimento de espécies da subfamília Brassolinae (Lepidoptera: Nymphalidae), para fins de comparação com os parâmetros do desenvolvimento pós-embrionário obtidos para <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) (Condições: 24,7 ± 0,2 °C e 55,2 ± 1,0% UR).	45
QUADRO 1.3	Duração das fases do desenvolvimento de espécies da família Nymphalidae (Lepidoptera), para fins de comparação com os parâmetros do desenvolvimento pós-embrionário obtidos para <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) (Condições: 24,7 ± 0,2 °C e 55,2 ± 1,0% UR).	46

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1	DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO	44
TABELA 1.1	Estatísticas descritivas dos estádios (duração em dias), das fases do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	44
TABELA 1.2	Duração absoluta (média, em dias), duração relativa à fase larval e duração relativa ao desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	49
TABELA 1.3	Viabilidade de ovos e sobrevivência, em cada um dos períodos do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	65
CAPÍTULO 2	MORFOMETRIA DAS CÁPSULAS CEFÁLICAS DE <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)	83
TABELA 2.1	Estatísticas descritivas das medidas de largura (mm) das cápsulas cefálicas resultantes do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	83
TABELA 2.2	Média aritmética e razão de crescimento (RC) das medidas de largura (mm) das cápsulas cefálicas resultantes do desenvolvimento pós-embrionário de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	86
TABELA 2.3	Parâmetros de ajuste de regressão linear das medidas de largura das cápsulas cefálicas versus o tempo de duração das larvas de <i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de <i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).	88

ABSTRACT

BIOLOGICAL FEATURES OF *Caligo illioneus* (CRAMER, 1775) (LEPIDOPTERA, NYMPHALIDAE, BRASSOLINAE) IN *Heliconia* (HELICONIACEAE)

The post-embryonic development of *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae) feeding on leaves of *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), in laboratory. This study involved the following aspects: determination of larval (duration the instars, in days) and pupal stadia; the sex ratio and the viability of the eggs under laboratory conditions. Eggs and larvae of *C. illioneus* were collected in leaves of *H. wagneriana* Petersen and maintained in the laboratory to register the dates of biological events (hatching, ecdysis, death, pupation and emergence of adults), and larvae behavior. The post-embryonic period (in days, average \pm standard error) was $54,58 \pm 0,44$. The larval period had $40,00 \pm 0,43$ days and this period were represented by five instars: L1= $7,88 \pm 0,23$; L2= $6,42 \pm 0,16$; L3= $5,19 \pm 0,25$; L4= $7,04 \pm 0,19$ and L5= $13,46 \pm 0,28$ (the active larval period was $12,46 \pm 0,28$ followed by an one day prepupal period). The pupal instar was $14,58 \pm 0,20$ and the inactive period of the post-embryonic development was $15,58 \pm 0,20$. Were obtained 26 adults (the sex ratio was 0,46), that represented 56,52% of the eggs viability and 76,47% of the neonates. The morphometric analysis indicates that it is possible estimate the larval development phase based on the width of cephalic capsules, considering intervals values (in mm): L1= 1,457—1,605; L2= 1,951—2,272; L3= 3,139—3,488; L4= 4,970—5,600; L5= 7,423—8,557. The biological control agents, that naturally parasitized the imatures (egg and pupae) of *C. illioneus* were specimens of *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini) pupae parasitoids and a singly puparium (Diptera). For one egg were recorded specimens of Eulophidae (Hymenoptera) egg parasitoids.

Keywords: Biodiversity, Insecta, *Stadia*, Host-plant, Neotropical region, Natural enemies.

RESUMO

ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) EM ESPÉCIES DE *Heliconia* (HELICONIACEAE)

Desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório. Este estudo foi desenvolvido visando os seguintes aspectos: a determinação dos estádios (duração de instares, em dias) dos períodos larval e pupal; a razão sexual e a viabilidade dos ovos, em condições de laboratório. Ovos e larvas de *C. illioneus* foram coletados em folhas de *H. wagneriana* Petersen e acompanhados em laboratório para o registro dos eventos biológicos (eclosão, ecdises, mortes, pupação e emergência dos adultos) e observação do com portamento de cinco larvas. O período pós-embrionário teve uma duração (média \pm erro-padrão), em dias de $54,58 \pm 0,44$. O período larval foi de $40,00 \pm 0,43$ dias, sendo representado por cinco instares: L1= $7,88 \pm 0,23$; L2= $6,42 \pm 0,16$; L3= $5,19 \pm 0,25$; L4= $7,04 \pm 0,19$ e L5= $13,46 \pm 0,28$ (sendo o período larval ativo de $12,46 \pm 0,28$, seguido de apenas um dia de prepupa). O período pupal foi de $14,58 \pm 0,20$ e o período inativo do desenvolvimento pós-embrionário foi de $15,58 \pm 0,20$. Ao final do acompanhamento, foram obtidos 26 adultos (razão sexual de 0,46), o que representou uma viabilidade de 56,52% do total de ovos e de 76,47% dos neonatos obtidos. A análise morfométrica demonstrou que a indicação da fase de desenvolvimento larval de *C. illioneus* pode ser realizada com base na largura das cápsulas cefálicas, considerando os seguintes intervalos (em mm): L1= 1,457—1,605; L2= 1,951—2,272; L3= 3,139—3,488; L4= 4,970—5,600; L5= 7,423—8,557). Os agentes de controle biológico que naturalmente parasitaram os imaturos (ovo e pupa) da espécie *C. illioneus* foram parasitóides de pupa: *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini) e um único pupário de Diptera. Apenas um ovo estava parasitado por espécimes da família Eulophidae (Hymenoptera).

Palavras-chave: Biodiversidade, Insecta, Inimigos naturais, *Stadia*, Planta-hospedeira, Região Neotropical.

INTRODUÇÃO

No elenco das flores tropicais, destacam-se as espécies de *Heliconia* L. (Heliconiaceae) por sua fácil adaptação, cultivo e beleza exótica, aliados à resistência pós-colheita (LORENZI & SOUZA 2001: 770, SANTOS *et al.* 2006: 273), características responsáveis pelo crescimento de sua comercialização nos últimos dez anos, o que tem levado a uma expansão na área plantada, proporcionando o desenvolvimento e implemento de técnicas de cultivo para essas plantas, muitas delas relacionadas à biotecnologia (SIMÃO & SCATENA 2003: 65, RODRIGUES 2005: 70, SANTOS *et al.* 2006: 273).

Como comentam JUNQUEIRA & PEETZ (2008: 40), a atividade da floricultura de plantas ornamentais tem crescido no Norte e Nordeste do Brasil. O Estado de Alagoas vêm se destacando como um importante produtor nacional, uma vez que esses cultivos representam uma excelente opção de agronegócio, que tem ampla comercialização no Brasil e boa aceitação internacional (LINS & COELHO 2004: 332, SANTOS *et al.* 2006: 273, CASTRO *et al.* 2007: 1299, DUARTE 2007: 01).

De acordo com os registros de ASSIS *et al.* (2002: 72-73), GALLO *et al.* (2002: 596) e WARUMBY *et al.* (2004: 77-78) nesses plantios, observam-se vários insetos filófagos desfolhadores, destacando-se larvas de brassolíneos (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), principalmente dos gêneros *Opsiphanes* Doubleday, [1849] e *Caligo* Hübner, [1819].

Atualmente, os estudos desenvolvidos com esse grupo de lepidópteros têm sido direcionados à taxonomia (MIELKE & CASAGRANDE 2006: 15), sistemática (WAHLBERG *et al.* 2003: 480, FREITAS & BROWN JR. 2004: 368, PENZ 2007: 09) e morfologia (CASAGRANDE & MIELKE 2000: 75, 2008: 9 e SOUZA *et al.* 2006: 1243), sendo ainda carentes os estudos relacionados aos aspectos bioecológicos, para a compreensão dos fenômenos de alterações populacionais, que podem ser decorrentes da degradação ambiental

Algumas espécies do gênero *Caligo* têm sido incluídas no elenco das larvas desfolhadoras de plantas de outras famílias de monocotiledôneas —além de Heliconiaceae—, como Arecaceae, Cannaceae, Cyclanthaceae, Musaceae, Marantaceae, Poaceae e Zingiberaceae (MALO & WILLIS 1961: 530, SILVA *et al.* 1968: 326-327, CASAGRANDE 1979a: 177, ACKERY 1988: 100, LAVERDE & BORJA 1998: 10, PENZ *et al.* 1999: 147-148, SOUZA *et al.* 2006: 1243).

Caligo illioneus (Cramer, 1775), dentre outras espécies do gênero, se destaca por apresentar um período larval relativamente curto, sendo considerada praga dos seguintes cultivos: (1) *Musa* spp. (Musaceae) (bananeira) (CLEARE 1926: 361, SILVA *et al.* 1968: 327, GALLO *et al.* 2002: 595-596); (2) *Heliconia latispatha* Benth. (Heliconiaceae) (WATANABE 2007: 312); (3) *H. bihai* (L.) L. (ASSIS *et al.* 2002: 72-73); e (4) *Saccharum officinarum* L. (Poaceae) (cana-de-açúcar) (GUAGLIUMI 1962¹ *apud* GUAGLIUMI 1972: 379, LAVERDE & BORJA 1995: 248, 1998: 10).

As larvas de *Caligo* apresentam tamanho relativamente grande, e por serem filófagas, consomem uma grande quantidade de tecido foliar (principalmente durante seu último estágio larval), contribuindo para uma diminuição da superfície (fotossintética) das folhas, de suas plantas alimentícias CASAGRANDE (1979a: 177).

No caso das flores tropicais, considerando as helicônias, WARUMBY *et al.* (2004: 74) cita que, essa perda pode interferir no desenvolvimento das brácteas (diminuindo sua qualidade), que é o produto comercializado. Apesar de sua importância econômica potencial, estudos relacionados aos aspectos da biologia de *C. illioneus* —como a determinação dos estádios do desenvolvimento pós-embrionário e o conhecimento dos inimigos naturais—, são pouco realizados, mesmo sendo valiosos indicadores para o manejo das populações em desequilíbrio, como nos casos de surtos populacionais no campo (MARCICANO *et al.* 2007: 630).

Como nos últimos anos o manejo ecológico de pragas (MEP) tem sido muito valorizado, e a integração desse tipo informações, com aquelas relacionadas a práticas culturais, comuns na agricultura sustentável, certamente vêm contribuir para a minimização dos riscos de intervenções no meio ambiente, decorrentes da utilização não controlada de agrotóxicos e produtos biológicos (ALTIERI *et al.* 2003: 166).

O conhecimento dos inimigos naturais, principalmente parasitóides, da espécie *C. illioneus* associadas à helicônias, pode ser considerado ainda inconsistente. Os registros das

¹Guagliumi, P. 1962. **Las plagas de la caña de azúcar en Venezuela**. Maracay, Venezuela, Centro de Investigaciones Agronómicas, Monografía, 850 p.

espécies de parasitóides, que contribuem para a manutenção (abaixo do nível de controle)² das fases imaturas, das espécies de *Caligo* são relativos à sua associação com *Musa* spp. e *S. officinarum* (MALO & WILLIS 1961: 536, HARRISON 1963: 282, DYER *et al.* 2005: 405, MARGARÍA *et al.* 2007: 521, GUAGLIUMI 1972: 378, LAVERDE & BORJA 1998: 13).

Quanto à aplicação dos parâmetros referentes a variáveis biológicas, à prática de campo, o estudo da morfometria das cápsulas cefálicas, pode levar à criação de uma classificação de medidas para a identificação dos instares larvais, segundo reforça DALY (1985: 420), podendo ser aplicado ao caso de *C. illioneus*, gerando, portanto, conhecimentos para estudos sobre a dinâmica da população desta espécie, aplicáveis aos plantios de helicônias.

Considerando-se a importância das helicônias e a possibilidade de *C. illioneus* tornarem-se praga dessas plantas, uma vez que esta espécie pode causar danos importantes em cultivos de monocotiledôneas, o presente trabalho está estruturado em três capítulos: o primeiro traz aspectos do desenvolvimento pós-embriônico de *C. illioneus* alimentadas com folhas de *H. bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), incluindo uma revisão da literatura sobre aspectos relacionados às interações de fitofagia entre lepidópteros e plantas, e aspectos taxonômicos e biológicos sobre o gênero *Heliconia*, e também *Caligo*, assim como princípios gerais relacionados à sua associação com espécies de *Heliconia*; O segundo trata do estudo morfométrico das cápsulas cefálicas, para fins de trabalhos com dinâmica populacional; e o terceiro registra espécies de parasitóides obtidos de ovos e de pupas provenientes do campo.

Dessa forma, os objetivos deste trabalho são os seguintes:

1. Ampliar os conhecimentos sobre a biologia de *C. illioneus* alimentando-se de folhas de *H. bihai* através da determinação dos períodos inter-ecdisiais do desenvolvimento pós-embriônico;
2. Determinar as classes de tamanho das cápsulas cefálicas para cada instar;
3. Registrar a ocorrência de parasitismo nas fases imaturas (ovo e pupa) de *C. illioneus*.

² Nível de Controle (NC) - Definição: O Nível de Controle deve ser entendido como o nível de uma população de insetos no campo, em que é possível a aplicação de técnicas de controle (adaptado de ALTIERI *et al.* 2003: 166).

DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) ALIMENTADA COM FOLHAS DE *Heliconia bihai* (L.) L. (HELICONIACEAE), EM LABORATÓRIO

Os estudos sobre a biologia de lepidópteros-praga, além de contar a história natural desses seres, descrever sua dinâmica populacional, as características marcantes no seu comportamento, ecologia e nas suas adaptações alimentares e hábitos de vida, são importantes subsídios para o planejamento de programas que visam, tanto à conservação, como a estudos biológicos, como citam ALTIERI *et al.* (2003: 169-170): "*usar a biodiversidade para incorporar importantes atributos ecológicos nos agroecossistemas*", baseados no manejo ecológico de pragas.

Os cultivos de flores ornamentais são caracterizados como agroecossistemas sustentáveis (MENDES & PADILHA JR. 2007: 45), incluindo os cultivos de helicônias, uma vez que no Estado de Alagoas são realizados em pequenas propriedades, como áreas destinadas a agricultura de subsistência. Desde o final da década de 1990, e ao longo desses anos, este agronegócio tem sido ampliado, ganhando espaço diante do já estabelecido cenário da monocultura de cana-de-açúcar de Alagoas (DUARTE 2007: 03-04).

Os principais produtores de helicônias do Estado de Alagoas estão organizados em associações e cooperativas, as quais visam à produção dessas espécies como flores de corte para comercialização, como também à sua distribuição e exportação, atendendo às demandas locais dessas flores tropicais (DUARTE 2007: 18). Além de ser considerado por LINS & COELHO (2004: 332) e CASTRO *et al.* (2007: 1299) como um negócio rentável, pode ser bastante significativo (ainda que em pequena escala) para o desenvolvimento da economia do Estado de Alagoas (DUARTE 2007: 04).

Uma das maiores preocupações e desafios das atuais abordagens dos estudos desenvolvidos com espécies pragas, é que estes não se restrinjam ao conhecimento da diversidade de espécies (ALTIERI *et al.* 2003: 194), mas também, no desenvolvimento de estudos que mostrem o real significado e o papel desses seres, no ambiente em que vivem.

Os princípios básicos de um agroecossistema sustentável, estão incluídos em ALTIERI *et al.* (2003: 170), que reconhecem pelo menos três: "*a preservação dos recursos renováveis; a possibilidade de ampliação, diversificação e adaptação dos cultivos ao ambiente; e a manutenção de um nível de produtividade moderado.*"

Nesse contexto, a possibilidade de se estudar o desenvolvimento pós-embrionário da espécie *C. illioneus* reconhecida no Brasil tanto como uma praga potencial em cultivos de algumas espécies de helicônias (ASSIS *et al.* 2002: 72-73, WARUMBY *et al.* 2004: 78, e WATANABE 2007: 312), como por sua capacidade de causar danos indiretos, que interferem na qualidade e na produção das brácteas ornamentais, certamente contribuirá não só para a resolução dos problemas fitossanitários que surgirem, mas também pela possibilidade de gerar conhecimentos relativos à biologia dessa espécie de Lepidoptera.

Levando-se em consideração que a presença desses seres no ambiente (plantas e insetos) é significativamente importante, pois grande parte dos remanescentes de Mata Atlântica e Caatinga do Estado de Alagoas já estão ameaçados em decorrência das ações antrópicas e principalmente agropecuárias, sendo estas regiões consideradas por SANTOS *et al.* (2008: 72) "*como áreas prioritárias para o desenvolvimento de estudos sobre a lepidopterofauna.*"

Além disso, a utilização destes estudos serve como subsídios para programas de monitoramentos da qualidade ambiental em fragmentos de mata atlântica e para o conhecimento de seu padrão de distribuição e diversidade, uma vez que BROWN JR. & FREITAS (2000: 936) e NELSON (2007: 479) apontam esses organismos, os lepidópteros, como bons modelos para estudos ecológicos e biogeográficos.

Muitos grupos de Lepidoptera, principalmente os ninfalídeos, são considerados bioindicadores da qualidade de determinados ambientes (BROWN JR. 1991: 350, BROWN JR. 1996: 221, FREITAS *et al.* 1997: 18). De acordo com BROWN JR. & FREITAS (2000: 934) espécies de lepidópteros da família Nymphalidae apresentam-se "*especialmente correlacionadas com a riqueza de espécies, conectividade de paisagens: mudanças nas comunidades e na modificação da paisagem*".

A biologia de poucas espécies do gênero *Caligo* tem sido estudada, e refere-se principalmente às relacionadas a plantas cultivadas, além disso, aborda diferentes variáveis do

desenvolvimento, o que dificulta uma sistematização do conteúdo. Por isso as informações biológicas deste trabalho, seguem a metodologia adotada por BARROS & LIMA (2004: 70) e BORN & LIMA (2005: 523), que apresentam de forma detalhada, indicadores que incluem informações relativas à determinação e interpretação dos períodos inter-ecdisiais.

Considerando-se a importância econômica das helicônias, o potencial das larvas de *C. illioneus* como praga desfolhadora e a escassez de informações sobre os estudos relativos aos aspectos biológicos desta espécie, esse capítulo tem como objetivos: (1) confirmar a espécie de *Caligo* que ocorre em *Heliconia* e (2) determinar a duração dos ínstaras (em dias) ao longo do desenvolvimento pós-embrionário da espécie de *Caligo* quando alimentadas com folhas de *H. bihai*.

1.1 REVISÃO DA LITERATURA

Os estudos sobre as interações lepidópteros-plantas tiveram maior incentivo a partir da década de 1960, quando muitos trabalhos baseados nas interações alimentares vieram explicar os fenômenos co-evolutivos dessas associações (EHRlich & RAVEN 1964: 587).

Tomando como ponto de partida essas interações, como sinalizadores importantes para o conhecimento dos aspectos biológicos referentes à utilização das helicônias como plantas-alimentícias para as larvas do gênero *Caligo*, esse capítulo apresenta informações sobre os aspectos biológicos das helicônias e desses brassolíneos.

1.1.1 As interações lepidópteros-plantas

As interações ecológicas envolvendo lepidópteros, outros insetos e plantas tratam-se de formas de associações complexas, sendo reconhecidas como "*interações multitróficas*", por envolverem uma teia de fenômenos biológicos como competição, predação, cooperação, canibalismo, parasitismo e mutualismo, dentre outros (WOOTTON 1998: 805, PIERCE *et al.* 2002: 735, LILL & MARQUIS 2003: 682, KAMINSKI *et al.* 2009: 27).

Em decorrência de suas relações com plantas, esses fitófagos podem exercer funções biológicas significativas e importantes do ponto de vista ecológico, que envolvem primariamente sua alimentação, que no caso de larvas de muitos lepidópteros podem atingir o *status* de praga³ de culturas importantes, e mesmo quando não são assim consideradas, podem causar modificações e, muitas vezes, potenciais danos em suas plantas alimentícias, fatores

³Inseto Praga - Definição: Uma população de insetos que causam injúrias ou danos, ou seja, perdas das estruturas vegetais (como: raízes, folhas, flores e frutos), ou no produto a ser comercializado, provocando reflexos na produção, na estética do produto e na sua qualidade decorrentes de alterações nos processos fisiológicos das plantas (GALLO *et al.* 2002: 05).

que estão relacionados com suas relações ecológicas com outros lepidópteros, parasitóides ou mesmo outros insetos e organismos (LILL *et al.* 2002: 173, JANZ *et al.* 2006: 04).

De acordo com PANIZZI & PARRA (1991: 104) as larvas de muitos lepidópteros apresentam um diversificado hábito alimentar, incluindo subcategorias como: filófagas (quando se alimentam apenas de folhas), larvas que consomem apenas o mesófilo e também a superfície foliar; frugívoras (quando se nutrem dos tecidos dos frutos); podem ainda alimentar-se dos tecidos dos verticilos florais⁴, e causar hipertrofias (galhas) em diversos tecidos vegetais.

A importância dessas relações de alimentação e das relações ecológicas (interações planta, fitófagos, parasitóides e outros herbívoros) propicia aos lepidópteros interagirem com suas plantas alimentícias, através do comportamento da fitofagia, baseado nos processos da sua história co-evolutiva (EHRlich & RAVEN 1964: 588), influenciando nos padrões de distribuição geográfica das espécies, de acordo com a localização de suas plantas alimentícias (THORSTEINSON 1960: 207).

Estudando os padrões alimentares de insetos herbívoros de diversas categorias —monófagos (aqueles que se alimentam de uma espécie de plantas), oligófagos (aqueles se alimentam de poucos grupos, geralmente dentro de uma mesma família) e polífagos (aqueles generalistas e que se alimentam de várias famílias de plantas)—, CATES (1980: 22) demonstrou que as estratégias de alimentação de insetos fitófagos, principalmente de lepidópteros, estão diretamente associadas aos metabólitos produzidos tanto pela planta-alimentícia, como através do processo de nutrição vegetal (qualidade do vegetal).

CATES (1980: 22) comentou que utilizando tecidos vegetais jovens e maduros das diversas partes de uma determinada planta-hospedeira, foi possível observar que insetos de herbívoros monófagos e oligófagos preferem os tecidos mais jovens, enquanto que os herbívoros polífagos preferem os tecidos maduros das suas diferentes plantas-hospedeiras, esse autor registrou como a quantidade do recurso vegetal e as suas características qualitativas, estão ligados as escolhas na alimentação de insetos fitófagos.

Contudo diversas teorias sobre as interações insetos-plantas e lepidópteros-plantas sugerem que, o comportamento de herbivoria, está relacionado com a diversidade entre as espécies de plantas dentro de uma comunidade, distribuição, nutrição vegetal (como por exemplo, diferentes níveis nutricionais de determinados tecidos da planta), defesas

⁴Verticilos Florais - Definição: É o conjunto formado pelo Perianto, que é composto por cálice (conjunto de sépalas) e corola (conjunto de pétalas) e pelo Androceu (formado pelos estames, compostos por filete e antera) e o Gineceu (formado pelos carpelos, que incluem o estigma, o estilete e o ovário) (RAVEN *et al.* 2001: 504).

fitoquímicas⁵, características físicas e anatômicas, formas de crescimento, além de características químicas e palatabilidade⁶ (EHRlich & RAVEN 1964: 601-604, SCRIBER & FEENY 1979: 829, GARCIA-BARROS 2000: 273). Sendo esses conhecimentos demonstrados desde a década de 50 (FRIEND 1958: 70).

Esta dependência das plantas pelos lepidópteros, reforça o que alguns estudos têm demonstrado, que estão envolvidos processos como: (1) escolha do local de oviposição (que pode ser um acerto ou um erro) na localização da planta-hospedeira; (2) momento da oviposição (por parte do adulto); (3) alimentação (pelas larvas); (4) aproveitamento do vegetal para o desenvolvimento das larvas; (5) local de pupação; e, ainda (6) processos multitróficos, como a coexistência de espécies diferentes que podem competir pelo mesmo alimento e a localização das fases imaturas dos lepidópteros pelos parasitóides (incluindo os casos de hiperparasitismo, que envolvem no mínimo duas espécies desses organismos) (WOOTTON 1998: 805, BIANCHI & MOREIRA 2005: 46-47).

1.1.2 Desenvolvimento pós-embrionário e a utilização de plantas-alimentícias

Estudando os nutrientes essenciais, as vias metabólicas, os mecanismos genéticos, e a bioquímica comparada da fisiologia de insetos fitófagos HOUSE (1961: 13) concluiu que a nutrição destes insetos é muito mais complexa que sua adaptação a uma dieta, porque envolve muitos processos metabólicos (reações químicas envolvidas), o que corresponde a uma relação entre fenômenos fisiológicos e ecológicos associados com a seleção natural e a competição por alimento.

Para melhor se compreender a ligação entre insetos fitófagos (principalmente lepidópteros) e suas plantas hospedeiras, é importante o estudo sobre seu desenvolvimento, uma vez que o consumo das plantas-alimentícias vai determinar a sobrevivência larval e a longevidade do inseto adulto no ambiente, principalmente sua capacidade reprodutiva, além de ser o primeiro passo para se revelarem indicadores, ou mesmo elucidarem-se questões envolvidas com os nutrientes químicos essenciais para nutrição de insetos, principalmente os de grande importância econômica (HOUSE 1961: 13). FRIEND (1958: 70) comentou que:

⁵ Defesas Fitoquímicas - Definição: Essas defesas das plantas podem ser constitutivas (quando os metabólitos são produzidos naturalmente) ou induzidas (só se manifestando após uma injúria provocada pelo inseto, ou em casos de herbivoria) (RICKLEFS 2003: 482).

⁶ Palatabilidade - Definição: Plantas que servem como fonte de alimento e que apresentam condições fisiológicas que não causam intoxicação nos insetos que as utilizam (CATES 1980: 23).

*"insetos fitófagos comem para satisfazer seus requerimentos por nutrientes essenciais e para isto, precisam destruir muito alimento."*⁷

THORSTEINSON (1960: 193) discute os termos seleção de plantas-hospedeiras ("host-plant selection") e preferência de plantas-alimentícias ("food-plant preferences"), e estabelece uma diferença entre a utilização destes termos, citando que a preferência da planta-alimentícia consiste em uma série de eventos associados à percepção, encontro e o reconhecimento, incluindo as características físicas, visuais, olfativas e gustativas dos voláteis e fitoquímicos e alimentação (em regiões específicas de um vegetal), sendo a seleção da planta-hospedeira, mais relacionada com fatores evolutivos, genéticos e químicos das plantas que determinam a oviposição e a alimentação de uma determinada espécie de inseto fitófago, assim como a manutenção dessa espécie no ambiente.

PANIZZI & PARRA (1991: 06-07) reconhecem importância dos estudos relacionados ao desenvolvimento pós-embrionário de lepidópteros, e comentam a necessidade das criações desses insetos em laboratório. Embora, atualmente são poucos os trabalhos que demonstram o significado destes estudos, uma vez que, é através do conhecimento da duração das fases do desenvolvimento pós-embrionário em laboratório, que é possível o estabelecimento de parâmetros para variáveis biológicas, como a duração dos instares, os eventos de parasitismo, e o registro do comportamento.

Especialmente com relação aos lepidópteros-pragas, estudos sobre seus aspectos biológicos além de revelar indicadores de seu comportamento alimentar, sua relação com o ambiente em que vivem (como suas associações com as plantas-hospedeiras, com outros insetos como predadores e parasitóides) também podem servir como subsídios para o manejo integrado de pragas (MIP), para o manejo ecológico de pragas (MEP), programas de controle biológico e principalmente, para conhecer o papel das inter-relações e da ecologia desses seres vivos no ambiente (ALTIERI *et al.* 2003: 170).

Enfocando a importância do conhecimento da biologia de lepidópteros fitófagos, em trabalhos descritivos realizados a partir do isolamento dos fenômenos das ecdises, em laboratório, BARROS & LIMA (2004: 70) e BORN & LIMA (2005: 523), descreveram conceitualmente a ocorrência dos períodos inter-ecdísiais, considerando a determinação dos seguintes estágios para insetos holometabólicos: (1) estágios larvais (L1, L2, L3, L4,..., Ln), sendo o último estágio larval (Ln), incluindo a fase ativa do Ln, que corresponde ao último

⁷ (Fragmento original do artigo) "(...)Phytophagous insects eat to satisfy their requirements for essential nutrients and in so doing destroy enormous amounts of food and fiber(...)" (FRIEND 1958: 70).

período larval em que a larva ainda se alimenta e a fase prepupal; (2) O período larval total, que corresponde à soma do período larval ativo (tempo total em que a larva permanece se alimentando) e da fase prepupal; (3) o período de inatividade que compreende a soma dos períodos prepupal e pupal e (4) o período de desenvolvimento pós-embrionário total, que inicia com a data da eclosão da larva até a emergência do adulto.

1.1.3 A família Heliconiaceae

A família Heliconiaceae é originária da América tropical, tendo, portanto distribuição essencialmente Neotropical⁸, que compreende apenas o gênero *Heliconia* L., por isso é considerada uma família monotípica, que se encontra posicionada na Ordem Zingiberales (KRESS 1990: 160; 162).

BERRY & KRESS 1991⁹ *apud* SULTANA & HASSAN (2008: 141) descreveram que “o nome *Heliconia* é originário da palavra grega *Helicon*, que é associado a uma montanha localizada na Grécia, conhecida como a casa das musas,” o que sugere o motivo do nome do gênero *Musa*, que é conhecido como o grupo das bananeiras, uma vez que, na classificação botânica, o gênero *Heliconia* fazia parte, dos espécimes incluídos na família Musaceae¹⁰.

De acordo com KRESS (1990: 160) estima-se que existam, pelo menos, 250 espécies para este gênero. No entanto, segundo STILES (1975: 286) existem muitas sinonímias ainda muito utilizadas na literatura botânica, este autor também informa cerca de 35 espécies descritas somente para as zonas úmidas de baixa e média altitude na Costa Rica. E KRESS (1990: 166) comenta que um grande número de espécies nativas vem sendo descritas na região Andina do Equador, Colômbia e Peru.

KRESS (1990: 164) registrou que a espécie *H. bihai* foi citada por Linnaeus 1771, como a primeira espécie predominante no Brasil. Este autor informa que no Brasil existem 65 espécies descritas, mas que existe uma grande quantidade de sinonímias, essas espécies ocorrem nas regiões de Mata Atlântica, e em regiões da Amazônia.

⁸Neotropical – Definição: Neste trabalho a utilização do termo Neotropical refere-se à delimitação das regiões biogeográficas discutidas por MORRONE (2004: 157) que considera a região Neotropical composta pelos trópicos do Novo Mundo, a maior parte da América do Sul tropical, toda a América Central e o centro-sul do Oeste do México, as Antilhas e o sul da Península da Flórida.

⁹Berry, F. & W. J. Kress. 1991. *Heliconia: An Identification Guide*. Washington, Smithsonian Institution Press, 334 p.

¹⁰Na literatura botânica mais antiga anterior a SCHULTZ (1990: 377-378), e até em estudos mais recentes (LORENZI & SOUZA 2001: 791) muitas espécies de helicônias são chamadas de "bananeiras".

1.1.3.1 Morfologia Geral

Das muitas descrições encontradas na literatura, sobre a morfologia deste grupo, SCHULTZ (1990: 363) e SULTANA & HASSAN (2008: 141) resumiram as seguintes características: hábito arbustivo ereto, rizomatoso, com pecíolo longo, que são popularmente bastante confundidos com caule, tratando-se na verdade de um pseudocaule (podendo atingir 4,0 metros de altura) e apresentam folhas simples, tendo suas nervuras com disposição paralelinérvea e curvilínea (nas regiões laterais) estendendo-se até as margens.

As espécies deste gênero, segundo SCHULTZ (1990: 62) apresentam inflorescências terminais (contendo flores minúsculas), que podem apresentar uma disposição ereta ou pendente, com brácteas dispostas em um mesmo plano ou espiralada, em forma de barcos (naviculares), arranjadas duas a duas no raqui; cada bráctea corresponde a um cimo, cicínio ou cimo escorpióide (*cicinnus*) —quando o eixo principal enrola-se tipicamente e suporta os eixos secundários—, vistas de uma forma superficial plana as brácteas reproduzem uma linha em ziguezague.

Os órgãos reprodutivos como comentaram SULTANA & HASSAN (2008: 141) são característicos apresentando três carpelos sincárpicos (pluriloculares condescidos), ovário ínfero e trilobular, com óvulos solitários em todos os lócus. Os frutos podem apresentar pericarpo (com casca) ou podem ser do tipo drupa (carnosos).

De acordo com SIMÃO & SCATENA (2001: 415) os estudos sobre morfologia e anatomia de órgãos vegetativos das espécies desse gênero são importantes para o esclarecimento das relações taxonômicas das espécies deste grupo.

1.1.3.2 Posição Sistemática

Como comenta SCHULTZ (1990: 363) as helicônias compõem um grupo monotípico, uma vez que inclui um único gênero que se encontra posicionado no grupo das Zingiberales. A maioria dos taxonomistas considera a ordem Zingiberales como monofilética¹¹, composta atualmente por oito famílias: Cannaceae, Costaceae, Heliconiaceae, Lowiaceae, Marantaceae, Musaceae, Strelitziaceae e Zingiberaceae (KRESS 1990: 160, MANCHESTER & KRESS 1993: 1264, SULTANA & HASSAN 2008: 141).

¹¹Monofilético – Definição: Denomina-se grupo monofilético ou táxon monofilético um conjunto de espécies incluindo uma ancestral comum a todas as suas espécies descendentes (AMORIM 2002: 32).

Baseando-se nos caracteres morfológicos dos verticilos florais, incluindo a genitália (androceu e gineceu), SCHULTZ (1990: 363) considerou a classe Monocotyledonopsida (Monocotiledôneas), incluindo a ordem Scitamineae, também denominada Zingiberales ou Musales, reconhecida como a décima terceira ordem dentro de Monocotyledonopsida.

SCHULTZ (1990: 377-378) apresenta como representantes desta ordem, apenas as famílias Musaceae, Zingiberaceae, Cannaceae, Marantaceae e Lowiaceae, que são reconhecidas como plantas ornamentais, e relatou que a origem desta denominação vem de *scitamen*, do grego, e significa ornamento. Embora este autor não reconheça Heliconiaceae nem Strelitziaceae como famílias, inclui *Heliconia* e *Strelitzia* como gêneros de Musaceae.

MANCHESTER & KRESS (1993: 1264) reconhecem a família Musaceae na posição sistemática mais ancestral da Ordem Zingiberales ou Scitamineae e SCHULTZ (1990: 377-378) comenta a afinidade das famílias que compõem essa ordem com a família Orchidaceae.

1.1.3.3 Aspectos Biológicos do gênero *Heliconia* L. (Heliconiaceae)

Como cita LORENZI & SOUZA (2001: 771-791) as espécies de *Heliconia* são bastante adaptadas a condições de submata úmida, são comumente encontradas em parques e jardins; a maioria das espécies neotropicais, principalmente, as que ocorrem no Brasil, não se adaptam bem a baixas umidades, nem baixas temperaturas, pois são sensíveis ao frio.

Um estudo desenvolvido por RUNDEL *et al.* (1998: 791) baseando-se nas adaptações estruturais e fisiológicas das espécies de *Heliconia* neotropicais a luminosidade e utilizando espécies com diferentes regimes de luminosidade, permitiu demonstrar que a luminosidade é um dos fatores que influenciam a distribuição destas espécies, e principalmente, a sua eficiência de captação de luz solar, que favorecem as taxas fotossintéticas e conseqüente um aumento de produtividade (brácteas mais vigorosas, produto alvo para a comercialização) garantindo a viabilidade da produção.

Estes autores ainda sugerem que a utilização do conhecimento dos aspectos fisiológicos, morfológicos e anatômicos dessas plantas, pode contribuir para a minimização dos custos na sua produção, seja em áreas de mata, seja em cultivos, uma vez que os investimentos metabólicos das plantas vão favorecer o incremento na produtividade, e a diminuição das perdas, por fatores como o estresse hídrico, seja ele por excesso ou falta de água (RUNDEL *et al.* 1998: 799).

SIMÃO & SCATENA (2003: 67) demonstram a inviabilidade da propagação das espécies de *Heliconia* por sementes, pois observaram que para muitas espécies dentro do grupo das Zingiberales e, principalmente para a espécie de *H. velloziana* L. Emygd., as sementes levam cerca de quatro meses para germinar, e o embrião permanece indiferenciado na época da maturação do fruto, além de apresentar um endocarpo (tecido que envolve a semente) pétreo que dificulta sua liberação.

SIMÃO & SCATENA (2003: 67) comentam que a propagação vegetativa é mais eficiente, uma vez que atende as rigorosas exigências do mercado internacional —de minimização de custos e de tempo investido para o cultivo—, por isso, as técnicas de cultivo associadas à biotecnologia e ao conhecimento dos aspectos da biologia (fisiologia, fenologia, morfologia e etc.) destas plantas vêm crescendo nos últimos anos.

O trabalho desenvolvido por TRIPLETT & KIRCHOFF (1991: 887) reforça a importância dos estudos relacionados aos aspectos biológicos de espécies vegetais cultivadas, uma vez que esclarece tanto questões relacionadas ao cultivo, como taxonômicas: esses autores confirmam a separação dessas duas famílias, Heliconiaceae e Musaceae, considerando a anatomia das folhas como caracteres igualmente importantes para a taxonomia, uma vez que, as abordagens taxonômicas e cladísticas consideram apenas as inflorescências e a morfologia floral como os caracteres mais importantes para a classificação.

TRIPLETT & KIRCHOFF (1991: 887) também demonstram que, as características morfológicas e anatômicas do mesófilo foliar e dos feixes vasculares, associadas à fisiologia vegetal, separam estas duas famílias e ainda explicam o fato de existirem espécies endêmicas em determinadas áreas e a ampla distribuição, principalmente das espécies brasileiras, relacionadas com a sua adaptação às condições abióticas.

Dentro de Heliconiaceae, SIMÃO & SCATENA (2001: 415); (2004: 261) reconhecem que o estudo da morfologia das brácteas, é fundamental para a determinação taxonômica específica dentro deste grupo, pela presença de diferentes tipos de brácteas, (cimbiformes, cimbiformes conduplicadas ou lanceolado conduplicadas, com orientações espiraladas ou dísticas).

Um dos aspectos biológicos relacionados às espécies de *Heliconia* é a secreção e produção diária dos líquidos presentes nas brácteas que apresentam composição e quantidades diferentes variando com cada espécie e sua adaptação a determinados ambientes (RICHARDSON & HULL 2000: 462). Como citam WOOTTON & SUN (1990: 156) a presença deste líquido secretado pelas brácteas pode estar relacionado com a defesa dessas plantas contra alguns herbívoros.

1.1.3.3.1 *Heliconia bihai* (L.) L.

Conhecida popularmente no Brasil pelos nomes caetê-vermelho, tracoá, pacova-brava, pássaro-de-fogo (LORENZI & SOUZA 2001: 773-774), pacavira (no nordeste), banana-do-mato (Amazônia, Bahia e Rio de Janeiro), bananeirinha-do-mato (São Paulo) e pacova (Mato Grosso) BRAGA (1976: 70). Nos países de língua inglesa e no exterior esta espécie é conhecida comercialmente por Crab claw, Lobster claw, Macaw flower (SULTANA & HASSAN 2008:144).

Na literatura já foi registrada pelos sinônimos: *H. caribaea* Lam., *H. aurea* R. Rodr. (LORENZI & SOUZA 2001: 773-774); *H. humilis* Jacq., *Bihai luteofusca* O. Kuntze, *B. bihai* (L.) (SULTANA & HASSAN 2008:144) e *Musa bihai* L. (BRAGA 1976: 69-70).

Quanto à origem e distribuição, BRAGA (1976: 69-70) considera *H. bihai* (L.) L. como uma planta natural das Antilhas, América Central e do Sul. LORENZI & SOUZA (2001: 773-774) indicam dois pontos mais específicos para a origem: Havaí e Brasil.

Com relação à morfologia geral LORENZI & SOUZA (2001: 772) comentam que “*esta espécie se encontra dentro do padrão do gênero, suas folhas são grandes e glabras, apresentando nervuras paralelas e curvilíneas (nas margens) com pecíolo longo, as brácteas são eretas e apresentam tonalidades de cores como verde e variações do vermelho ao alaranjado. As flores guardadas pelas brácteas são pequenas e brancas, apresentam pseudocaulé com hábito arbustivo e pode atingir cerca de 3,0 metros de altura.*”

Existem duas variedades mais conhecidas *H. bihai*: (1) "Napi" que é originária da América do Sul, incluindo a Amazônia brasileira, popularmente conhecida por banana-do-mato, helicônia-transamazônica e banana-brava; e (2) "Peach Pink" obtida por melhoramento, através de seleção em cultivos. Em geral as variedades de *H. bihai* podem ser cultivada ao longo do ano, como plantas isoladas ou em grupos (renques)¹² (LORENZI & SOUZA 2001: 773-774).

1.1.3.3.2 *Heliconia wagneriana* Petersen

Os registros de LORENZI & SOUZA (2001: 791) relatam que no Brasil, *Heliconia wagneriana* Petersen é conhecida popularmente pelos nomes de tracoá, caetê-do-sol e caetê-manchado, e não citam a ocorrência de sinonímias para esta espécie, que é originária da América Central, Colômbia e possivelmente da Amazônia brasileira.

¹²Renques – Definição: Plantas que não são podadas e apresentam naturalmente altura e forma com potencial decorativo (LORENZI & SOUZA 2001: 24).

Segundo LORENZI & SOUZA (2001: 787) em relação à morfologia geral, “*esta espécie apresenta folhas verdes, grandes e glabras, de margem ondulada e nervura central de coloração amarelada. As brácteas têm coloração amarela na base, com tons avermelhados e coloração verde nas margens. São visualmente diferentes das plantas de H. bihai, também apresentam um porte menor. Esta espécie é cultivada em renques, ocupando áreas ensolaradas e não está adaptada ao frio, sua multiplicação é feita por divisão de touceiras.*”

1.1.4 Evolução do cultivo de helicônias e a produção de flores tropicais

Na última década, o mercado mundial de flores tropicais vem apresentando um elevado potencial de crescimento e é atualmente um agronegócio muito valorizado em termos de exportação para países consumidores, como Holanda, EUA, Japão, Espanha e França (CASTRO *et al.* 2007: 1299, JUNQUEIRA & PEETZ 2008: 38).

Como citam JUNQUEIRA & PEETZ (2008: 37) “*A floricultura empresarial brasileira vem adquirindo notável desenvolvimento nos últimos anos e se caracteriza já como um dos mais promissores segmentos no campo dos agronegócios nacionais. Observa-se, em todo o Brasil, um movimento marcado por fortes índices de crescimento da base produtiva e inclusão de novos pólos geográficos regionais na produção de flores e plantas ornamentais.*”

Segundo esses mesmos autores, no Brasil, os estados que se destacam na floricultura tropical de flores ornamentais são: São Paulo, Rio Grande do Sul, Paraná, Santa Catarina, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Goiás, Distrito Federal, e os Estados do Norte e Nordeste como pólos florícolas.

Com relação às flores tropicais do gênero *Heliconia* e espécies afins, os maiores produtores e exportadores da região Nordeste são: Pernambuco, Alagoas e Ceará (JUNQUEIRA & PEETZ 2008: 37). Nessa Região, um dos destaques da produção são as espécies de *Heliconia*, que como citam SERRA & COELHO (2007: 44), sendo um dos gêneros mais importantes da floricultura tropical, destacando-se as seguintes espécies, como as mais comercializadas no Nordeste do Brasil: *H. psittacorum* L. f., *H. rostrata* Ruiz & Pavón, *H. bihai* (L.) L., *H. stricta* Huber, *H. wagneriana* Petersen, *H. angusta* Vell., *H. ortotricha* L. Andersson e *H. chartacea* Lane ex Souza Barreiros.

Segundo DUARTE (2007: 02), os cultivos de espécies de *Heliconia* vêm tomando uma maior dimensão, com um significativo aumento da área plantada na Zona da Mata do

Nordeste do Brasil, e este crescimento vem favorecendo, principalmente, pequenos e médios produtores, como ocorre no Estado de Alagoas, onde as parcerias entre os pequenos produtores são direcionadas para a criação de associações, que apesar da pouca tecnologia aplicada aos cultivos, têm favorecido o crescimento das exportações no Estado.

Com a acentuada procura e o estabelecimento de cultivos de espécies de helicônias destinadas a exportação comercial, cresceu o desenvolvimento das técnicas de cultivo aliadas à utilização da biotecnologia e do melhoramento genético para o incremento na produção de variedades resistentes a pragas e principalmente doenças, sendo que atualmente a propagação das principais espécies é feita por cultura de tecidos (SIMÃO & SCATENA 2003: 65, RODRIGUES 2005: 70, SANTOS *et al.* 2006: 273, CASTRO *et al.* 2007: 1300).

1.1.5 Insetos associados a espécies do gênero *Heliconia* L. (Heliconiaceae)

A presença de insetos-praga em cultivos mais tradicionais, como os de *Musa* spp. (Musaceae) (bananeiras), por serem parentes das helicônias, despertou o interesse dos estudos relacionados à entomofauna associada a algumas espécies de helicônias (CLEARE 1926: 361, MALO & WILLIS 1961: 530, SILVA *et al.* 1968: 326-327, OSTMARK 1974: 164, GALLO *et al.* 2002: 595-596, DYER *et al.* 2005: 403).

Embora as helicônias estejam sujeitas a herbivoria e a danos provocados por insetos fitófagos, poucos trabalhos registram as espécies, que podem ser consideradas pragas. A maioria das espécies de insetos associados às helicônias, foi registrada em estudos relacionados com o conhecimento da sua função ecológica, ou tiveram apenas sua ocorrência citada em trabalhos, cujo foco era a morfologia das brácteas de diferentes espécies de helicônias, como relatam SEIFERT & SEIFERT (1979: 51), NAEEM (1988: 202) e WOOTTON & SUN (1990: 156).

1.1.5.1 Associações ecológicas

Os crisomelídeos *Xenarescus monocerus* Oliver, 1808 e *Cephaloleia neglecta* Weise, 1885 (Coleoptera: Chrysomelidae: Hispinae) são citados por SEIFERT & SEIFERT (1979: 51) como insetos que, apesar de apresentarem relações intrínsecas com algumas espécies de *Heliconia*, podem causar danos nas folhas e brácteas.

Esses autores citam que a espécie *X. monocerus* alimenta-se de partes de três espécies de *Heliconia*, causando potenciais danos quando se alimentam das folhas mais jovens (quando as mesmas ainda se apresentam enroladas) de *H. bihai*, *H. revoluta* (Griggs) Standl. e *H. aurea* G. Rodr., além de também se alimentarem das brácteas de *H. bihai*.

SEIFERT & SEIFERT (1979: 52) também observaram que em alguns casos, a espécie *C. neglecta* pode competir com *X. monocerus* por habitat e alimento quando estão presentes nas brácteas mais velhas, indiretamente induzindo *X. monocerus* a se alimentar de brácteas mais jovens e também de folhas.

AUERBACH & STRONG (1981: 64) relatam a associação dos estágios imaturos e adultos de *Cephaloleia consanguinea* Baly, 1864 (Coleoptera: Crisomelidae), como besouros especialistas exclusivos de folhas de *H. imbricata* (Kuntze); enquanto *Chelobasis perplexa* Baly, 1885 (Coleoptera: Crisomelidae) se restringe às folhas jovens de *H. imbricata* e *H. latispatha*.

Baseados em estudos de sobre “ilhas ecológicas” (refúgios ecológicos), que são micro habitats favoráveis ao desenvolvimento de determinadas espécies, especialmente de insetos, JANZEN (1968)¹³ *apud* SEIFERT (1975: 1416) consideram as brácteas como estruturas que apresentam condições ideais para desenvolvimento e alimentação de determinadas espécies de insetos, sendo *H. wagneriana* e *H. imbricata* como as espécies mais conhecidas.

SEIFERT (1975: 1417) registrou para a espécie *H. wagneriana* algumas ordens e famílias de insetos associados às brácteas desta planta, apesar da baixa densidade de insetos amostrada e considerando, entretanto, três categorias de localização a seguir indicadas 1) **Espécies vivendo como larvas ou ninfas** (plecópteros, dictiópteros, Blattidae, lepidópteros, coleópteros das famílias Carabidae e Chrysomelidae e dípteros das famílias: Stratiomyidae, Syrphidae, Richardiidae) 2) **Espécies vivendo como adultos**, dermápteros e coleópteros das famílias Hydrophilidae, Staphylinidae, Scarabaeidae, Chrysomelidae e Curculionidae; e 3) **Espécies encontradas próximo às brácteas** (coleópteros da família Hydrophilidae e dípteros das famílias: Syrphidae, Richardiidae).

Para a espécie *H. imbricata* SEIFERT (1975: 1417) registrou 1) **Espécimes vivendo como larvas ou ninfas**, exemplares não especificados de Lepidoptera, Coleoptera das famílias: Carabidae, Elateridae e Chrysomelidae, e dípteros das famílias: Stratiomyidae, Syrphidae, Richardiidae; 2) **Espécimes vivendo como adultos** registrou ortópteros da família Tettigoniidae, dermápteros, dictiópteros, blatódeos, hemípteros e coleópteros das famílias:

¹³Janzen, D. H. 1968. Host plants as islands in evolutionary and contemporary time. *American Naturalist* 102: 592-595p.

Hydrophilidae, Staphylinidae, Scarabaeidae e Chrysomelidae; em 3) **Espécimes encontradas próximo as brácteas** registrou-se dictiópteros, Blatódeos, Coleoptera das famílias Hydrophilidae, Staphylinidae, Chrysomelidae e Diptera das famílias Stratiomyidae e Syrphidae.

Neste mesmo estudo, SEIFERT (1975: 1421) demonstrou que a espécie mais comum apresenta-se restrita às inflorescências das helicônias, como larvas ou adultos buscando recursos alimentares. E que a oviposição ocorre somente quando as brácteas são jovens. Foi observado que além destes aspectos as populações de insetos encontradas nessas helicônias só podem sobreviver durante o tempo de vida das inflorescências (durabilidade de 13 semanas).

Como essas espécies predadoras foram pouco encontradas nas inflorescências, parece que a predação não é tão importante nestas comunidades. Os organismos mais comuns nas inflorescências das helicônias estudadas foram moscas e besouros (dípteros e coleópteros). As moscas foram encontradas apenas em sua fase larval e as espécies de besouros como larvas e adultos (SEIFERT 1975: 1417).

Baseado nas implicações ecológicas de fenômenos de predação em quatro espécies de artrópodes que habitam o líquido produzido e retido nas brácteas de *H. imbricata*, NAEEM (1988: 202) observou que ocasionalmente larvas de *Pentaneura* sp. (Diptera: Chironomidae) são responsáveis pela diminuição da densidade de larvas do mosquito *Wyeomyia pseudopecten* Dyar and Knab, 1906 (Diptera: Culicidae) que de fato é a espécie residente neste líquido. Nesse estudo esse autor também registrou o culicídeo *Trichoprosopon digitatum* Rondani, 1848 (que ocorre ocasionalmente) e uma espécie desconhecida de *Harpacticoid* sp. (Copepoda), que também serve como presa para as larvas do Chironomidae. O autor tentou demonstrar que a ausência de um desses artrópodos influencia o comportamento de predação.

Um trabalho importante que deve ser considerado, quando se fala dessas relações ecológicas entre os insetos fitófagos e as helicônias é o estudo de WOOTTON & SUN (1990: 156) testando a hipótese de que o líquido secretado pelas brácteas de *H. wagneriana* está relacionado com a defesa desta planta, contra a herbivoria, comprovando esta relação, uma vez que, as inflorescências sofrem mais danos causados por insetos fitófagos, na ausência deste líquido.

Estudos recentes realizados em plantios de helicônias no Estado de Alagoas revelaram a existência de pelo menos doze espécies de formigas dos gêneros *Crematogaster*, *Atta*, *Camponotus*, *Odontomachus* e *Ectatomma* (BORN *et al.* 2009: 02-03).

1.1.5.2 Associações de insetos sugadores e desfolhadores

WARUMBY *et al.* (2004: 33) citam as espécies *Castnia icarus* (Cramer, 1775) e *C. licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae)¹⁴ como as principais brocas de *H. rostrata*, *H. psittacorum* cv. Golden Torch, *H. caribea* Lam., *H. collinsiana* Griggs e *H. ortotricha* L. Anderss cv. Edge of Nigth, que ao se alimentarem dos tecidos internos do rizoma e do pseudo-caule, abrem galerias que levam as plantas à morte.

Esses mesmos autores também informam a espécie *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae) como broca do pseudocaule de *H. psittacorum* (L.) f. (das cultivares Golden Torch, Sassy e Golden Red).

WARUMBY *et al.* (2004: 35) registram gafanhotos do gênero *Schistocerca* (Orthoptera: Acrididae) como potenciais desfolhadores, que causam danos nos cultivos de *H. psittacorum*; quanto ao principal inseto sugador comentam a ocorrência da cochonilha-da-raíz *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) (Hemiptera: Pseudococcidae) que pode ser encontrada atacando tanto em rizomas como em flores de *H. orthotricha* cv. Edge of Night, *H. bihai* e *H. psittacorum*.

Com relação às espécies de lepidópteros filófagos e desfolhadores de helicônias, WARUMBY *et al.* (2004: 34) citam as espécies *Antichloris eriphia* (Fabricius, 1777) (Lepidoptera: Arctiidae), *C. illioneus* e *Opsiphanes invirae* (Hubner, 1818) e WATANABE (2007: 312) registrou as espécies *A. eriphia* e *C. illioneus* como desfolhadoras de *H. latispatha*.

AUERBACH & STRONG (1981: 64) comentam a utilização de *H. imbricata* na alimentação de seis espécies de Lepidoptera, como: *C. memnon* (C. Felder & R. Felder, 1867), *O. tamarindi* C. Felder & R. Felder, 1861 (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), *Sibine apicalis* Dyar 1900, *Sibine* sp., *Metraga* sp., (Lepidoptera: Limacodidae) e *Megalopyge* sp. (Lepidoptera: Megalopygidae).

¹⁴Apesar de o gênero *Castnia* ser indicado neste trabalho, atualmente as espécies citadas foram deslocadas para o gênero *Telchin* Hübner, 1825 sendo reconhecido pela revisão de MORAES & DUARTE (2009: 246) como o sinônimo genérico mais antigo.

1.1.6 O Gênero *Caligo* Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)

As espécies do gênero *Caligo* Hübner, [1819] são consideradas borboletas de grande porte, muito conhecidas pelo desenho circular da composição de escamas, na face inferior das asas posteriores, que deram origem aos nomes populares "borboleta-olhos-de-coruja" ou "corujão" (OTERO 1986: 59).

GUAGLIUMI (1972: 379) registra para o Nordeste do Brasil, no Estado de Pernambuco os seguintes nomes populares, que reúnem as espécies destes gêneros: olho-de-boi, olhos-de-coruja, borboleta-coruja e corujão. Contudo nos países de língua inglesa os adultos do gênero *Caligo* são conhecidas apenas como *owl butterfly*, que significa "borboleta-olhos-de-coruja" (FREITAS *et al.* 1997: 14).

SRYGLEY & PENZ (1999: 83) comentam que estes brassolíneos reúnem duas características principais e gerais: grande porte e hábitos crepusculares. Os adultos apresentam características morfológicas marcantes como: manchas circulares semelhantes a manchas ocelares (ou "olhos"), popularmente denominadas de "*olhos ventrais*", com tamanhos variados e cores atrativas, dispostos na face ventral das asas, que os caracterizam como os mais conhecidos lepidópteros Neotropicais.

Por estas características, esses lepidópteros são bastante apreciados por naturalistas, e muito utilizados em programas de educação ambiental, sendo as larvas criadas como uma das atividades para a manutenção de projetos de borboletários, e a obtenção das borboletas o componente mais atrativo; além do grande interesse de pesquisadores para estudos que visem à elucidação de suas relações de parentesco, através da descrição da morfologia de imaturos e de seus aspectos biológicos (FREITAS & BROWN JR 2004: 375).

Apesar das espécies de *Caligo* serem bastante conhecidas pela beleza de suas borboletas, poucos registros são encontrados na literatura sobre os nomes populares associados às larvas, e também sobre suas impressões etnoentomológicas. Na Costa do Equador MALO & WILLIS (1961: 530) registram nomes populares para as larvas de *C. eurylochus* (Cramer 1775), conhecidas como "*la vaquita negra*" e o segundo registro foi feito na Colômbia, para a espécie *C. illioneus* cujas larvas são conhecidas por "*gusano cabrito*" (LAVERDE & BORJA 1998: 9). Esses últimos autores também citam a denominação popular dos adultos de "*ojo de búho*".

1.1.6.1 Distribuição

Na literatura aplicada aos lepidópteros poucos são os registros da localização regional das espécies de *Caligo*. Contudo, de acordo com CASAGRANDE (1979a: 177), YOUNG & MUYSHONDT (1985: 155) e ACKERY (1988: 99-100) as espécies deste gênero apresentam distribuição geográfica essencialmente Neotropical.

Essas espécies se encontram amplamente distribuídas na América Central e na América do Sul, ocorrendo da Costa Rica até a Argentina, e compreendem 21 espécies, reconhecidas por SRYGLEY & PENZ (1999: 84).

A distribuição geográfica de algumas espécies do gênero *Caligo* para a região Neotropical encontra-se listada no quadro 1.1.

Quadro 1.1. Distribuição geográfica Neotropical das espécies do gênero *Caligo* Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

ESPÉCIE	PAÍS	ESTADO	LOCALIDADE	REFERÊNCIA
<i>Caligo atreus</i> (Kollar, 1850)	Costa Rica	San Jose Province	Bajo la Hondura	YOUNG & MUYSHONDT (1985: 155)
		-	-	OTERO & CASAGRANDE (1992: 723)
		Cartago	Estação de Biologia Tropical, no rio Macho	CALVO (2004: 915)
<i>C. arisbe</i> Hübner [1822] x <i>C. martia</i> (Godart, [1824]) (híbrido natural)	Brasil	Paraná	São Luiz do Purunã	OTERO & CASAGRANDE (1992: 724)
<i>C. beltrao</i> (Illiger, 1801)	Brasil	Amazonas	-	CASAGRANDE (1979a: 190)
		Bahia	-	
		Rio de Janeiro	Itatiaia e Petrópolis	
		São Paulo	Salesópolis e Alto da Serra	
		Minas Gerais	Teophilo Ottoni	
		Paraná	Candido de Abreu	
		Santa Catarina	Joinville	
<i>C. brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	Argentina	Rio de Janeiro	Cabo Frio	MARGARÍA <i>et al.</i> (2007: 520)
		Misiones	-	
<i>C. brasiliensis brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	Brasil	Amazonas	-	CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09)
		Pernambuco	-	
		São Paulo	-	
		Santa Catarina	-	
		Espírito Santo	-	
		Rio de Janeiro	-	
<i>C. erisbe</i> Huebner, 1822-26	Argentina	Misiones	-	SILVA <i>et al.</i> (1968: 327)
<i>C. eurylochus</i> (Cramer 1775)	Brasil	Rio de Janeiro	-	YOUNG & MUYSHONDT (1985: 155)
	Costa Rica	-	-	
<i>C. eurylochus brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	Equador	-	-	MALO & WILLIS (1961: 530)
		-	-	
<i>C. eurylochus eurylochus</i> (Cramer, 1775)	Brasil	Alagoas	Maceió	CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09)
		Acre	-	
		Amazonas	-	
		Pará	-	
		Roraima	-	
		Rondônia	-	
		Mato Grosso	-	
		Guiana Francesa	-	
Suriname	-			

Observação: A nomenclatura das espécies do gênero *Caligo* foi escrita de acordo com as informações dos artigos originais.

Quadro 1.1 (Continuação) Distribuição geográfica Neotropical das espécies do gênero *Caligo* Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

ESPÉCIE	PAÍS	ESTADO	LOCALIDADE	REFERÊNCIA
<i>C. idomeneus</i> (Linnaeus, 1758)	Panamá	-	Fort Clayton	PENZ <i>et al.</i> (1999: 145)
	Brasil	Espírito Santo	Reserva Florestal de Linhares	FREITAS <i>et al.</i> (1997: 14)
	Colômbia	Cali	Vale do Rio Cauca	LAVERDE & BORJA (1998: 08)
<i>C. illioneus</i> (Cramer, 1775)	Brasil	São Paulo	Jaguariúna	WATANABE (2007: 312)
		Rio de Janeiro	-	SILVA <i>et al.</i> (1968: 327)
	Espírito Santo	Reserva Florestal de Linhares	FREITAS <i>et al.</i> (1997: 14)	
	Pernambuco	-	WARUMBY <i>et al.</i> (2004: 78)	
	Panamá	-	Parque Nacional Soberania	SRYGLEY & PENZ (1999: 83)
<i>C. illioneus illioneus</i> (Cramer, [1776])	Brasil	Rio de Janeiro	-	CLEARE (1926: 361)
	Colômbia	-	-	
	Equador	-	-	
	Guiana	-	Georgetown	
	Peru	-	-	
	Venezuela	-	-	
<i>C. illioneus oberon</i> Butler, 1870	Panamá	-	Parque Nacional Soberania	PENZ <i>et al.</i> (1999: 142)
		-	Rio Natal, São Bento do Sul	CASAGRANDE & MIELKE (2000: 75)
<i>C. martia</i> (Godart, [1824])	Brasil	Santa Catarina	-	SILVA <i>et al.</i> (1968: 327)
		Rio Grande do Sul	-	
<i>C. memnon</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Inglaterra	-	Stratford Butterfly Farm (Stratford, Londres)	FREDERIKSEN & WARRANT (2008: 845)
		-	La Selva Biological Station	DYER <i>et al.</i> (2005: 403)
	Costa Rica	-	Organization for Tropical Studies, Finca la Selva	AUERBACH & STRONG (1981: 65)
		-	Finca la Tigra	YOUNG & MUYSHONDT (1985: 155)
		-	Puntaneras (Barranca)	
	El Salvador	-	-	HARRISON (1964: 514)
-	-	San Salvador	YOUNG & MUYSHONDT (1985: 155)	
<i>C. memnon telamonius</i> (Felder, 1862)	Brasil	Ceará	-	SILVA <i>et al.</i> (1968: 327)
<i>C. oileus</i> C. Felder & R. Felder, 1861	Panamá	-	Parque Nacional Soberania	SRYGLEY & PENZ (1999: 83)
<i>C. parasiodus</i> Fruhstorfer 1912	Brasil	Pernambuco	-	GUAGLIUMI (1972: 378)
		-	-	SILVA <i>et al.</i> (1968: 327)
<i>C. teucer</i> (Linnaeus, 1758)	Brasil	Pernambuco	Pombos e Recife	SOUZA <i>et al.</i> (2006: 1243)

Observação: A nomenclatura das espécies do gênero *Caligo* foi escrita de acordo com as informações dos artigos originais.

1.1.6.2 Posição Sistemática

O gênero *Caligo* Hübner, [1819] apresenta como posição sistemática à superordem Lepidopteroidea Heymons, 1915, ordem Lepidoptera Linnaeus, 1758 (MIELKE & CASAGRANDE 2006: 23) superfamília Papilionoidea, família Nymphalidae Swainson, 1827; subfamília Brassolinae (Boisduval, 1836) Bates, 1861 e a tribo Brassolini (Boisduval, 1836) Handlirsch, 1925 (CASAGRANDE 1995: 674-681).

De acordo com as considerações sobre o histórico da classificação da subfamília Brassolinae por CASAGRANDE (1995: 673), este grupo foi citado pela primeira vez por Boisduval (1836) que considerando caracteres morfológicos de larvas e adultos, os denominou de Brassolides, classificado como uma tribo, junto com os Nymphalides, Morphides, Satyrides e Biblides.

Desenvolvendo um estudo sobre a morfologia externa dos adultos da espécie *C. beltrao*, CASAGRANDE (1979b: 711) registra sua classificação incluída na família Satyridae e na subfamília Brassolinae. Posteriormente CASAGRANDE (1995: 673) comenta que: "*a grafia correta Brassolidae, foi utilizada pela primeira vez por Doubleday (1844) e que Brassolinae passou a ser incluída como uma subfamília de Nymphalidae por Bates (1861).*"

WAHLBERG *et al.* (2003: 473) desenvolvendo um estudo sobre sistemática de Nymphalidae, baseados em análises cladísticas moleculares, utilizando seqüências de genes mitocondriais (COI, 1450 bp) e também duas seqüências de genes nucleares (EF-1a, 1064 bp e *wingless* 412–415 bp), identificaram através de uma revisão da classificação das subfamílias e tribos, proposta por Harvey em 1991 quatro novos clados dentro de Nymphalidae. Esses autores consideram a família Nymphalidae, composta por doze subfamílias (Libytheinae, Danainae, Charaxinae, Morphinae, Satyrinae, Calinaginae, Heliconiinae, Limenitidinae, Cyrestinae, Biblidinae, Apaturinae e Nymphalinae) e trinta e nove tribos.

Dessa forma a classificação sistemática proposta por WAHLBERG *et al.* (2003: 483) não reconhecem a subfamília Brassolinae e inclui Brassolini como uma tribo dentro da subfamília Morphinae, neste trabalho consideram-se quatro clados principais: 1) Danaine, que inclui a subfamília Danainae; 2) Satyrine, incluindo Charaxinae, Satyrinae, Calinaginae e Morphinae; 3) Heliiconine, que incluem Heliconiinae e Limenitidinae; e 4) Nymphaline, incluindo, Nymphalinae, Apaturinae, Coeini, Biblidini, Cyrestini e Pseudergolini.

FREITAS & BROWN JR (2004: 375) estudando os caracteres morfológicos de ovos, larvas, pupas e adultos de 213 espécies representantes de Nymphalidae, consideram a subfamília Brassolinae como grupo irmão de Morphinae. Esses autores consideram os

caracteres morfológicos dos ninfalídeos imaturos, como indicadores importantes para o esclarecimento das relações filogenéticas entre alguns grupos, principalmente daqueles pouco estudados, contudo comentam que os caracteres morfológicos dos adultos ainda são os modelos mais utilizados, pois definem bem a posição cladística da família Brassolinae.

PENZ (2007: 17) revisando a classificação da tribo Brassolini, proposta por Miller (1968), considera três subtribos: a subtribo Biina, que inclui um único gênero *Bia* Hübner, 1819; subtribo Naropina, que inclui os gêneros *Narope* Doubleday, 1849 e *Aponarope* Casagrande, 1982; e subtribo Brassolina que inclui 15 gêneros (*Brassolis* Fabricius, 1807; *Dynastor* Doubleday, 1849; *Dasyophthalma* Westwood, 1851; *Ooptera* Aurivillius, 1882; *Mimoblepia* Casagrande, 1982 syn.n.; *Caligo* Hübner, 1819; *Caligopsis* Seydel, 1924; *Eryphanis* Boisduval, 1870; *Penetes* Doubleday, 1849; *Selenophanes* Staudinger, 1887; *Catoblepia* Stichel, 1901; *Mielkella* Casagrande, 1982; *Orobrassolis* Casagrande, 1982; *Blepolenis* Röber, 1906 e *Opsiphanes* Doubleday, 1849 e *Caligo* Hübner, 1819. Esse autor confirma a monofilia para apenas 16 dos 18 gêneros que compõem a tribo Brassolini.

O trabalho mais recente de CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09) sobre a morfologia da larva de quinto ínstar *C. brasiliensis brasiliensis* (C. Felder, 1862), inclui esta subespécie na família Nymphalidae e subfamília Morphinae.

BIZARRO *et al.* (2003: 279) comentaram que, apesar de já estar estabelecida taxonomicamente, a família Nymphalidae apresenta-se controversa com relação às categorias taxonômicas inferiores, uma vez que existem muitas divergências na classificação e nas propostas de relações de parentesco entre as subfamília e tribos, principalmente porque muitos estudos utilizam de forma tradicional um grupo particular de caracteres, muitas vezes desconsiderando outros caracteres também esclarecedores.

Mesmo com extensos estudos desenvolvidos sobre a posição sistemática dos táxons dentro da família Nymphalidae e as muitas divergências em torno de sua classificação, deve-se considerar o fato de que, os estudos sobre sistemática são sustentados e influenciados pelo método de análise cladística utilizado, pelo conjunto de caracteres morfológicos escolhidos, ou seqüências de genes utilizados e pelas relações de parentesco relativas ao grupo externo escolhido (BIZARRO *et al.* 2003: 279).

1.1.6.3 Aspectos Biológicos

YOUNG & MUYSHONDT (1985: 169) comentaram que em cativeiro, construído em ambiente natural, uma única fêmea de *C. memnon* oviposita 165 ovos, encontrados em grupos

de três a oito ovos em folhas de *Musa* sp., encontrando posturas com 30-40 ovos inférteis e sugerem que esta fêmea precisava copular mais de uma vez para fertilizar todos os ovos.

MALO & WILLIS (1961: 530) registraram que as posturas de *C. eurylochus* são realizadas em grupos de 3 a 20 ovos, sendo as posturas que continham sete ovos as mais comuns, registram um total de 148 ovos em folhas de *Musa* sp.. CASAGRANDE (1979a: 179) cita para *C. beltrao* (Illiger, 1801) a ocorrência de posturas de 4 a 5 ovos depositados nas folhas de *Calathea zebrina* (Sims) Lindl. (Marantaceae), com um total de 160 ovos depositados por uma única fêmea.

O período embrionário (da postura à eclosão da larva) de *C. eurylochus* descrito por MALO & WILLIS (1961: 533) foi de nove dias e CASAGRANDE (1979a: 179) cita uma duração de 14 dias para a espécie *C. beltrao*. OTERO & CASAGRANDE (1992: 724) comentam que em cativeiro, posturas de híbridos entre diferentes espécies dos gêneros *Caligo* e *Dynastor* Doubleday, [1849] são viáveis.

As larvas do gênero *Caligo* apresentam hábitos crepusculares, gregários, e também diurnos e têm sido incluídas no elenco de pragas desfolhadoras de plantas cultivadas, especialmente *Musa* spp. (Musaceae), destacando-se *C. beltrao*, *C. brasiliensis* (C. Felder, 1862), *C. eurylochus* e *C. memnon* (C. Felder & R. Felder, 1867) (MALO & WILLIS 1961: 530, DYER *et al.* 2005: 403).

AUERBACH & STRONG (1981: 65), CASAGRANDE (1979a: 177), ACKERY (1988: 99) e SRYGLEY & PENZ (1999: 83) indicam que as espécies de *Caligo* são essencialmente oligófagas, uma vez que os registros de plantas-hospedeiras encontrados frequentemente na literatura citam-na associada ao grupo de plantas monocotiledôneas e incluem as famílias Arecaceae, Cannaceae, Cyclanthaceae, Heliconiaceae, Musaceae, Maranthaceae, Poacea e Zingiberaceae.

AUERBACH & STRONG (1981: 71, 77) registram que a herbivoria dos brassolíneos oligófagos *C. memnon* e *O. tamarindi* associados a espécies de *Musa* sp., *H. imbricata* e *H. latispatha* pode estar correlacionada com a presença dos diferentes teores de nitrogênio nas vias metabólicas dos tecidos destas plantas, onde os baixos teores deste macronutriente pode ser um importante mecanismo químico de defesa para essas plantas.

Com relação ao total de instares do desenvolvimento larval de *Caligo*, é comum a existência de cinco instares larvais como registrado para: *C. beltrao* (CASAGRANDE 1979a: 191), *C. eurylochus* (MALO & WILLIS 1961: 530), *C. memnon*, *C. atreus* (Kollar, 1850) (YOUNG & MUYSHONDT 1985: 155), *C. martia* (Godart, [1824]) (CASAGRANDE & MIELKE 2000: 75) e *C. teucer* (Linnaeus, 1758) (SOUZA *et al.* 2006: 1243). No entanto

PENZ *et al.* (1999: 142) registraram para a subespécie *C. illioneus oberon* Butler, 1870 um desenvolvimento larval passando por seis ínstaes.

As larvas apresentam hábitos alimentares, essencialmente fitófagos e MALO & WILLIS (1961: 530) registram a espécie *C. eurilochus* como praga de importância econômica para as bananeiras, no Equador, e confirmaram a ocorrência de poucos estudos sobre a duração dos ínstaes e seu comportamento reprodutivo nestas plantas.

Segundo YOUNG & MUYSHONDT (1985: 168) os adultos das espécies de *Caligo* apresentam padrões crepusculares de vôo. CASAGRANDE (1995: 681) cita para adultos de *C. beltrao* hábitos crepusculares, podendo apresentar hábitos diurnos. OTERO (1986: 59) e SRYGLEY & PENZ (1999: 83) comentam que eles são, em geral, bastante atraídos por sucos de frutas fermentados, frutos apodrecidos, fezes de animais, carcaças em decomposição e líquidos que escorrem de troncos de árvores atacadas por pragas.

SRYGLEY & PENZ (1999: 83) descrevem que a longevidade dos adultos de *C. illioneus* pode exceder o tempo do desenvolvimento larval, variando em torno de 103 a 117 dias, podendo ser superior, e que para esta espécie utilizando folhas de bananeiras como planta-alimentícia, seu desenvolvimento de ovo até adulto foi de nove semanas. Considerando as informações de WASSERTHAL & WASSERTHAL (1980)¹⁵ *apud* SRYGLEY & PENZ (1999: 83), a espécie *C. beltrão* pode viver até três meses em cativeiro e MALO & WILLIS (1961: 533) registraram longevidade de 55 dias para *C. eurilochus*.

1.1.6.4 Aspectos Comportamentais

As fêmeas adultas, das espécies de *Caligo* geralmente depositam os ovos nas superfícies abaxial e adaxial das folhas de suas plantas-hospedeiras. MALO & WILLIS (1961: 533) comentam a ocorrência de oviposição de *C. eurylochus* na superfície abaxial das folhas e na base do pseudocaule, próximo às folhas de *Musa* sp. (Musaceae), geralmente ocorrendo em grupos irregulares ou podendo ocorrer enfileiradas, ou recurvadas.

CASAGRANDE (1979a: 177) descreveu para *C. beltrao* a ocorrência de posturas nas faces inferiores das folhas de *C. zebрина* (Marantaceae), sendo os ovos cimentados nas nervuras laterais das folhas através de uma substância transparente, e cita que a larva rompe a

¹⁵Wasserthal, L. T. & W. Wasserthal. 1980. Multinucleate neurons with neurohaemal and synapsing axons at the heart and alary muscles of the butterfly *Caligo beltrao* Illiger. **Cell Tissue Research** 212: 351-362.

região mediano-dorsal do cório do ovo, formando uma pequena tampa, da qual as larvas eclodidas podem sair, algumas consomem a exúvia do cório completa ou parcialmente.

YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) demonstram que as larvas das espécies de *C. atreus* e *C. memnon*, por apresentarem adaptações que fazem com que elas possam se camuflar nas folhas onde vivem, pois durante as fases larvais (com exceção do quinto ínstar), apresentam coloração verde-amarelada semelhante às nervuras centrais das folhas de helicônias, principalmente quando se comportam em "descanso" nas folhas. Esses autores informam que essas larvas apresentam maior atividade crepuscular (no início da noite e no amanhecer).

E como citam YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) estas características estão envolvidas com as estratégias de defesa, como no caso das pupas apresentam coloração amarronzada, que pode ser confundida com a coloração das folhas secas.

Com relação aos danos que podem causar, MALO & WILLIS (1961: 533) observaram que as larvas de *C. eurylochus* geralmente atacam a segunda e a terceira folhas mais velhas de bananeiras, que sustentam os cachos dos frutos, sendo que os tecidos jovens são menos atacados, a não ser em casos de infestações mais severas. As larvas se alimentam do ápice, ou das margens das folhas em direção às nervuras centrais.

CASAGRANDE (1979a: 177), além de comentar a forma e o período de alimentação das larvas de *C. beltrao*, semelhante à descrição de MALO & WILLIS (1961: 533) para *C. eurylochus*, descreveu detalhadamente o comportamento de agregação das larvas de primeiro ao terceiro ínstar, “*que ficam paradas uma seguida da outra, com a placa suranal apoiada na cabeça da seguinte larva, e outras vezes frente a frente. Próximo ao período de ecdise as larvas permanecem imóveis, enfileiradas umas do lado das outras sob a fina camada de seda que elas produzem. À medida que as larvas atingem o quarto ínstar, vão se separando e é comum a observação de larvas isoladas ou no máximo duas por folha.*”

WARUMBY *et al.* (2004: 77) comentam que a espécie *O. invirae* (Hübner, 1818) apresenta porte e consumo semelhante ao das espécies de *Caligo*, e uma média de duas a quatro larvas numa folha pode causar perdas de 80% da superfície foliar. No entanto GALLO *et al.* (2002: 596) informa que se deve ter pelo menos quatro larvas de *C. illioneus* se alimentando numa folha, principalmente no último ínstar larval (no qual ocorre maior consumo da superfície foliar), para que o ataque seja considerado intenso.

MALO & WILLIS (1961: 533) e CASAGRANDE (1979a: 179) descreveram de forma detalhada para as espécies *C. eurylochus* e *C. beltrao*, respectivamente, o comportamento das larvas durante o período de prepupa, na qual as larvas no final do quinto

ínstar param de se alimentar e procuram um sítio ideal para a pupação. A segmentação do corpo se torna nítida com o intumescimento dos segmentos, as larvas produzem seda e prendem os ganchos do último larvópodo, se fixam, soltam os pares de pernas torácicas e os larvópodos do quinto e sexto segmentos, depois o terceiro e quarto pares e permanecem suspensas.

MALO & WILLIS (1961: 533) comentam que *C. eurylochus* empupa nas nervuras centrais e, ocasionalmente, nas folhas e nos frutos de *Musa* sp. e, segundo CASAGRANDE (1979a: 179), a espécie *C. beltrao*, aos quarenta e cinco dias do período pupal a pupa começa a escurecer, principalmente na região das asas, sendo que o adulto emerge rompendo a linha mediano-dorsal do mesonoto. As observações de YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) para as pupas de *C. memnon* são semelhantes às de CASAGRANDE (1979a: 179) para a espécie *C. beltrao*, descrevendo a rápida emergência.

CASAGRANDE & MIELKE (2000: 77) registram para as pupas de *C. martia* o aspecto marmóreo entre tons de castanho-claro a escuro com mesclas em tons de verde oliva, rosa e branco, com pontos e áreas enegrecidas distribuídas em todas as regiões do corpo, o que pode ser observado nas asas dos adultos. CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09) descrevem a coloração das pupas de *C. brasiliensis brasiliensis* semelhantes à descrição das pupas de *C. martia*.

Como informam FREITAS *et al.* (1997: 16), em áreas de mata fechada, adultos de *C. idomeneus* (Linnaeus, 1758) podem apresentar “vôo errático e lento”, de até, aproximadamente, 25 metros de altura. Contudo, em áreas abertas, apresentam vôo rápido e errático em torno de um a dois metros de altura do solo. “*Estas borboletas costumam pousar para descansar em troncos, na serapilheira, no asfalto de rodovias, e em plantas (nem sempre suas plantas-hospedeiras), ou na vegetação de porte herbáceo (abaixo de um metro) ao longo das estradas*” (FREITAS *et al.* 1997: 16).

Segundo FREITAS *et al.* (1997: 17) em adultos de *C. idomeneus* foi confirmado o comportamento de defesa territorial, essa espécie apresenta atividade de vôo mesmo em períodos crepusculares com baixas temperaturas, e por serem borboletas grandes (pelo tamanho e quantidade de massa corporal), podem ser facilmente predadas, e em geral, consideradas palatáveis para diversos inimigos naturais, especialmente pássaros.

CASAGRANDE & MIELKE (2000: 78) descreveram que *C. martia* apresenta ciclo ontogenético com caráter univoltino, apresentando uma única geração por ano. No Panamá, SRYGLEY & PENZ (1999: 90) registram período ontogenético de um ano para as espécies *C. illioneus* e *C. oileus* (C. Felder & R. Felder, 1861), que apresentam padrões de dispersão

espacial e de vôo semelhantes e são territorialistas e as consideram simpátricas, pois habitam a mesma área.

OTERO & CASAGRANDE (1992: 723) estudaram a ocorrência de fenômenos de hibridismo entre espécies diferentes de brassolíneos, e comprovaram o hibridismo induzido (pela técnica “*hand-pairing*”) em cativeiro, e também registraram a ocorrência deste fenômeno entre espécies do gênero *Caligo* (*C. beltrao* x *C. illioneus* e *C. atreus* x *C. brasiliensis*) que ovipositam ovos férteis, mas que produzem adultos estéreis. Esses autores registram, ainda, a ocorrência de hibridismo natural entre espécies de *C. arisbe* Hübner [1822] e *C. martia*.

1.1.6.5 Plantas-hospedeiras

Estudando o ciclo de vida e os inimigos naturais de *C. eurilochus* no Equador, MALO & WILLIS (1961: 533) registram *Musa* sp. (Musaceae) como planta-hospedeira e alimentícia desse brassolíneo.

SILVA *et al.* (1968: 327) registram para o Brasil várias espécies do gênero *Caligo*, sem no entanto, especificar os nomes científicos das plantas-hospedeiras a elas associadas. Esses autores indicam *C. beltrao* alimentando-se do pseudocaulo de *Musa* sp. (bananeira), e também caetê e lírio do brejo; *C. erisbe* (Huebner, 1822-26) associada ao caetê; *C. martia* associada a espécies de Poaceae, como capim canivão e capim elefante; *C. parasiodus* Fruhstorfer 1912 alimentando-se de *Saccharum* sp. (cana-de-açúcar); e as subespécies *C. brasiliensis brasiliensis* alimentando-se de folhas de bananeira, lírio do brejo e palmito e *C. memnon telamoni* (Felder, 1862) associada ao cafeeiro, *Coffea* sp. (Rubiaceae), no Ceará.

O primeiro registro no Brasil de uma espécie do gênero *Caligo* utilizando como planta-alimentícia espécies do gênero *Saccharum* (cana-de-açúcar), no Estado de Pernambuco foi confirmado por SILVA *et al.* (1968: 327) e posteriormente por GUAGLIUMI (1972: 379) para a espécie *C. parasiodus*.

GUAGLIUMI 1962¹⁶ *apud* GUAGLIUMI (1972: 379) cita que as espécies *C. memnon*, *C. illioneus* e *C. saltus* Kaye 1904 são frequentemente observadas na Venezuela, Trinidad e Guiana, atacando cultivos de cana-de-açúcar e banana. CASAGRANDE (1979a: 177) registra a utilização de *C. zebrina* (Marantaceae) como planta-alimentícia das larvas de

¹⁶Guagliumi, P. 1962. **Las plagas de la caña de azúcar en Venezuela**. Maracay, Monografía do Centro de Investigaciones Agronomicas, 850 p.

C. beltrao e indica que em situações de cativeiro estas larvas aceitam folhas de *Canna indica* L. (Cannaceae).

HARRISON (1964: 514) registrou *C. memnon* se alimentado de *H. crassa* Griggs, *H. latispatha* e *H. caribaea*. AUERBACH & STRONG (1981: 64) registraram a utilização de *H. imbricata* e *Musa* sp. como plantas-alimentícias das larvas de *C. memnon*. YOUNG & MUYSHONDT (1985: 156) registram em El Salvador larvas de *C. memnon* se alimentando de diferentes espécies do gênero *Musa* e de *H. latispatha*, e sugerem que as espécies de *Heliconia*, por serem muito abundantes na Costa Rica, provavelmente são plantas-alimentícias de *C. atreus* e *C. memnon*.

ACKERY (1988: 99) comenta que as espécies de *Caligo* encontram-se associadas a uma gama de plantas-hospedeiras e, citando outros trabalhos, inclui dez gêneros de oito famílias botânicas, comentando sua monofilia com relação às monocotiledôneas (Arecaceae, Cannaceae, Heliconiaceae, Marantaceae, Musaceae, Poaceae e Zingiberaceae). O autor ainda cita o trabalho de SILVA *et al.* (1968: 327), que demonstra a utilização de *Coffea* sp. (Rubiaceae) como planta-hospedeira para *C. memnon*, no entanto a família Rubiaceae não é uma família incluída no grupo das monocotiledôneas.

OTERO & CASAGRANDE (1992: 723) registram a utilização de *Musa* sp. na criação em cativeiro de *C. beltrao*, *C. atreus*, *C. brasiliensis* e do híbrido natural *C. arisbe* x *C. martia*.

PENZ *et al.* (1999: 147-148) registram para o gênero *Caligo* espécies de plantas-alimentícias, das famílias Marantaceae, Musaceae, Cyclanthaceae, Cannaceae, Zingiberaceae e Poaceae. CASAGRANDE & MIELKE (2000: 75) indicam as espécies *Plerostachys puberula* Boeck e *Carex brasiliensis* St. Hil. (Cyperaceae) associadas a *C. martia*.

Estudando fenômenos de parasitismo por dípteros em *C. atreus* na Costa Rica, CALVO (2004: 116) cita *H. tortuosa* Griggs var. Red Twist como planta-alimentícia das larvas. SOUZA *et al.* (2006: 1246) registram como plantas-hospedeiras de *C. teucer* as espécies *Musa* sp., *H. bihai*, *C. indica* (Cannaceae) e *Alpinia purpurata* (Vieill.) K. Schum. (Zingiberaceae). MARGARÍA *et al.* (2007: 520) citam *M. argentea* L. (Musaceae) como planta-hospedeira de *C. brasiliensis*.

CLEARE (1926: 361) informa que a subespécie *C. illioneus illioneus* que ocorre na Guiana Inglesa está frequentemente associada a folhas de *Musa* sp. (bananeira) e *S. officinarum* (cana-de-açúcar).

WATANABE (2007: 312) registra a espécie *C. illioneus* associadas às espécies de *H. lastipatha* (Heliconiaceae). (WARUMBY *et al.* 2004: 33) e GALLO *et al.* (2002: 597)

relatam a importância do monitoramento das larvas de *C. illioneus* nas plantações de *Heliconia* e *Musa* sp., respectivamente, uma vez que, esta espécie apresenta característica de praga potencial.

Descrevendo as larvas de quinto ínstar de *C. brasiliensis brasiliensis*, CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09) citam *Musa* sp. como planta-alimentícia dessas larvas na criação em laboratório, e registraram que elas também aceitam folhas de *C. zebrina* e *C. indica*. MÜLLER 1886¹⁷, citado por CASAGRANDE & MIELKE (2008: 09), registrou esse brassolíneo se alimentando de folhas de *Hedychium coronarium* J. König (Zingiberaceae) (lírio-do-brejo).

1.1.6.6 *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)

Os adultos de *C. illioneus* (Cramer, 1775) são borboletas conhecidas por sua exuberante coloração. SRYGLEY & PENZ (1999: 83) indicam que esta espécie está incluída no elenco das maiores borboletas neotropicais com representantes fêmeas que podem, ocasionalmente, apresentar massa corporal, em proporção, duas vezes maior à massa dos machos.

1.1.6.6.1 Distribuição

A espécie *C. illioneus* apresenta distribuição exclusivamente Neotropical, mas poucas localidades são conhecidas na literatura. CLEARE (1926: 361) informa a ocorrência de *C. illioneus illioneus* (Cramer, [1776]) nos limites entre a região da costa da Guiana Britânica, em Georgetown até a região Norte do Brasil, e registra sua distribuição na Colômbia, Venezuela, Brasil (no Estado do Rio de Janeiro), Equador e Peru. SILVA *et al.* (1968: 327) comentam a ocorrência de *C. illioneus* no Brasil em São Paulo e no Rio Grande do Sul. Informações gerais de GUAGLIUMI 1962¹⁷ *apud* GUAGLIUMI (1972: 379) citam a ocorrência desta espécie na Venezuela, Trinidad e Guiana.

FREITAS *et al.* (1997: 14) estudaram os padrões de vôo desta espécie na Reserva Florestal de Linhares, no Espírito Santo, e LAVERDE & BORJA (1998: 08) registraram as

¹⁷Müller, W. 1886. Südamerikanische Nymphalidenraupen Versuch eines natürlichen systems der Nymphaliden. *Zool. Jahrb. (Syst.)* 1: 417-678.

larvas de *C. illioneus* como pragas em plantios de cana-de-açúcar em Cali, no vale do rio Cauca, na Colômbia.

SRYGLEY & PENZ (1999: 83) comentam a ocorrência de *C. illioneus* e PENZ *et al.* (1999: 147-148) registram a subespécie *C. illioneus oberon* Butler, 1870, ambas no Parque Nacional de Soberania, no Panamá.

ASSIS *et al.* (2002: 72) e WARUMBY *et al.* (2004: 78) registraram a ocorrência desta espécie em Pernambuco; e WATANABE (2007: 312) indica a ocorrência desse brassolíneo em Jaguariúna, São Paulo.

O mapa apresentando a distribuição geográfica conhecida na literatura da espécie de *C. illioneus* encontra-se apresentado na figura 1.1.



Figura 1.1 – Mapa apresentando a distribuição geográfica conhecida na literatura para a espécie de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Adaptado de MARCICANO *et al.* (2007: 631).

1.1.6.6.2 Morfologia Geral

De acordo com a descrição de CLEARE (1926: 362) para a subespécie *C. illioneus illioneus* os ovos esféricos e brancos, típicos do gênero *Caligo* apresentam 33 ranhuras longitudinais. Próximo da eclosão é possível a visualização por transparência do corpo da larva já formada. Através do cório, se observa uma fina linha horizontal, de coloração marrom, na metade do ovo. PENZ *et al.* (1999: 143) descrevem a coloração dos ovos da subespécie *C. illioneus oberon* semelhante à utilizada por CLEARE (1926: 362) para *C. illioneus illioneus*.

Segundo CLEARE (1926: 362) as larvas de primeiro ínstar de *C. illioneus illioneus*, apresentam cápsulas cefálicas arredondadas, de coloração marrom, recobertas por cerdas de coloração preta, sem escolos. No segundo ínstar, as cápsulas cefálicas das larvas apresentam três pares de escolos, sendo os escolos dorsais, mais pronunciados, de coloração marrom, e os outros amarelos. A partir do terceiro ínstar observa-se a presença de quatro pares de escolos, que permanecem semelhantes até o quinto ínstar, exceto pela coloração destes que se torna mais clara.

PENZ *et al.* (1999: 143) descrevem que na subespécie *C. illioneus oberon*, as larvas de primeiro ínstar apresentam cápsulas semelhantes às descritas por CLEARE (1926: 362) para *C. illioneus illioneus*; no segundo ínstar, coloração marrom escura, apresenta tons de branco; três pares de escolos, sendo os dorsais de cor marrom claro, semelhante as cápsulas das larvas de terceiro ínstar. No quarto ínstar as cápsulas cefálicas apresentam dois padrões de coloração de creme e marrom escuro, com escolos dorsais marrons e os outros pares de escolos de coloração creme. As cápsulas cefálicas das larvas do quinto são semelhantes as do quarto, exceto pela coloração, e por serem densamente recobertas por pequenas cerdas.

Contudo no trabalho de PENZ *et al.* (1999: 144) a subespécie *C. illioneus oberon* apresentam um sexto ínstar, as cápsulas cefálicas das larvas possuem coloração (marrom escuro e creme), diferente das do ínstar anterior. Esses autores ainda comentam o desenvolvimento dos quatro pares de escolos apenas no sexto ínstar.

CLEARE (1926: 362) descreve o corpo das larvas de primeiro ínstar, como cilíndrico e eruciforme¹⁸, os segmentos não são visíveis, corpo de coloração amarelada com quatro linhas longitudinais (dorsais, médio-dorsais e laterais) e de coloração carmim, que podem mudar para tons de verde após a alimentação, e se estendem ao longo do corpo até a base dos processos anais em forma de "U".

¹⁸ Eruciforme – Definição: Termo derivado do Latim (*eruca*= lagarta), tipo de larva que apresenta corpo alongado e cilíndrico, três pares de pernas torácicas e pernas abdominais (larvópodes) (COSTA *et al.* 2006: 177).

Ainda como informa CLEARE (1926: 363), em geral, a aparência da larva de segundo ínstar é semelhante a do primeiro ínstar, exceto pelas mudanças na coloração e pela coloração dos processos anais. As larvas de terceiro ínstar se apresentam bastantes semelhantes ao segundo ínstar, a principal diferença é o desaparecimento da coloração preta das terminações da placa suranal. O corpo apresenta projeções dorsais da cutícula recobertas por pequenas cerdas, com placa suranal da mesma cor do corpo.

CLEARE (1926: 363-364) comenta que no quarto ínstar ocorrem mudanças nos tons da coloração das linhas longitudinais do corpo, de marrom e verde oliva e no quinto ínstar o corpo das larvas apresenta linhas longitudinais bem marcadas, com diferentes tons marrons escuro. Existe a presença de cinco projeções cuticulares ao longo da linha média dorsal, situadas no quinto, sexto, sétimo, oitavo e nono segmentos (sendo o sexto o maior), a placa suranal acompanha a coloração do corpo (sendo mais escura) recoberto por pequenas cerdas.

PENZ *et al.* (1999: 143-144) descrevem o corpo das larvas da subespécie *C. illioneus oberon* bastante semelhante a descrição de *C. illioneus illioneus* por CLEARE (1926: 363) até o terceiro ínstar. Contudo as diferenças estão na coloração verde com linhas longitudinais e laterais do corpo verde-limão (linha dorsal). No terceiro ínstar das larvas de *C. illioneus oberon*, surge uma projeção cuticular na linha média dorsal, no final do terceiro segmento. No quarto ínstar larval a coloração varia de mostarda a tons de verde, apresentam manchas na linha média dorsal, que são continuadas pelas linhas com placa suranal marrom. No quinto ínstar as larvas apresentam coloração bege com linhas longitudinais marrons escuras, assim como as três projeções cuticulares que se encontram posteriores aos segmentos abdominais três, quatro e cinco.

PENZ *et al.* (1999: 143-144) ainda informa que as larvas de sexto ínstar de *C. illioneus oberon* são bastante semelhantes as do quinto, exceto pela presença de mais uma projeção da cutícula posterior ao segundo segmento abdominal, recoberta por cerdas.

CLEARE (1926: 365) discute a existência de uma glândula de coloração vermelha, localizada anteriormente ao primeiro par de pernas torácicas das larvas de *C. illioneus illioneus*. Embora não especifique em quais instares larvais esta estrutura ocorre, o autor informa que até a publicação de seu trabalho, não se comentava a presença destas glândulas para espécies do gênero *Caligo*, embora já se conhecessem registros de estruturas semelhantes em outras espécies da família Nymphalidae. PENZ *et al.* (1999: 143-144) não mencionam a estrutura glandular em sua descrição para os estágios larvais de *C. illioneus oberon*.

1.1.6.6.3 Aspectos Taxonômicos

CLEARE (1926: 361) comentou que a primeira descrição de uma borboleta da espécie *C. illioneus* foi publicada em 1779 por Cramer e, mais tarde, em 1873, Burmeister descreveu e ilustrou o desenvolvimento dos estágios imaturos (larvais e pupal) para esta espécie.

Com relação às sinonímias anteriormente utilizadas para a subespécie *C. illioneus illioneus* CLEARE (1926: 361) reúne os seguintes nomes: *Papilio illioneus* Cramer, 1779; *Morpho (Pavonia) ilioneus* Godart, 1819; *Caligo ilioneus* Westwood, 1851; *Pavonia ilioneus* (Burmeister, 1873); *Caligo ilioneus* Staudinger, 1887; *Potamis conspicue teucer* Hübner, 1806-16; *Caligo illionea* Hübner, 1816; *Caligo oberon* Kirby 1901; *Caligo illioneus illioneus* Cramer, 1905; *Caligo illioneus illioneus* Cramer, 1912.

1.2 METODOLOGIA

As observações e coletas deste trabalho foram realizadas na área verde (jardim) do prédio da Reitoria do *Campus* A. C. Simões (Coordenadas: 9°33'25,04"S e 35°46'42,41"O) da Universidade Federal de Alagoas (UFAL), no Município de Maceió, no ano de 2004 (Amostra C1 – Ano I).

Os experimentos (observação dos ovos e criação dos imaturos) foram conduzidos no Laboratório de Entomologia do Departamento de Zoologia do Museu de História Natural da UFAL, no período de agosto a outubro de 2004 (Amostra C1).

1.2.1 Coletas

A partir da observação de posturas e de larvas de uma espécie do gênero *Caligo* (Lepidoptera: Nymphalidae) associadas a folhas de *Heliconia* sp. (Heliconiaceae), foram realizadas apenas coletas de ovos para o acompanhamento e determinação das fases do desenvolvimento pós-embrionário deste lepidóptero, em laboratório.

A coleta foi realizada em agosto de 2004, neste período foram observadas posturas localizadas nas superfícies (adaxial e abaxial) das folhas de *H. wagneriana* Petersen, localizada no jardim do Campus A. C. Simões, UFAL.

Essas posturas foram coletadas junto ao fragmento da folha em que estavam localizadas, e imediatamente após a coleta foram acondicionadas em tubos de plástico branco (35 mL), contendo papel pouco umedecido com água em sua base para garantir umidade necessária, vedados com tecido fino de náilon para o transporte ao laboratório.

1.2.2 Observação dos ovos e criação das larvas em laboratório

Os experimentos foram realizados em laboratório, sob condições de criação não controladas de $24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR para o ano de 2004 (Amostra C1), com 12 horas de fotofase.

No laboratório, cada postura foi individualizada em tubos brancos de filme fotográfico (35 mL), para a observação e registro da eclosão das larvas. A base desses tubos foi preenchida com papel-toalha pouco umedecido com água e a aeração garantida pela utilização de tecido fino (organdi) de náilon preso com a própria tampa, com sua parte central removida para permitir aeração, e impedir a saída ou entrada de insetos.

Após a eclosão das larvas e por apresentarem comportamento gregário, os grupos de cada postura eram acondicionados no mesmo recipiente (35 mL) utilizado na coleta e na criação, apenas até sofrerem a primeira ecdise e atingirem o segundo ínstar larval.

À medida que atingiam o segundo ínstar, as larvas eram transferidas individualmente para recipientes plásticos transparentes (300 mL), confeccionados com material reciclável (terço superior de garrafas PET transparentes e base de tampas plástica), onde permaneceram até atingir o quarto ínstar larval. A partir deste ínstar, os espécimes foram reacondicionados individualmente em recipientes plásticos (1000 mL), isolados com tecido fino de náilon (para propiciar a aeração e evitar a presença de inimigos naturais) contendo na base, papel umedecido, para permitir umidade necessária ao desenvolvimento das larvas e também garantir a turgescência do vegetal oferecido diariamente como alimento.

Neste último recipiente de criação, as larvas empuparam, especialmente no tecido e nas folhas que serviam de alimento, e permaneceram até a emergência dos adultos. Todos os recipientes foram etiquetados com dados de coleta (local, data, coletor e código do exemplar), sendo que as datas de ocorrência dos eventos biológicos (eclosão, ecdises, mortes, pupação e emergência dos adultos) foram registradas em planilhas específicas (Apêndice 1.1).

Cinco larvas encontradas próximas as posturas foram coletadas e acondicionadas juntas num mesmo recipiente de vidro (4000 mL de volume), contendo folhas jovens e inteiras de *H. bihai* (com um pequeno pedaço do pecíolo preso num tubo (35 mL) contendo água, para manter a turgescência, sendo criadas separadamente da Amostra C1.

As folhas de helicônias que serviram de alimento para as larvas foram coletadas diariamente, durante os meses de criação. O acondicionamento era feito em sacolas plásticas transparentes contendo papel umedecido com água para manter a turgescência vegetal durante o transporte até o laboratório.

O alimento (partes de folhas verdes e túrgidas) oferecido para os espécimes da amostra C1 (cuja postura foram encontradas em folhas de *H. wagneriana*) foi folhas de *H. bihai* (Figura 1.2A e B). A limpeza dos recipientes (mudança do papel) e a troca do alimento (fornecimento de folhas frescas) foram realizadas diariamente.

1.2.3 Conservação e identificação do material botânico

Foram coletados cinco exemplares das plantas-alimentícias *H. bihai* (amostras C1) contendo: folhas, brácteas e inflorescências em perfeito estado, para a confecção das exsicatas botânicas, identificação e depósito pela especialista do Herbário MAC do Instituto do Meio Ambiente do Estado de Alagoas (IMA) (Anexos 1.1 e 1.2).



Figura 1.2 – A. *Heliconia bihai* (L.) L. (Zingiberales: Heliconiaceae) planta-alimentícia das larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolini) (Amostra C1, n=26). B. Bráctea, denominada comercialmente de flor ornamental e flor de corte. Local de coleta e Fotografias: Conjunto Graciliano Ramos, Maceió, Alagoas (área de coleta de plantas-alimentícias e pupas). Fotos: Natália Larissa da Silva Santos.

1.2.4 Montagem, conservação e identificação dos lepidópteros

Após emergência, os adultos foram mortos por resfriamento, e em seguida montados. Exemplares (um casal, juntamente com as exúvias pupais) foram enviados para identificação taxonômica e depositados na Coleção Entomológica Padre Jesus Santiago Moure da Universidade Federal do Paraná (UFPR), sendo que o restante dos insetos foi incorporado a Coleção do Laboratório de Entomologia do MHN-UFAL.

A conservação dos ovos inviáveis, das formas imaturas (larvas e pupas) que morreram, e das exúvias das cápsulas cefálicas das larvas (recolhidas para a confirmação das ecdises) foi garantida com o acondicionamento em tubos plásticos (35 mL) contendo álcool a 70%.

1.2.5 Sexagem e razão sexual

A sexagem foi realizada através da observação de caracteres de dimorfismo sexual, como a extremidade ventral e o tamanho do abdômen dos adultos, e também através da abertura genital das pupas, de acordo com as informações de CASAGRANDE (1979b: 712). O cálculo da razão sexual foi realizado dividindo-se o número total de fêmeas, pelo número total de indivíduos (machos + fêmeas), de acordo com as recomendações de SILVEIRA NETO *et al.* (1976: 230).

1.2.6 Análises estatísticas

A partir da apuração dos dados, foram calculadas as medidas de tendência central (média, moda e mediana) e as de dispersão (amplitude, incluindo valores mínimo e máximo, coeficiente de variação e intervalo de confiança da média, com nível de confiança de 95%, indicado para experimentos biológicos dessa natureza) (PAGANO & GAUVREAU 2004: 35-47, 193). As análises estatísticas descritivas foram realizadas no Programa The SAS System 9.0, para o sistema operacional Windows.

Foram determinados a assimetria e o grau de achatamento da curva— mesocúrtica ($g=3$), platicúrtica ($g<3$) e leptocúrtica ($g>3$)—, para confirmar o coeficiente de variação, o qual foi enquadrado em quatro classes, como as utilizadas por BORN & LIMA (2005: 524): I, homogêneo (<10%); II, relativamente homogêneo (10-20%); III, relativamente heterogêneo (20-30%); e, IV, heterogêneo (>30%).

1.3 RESULTADOS

A seguir serão apresentados e discutidos os resultados obtidos na determinação da duração dos períodos do desenvolvimento pós-embrionário de *C. illioneus*, assim como aspectos biológicos relacionados ao seu desenvolvimento e comportamento, em laboratório, quando alimentadas com folhas de *H. bihai* (utilizando apenas ovos da amostra C1 – 2004).

1.3.1 Identificação da espécie de *Caligo* e da planta-alimentícia

A espécie do gênero *Caligo* que ocorre em *Heliconia*, foi confirmada como sendo *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Figura 1.3) (Anexo 1.3). Quanto à confirmação da planta-alimentícia, as espécies de *Heliconia* foram confirmadas como sendo *Heliconia bihai* (L.) L. (Anexos 1.1 e 1.2).

1.3.2 Duração do Período Pós-embrionário

A duração absoluta do desenvolvimento pós-embrionário total (Tabela 1.1) apresentou variação de 50 a 58 dias (amplitude de 8 dias), média de 54,58 dias e Intervalo de Confiança¹⁹ da Média de 53,67 a 55,48 dias. Os resultados obtidos apresentam baixa dispersão, sendo considerados homogêneos, com coeficiente de variação de 4,12%.

¹⁹Intervalo de Confiança – Definição: É o intervalo que apresenta 95% de confiança de conter a média (PAGANO & GAUVREAU 2004: 193).



Figura 1.3 – Exemplos de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolini) (Amostra C1, n= 26). A) Fêmea e Macho em vista dorsal. B) Fêmea e Macho em vista ventral. Fotos: Iracilda Maria de Moura Lima.

O presente estudo revelou que *C. illioneus* alimentando-se com folhas de *H. bihai* apresentou cinco instares larvais, semelhantes ao número de instares registrado por LAVERDE & BORJA (1998: 09) para as larvas dessa mesma espécie utilizando folhas de cana-de-açúcar. O mesmo já foi observado por CLEARE (1926: 363) para a subespécie *C. illioneus illioneus* cujas larvas alimentaram-se de folhas de *Musa* sp. (bananeira).

MALO & WILLIS (1961: 533) descreveram um total de cinco instares para o período larval de *C. eurylochus*, utilizando *Musa* sp., assim como CASAGRANDE (1979a: 183) para *C. beltrao* alimentadas com *C. zebrina* (Marantaceae); CASAGRANDE & MIELKE (2000: 79) para *C. martia* alimentada com folhas de *P. puberula*; SOUZA *et al.* (2006: 1249) para *C. teucer* com planta-alimentícia não especificada e para *C. brasiliensis brasiliensis* alimentadas com *Musa* sp. (CASAGRANDE & MIELKE 2008: 09).

Tabela 1.1. Estatísticas descritivas dos estádios (duração em dias), das fases do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

Fase	Duração (dias)				Amplitude (Mínimo-Máximo)	CV ⁽²⁾ (%)	Assimetria	
	Média	±	EP ⁽¹⁾	Mediana				Moda
L1	7,88	±	0,23	8	8	6 (6-12)	14,93	- 0,2940
L2	6,42	±	0,16	6	6	3 (5-8)	12,59	+ 1,5696
L3	5,19	±	0,25	5	4	5 (4-9)	24,37	+ 0,4559
L4	7,04	±	0,19	7	7	4 (5-9)	13,62	+ 0,1204
L5								
-ativa ⁽³⁾	12,46	±	0,28	12	12	7 (10-17)	11,40	+ 0,9746
-prepupa	1,00	±	0,00	1	1	0 (1-1)	0,00	0,0000
-total ⁽⁴⁾	13,46	±	0,28	13	13	7 (11-18)	10,55	+ 0,9746
Larval Ativo	39,00	±	0,43	39	38	8 (35-43)	5,66	0,0000
Larval Total ⁽⁵⁾	40,00	±	0,43	40	39	8 (36-44)	5,52	0,0000
Pupal	14,58	±	0,20	14	14	6 (13-19)	7,30	+ 1,6254
Período Inativo ⁽⁶⁾	15,58	±	0,20	15	15	6 (14-20)	6,83	+ 1,6254
TOTAL ⁽⁷⁾	54,58	±	0,44	55	55	8 (50-58)	4,12	- 0,5646

⁽¹⁾ EP - Erro-padrão da média

⁽²⁾ CV - Coeficiente de Variação

⁽³⁾ L5 ativa - Período do último instar larval (quinto instar) em que a larva se alimenta.

⁽⁴⁾ L5 total - L5 ativa + período prepupal.

⁽⁵⁾ Larval Total - Período larval ativo + Período prepupal.

⁽⁶⁾ Período Inativo - Período Inativo= período prepupal + período pupal.

⁽⁷⁾ Desenvolvimento Pós-embrionário TOTAL (da eclosão da larva até a emergência do adulto).

Não foi possível estabelecer uma comparação do período total de desenvolvimento pós-embrionário com o de outras espécies do gênero *Caligo*, uma vez que na literatura especializada em biologia e aspectos do ciclo de vida de lepidópteros (Quadros 1.2 e 1.3). Além disso, fica clara a falta de padronização em relação à determinação das variáveis de duração e conseqüente discussão dos resultados. Nos artigos utilizados neste trabalho, praticamente não houve indicação da duração do período prepupal, período larval ativo, período inativo e do período pós-embrionário total.

Optou-se neste trabalho, pela utilização de comparações entre a duração dos períodos inter-ecdisiais de *C. illioneus* com outras espécies do gênero *Caligo*, com outros brassolíneos e com espécies da família Nymphalidae, todas apresentando cinco instares de desenvolvimento larval e características de potencial desfolhador ou já reconhecidas como pragas. Para a comparação entre alguns períodos como o larval total, inativo e período pós-embrionário foram realizados somatórios (valores apresentados entre colchetes), dos valores inter-ecdisiais apresentados conforme os quadros 1.2 e 1.3.

Quadro 1.2. Duração das fases do desenvolvimento de espécies da subfamília Brassolinae (Lepidoptera: Nymphalidae), para fins de comparação com os parâmetros do desenvolvimento pós-embriônico obtidos para *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) (Condições: $24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

ESPÉCIE	PLANTA ALIMENTÍCIA	DURAÇÃO MÉDIA (DIAS) (MÍNIMO - MÁXIMO)											Ref.*	
		INSTARES LARVAIS						PERÍODO						
		L1	L2	L3	L4	L5			Larval		Pupal	Inativo		TOTAL
						ativa	prepupa	total	Ativo	Total				
<i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	<i>Heliconia bihai</i> (L.) L. (Heliconiaceae)	7,88 (6-12)	6,42 (5-8)	5,19 (4-9)	7,04 (5-9)	12,46 (10-17)	1,00 (1-1)	13,46 (11-18)	39,00 (35-43)	40,00 (36-44)	14,58 (13-19)	15,58 (14-20)	54,58 (50-58)	-
	<i>Saccharum officinarum</i> L. (Poaceae) (cana-de-açúcar)	-	-	-	-	-	-	(24-26)	-	[43-47]	(13-15)	-	[56-62]	1
<i>Caligo illioneus illioneus</i> (Cramer, [1776])	<i>Musa</i> sp. (Musaceae)(bananeira)	-	-	-	-	-	-	-	-	(40-44)	(11-13)	-	[51-57]	2
<i>C. beltrao</i> (Illiger, 1801)	<i>Calathea zebrina</i> (Sims) Lindl. (Marantaceae) (caetê)	10,00	10,00	12,00	13,00	-	-	24,00	-	69,00	(45-50)	-	[114-119]	3
<i>C. eurylochus</i> (Cramer 1775)	<i>Musa</i> sp. (Musaceae)(bananeira)	7,70 (6-10)	7,50 (6-10)	8,60 (7-10)	9,70 (7-12)	-	3,00	17,60 (14-21)	-	[51,1] [40-63]	18,10 (17-20)	[21,10]	[69,2] [57-83]	4
<i>C. martia</i> (Godart, [1824])	<i>Pleurostachys puberula</i> Boeck e <i>Carex brasiliensis</i> St. Hil. (Cyperaceae)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	30,00	-	-	5
<i>C. memnon</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	<i>Heliconia</i> sp. (Heliconiaceae) (helicônia)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	21,00	-	-	6
<i>Bia actorion</i> (Linnaeus, 1763)	<i>Geonoma</i> sp. (Arecaceae) (guaricana)	8,00	14,00	11,00	11,00	-	-	14,00	-	[58,00]	17,00	-	[75,00]	7
<i>Dasyophthalma creusa creusa</i> (Hübner [1821])	<i>Geonoma schottiana</i> Martius (Arecaceae) (guaricana)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	20,00	-	-	8
<i>Opsiphanes quiteria meridionalis</i> Staudinger, 1877	<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman (Arecaceae) (jerivá)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	(15-30)	-	-	9

Os valores entre colchetes caracterizam uma duração aproximada, resultante do somatório dos estádios larvais (Larval total) e do período larval total + o período pupal (Pós-embriônico Total).

*Referências citadas: 1- LAVERDE & BORJA (1998: 09), 2- CLEARE (1926: 363), 3- CASAGRANDE (1979a: 179-183), 4- MALO & WILLIS (1961: 533), 5- CASAGRANDE & MIELKE (2000: 79), 6- YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165), 7- FREITAS *et al.* (2002: 120), 8- CASAGRANDE & MIELKE (2003: 160), 9- CASAGRANDE & MIELKE (2005: 423).

Quadro 1.3. Duração das fases do desenvolvimento de espécies da família Nymphalidae (Lepidoptera), para fins de comparação com os parâmetros do desenvolvimento pós-embriônico obtidos para *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) (Condições: $24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

SUBFAMÍLIA	ESPÉCIE	PLANTA ALIMENTÍCIA	DURAÇÃO MÉDIA (DIAS) (MÍNIMO – MÁXIMO)											Ref.*	
			INSTARES LARVAIS					PERÍODO							
			L1	L2	L3	L4	L5		Larval		Pupal	Inativo	TOTAL		
				ativa	prepupa	total	Ativo	Total							
Brassolinae	<i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	<i>Heliconia bihai</i> (L.)f. (Heliconiaceae)	7,88 (6-12)	6,42 (5-8)	5,19 (4-9)	7,04 (5-9)	12,46 (10-17)	1,00 (1-1)	13,46 (11-18)	39,00 (35-43)	40,00 (36-44)	14,58 (13-19)	15,58 (14-20)	54,58 (50-58)	-
Satyrinae	<i>Pedaliodes zingara</i> Heredia & Vilorio 2004	<i>Chusquea</i> sp. (Poaceae) (bambu)	8,00	7,80	7,50	8,70	-	3,00	14,20	-	[46,20]	22,50	[25,50]	68,70	1
	<i>Taydebis peculiaris</i> (Butler 1874)	<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) P. Beauv. (Poaceae) (grama-misioneira)	(8-9)	(7-8)	(6-8)	(9-10)	-	-	(9-10)	-	[39-45]	10,00	-	[49-55]	2
Heliconiinae	<i>Eueides isabella dianas</i> (Hübner, 1806)	<i>Passiflora edulis</i> Sims. (Passifloraceae) (maracujá)	2,75 (2-4)	2,83 (2-4)	3,00 (2-4)	3,58 (3-5)	3,58 (3-4)	1,00	4,58 (4-5)	15,83 (15-19)	16,83 (16-20)	7,42 (7-8)	8,42 (8-9)	24,25 (23-27)	3
Biblidinae	<i>Asterope markii</i> Hewitson, 1857	<i>Paullinia</i> sp. (Sapindaceae)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8,00	-	-	4
Morphinae	<i>Antirrhoea weymeri</i> Salazar, Constantino & López 1998	<i>Prestoea acuminata</i> (Willd.) H. E. Moore (Arecaceae)(palmeira)	-	-	-	10,75	-	2,50	21,00	-	-	16,00	[18,50]	-	5
Coloburinae	<i>Historis odius</i> (Fabricius, 1775)	<i>Cecropia mexicana</i> Hms. (Moraceae) (embaúba)	(3-4)	(3-4)	5,00	(2-4)	(6-7)	1,00	[7-8]	[19-24]	[20-25]	(10-14)	[11-15]	[30-39]	6
	<i>Coea acheronta</i> Fabricius 1775	<i>C. mexicana</i> Hms. (Moraceae) (embaúba)	-	-	-	-	-	1,00	-	-	-	9,00	[10,00]	-	
Nymphalinae	<i>Biblis hyperia</i> (Cramer, 1779)	<i>Tragia vulubilis</i> L. (Euphorbiaceae) (fireman)	2,00 (1-2)	2,00 (2-3)	3,00 (2-4)	4,00 (3-6)	-	1,00	7,00 (5-10)	-	[18,00] [13-25]	10,00 (10-11)	[11,00] [11-12]	[28,00] [23-36]	7
	<i>Phyciodes phaon</i> (Edwards, 1864)	<i>Phyllia nodiflora</i> (L.) (Verbenaceae)(frogfruit)	3,60	3,80	4,10	4,30	-	1,00	3,90	-	[19,70]	4,60	[5,60]	[24,30]	8

Os valores entre colchetes caracterizam uma duração aproximada, resultante do somatório dos estádios larvais (Larval total), inativo e do período larval total + o período pupal (Pós-embriônico Total).

*Referências citadas: 1- HEREDIA & VILORIA (2004: 82-84), 2- FREITAS (2003: 102), 3- BARROS & LIMA (2004: 71), 4- HILL (2003: 69), 5- HEREDIA & ALVAREZ-LOPEZ (2004: 89-91), 6- MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT (1979: 113-114), 7- BAUZÁ (2000: 88-92), 8- GENC *et al.* (2003: 448).

A distribuição apresentou mediana com valor igual à moda de 55 dias, indicando uma assimetria negativa e fraca. O coeficiente de curtose foi de -0.4636 caracterizando a distribuição com curva leptocúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

Considerando apenas as espécies do gênero *Caligo*, essa duração com variação de 50 a 58 dias para desenvolvimento pós-embrionário total registrado para *C. illioneus* associada a folhas de *H. bihai* foi bastante semelhante à variação aproximada de 51 a 57 dias para a subespécie *C. illioneus illioneus* registrada por CLEARE (1926: 363), cujas larvas foram alimentadas com folhas de *Musa* sp.

Sendo considerada um pouco inferior a variação aproximada registrada por LAVERDE & BORJA (1998: 09) para *C. illioneus* utilizando como planta-alimentícia folhas de *S. officinarum* (cana-de-açúcar), que foi de 56 a 62 dias, em condições de criação de inverno, com temperatura média de 29 °C e umidade relativa de 70%.

Os valores aproximados registrados por MALO & WILLIS (1961: 533) para a duração do período pós-embrionário total da espécie *C. eurylochus* associada a folhas de *Musa* sp. foi, em média, de 69,2 dias, com variação entre 57 a 83 dias.

As observações de CASAGRANDE (1979a: 183) para a biologia da espécie de *C. beltrao* alimentadas com folhas de *C. zebrina*, revela uma variação de 114 a 119 dias, aproximadamente o dobro da duração apresentada para *C. illioneus* utilizando folhas de *H. bihai* e também superior a todas as outras espécies de *Caligo* citadas.

No entanto, já foi observado por PENZ *et al.* (1999: 143-144) que, a subespécie *C. illioneus oberon* em laboratório, alimentando-se de folhas de *S. spontaneum* (Poaceae) pode apresentar seis instares, um a mais possivelmente com caráter de extranumeralidade, uma vez que os registros das espécies de *Caligo* citadas no quadro são de cinco instares.

Neste caso, apresentando uma variação aproximada de 57 a 64 dias para a duração do desenvolvimento pós-embrionário. Esse sexto instar apresentou uma duração semelhante ao período pupal, em torno de 15 dias, e mesmo apresentando um instar a mais, a variação da duração deste período foi superior à variação encontrada para a espécie *C. illioneus*.

Essa duração está bastante próxima dos valores obtidos para a subespécie *C. illioneus illioneus* alimentando-se de *Musa* sp. (CLEARE 1926: 363) e inferior à duração registrada por CASAGRANDE (1979a: 183) para *C. beltrao*, *C. eurylochus* (MALO & WILLIS 1961: 533) e *C. illioneus oberon* (PENZ *et al.* 1999: 143-144).

Com relação à comparação de *C. illioneus* com outras espécies de brassolíneos, observou-se que a espécie *Bia actorion* (Linnaeus, 1763) apresentou uma média de duração aproximada para o período pós-embrionário total de 75 dias, quando alimentadas com folhas

de *Geonoma* sp. (Arecaceae) (guaricana), sendo bastante superior ao valor de 55 dias encontrado para a espécie *C. illioneus* no presente trabalho (Quadro 1.2).

Com relação a outras subfamílias de Nymphalidae, HEREDIA & VILORIA (2004: 82-84) registraram para *Pedaliodes zingara* Heredia & Viloría 2004 (Nymphalidae: Satyrinae), uma duração total de 68,70 dias, utilizando *Chusquea* sp. (Poaceae) (bambu) como planta-alimentícia. FREITAS (2003: 102) obteve para *Taydebis peculiaris* (Butler 1874) (Nymphalidae: Satyrinae), cujas larvas utilizaram como planta-alimentícia folhas de *Axonopus compressus* (Sw.) P. Beauv. (Poaceae) (grama-misioneira) apresentaram variação aproximada de 49 a 55 dias, sendo superior ao obtido para *C. illioneus* utilizando *H. bihai* como planta-alimentícia.

Para a espécie *Historis odius* (Fabricius, 1775) (Nymphalidae: Coloburinae) associada a *Cecropia mexicana* Hms. (Moraceae) (embaúba), a variação aproximada do período pós-embrionário total foi de 30 a 39 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114) e para *Biblis hyperia* (Cramer, 1779) (Nymphalidae: Nymphalinae) com larvas associadas a folhas de *Tragia vulubilis* L. (Euphorbiaceae) (fireman), apresentou duração média aproximada de 28 dias, sendo a variação de aproximadamente 23 a 26 dias, assim como *Phyciodes phaon* (Edwards, 1864) (Nymphalidae: Nymphalinae) associada a *Phylia nodiflora* (L.) (Verbenaceae) (frogfruit), com duração média aproximada de 24 dias.

BARROS & LIMA (2004: 71), considerando a determinação do estágio do desenvolvimento pós-embrionário total para a espécie *Eueides isabella dianasa* (Hübner, 1806) (Nymphalidae: Heliconiinae), cujas larvas foram alimentadas com *Passiflora edulis* Sims. (Passifloraceae), obtiveram média de 24,25 dias (sendo a variação registrada entre 23 a 27 dias) correspondendo à metade do período registrado para *C. illioneus* (Quadro 1.3).

Estas comparações entre a duração total do período pós-embrionário de *C. illioneus* com as espécies de ninfalídeos das subfamílias Heliconiinae, Nymphalinae e Satyrinae, que apresentam larvas de tamanho médio, com comportamento de agregação, mostraram que o período de desenvolvimento de *C. illioneus*, quando suas larvas consomem folhas de *H. bihai*, foi superior ao apresentado (Quadro 1.3) para essas espécies de ninfalídeos.

A elaboração dos quadros 1.2 e 1.3 é um fator que deve ser levado em consideração, com relação à necessidade de padronização das informações sobre a duração dos ínstares do desenvolvimento pós-embrionário, visando a uma uniformização de categorias e conseqüente possibilidade de realização de comparações mais simétricas, pois, a maioria dos trabalhos publicados apresenta parâmetros muito gerais (período larval, pupal, desenvolvimento total), o que impede um conhecimento mais detalhado dos períodos inter-ecdisiais.

1.3.2.1 Período Larval Total

A duração absoluta (Tabela 1.1) deste período apresentou variação de 36 a 44 dias (amplitude de 8 dias), com média de 40,00 dias e Intervalo de Confiança da Média de 39,11 a 40,89 dias. O valor médio deste período representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 73,29% do período pós-embrionário (54,58 dias).

Os dados obtidos podem ser considerados homogêneos, uma vez que o coeficiente de variação foi 5,52%. A distribuição apresentou mediana de 40 dias e moda de 39 dias. O coeficiente de curtose foi de -0.3934 caracterizando a distribuição com uma curva leptocúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

Tabela 1.2. Duração absoluta (média, em dias), duração relativa à fase larval e duração relativa ao desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

FASE	DURAÇÃO		
	Absoluta -Média- (dias)	Relativa (%)	
		À Fase Larval	Ao Período Total
L1	7,88	19,71	14,45
L2	6,42	16,06	11,77
L3	5,19	12,98	9,51
L4	7,04	17,60	12,90
L5			
-ativa ⁽¹⁾	12,46	31,15	22,83
-prepupa	1,00	2,50	1,83
-total ⁽²⁾	13,46	33,65	24,66
Larval Ativo	39,00	97,50	71,46
Larval Total ⁽³⁾	40,00	-	73,29
Pupal	14,58	-	26,71
Período Inativo ⁽⁴⁾	15,58	-	28,54
Pós-embrionário (TOTAL) ⁽⁵⁾	54,58	-	-

⁽¹⁾ L5 ativa - Período do último ínstar larval (quinto ínstar) em que a larva se alimenta.

⁽²⁾ L5 total - L5 ativa + período prepupal.

⁽³⁾ Larval Total - Período larval ativo + Período prepupal.

⁽⁴⁾ Período Inativo - Período Inativo= período prepupal + período pupal.

⁽⁵⁾ Desenvolvimento Pós-embrionário TOTAL (da eclosão da larva até a emergência do adulto).

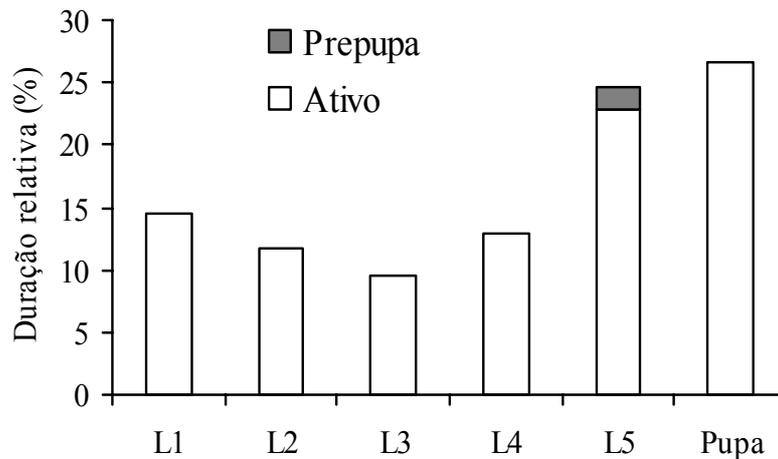


Figura 1.4 - Duração relativa (%) dos instares do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ) alimentandas com folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

Estudando a biologia da espécie *C. beltrao* CASAGRANDE (1979a: 183) registrou uma duração média de 69,00 dias para o estágio larval total deste brassolíneo, utilizando *C. zebrina* como planta-alimentícia e MALO & WILLIS (1961: 533) registraram para *C. eurylochus* uma média de 51,1 dias, sendo a variação de 40 a 63 dias, valores bastante superiores aos obtidos para *C. illioneus* utilizando folhas de *H. bihai*.

LAVERDE & BORJA (1998: 09) registraram uma variação entre 40 e 44 dias para a duração do período larval de *C. illioneus* associada a folhas de cana-de-açúcar e CLEARE (1926: 363) registrou uma variação aproximada de 43 a 47 dias, para a subespécie *C. illioneus illioneus* associada a folhas de *Musa* sp. Essas espécies de brassolíneos apresentam variação próxima à registrada para o período larval de *C. illioneus* alimentadas com folhas de *H. bihai* (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies de brassolíneos como *B. actorion* associada à *Geonoma* sp. o trabalho de FREITAS *et al.* (2002: 120) registrou uma duração média aproximada de 58 dias, superior ao período larval total de 40 dia para *C. illioneus*.

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae (Satyrinae) HEREDIA & VILORIA (2004: 82-84) registraram para *P. zingara* uma média aproximada de 46,20 dias e FREITAS (2003: 102) registrou uma variação entre 39 e 45 dias para a espécie *T. peculiaris* associada a *A. compressus*, sendo estas durações superiores à de 40 dias (variação de 36 a 44 dias) registrada para *C. illioneus* utilizando *H. bihai* como planta-alimentícia.

A espécie *H. odius* associada a *C. mexicana* apresentou uma variação aproximada de 20 a 25 dias, como citam MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT (1979: 113-114), para a espécie *P. phaon* associada a *P. nodiflora* que apresentou uma duração média aproximada de 19,70 dias (GENC *et al.* 2003: 448).

Para a espécie *B. hyperia* cujas larvas se alimentaram com folhas de *T. vulubilis* BAUZÁ (2000: 88-92) obteve uma duração aproximada de 18 dias (variação de 13 a 25 dias).

BARROS & LIMA (2004: 71) registraram para o ninfalídeo *E. isabella dianasa* associado a *P. edulis*, uma média de 16,83 dias, com variação de 16 a 20 dias, sendo estes valores bastante inferiores aos obtidos para *C. illioneus* (Quadro 1.3).

Primeiro ínstar (L1) - O primeiro ínstar larval (Figura 1.5A) apresentou uma variação de 6 a 12 dias (amplitude de 6 dias), com média de 7,88 dias e Intervalo de Confiança da Média de 7,41 a 8,36 dias. Os resultados obtidos podem ser considerados relativamente homogêneos, pois apresentam coeficiente de variação de 14,93%. A distribuição apresentou mediana de 8 dias (igual à moda), indicando uma assimetria negativa e fraca. O coeficiente de curtose foi de 5.2894 caracterizando a distribuição com uma curva leptocúrtica (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 19,71% do período larval total (40,00 dias), o que representa 14,45% do período de desenvolvimento pós-embrionário, que foi de 54,58 dias.

Comparada com a duração média, em dias do primeiro ínstar larval de outras espécies de *Caligo* como a espécie *C. beltrao* alimentada com folhas de *C. zebrina*, CASAGRANDE (1979a: 179-183) registrou média igual a 10 dias, média apenas dois dias superior à obtida para *C. illioneus* alimentada com *H. bihai* e MALO & WILLIS (1961: 533) obtiveram para *C. eurylochus* uma média de 8 dias, sendo a variação de 6 a 10 dias, quando associada a folhas de *Musa* sp., igual a média registrada para *C. illioneus* associada a *H. bihai* e com variação um pouco inferior. Para o brassolíneo *B. actorion* associado a folhas de *Geonoma* sp. FREITAS *et al.* (2002: 120) registraram uma duração média semelhante à de *C. illioneus* que foi de 8 dias (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies de Nymphalidae, da subfamília Satyrinae, para *P. zingara* (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84), utilizando folhas de *Chusquea* sp. (Poaceae) (bambu) como plantas-alimentícias, apresentaram média igual a 8,00 dias, e FREITAS (2003: 102) registrou uma variação deste estágio para *T. peculiaris* associada a *A. compressus* entre 8 e 9 dias, conforme apresentado no quadro 1.3, sendo estas médias bastante superiores em comparação à média apresentada por *C. illioneus* associada a *H. bihai*.



Figura 1.5 – Larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ) que se alimentaram de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26). A) Primeiro ínstar larval (14 mm). B) Segundo ínstar larval (23 mm). C) Terceiro ínstar larval (39 mm). D) Quarto ínstar larval (49 mm). E) Quinto ínstar larval (fase ativa de L5) (111 mm). Fotos: Iracilda Maria de Moura Lima.

Com relação aos Nymphalinae (Nymphalidae) BAUZÁ (2000: 88-92) e GENC *et al.* (2003: 448) registraram valores inferiores, com relação à média obtida para *C. illioneus*, estes autores registraram, respectivamente, as espécies: *B. hyperia* utilizando folhas de *T. vulubilis* com média de 2,00 dias (com variação de 1 e 2 dias) e *P. phaon* utilizando folhas de *P. nodiflora*, sendo a média de 3,60 dias (Quadro 1.3).

O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração igualmente inferior de 2,75 dias (com variação de 2 a 4 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71), assim como as espécies *H. odius* (Coloburinae) alimentando-se de folhas de *C. mexicana* (embaúba), no qual a duração teve uma variação de 3 a 4 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114) (Quadro 1.3).

Segundo ínstar (L2) – O segundo ínstar (Figura 1.5B) apresentou uma variação de 5 a 8 dias (amplitude de 3 dias), sendo a média de 6,42 dias com Intervalo de Confiança da Média de 6,10 a 6,75 dias. O coeficiente de variação, relativamente homogêneo foi 12,59%. A distribuição apresentou valor da mediana igual à moda, que foi de 6 dias, indicando uma assimetria positiva e forte. O coeficiente de curtose foi de -0.0677 caracterizando a distribuição com uma curva leptocúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 16,06% do período larval total (40,00 dias), representando 11,77% do período de desenvolvimento pós-embrionário, que foi de 54,58 dias.

A duração média, em dias, do segundo ínstar larval de *C. beltrao* alimentada com folhas de *C. zebrina*, de acordo com CASAGRANDE (1979a: 179-183), foi igual a 10,00 dias. MALO & WILLIS (1961: 533) obtiveram para a espécie *C. eurylochus* uma média de 8 dias, variação de 6 a 10 dias, quando associadas a *Musa* sp., esses valores foram superiores à média registrada para *C. illioneus* associada a *H. bihai*, com variação também superior (Quadro 1.2).

Para o segundo ínstar larval do brassolíneo *B. actorion* associado a folhas de *Geonoma* sp. FREITAS *et al.* (2002: 120) registraram uma duração média de 14 dias, considerada mais que o dobro da duração obtida para *C. illioneus* que foi de 6 dias (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies de Nymphalidae (Satyrinae) a espécie *P. zingara* apresentou para este ínstar uma duração de 7,80 dias (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84) utilizando também folhas de *Chusquea* sp. e FREITAS (2003: 102) registraram para a espécie *T. peculiaris* uma variação de 7 a 8 dias, utilizando folhas de *A. compressus*. Estes valores são superiores à média e a variação encontrada para *C. illioneus* (Quadro 1.3).

Para os ninfalíneos BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para *B. hyperia* utilizando folhas de *T. vulubilis* média de 2,00 dias (variação de 2 e 3 dias). Para *P. phaon* utilizando folhas de *P. nodiflora* GENC *et al.* (2003: 448) obteve uma duração de 3,80 dias.

O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração de 2,83 dias (com variação de 2 a 4 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71), assim como a espécie de *H. odius* alimentando-se de folhas de *C. mexicana*, no qual a duração teve uma variação de 3 a 4 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114). Esses valores obtidos para estes ninfalíneos, coloburíneos e heliconíneos são inferiores com relação à média obtida para *C. illioneus* cujas larvas se alimentaram de *H. bihai* (Quadro 1.3).

Terceiro ínstar (L3) - O terceiro ínstar (Figura 1.5C) apresentou uma variação de 4 a 9 dias (amplitude de 5 dias), sendo a média de 5,19 dias, Intervalo de Confiança da Média de 4,68 a 5,70 dias. Esses resultados são relativamente heterogêneos, com coeficiente de variação de 24,37%. A distribuição apresentou mediana de 5 dias e moda de 4 dias, indicando uma assimetria positiva e moderada. O coeficiente de curtose foi de 1.5094 caracterizando a distribuição com uma curva platicúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 12,98% do período larval total (40,00 dias), representando 9,51% do período de desenvolvimento pós-embrionário, que foi de 54,58 dias. Essa duração relativa do terceiro ínstar larval da espécie *E. isabella dianasa* que foi de 12,37% do desenvolvimento pós-embrionário (BARROS & LIMA 2004: 71) e superior ao registrado para *C. illioneus*.

A duração média, em dias do terceiro ínstar larval de *C. beltrao* alimentada com folhas de *C. zebrina*, segundo CASAGRANDE (1979a: 179-183) foi de 12,00 dias, o dobro da duração (para este período) da espécie de *C. illioneus* em estudo. MALO & WILLIS (1961: 533) obtiveram para o terceiro ínstar larval de *C. eurylochus* uma média de 9 dias, sendo a variação entre 7 a 10 dias, quando associadas *Musa* sp, esses valores foram superiores à média registrada para *C. illioneus* associada a *H. bihai*, com variação também superior (Quadro 1.2).

Para o segundo ínstar larval do brassolíneo *B. actorion* associado a folhas de *Geonoma* sp. FREITAS *et al.* (2002: 120) registraram duração média de 11 dias, considerada mais que o dobro da duração obtida para *C. illioneus* cujas larvas alimentaram-se com folhas de *H. bihai* foi de 6 dias (Quadro 1.2).

Para outras espécies de Nymphalidae (Satyrinae) a espécie *P. zingara* apresentou para este ínstar uma duração de 7,50 dias (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84) ambas as espécies

utilizando folhas de *Chusquea* sp. como planta-alimentícia e FREITAS (2003: 102) registra para a espécie *T. peculiaris* uma variação de 6 a 8 dias, utilizando folhas de *A. compressus*. Estes valores são superiores à média e à variação encontrada para *C. illioneus*. Contudo, para a espécie *H. odius* alimentando-se de folhas de *C. mexicana* a duração foi igual a 5,00 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114), semelhante à espécie *C. illioneus*, em estudo (Quadro 1.3).

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae (Nymphalinae) BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para *B. hyperia* utilizando folhas de *T. vulubilis*, uma média de 3,00 dias (com variação de 2 e 4 dias). Para *P. phaon* utilizando folhas de *P. nodiflora* GENC *et al.* (2003: 448) obtiveram uma duração de 4,10 dias. O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* como planta-alimentícia das larvas, apresentou duração de 3,00 dias (variação de 2 a 4 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71) Esses valores obtidos para estes ninfalídeos são inferiores à média obtida para *C. illioneus* quando associadas a *H. bihai* no presente trabalho (Quadro 1.3).

Quarto ínstar (L4) - O quarto ínstar (Figura 1.5D) apresentou uma variação de 5 a 9 dias (amplitude de 4 dias), média de 7,04 dias e Intervalo de Confiança da Média de 6,65 a 7,42 dias. Os dados obtidos apresentam-se relativamente homogêneos com coeficiente de variação de 13,62%. A distribuição apresentou mediana com valor igual à moda de 7 dias, indicando uma assimetria positiva e fraca. O coeficiente de curtose foi de 0.1085 caracterizando a distribuição com curva platicúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 17,60% do período larval total (40,00 dias) representando 12,90% do período pós-embrionário, que teve duração de 54,58 dias. Comparando com a duração relativa do quarto ínstar larval de *E. isabella dianasa* que foi 14,77% do desenvolvimento pós-embrionário (BARROS & LIMA 2004: 71).

A duração média, em dias, do quarto ínstar larval da espécie *C. beltrao* alimentada com folhas de *C. zebrina*, de acordo com CASAGRANDE (1979a: 179-183) foi igual a 13,00 dias, um pouco superior à duração de *C. illioneus*. MALO & WILLIS (1961: 533) obtiveram para o terceiro ínstar larval de *C. eurylochus* uma média de 10 dias, sendo a variação entre 7 a 12 dias, quando associadas *Musa* sp., esses valores foram superiores à média registrada para *C. illioneus* associada a *H. bihai*, com variação superior (Quadro 1.2).

Para o segundo ínstar larval do brassolíneo *B. actorion* associado a folhas de *Geonoma* sp. FREITAS *et al.* (2002: 120) registraram uma duração média de 11 dias, considerada

superior, porém próxima à duração obtida para *C. illioneus* cujas larvas alimentaram-se com folhas de *H. bihai* foi de 6 dias (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies de Nymphalidae (Satyrinae) a espécie *P. zingara* apresentou, para o quarto ínstar larval, uma duração de aproximadamente 9 dias (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84), utilizando folhas de *Chusquea* sp., FREITAS (2003: 102) registrou para a espécie *T. peculiaris* uma variação de 9 a 10 dias, utilizando folhas de *A. compressus* e a espécie *Antirrhoea weymeri* Salazar, Constantino & López 1998 (Nymphalidae: Morphinae) alimentando-se de folhas de *Prestoea acuminata* (Willd.) H. E. Moore (Arecaceae) (palmeira) apresentou duração de aproximadamente 11 dias (HEREDIA & ALVAREZ-LOPEZ 2004: 89-91). Esses valores são superiores à média e à variação encontrada para *C. illioneus* cujas larvas alimentaram-se com *H. bihai* (Quadro 1.3).

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae (Nymphalinae) BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para *B. hyperia*, utilizando folhas de *T. vulubilis*, média de 4,00 dias (com variação de 3 a 6 dias). Para *P. phaon* utilizando folhas de *P. nodiflora* GENC *et al.* (2003: 448) obtiveram uma duração de 4,30 dias, valores bastante inferiores à duração média obtida para *C. illioneus*, utilizando folhas de *H. bihai* como planta-alimentícia das larvas.

O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração de 3,58 dias (com variação de 3 a 5 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71), assim como a espécie de *H. odius* alimentando-se de folhas de *C. mexicana*, no qual a duração teve uma variação de 2 a 4 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114). Esses valores obtidos para estes ninfalídeos são inferiores com relação à média obtida para *C. illioneus* (Quadro 1.3).

Quinto ínstar (L5) - O quinto ínstar está representado por dois estágios distintos: fase ativa e o período prepupal. **A fase ativa** (Figura 1.5E) apresentou uma variação de 10 a 17 dias (amplitude de 7 dias), sendo a média de 12,46 dias, e Intervalo de Confiança da Média de 11,89 a 13,03 dias.

Os dados obtidos são relativamente homogêneos, uma vez que o coeficiente de variação foi 11,40%. A distribuição apresentou mediana e moda com valor igual a 12 dias, indicando uma assimetria positiva e moderada. O coeficiente de curtose foi de 2,9350 caracterizando a distribuição com curva leptocúrtica, em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 31,15% do período larval total (40,00 dias) e 22,83% do período pós-embrionário (54,58 dias). Comparando com a duração relativa da fase ativa do quinto ínstar larval de *E. isabella*

dianasa que foi de 14,77% do desenvolvimento pós-embriônico (BARROS & LIMA 2004: 71), inferior ao de *C. illioneus*.

Para as espécies do gênero *Caligo*, não foi possível a comparação da duração da fase ativa dentro de quinto estágio larval, mas para outras espécies de ninfalídeos como a espécie *E. isabella dianasa* que segundo BARROS & LIMA (2004: 71) a duração da fase ativa foi de 3,58 dias (com variação de 3 a 4 dias), assim como a espécie de *H. odius* alimentando-se de folhas de *C. mexicana* apresentou variação de 6 a 7 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114). Esses valores obtidos para estes ninfalídeos são bastante inferiores com relação à média obtida para *C. illioneus* no presente trabalho (Quadro 1.3).

O **período prepupal** - é caracterizado como o período de inatividade da larva, antes da pupação, apresentou uma duração de apenas um dia, para todos os espécimes neste estudo. O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 2,50% do período larval total (40,00 dias) e 1,83% do período pós-embriônico, que apresentou uma duração média de 54,58 dias. Comparando com a duração relativa do período prepupal da espécie *E. isabella dianasa* que foi igual a 4,12% do desenvolvimento pós-embriônico (BARROS & LIMA 2004: 71).

MALO & WILLIS (1961: 533) comentaram duração de aproximadamente 3 dias para o período prepupal de *C. eurylochus* associada a *Musa* sp., registrando uma duração superior a de um dia obtida para a espécie *C. illioneus* associada a *H. bihai* (Quadro 1.2).

No entanto, com relação a outras espécies da família Nymphalidae, trabalhos como os de BAUZÁ (2000: 88-92) com *B. hyperia*, GENC *et al.* (2003: 448) com *P. phaon*, assim como BARROS & LIMA (2004: 71) com *E. isabella dianasa* e, MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT (1979: 113-114) com os coloburíneos: *H. odius* e *Coea acheronta* Fabricius 1775, registraram a duração do período prepupal semelhante a de *C. illioneus* associada a *H. bihai* de apenas um dia (Quadro 1.3).

A espécie *P. zingara* apresentou duração de 3,00 dias (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84) e a espécie *A. weymeri* de 2,50 dias. Estes valores são superiores à média encontrada para *C. illioneus* quando associadas a *H. bihai* (Quadro 1.3).

A **duração total do quinto ínstar (L5 total)** - O quinto ínstar larval apresentou uma variação de 11 a 18 dias (amplitude de 7 dias), sendo a média de 13,46 dias com Intervalo de Confiança da Média de 12,89 a 14,03 dias. Os dados obtidos podem ser considerados relativamente homogêneos uma vez que o coeficiente de variação foi 10,55%. A distribuição apresentou mediana de 13 dias, valor iguala à moda, indicando uma assimetria positiva e

moderada, tendendo a forte. O coeficiente de curtose foi de 2.9350 caracterizando a distribuição com uma curva leptocúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 33,65% do período larval total (40,00 dias) e 24,66% do período pós-embrionário, que apresentou duração média de 54,58 dias. A duração relativa total do quinto ínstar larval de *E. isabella dianasa* que foi de 18,90% do desenvolvimento pós-embrionário, sendo inferior ao período registrado para *C. illioneus* (BARROS & LIMA 2004: 71).

Na comparação entre as espécies do gênero *Caligo* LAVERDE & BORJA (1998: 09) registraram uma variação média de 24 a 26 dias para as larvas de *C. illioneus* quando associadas a folhas de cana-de-açúcar. A duração média, em dias, do último ínstar larval (quinto) da espécie *C. beltrao* alimentada com folhas de *C. zebrina*, segundo CASAGRANDE (1979a: 179-183) foi igual a 24,00 dias e MALO & WILLIS (1961: 533) registraram média e variação para *C. eurylochus* cujas larvas foram associadas a folhas de *Musa* sp., de aproximadamente 18 dias, variando de 14 a 21 dias. Esses valores foram superiores à média registrada para *C. illioneus* associada a folhas de *H. bihai* (Quadro 1.2).

Para o quinto ínstar larval do brassolíneo *B. actorion* associado a folhas de *Geonoma* sp. FREITAS *et al.* (2002: 120) registraram uma duração média de 14 dias, considerada semelhante a duração obtida para *C. illioneus* cujas larvas alimentaram-se com folhas de *H. bihai* foi de 14 dias (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae (Nymphalinae), a espécie *A. weymeri* (Morphinae), alimentando-se de folhas da palmeira de *P. Acuminata* apresentou duração de 21,00 dias (HEREDIA & ALVAREZ-LOPEZ 2004: 89-91) e o satiríneo *P. zingara* (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84) apresenta uma duração de 14,20 dias e sendo a duração média destas espécies um pouco superior a duração apresentada para *C. illioneus* associadas a *H. bihai* (Quadro 1.3).

A espécie *T. peculiaris* associada a folhas de *A. compressus*, estudada por FREITAS (2003: 102), apresentou uma variação de 9 a 10 dias. A espécie *H. odius* associada a folhas de *C. mexicana* apresentou uma variação aproximada de 7 a 8 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114). BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para *B. hyperia* utilizando folhas de *T. vulubilis* média de 7,00 dias (com variação de 5 a 10 dias).

O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração de 4,58 dias (variação de 4 a 5 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71) e para o ninfalíneo *P. phaon* utilizando folhas de *P. nodiflora* GENC *et al.* (2003: 448) obtiveram uma duração de 3,90

dias (Quadro 1.3). Estas espécies obtiveram duração e variação inferiores, quando comparadas com *C. illioneus* associada a *H. bihai*.

Período Larval Ativo – O período larval ativo²⁰ apresentou uma variação de 35 a 43 dias (amplitude de 8 dias), sendo a média de 39,00 dias com Intervalo de Confiança da Média 38,11 a 39,89 dias. Os dados obtidos apresentam-se homogêneos, uma vez que o coeficiente de variação foi de 5,66%. A distribuição apresentou mediana de 39 dias e moda de 38 dias. O coeficiente de curtose foi de -0.3934 caracterizando a distribuição com uma curva leptocúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 97,50% do período larval total (40,00 dias) e 71,46% do período pós-embrionário, que teve uma duração média de 54,58 dias.

Essa duração relativa do período larval ativo de *C. illioneus* foi superior ao observado para a espécie *E. isabella dianasa* que foi de 65,29% do desenvolvimento pós-embrionário (BARROS & LIMA 2004: 71).

O resultado sobre a duração, em dias, deste período dentro do desenvolvimento larval, de *C. illioneus* pode ser comparado com os resultados obtidos por BARROS & LIMA (2004: 71) para o ninfalídeo *E. isabella dianasa* apresentou uma média de 15,83 dias, com variação de 15 a 19 dias, alimentadas por folhas de *P. Edulis*. E a espécie *H. odius* associada a folhas de *C. mexicana* apresentou uma variação aproximada de 19 a 24 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114) (Quadro 1.3).

Esses valores, de média e variação da duração do período larval ativo, obtidos para esses lepidópteros das subfamílias Heliconiinae e Coloburinae são bastante inferiores, quando comparados à duração obtida para *C. illioneus* utilizando *H. bihai* como planta-alimentícia, que apresenta um período larval ativo mais longo.

²⁰Período Larval Ativo – Definição: Este período dentro do desenvolvimento pós-embrionário corresponde à soma das durações, de cada um dos instares larvais, sem incluir a fase de prepupa que está incluída dentro do quinto instar larval. Este período representa o tempo efetivo de alimentação das larvas, é nele onde ocorre o consumo foliar que como consequência os danos ou injúrias nas plantas (BARROS & LIMA 2004: 71) e (BORN & LIMA 2005: 524).

1.3.2.2 Período pupal

O período pupal apresentou variação de 13 a 19 dias (amplitude de 6 dias), sendo a média de 14,58 dias, com Intervalo de Confiança da Média de 14,15 a 15,01 dias. Os dados obtidos apresentam-se homogêneos, uma vez que o coeficiente de variação foi de 7,30%. A distribuição apresentou mediana de 14 dias, com valor igual à moda, indicando uma assimetria positiva e forte. O coeficiente de curtose foi de 12.0631 caracterizando a distribuição com uma curva platicúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio do período pupal representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 26,71% do período pós-embriônico, que apresentou uma duração média de 54,58 dias. Esta duração relativa de 26,71% do período pós-embriônico total de *C. illioneus* demonstra que o tempo de desenvolvimento larval total é pelo menos, três vezes maior que o período pupal.

Como o período pupal é frequentemente comentado na literatura sobre espécies do gênero *Caligo*, foi possível a comparação da duração deste período (Quadro 1.2). De acordo com o estudo de CASAGRANDE (1979a: 179-183) sobre a biologia de *C. beltrao* utilizando folhas de *C. zebrina* como planta-alimentícia das larvas, este autor comenta que a duração do período pupal pode variar de 45 a 50 dias. CASAGRANDE & MIELKE (2000: 79) registram para a espécie *C. martia* (Godart, [1824]) uma duração de 30,00 dias, contudo não especificam se esta duração está associada à utilização de uma única planta-alimentícia, e citam as espécies *Pleurostachys puberula* Boeck e *Carex brasiliensis* St. Hil. (Cyperaceae).

YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) comentam que a espécie *C. memnon* (C. Felder & R. Felder, 1867) utilizando folhas de *Heliconia* sp. como alimento apresentam uma duração de 21,00 dias e MALO & WILLIS (1961: 533) registraram para *C. eurylochus* associada a *Musa* sp. uma média de aproximadamente 18,10 dias e variação de 17 a 20 dias. Estas durações registradas são bastante superiores à duração obtida para *C. illioneus* cujas larvas alimentaram-se de *H. bihai* (Quadro 1.2).

LAVERDE & BORJA (1998: 09) registraram uma variação de 13 a 15 dias para *C. illioneus* alimentada com folhas de cana-de-açúcar, semelhante à variação obtida para *C. illioneus* associada a *H. bihai*, sendo o valor mínimo semelhante à duração do valor mínimo obtido para *C. illioneus* e o valor máximo um pouco inferior.

Para outros brassolíneos como a espécie *Dasyophthalma creusa creusa* (Hübner [1821]) quando utilizam folhas de *Geonoma schottiana* Martius (Arecaceae) (guaricana), como planta-alimentícia das larvas, a duração do período pupal foi de 20,00 dias

(CASAGRANDE & MIELKE 2003: 160). A espécie *Opsiphanes quiteria meridionalis* Staudinger, 1877 cujas larvas alimentaram-se de *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Arecaceae) (jerivá) teve uma variação de 15 a 30 dias (CASAGRANDE & MIELKE 2005: 423). FREITAS (2002: 120) registraram *B. actorion* associada a folhas de *Geonoma* sp. com duração média de 17 dias para o período pupal, representando durações bastante superiores à apresentada para a espécie *C. illioneus* associadas a *H. bihai* (Quadro 1.2).

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae que apresentaram a duração do período pupal inferiores a média registrada para *C. illioneus* BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para os ninfalíneos *B. hyperia* utilizando folhas de *T. vulubilis* média de 10,00 dias (com variação de 10 a 11 dias), para *P. phaon* utilizando *P. nodiflora* GENC *et al.* (2003: 448) obtiveram uma duração de 4,60 dias. A espécie *T. peculiaris* apresentou média de 10,00 dias, utilizando folhas de *A. compressus* registrada por FREITAS (2003: 102) (Quadro 1.3).

O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração de 7,42 dias (variando de 7 a 8 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71), *Asterope markii* Hewitson, 1857 (Biblidinae) cujas larvas alimentaram-se de folhas de *Paullinia* sp. (Sapindaceae) teve duração de 8,00 dias (HILL 2003: 69) (Quadro 1.3).

Os coloburíneos *H. odius* e *C. acheronta*, ambos alimentando-se de embaúba, apresentaram respectivamente: duração variando de 10 a 14 dias e média de 9,00 dias (MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT 1979: 113-114) (Quadro 1.3).

As espécies *P. zingara* (Satyrinae) utilizando folhas de *Chusquea* sp. (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84), e *A. weymeri* alimentando-se de folhas de *P. acuminata* (HEREDIA & ALVAREZ-LOPEZ 2004: 89-91), apresentaram durações superiores às encontradas para *C. illioneus*, sendo respectivamente: 25,50 e 16,00 dias, conforme as informações apresentadas para os lepidópteros da família Nymphalidae (Quadro 1.3).

1.3.2.3 Período de inatividade dentro do desenvolvimento pós-embrionário

O período inativo compreende a soma da duração do período prepupal (Figura 1.6A) e do período pupal (Figura 1.6B). A duração absoluta deste período apresentou variação de 14 a 20 dias (amplitude de 6 dias), com média de 15,58 dias e Intervalo de Confiança da Média de 15,15 a 16,01 dias.



Figura 1.6 – *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), cujas larvas se alimentaram de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26). A) Prepupa (58 mm). B) Pupa (38 mm). Fotos: Natália Larissa da Silva Santos.

Os dados obtidos apresentam-se homogêneos, uma vez que o coeficiente de variação foi de 6,83%. A distribuição apresentou mediana de 15 dias, valor igual à moda, indicando uma assimetria positiva e forte. O coeficiente de curtose foi de 12.0631 caracterizando a distribuição com curva platicúrtica em relação à curva normal (Tabela 1.1).

O valor médio do período inativo representou uma duração relativa (Tabela 1.2, Figura 1.4) de 28,54% do período pós-embrionário, que teve uma duração média de 54,58 dias.

A comparação do período inativo do desenvolvimento pós-embrionário de *C. illioneus* pode ser comparada com a duração aproximada de 21 dias para espécie *C. eurylochus* associadas a *Musa* sp., média superior ao encontrado para *C. illioneus* associada a *H. bihai*, mas próxima do valor máximo de duração registrada para este período, que foi de 20 dias.

Com relação a outras espécies da família Nymphalidae, o satíriano *P. zingara* associado a *Chusquea* sp., apresentou duração de aproximadamente 25 dias (HEREDIA & VILORIA 2004: 82-84) e a espécie *A. weymeri* associada a *P. acuminata* apresentou duração de aproximadamente 18 dias (HEREDIA & ALVAREZ-LOPEZ 2004: 89-91), com médias superiores à duração de *C. illioneus* associada a *H. bihai* (Quadro 1.3).

BAUZÁ (2000: 88-92) registrou para *B. hyperia* associada a *T. vulubilis* média de aproximadamente 11 dias (variação de 11 a 12 dias). MUYSHONDT JR. & MUYSHONDT (1979: 113-114) registraram para *H. odius* variação aproximada de 11 a 15 dias e para *C. acheronta* média de 10 dias, com ambas as espécies associadas a *C. mexicana*. O heliconíneo *E. isabella dianasa* utilizando folhas de *P. edulis* apresentou duração de 8,42 dias (variação de 8 a 9 dias) (BARROS & LIMA 2004: 71) e o ninfalíneo *P. phaon* associado a *P. nodiflora* (GENC *et al.* 2003: 448) apresentou duração de 6 dias, com duração média e variação mais curta, com relação aos valores obtidos para *C. illioneus* associada a *H. bihai* (Quadro 1.3).

1.3.3 Dimorfismo e Razão sexual

Em vista dorsal, os adultos (machos e fêmeas) de *C. illioneus* apresentam diferenças que evidenciam seu dimorfismo sexual, como: tamanho e forma do abdômen, presença de escamas modificadas na região dorsal das asas posteriores e a presença de “*placas glandulares*”, na região lateral dos segmentos abdominais dos machos (Figura 1.7A e B). Em vista ventral os adultos (machos e fêmeas) de *C. illioneus* apresentam distribuição das escamas e coloração bastante semelhantes.

Essas placas foram descritas por CASAGRANDE (1979b: 711), estudando a morfologia externa dos adultos machos de *C. Beltrão*, citou que o abdômen apresenta três estruturas como “*placas glandulares odoríferas, localizadas nos segmentos quatro, cinco e seis, logo abaixo das margens laterais do tergo, que produzem secreções distribuídas no ambiente*”.

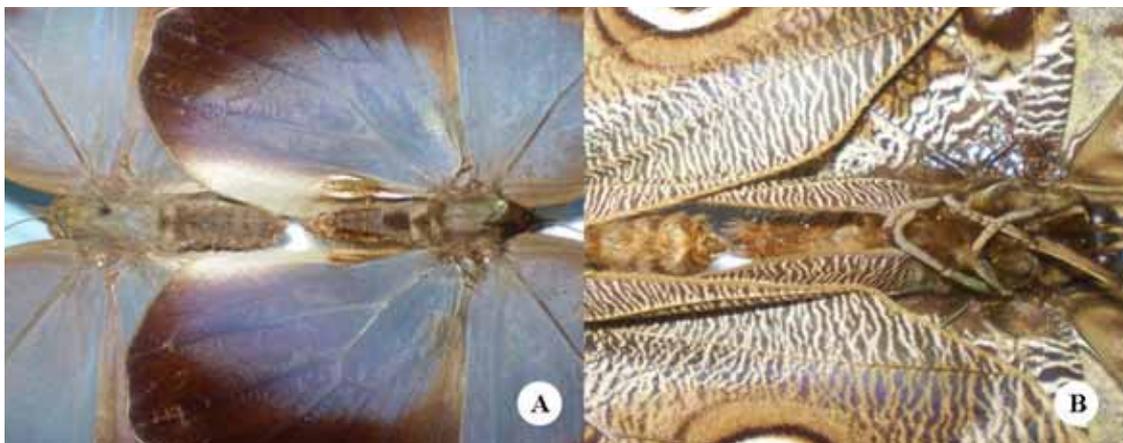


Figura 1.7 – Exemplares de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ). A) Abdome do Macho e Fêmea (à esquerda) em vista dorsal (Amostra C1, n= 26). B) Abdome do Macho e Fêmea (à esquerda) em vista ventral. Fotos: Iracilda Maria de Moura Lima.

Os adultos começaram a emergir 50 dias após a eclosão, e dos 26 espécimes que atingiram à fase adulta obteve-se um total de 12 fêmeas e 14 machos, o que representa uma razão sexual (RS) de 0,46 (12: 26), valor próximo ao esperado para espécies que se reproduzem sexuadamente (RS= 0,50) com proporção de 1: 1 (SILVEIRA-NETO *et al.* 1976: 230). CLEARE (1926: 363) cita a razão sexual de *C. illioneus illioneus* associada a folhas *Musa* sp., de 0,25 (1: 4), com proporção de 1 fêmea: 3 machos, diferente da razão de *C. illioneus* em *H. bihai*.

A análise da duração, em dias, ao longo do desenvolvimento de *C. illioneus* alimentadas com folhas de *H. bihai* revelou que a emergência de alguns machos ocorreu dois dias mais cedo que a emergência da primeira fêmea, contudo não houve diferenças com relação à presença de machos e fêmeas no ambiente, pois na amostra ocorreu a emergência de machos no mesmo dia das fêmeas.

Foi realizada a separação dos sexos através do terminal da genitália pupal (Figura 1.8A e B) de acordo com a indicação do estudo da morfologia das fases imaturas de *C. beltrao* desenvolvido por CASAGRANDE (1979a: 189-190), nas pupas desta espécie é observado, à presença dos orifícios genitais, que segundo esta autora é a principal estrutura para a diferenciação sexual na fase pupal.

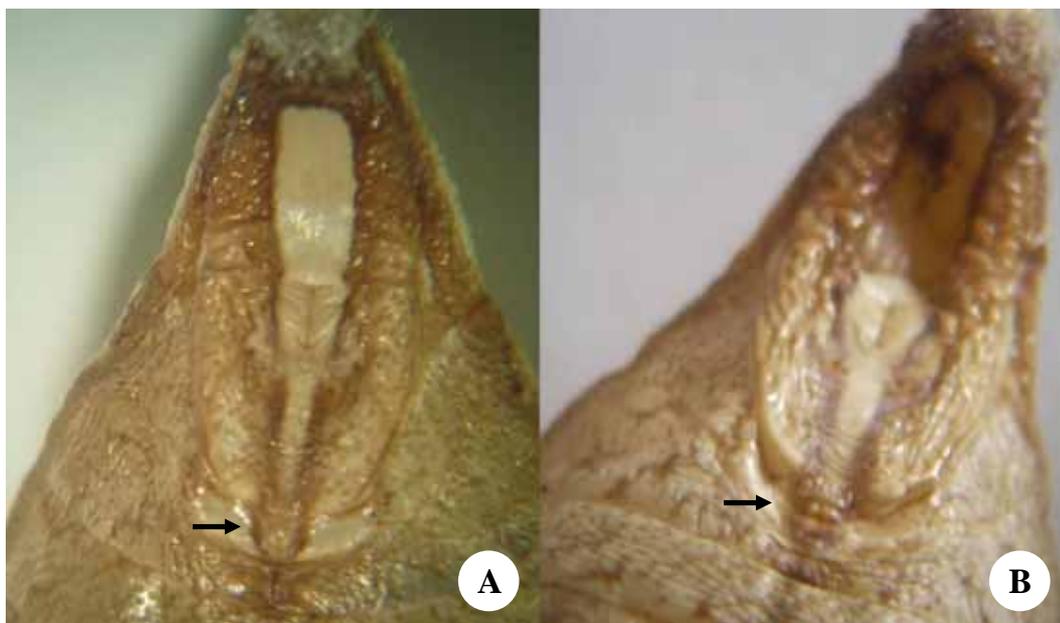


Figura 1.8 – Exemplares de pupas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1, n= 26). A) Abertura genital da pupa macho. B) Abertura genital da pupa fêmea. Fotos: Natália Larissa da Silva Santos.

1.3.4 Viabilidade de ovos e sobrevivência ao longo do desenvolvimento pós-embrionário

Do total inicial de 46 ovos depositados (seis posturas, contendo grupos de 4 a 12 ovos) nas superfícies (abaxial e adaxial) das folhas de *H. bihai*, coletados com data de postura não conhecida. Apenas um ovo estava parasitado e 11 foram considerados inviáveis, pois não houve eclosão de larvas, perfazendo uma viabilidade de 73,91% (n= 34) dos ovos (Tabela 1.3), sendo inferior à registrada por BARROS & LIMA (2004: 74) para *E. isabella dianasa*, que foi de 95,00%.

Ao longo do desenvolvimento das 34 larvas eclodidas, no total foram registradas seis mortes, sendo três mortes no primeiro estágio larval, uma morte no segundo, mais uma morte no terceiro, e a última morte registrada foi de uma larva na fase ativa do quinto ínstar larval (6 mortes, n=28). O que representou uma sobrevivência larval de 82,35%. A sobrevivência larval registrada por BARROS & LIMA (2004: 74) para *E. isabella dianasa* foi de 44,74%, inferior ao valor apresentado para a espécie *C. illioneus*.

O acompanhamento das perdas de unidades de prova, ao longo do desenvolvimento, pode ser observado na tabela 1.3 e a dinâmica da sobrevivência para os estágios larvais e o pupal do desenvolvimento pós-embrionário de *C. illioneus* está apresentada na figura 1.9.

Tabela 1.3. Viabilidade de ovos e sobrevivência, em cada um dos períodos do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0$ % UR).

Período do Desenvolvimento	Médias Acumuladas	Unidades de Prova (número)			Sobrevivência (%)	
		Inicial	Morte	Final	No ínstar	Acumulada
Embrionário (Viabilidade)	0,00	46	12	34	73,91	-
L1	7,88	34	3	31	91,17	91,17
L2	14,30	31	1	30	96,77	88,23
L3	19,49	30	1	29	96,67	85,29
L4	26,53	29	-	29	100,00	85,29
L5	39,99	29	1	28	96,55	82,35
Larval Total:	-	34	6	28	82,35	82,35
Pupal:	54,57	28	2	26	92,86	79,47
Morte no ínstar	-	28	1	27	96,43	79,41
Falha de emergência	-	27	1	26	96,30	76,47
Pós-embrionário (Larva neonata a adulto)	-	34	8	26	76,47	-
Total ⁽¹⁾ (ovo a adulto)	-	46	20	26	56,52	-

⁽¹⁾ Desenvolvimento Pós-embrionário TOTAL (da eclosão da larva até a emergência do adulto).

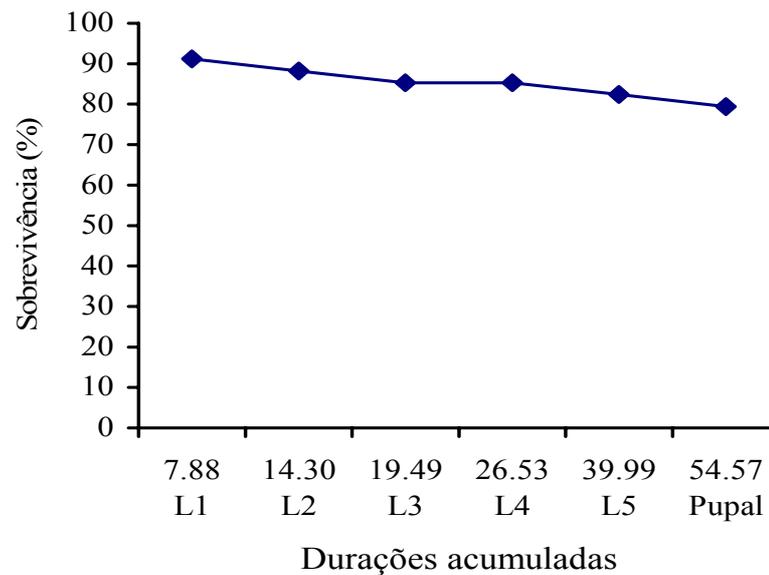


Figura 1.9 - Dinâmica da sobrevivência ao longo do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n=26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0$ % UR).

As mortes dos espécimes de *C. illioneus* foram registradas para o primeiro, segundo, terceiro e quinto instares larvais e durante a fase pupal, não se registrando perdas durante o quarto instar larval. De acordo com o estudo sobre a viabilidade e sobrevivência dos períodos do desenvolvimento pós-embrionário de *E. isabella dianasa* BARROS & LIMA (2004: 74) obtiveram um significativo número de perdas em todos os instares larvais.

O instar em que ocorreu o maior número de perdas, ao longo do desenvolvimento larval de *C. illioneus* associado a *H. bihai* foi o primeiro, revelando uma sobrevivência de 91,17%, superior à registrada por BARROS & LIMA (2004: 74) para *E. isabella dianasa* que no primeiro instar foi de 89,47%, o maior número de mortes registrado na fase ativa do quinto instar larval (62,96%).

Das 28 larvas restantes, todas empuparam. A fixação ocorreu especialmente no tecido de náilon, que isolava os recipientes individuais de criação, nas folhas, nas nervuras das plantas oferecidas como alimento e também nas paredes do recipiente plástico. No período pupal foi registrada a perda de duas pupas, sem que houvesse qualquer obstáculo que impedisse o evento de pupação.

A primeira destas completou o período prepupal, porém ao empupar, este espécime apresentou um "descolamento" das estruturas que correspondem à região direita das pernas (protorácica e mesotorácica) e asas (anterior e posterior), que permaneceram abertas, e apresentou sinais vitais durante algumas horas, e o registro da morte ocorreu após aproximadamente quatro horas da observação dos sinais de movimento da pupa.

Na segunda pupa, não houve a emergência do adulto, o que representou uma viabilidade de 92,86% para o período pupal, superior à viabilidade obtida por BARROS & LIMA (2004: 74) para *E. isabella dianasa* de 64,71%.

Ao final do acompanhamento das perdas, durante a criação dos imaturos de *C. illioneus*, obteve-se 26 espécimes que conseguiram atingir a fase adulta do desenvolvimento, passando por cinco instares larvais e o pupal, representando uma sobrevivência do desenvolvimento pós-embrionário de larva neonata ao adulto de 76,47%.

A sobrevivência acumulada considerando as larvas neonatas que conseguiram atingir o estágio adulto foi igual a 79,47% e pode ser considerada alta quando comparada com a sobrevivência de outras espécies de Nymphalidae (Heliconiinae), como *E. isabella dianasa* (BARROS & LIMA 2004: 74) cuja sobrevivência acumulada foi de 59,80%. Considerando o total de ovos (n=46), foram obtidos 56,52% de adultos (ocorrendo 20 perdas), superior ao registrado para *E. isabella dianasa* que foi de 27,50% (BARROS & LIMA 2004: 74).

Esses valores foram comparados, pois a metodologia para determinação dos estádios (duração de instares, em dias) do desenvolvimento pós-embrionário das espécies *E. isabella dianasa* correspondem à metodologia empregada para *C. illioneus* a partir de sua criação em laboratório.

A amostra de 46 ovos e o total de 26 larvas estudadas na descrição da biologia para a determinação dos estádios do desenvolvimento de *C. illioneus* é significativa, uma vez que, estudos anteriores como o de CLEARE (1926: 363) que estudando a biologia e alguns aspectos morfológicos das larvas da subespécie *C. illioneus illioneus* associada a *Musa* sp. utilizou um total de cinco larvas.

E para descrição dos aspectos da biologia de *C. eurylochus* associada a folhas de *Musa* sp. MALO & WILLIS (1961: 533) comentaram a utilização de uma amostra contendo 15 larvas, embora comente a ocorrência de posturas com um grande número de ovos, mas que nem todos são viáveis.

1.3.5 Aspectos biológicos sobre o desenvolvimento de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775)

Os aspectos relacionados com os eventos biológicos (eclosão, ecdises, comportamento de agregação e sensibilidade a estímulos das larvas) observados ao longo do desenvolvimento de *C. illioneus* em condições de laboratório estão apresentados a seguir.

1.3.5.1 Eclosão

Como as datas das posturas foram desconhecidas, não foi possível determinar a duração média em dias do período embrionário. Todos os ovos utilizados nesse estudo foram provenientes de posturas que continham grupos de dois a doze ovos, encontradas nas superfícies abaxial (inferior), adaxial (superior) e nas nervuras das folhas de *Heliconia*.

Um dia após a coleta dos ovos iniciou a eclosão das larvas, observou-se que eles apresentavam coloração escura mostrando nitidamente a região da cápsula cefálica do embrião e as linhas (dispostas na latitude dos ovos) do corpo das larvas.

A coloração branca dos ovos (Figura 1.10) vai se tornando mais escura quando se aproxima o período de eclosão larval. A superfície do cório é opaca, com linhas longitudinais paralelas convergindo para o pólo apical; esféricos e muito levemente achatados na base (com 2,1 mm de diâmetro e 2,0 mm de altura para os exemplares coletados), apenas na região de contato com as folhas.



Figura 1.10 – Postura de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Foto: Iracilda Maria de Moura Lima.

Quando a larva já formada eclodia, rompendo o cório com seu aparelho bucal, foi observado que estas se alimentavam do cório do ovo, pois raramente se observava os resquícios do cório nos folíolos, era observada apenas uma pequena região brilhosa na folha, como foi observado por CASAGRANDE (1979a: 177) para a espécie *C. beltrao*.

Nos recipientes de acondicionamento dos ovos eram depositados pequenos pedaços de folhas tenras de *H. bihai* para quando houvesse a eclosão, as larvas tivessem alimento disponível, embora na maioria das observações as larvas preferissem se alimentar do cório do ovo aos pequenos pedaços de folhas oferecidos.

Com relação aos padrões comportamentais das larvas de *C. illioneus illioneus* CLEARE (1926: 365) comenta que larvas recém eclodidas geralmente se alimentam da exúvia do cório, deixando apenas a superfície que fica em contato com as folhas. As larvas permanecem agregadas e em descanso, localizadas ao lado da nervura central das folhas, frente a frente ou umas atrás das outras, apresentando coloração bastante semelhante à da nervura foliar.

1.3.5.2 Ecdises, comportamento de agregação e sensibilidade a estímulos das larvas

A alimentação das larvas não era observada durante o horário de observação da criação no laboratório (de 08:00 às 18h:00), principalmente no período matutino. Foi comprovado que as larvas desde o primeiro ínstar do desenvolvimento alimentavam-se nos horários noturno, ou como algumas vezes observado alimentavam-se a partir das 17h.

CLEARE (1926: 365) descreve o comportamento alimentar das larvas de primeiro ínstar de *C. illioneus illioneus* alimentando-se de forma intermitente durante o dia, na maioria das vezes de manhã cedo ou pela noite. As larvas de último ínstar mudam sua posição na folha, pois descansam próximas da base das folhas de cana-de-açúcar e do pecíolo das folhas de banana, geralmente procuram ficar em posições das folhas mais próximas do solo, onde podem se camuflar mais facilmente.

CASAGRANDE (1979a: 177) não contabilizou danos com relação à planta-alimentícia, mas comentou que a alimentação das larvas da espécie *C. beltrao* inicia pela ponta até a base das folhas, sobrando apenas às nervuras centrais. Essa autora registrou o quarto e quinto ínstars larvais como aqueles em que ocorre o maior consumo foliar, mesmo que nas folhas ocorra a presença de poucas larvas.

Durante este estudo alguns grupos de larvas foram observados, tanto no ambiente natural em folhas de touceiras de *H. bihai* (grupo com 17 larvas) (ano de 2008), como em

laboratório (grupo com cinco larvas) (Amostra C1 – ano de 2004) alimentadas diariamente com folhas de *H. bihai*. Essas larvas foram apenas acompanhadas para observação dos aspectos comportamentais e possível parasitismo, e não foram incluídas nas amostras para determinação dos estádios do desenvolvimento.

O comportamento de agregação das larvas (Figura 1.11A e B) foi observado durante todos os estágios larvais; permaneciam mais tempo agrupadas e em grupos maiores no primeiro, segundo e terceiro ínstaes. Contudo no quarto estágio larval, um número menor de larvas era encontrado nas folhas, este comportamento foi correspondente ao descrito por CLEARE (1926: 363) para as larvas de *C. illioneus illioneus* associadas com folhas de *Musa* sp. e também cana-de-açúcar, por MALO & WILLIS (1961: 533) para *C. eurylochus* cujas larvas alimentaram-se com folhas de *Musa* sp. e por CASAGRANDE (1979a: 177-1778) para a biologia de *C. beltrao* associada a folhas de *C. zebrina*.

A partir do acompanhamento dos ovos observou-se uma tendência de os grupos de larvas observadas serem os mesmos, das larvas que eclodiam de uma única postura, por exemplo, de uma postura com seis ovos, essas seis larvas eclodidas mantinham-se agrupadas o máximo possível, mesmo nos momentos de alimentação.



Figura 1.11 – Comportamento de agregação larval e descanso das larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ) nas folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae). A) Larvas no terceiro ínstar. B) Larvas de quinto ínstar. Fotos: A) Natália Larissa da Silva Santos. B) Iracilda Maria de Moura Lima.

No primeiro ínstar foi observado o comportamento de canibalismo de um grupo de quatro larvas agrupadas, que estavam próximo a completarem o processo de ecdise para o segundo ínstar larval, no qual foram isoladas. Mesmo com alimento suficiente depositado no recipiente em que essas larvas se encontravam, três delas perderam as terminações dos prolongamentos caudais, que não foram regeneradas nas ecdises subsequentes, mas que no período pupal apenas uma delas morreu e das outras duas emergiram adultos aparentemente normais. Esse comportamento também foi observado por CASAGRANDE (1979a: 177), para *C. beltrao*.

Próximo ao período das ecdises, as larvas permaneciam em descanso, geralmente nas faces das folhas oferecidas como alimento ou no fundo do recipiente de criação, observou-se que esse descanso geralmente precede o processo de ecdise. Algumas as larvas se situam muito próximas das nervuras centrais das folhas de *H. bihai* e muitas vezes permanecem camufladas por sua coloração assemelhar-se com a coloração das nervuras, esse comportamento já foi observado por CASAGRANDE (1979a: 177), MALO & WILLIS (1961: 533) e YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) como uma forma de defesa contra os inimigos naturais.

As larvas de *C. illioneus* apresentam uma glândula eversível, de coloração vermelha, anterior ao primeiro par de pernas, que só foi percebida na duração da fase ativa do quinto ínstar, sendo observada por ocasião da manipulação de algumas larvas durante a limpeza dos recipientes de criação, essa estrutura foi reconhecida. Embora YOUNG & MUYSHONDT (1985: 160) comentem a presença desta glândula em todas as fases larvais da espécie de *C. atreus* e as consideram semelhantes às observadas nas espécies do gênero *Mopho* (Morphinae).

Foi observada ainda, a presença de seda nas folhas de *Heliconia* como um importante sinal da presença das larvas no ambiente em que existe a disponibilidade destas plantas. Esta seda foi mais observada na duração da fase ativa do quinto ínstar, principalmente próximo ao período em que a larva entrava em prepupa, onde eram observados que as larvas passavam pelo menos três dias para eliminar as fezes, esse comportamento também foi observado para as espécies *C. beltrao* (CASAGRANDE 1979a: 177-178), *C. atreus* (YOUNG & MUYSHONDT 1985: 165) e *C. eurilochus* (MALO & WILLIS 1961: 535).

A pupação teve duração de 1 dia (Amostra C1), as pupas apresentaram a exúvia do corpo e a cápsula das larvas de quinto ínstar ligadas ao cremáster, semelhante ao comportamento observado por CASAGRANDE (1979a 177-178) para a biologia de *C. beltrao* associada a folhas de *C. zebrina*.

As larvas se fixaram preferencialmente no tecido, nas paredes de plástico, na nervura central e superfície das folhas. Elas prendem os larvópodes até se fixarem completamente pelo cremáster e ficam totalmente soltas e suspensas. O aspecto de prepupa e pupa são semelhantes aos já descritos para outras espécies do gênero como: *C. illioneus illioneus* (CLEARE 1926: 361), *C. beltrao* (CASAGRANDE 1979a: 177-178), *C. eurilochus* (MALO & WILLIS 1961: 535), *C. atreus* e *C. memnon* (YOUNG & MUYSHONDT 1985: 165), *C. martia* (CASAGRANDE & MIELKE 2000: 75) e *C. teucer* (SOUZA *et al.* 2006: 1249).

1.3.5.3 Emergência dos Adultos

Foi observado que a emergência dos adultos ocorria nos horários mais cedo do dia, pois a partir das oito horas da manhã, quando se iniciavam as observações as borboletas já tinham emergido. Os adultos foram montados (Figura 1.12), de acordo com as recomendações de ALMEIDA *et al.* (1998: 43-44).

Com relação à emergência dos adultos CLEARE (1926: 365) relata a ocorrência deste fenômeno nos horários da manhã e comenta a ocorrência da emergência de um indivíduo por volta das onze horas. SRYGLEY & PENZ (1999: 83) estudaram e descreveram os padrões de corte de *C. illioneus*, documentando a atividade de vôo de machos e fêmeas, considerando como relevante atributo para a explicação de sua história natural, pois apresentam padrões de vôo de territorialidade.



Figura 1.12 – Caixa entomológica dos adultos de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) (Amostra C1), depositados na Coleção entomológica do laboratório de entomologia do Museu de História Natural da UFAL. Foto: Natalia Larissa da Silva Santos

1.4 CONCLUSÕES

1. A espécie de *Caligo* fica confirmada como sendo *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).
2. As larvas de *C. illioneus* atingem o estágio adulto do desenvolvimento utilizando a espécie *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae) como planta-alimentícia, passando por cinco instares larvais. Sendo este o primeiro registro de ocorrência e da biologia de *C. illioneus* alimentando-se de folhas das espécies *H. bihai* para o Estado de Alagoas.
3. A alta viabilidade (73,91%) das larvas, aliada ao fato de serem espécies gregárias, com tempo de desenvolvimento relativamente curto, confirma a características de pragas potenciais.

MORFOMETRIA DAS CÁPSULAS CEFÁLICAS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)

Os estudos morfométricos de muitas espécies de lepidópteros são aplicáveis para se avaliar o crescimento desses insetos, e podem ser utilizados como um importante instrumento para elucidar novas propostas de classificações taxonômicas, nas explicações das relações filogenéticas ou na identificação de diferenças na morfologia de espécies muito semelhantes, uma vez que, é aplicado ao crescimento relativo total de uma determinada espécie ou para se determinar a razão do crescimento das partes (segmentos, apêndices ou artículos) que constituem o corpo de um inseto ou qualquer outro animal (PANIZZI & PARRA 1991: 47).

Nos lepidópteros, especialmente aqueles considerados pragas agrícolas, a aplicação dos estudos relacionados à morfometria está essencialmente relacionada ao reconhecimento dos diferentes ínstares larvais pela largura das cápsulas cefálicas, e conseqüente determinação do número de ínstares o que pode contribuir para se indicar a melhor época e o tipo de controle mais adequado, sendo uma das formas mais utilizadas para o monitoramento dessas pragas no campo e determinação dos níveis de controle (PANIZZI & PARRA 1991: 48, PARRA *et al.* 2002: 12).

CARVALHO *et al.* (1999: 91) através de estudo do sobre o consumo foliar, observaram que as taxas do crescimento determinadas através da morfometria das cápsulas nos ínstares larvais são influenciadas pelas fontes de alimento, e podem provocar significativas variações no crescimento relativo de lepidópteros pragas.

ANTUNES *et al.* (2002: 602) e SILVA *et al.* (2006: 219) indicam a importância de estudos sobre aspectos biológicos que visem à descrição das medidas morfométricas das cápsulas cefálicas e das partes esclerotizadas de lepidópteros, principalmente ninfalídeos, e considera estes trabalhos associados às descrições sobre a biologia, morfologia e distribuição

geográfica como essenciais no preenchimento de lacunas sobre o conhecimento da biodiversidade de lepidópteros.

Poucos relatos de aspectos morfométricos das cápsulas cefálicas de espécies do gênero *Caligo* Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) são registrados na literatura, e mesmo assim de forma abrangente. Os principais trabalhos foram desenvolvidos por CLEARE (1926: 361) sobre aspectos morfológicos das larvas de *C. illioneus illioneus* (Cramer, [1776]); CASAGRANDE (1979a: 177) sobre a biologia e aspectos da morfologia de *C. beltrao* (Illiger, 1801); e SOUZA *et al.* (2006: 1244) que apresenta a morfologia externa dos imaturos de *C. teucer* (Linnaeus, 1758) incluindo valores médios ou valores mínimo e máximo.

A aplicação do conhecimento sobre a morfometria, das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* pode ser utilizado como subsídios para o monitoramento desta espécie em campo, nos casos de infestações e ainda como parâmetros biológicos para a identificação dos ínstaes larvais de espécies com idade desconhecida para fins de determinação da dinâmica populacional, além de gerar informações que indiquem as técnicas mais adequadas de manejo dessas larvas. Assim, nesse capítulo são determinadas as classes de tamanho das cápsulas cefálicas para cada um dos ínstaes larvais de *C. illioneus* alimentados com *Heliconia bihai*.

2.1 REVISÃO DA LITERATURA

MONTEIRO & REIS (1999: 01) afirmam que durante muito tempo, o termo morfometria foi utilizado indiscriminadamente para qualquer estudo que analisava quantitativamente a variação da morfologia encontrada nos organismos e relatam que apenas a partir do final da década de 1980, a morfologia, como ramo da biologia passou a associar os modelos matemáticos e as análises estatísticas, aos estudos morfométricos, que atualmente vêm se desenvolvendo de forma conceitual e metodológica e são considerados importantes instrumentos para a descrição morfológica e conhecimento da biodiversidade de vários tipos de organismos.

2.1.1 Aplicações dos estudos morfométricos

O termo morfometria é definido por DALY (1985: 415) como a mensuração e a análise da forma, e pode ser aplicado a qualquer tipo de organismo ou às estruturas que o compõe. Esta é uma área de estudo que dá suporte a vários campos da biologia como genética, embriologia, citologia, geometria (biometria), paleobiologia, ecologia e principalmente entomologia geral, seja para explicar os fenômenos evolutivos da morfologia e do crescimento dos insetos, ou na entomologia agrícola como fundamento de técnicas para elucidar aspectos da dinâmica populacional e o manejo das espécies-praga no campo (DALY 1985: 415, MONTEIRO & REIS 1999: 01).

Tradicionalmente na entomologia, as medidas morfométricas de estruturas externas e rígidas do corpo de um inseto são consideradas como as melhores e mais precisas variáveis escolhidas para se estudar o seu crescimento relativo, como reconhece DALY (1985: 415), ao

comentar que para as espécies de lepidópteros, a cápsula cefálica é a estrutura mais apropriada para estudos sobre o crescimento alométrico²¹.

O estudo de determinados aspectos morfométricos dos lepidópteros serve para descrever as alterações no crescimento relativo durante o desenvolvimento pós-embriônico desses insetos, e pode auxiliar na compreensão de como a forma e tamanho dos organismos podem indicar padrões para adaptação e seleção de determinados habitats e também auxiliam os estudos sobre o dimorfismo sexual destes espécimes (DI MARE *et al.* 2004: 536).

Segundo PINTO & CARVALHO (2001: 155), em lepidópteros o crescimento está condicionado à interação dos fatores fisiológicos hormonais, à qualidade nutricional das plantas-alimentícias, às exigências nutricionais químicas dos filófagos, e também aos aspectos quantitativos do consumo foliar.

De acordo com Dyar (1890)²² *apud* PANIZZI & PARRA (1991: 48) os instares larvais de insetos podem ser determinados com base nas medidas de suas estruturas esclerotizadas, uma vez que estas apresentam menor variação; para os lepidópteros este conceito se aplica especificamente à medição da maior largura das cápsulas cefálicas. Para esse autor, “*a cápsula cefálica das lagartas cresce em progressão geométrica, aumentando em largura a cada ecdise, numa razão constante para uma dada espécie e em média 1,4*”.

PARRA & HADDAD (1989)²³ *apud* AMBROSANO *et al.* (1997: 371) afirmam que baseados apenas nesta regra é possível se determinar e quantificar o número de instares larvais de espécies coletadas em campo, com idade desconhecida. Mas também comentam que esta regra, que tem sido largamente aplicada, nem sempre se aplica a certos grupos de insetos e nem a determinadas situações, principalmente em algumas situações de comparações e análises morfológicas de estruturas estudadas com finalidade de se propor relações filogenéticas.

PANIZZI & PARRA (1991: 48) reconhecem que a regra de Dyar é válida para representantes das ordens Lepidoptera, Archaeognata, Hymenoptera, Coleoptera e Hemiptera.

²¹Crescimento alométrico – Definição: Refere-se ao crescimento de uma característica durante a ontogenia, a uma taxa diferente daquela, de outra característica com a qual ela é comparada (muitas vezes descrito como alterações ou transformações da morfologia correlacionadas com a dimensão) (FUTUYMA 2002: 578).

²² Dyar, H.G. 1890. The number of molts of Lepidopterous larvae. *Psyche* 5: 420-422.

²³Parra, J. R. P. & M. L. Haddad. 1989. **Determinação do número de instares de insetos**. Piracicaba, Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 49 p.

2.1.2 Medidas morfométricas

Existem muitas técnicas de medição das cápsulas cefálicas de um inseto, especialmente lepidópteros. No método de Podoler, se utilizam as distâncias das cerdas frontais (localizadas na região frontal das cápsulas cefálicas das larvas), pois sofrem menos variações ao longo das ecdises (PODOLER & KLEIN 1978²⁴ *apud* AMBROSANO *et al.* 1997: 371). Embora considerado bastante preciso, esse método foi utilizado por estes autores para identificar os estágios larvais de *Copitarsia incommoda* (Walker, 1865) (Lepidoptera: Noctuidae). No entanto, este método não se aplica a todos os tipos de Lepidoptera.

A análise e a escolha do melhor e mais apropriado método está relacionada com a melhor forma de análise e interpretação dos dados morfométricos (DALY 1985: 419). Além dos diferentes tipos de metodologias para o estudo morfométrico, existem ainda vários tipos de medidas morfométricas, e as utilizadas por Dyar são as distâncias entre dois pontos, consideradas marcos anatômicas de pontos extremos de estruturas, a serem analisadas ou até mesmo no indivíduo como um todo (MONTEIRO & REIS 1999: 12).

2.1.3 Descrição das cápsulas cefálicas de *Caligo illioneus illioneus* (Cramer, [1776])

A descrição de CLEARE (1926: 361) sobre os aspectos morfológicos das larvas de *C. illioneus illioneus* associadas com folhas de *Musa* sp. (Musaceae) demonstrou que nos diferentes estágios larvais, as cápsulas cefálicas desta subespécie apresentam forma, tamanho e padrões de coloração bastante diferenciados.

CLEARE (1926: 361) descreveu a cápsula cefálica de primeiro ínstar, como: “*arredondada, de coloração marrom, com duas listras longitudinais dorsais, de cor marrom escura, recoberta por cerdas, de coloração preta (largura de 1,7 mm). A cápsula do segundo ínstar apresentam comprimento de 3,0 mm incluindo os escolos (sendo o comprimento dos maiores, escolos dorsais de 0,8mm), com largura de 2,1 mm. A partir do segundo ínstar larval apresentam três pares de escolos nas margens da região do epicrânio, sendo os escolos dorsais escuros e maiores, que os outros que vão proporcionalmente diminuindo de tamanho (com o primeiro e o segundo par de escolos recoberto por cerdas), com dois padrões de colorações (creme e marrom), formando linhas longitudinais diferentes das encontradas nas cápsulas de primeiro ínstar, que se estendem até os escolos dorsais,*

²⁴Podoler, H. & M. Klein. 1978. Distance between frontal setae: a new tool for determining caterpillar instars. *Journal of Natural History* 12: 341-347.

presença de pequenas cerdas, recobrando a região ao longo da mandíbula de coloração marrom.

Nas cápsulas de terceiro instar, são vivíveis quatro pares de escolos (com os dorsais medindo 3 mm), sendo o comprimento de 5,0 mm e a largura da cápsula de 3,0 mm. As cápsulas apresentam três padrões diferentes de coloração, nota-se a presença da sutura epicranial, e três regiões de coloração mais clara que as linhas longitudinais de cor marrom, as cápsulas são recobertas por pequenas cerdas. As cápsulas de quarto instar apresentam comprimento de 8,0 mm, incluindo os escolos (os escolos dorsais medem 3,0 mm) e a largura da cápsula mede 4,5 mm. As cápsulas são parecidas com as do terceiro instar, exceto pelas diferenças nas linhas longitudinais do epicrânio (CLEARE 1926: 363).

*No quinto instar as cápsulas das larvas, apresentam comprimento que varia de 11,0 a 12,0 mm (incluindo os escolos dorsais, que medem de 4,0 a 5,0 mm). A largura das cápsulas varia entre 5,0 a 6,0 mm. Aparentemente as cápsulas são parecidas com as do quarto instar exceto pelas diferenças nos padrões de coloração das linhas longitudinais. Em todos os instares larvais essas medidas morfométricas das cápsulas cefálicas das larvas de *C. illioneus illioneus* foram obtidas através da utilização das exúvias, após sua liberação nas ecdises” (CLEARE 1926: 364).*

2.2 METODOLOGIA

Os estudos relacionados com a coleta das medidas morfométricas das cápsulas cefálicas das larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) foram conduzidos no Laboratório de Entomologia do Departamento de Zoologia do Museu de História Natural da Universidade Federal de Alagoas, no período de outubro a novembro de 2008, em Maceió, Estado de Alagoas.

2.2.1 Obtenção e acondicionamento das cápsulas cefálicas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775)

Foram coletados ovos de *C. illioneus* em folhas de *Heliconia wagneriana* Petersen na área verde do prédio da Reitoria do *Campus* A. C. Simões (Coordenadas: 9°33'25,04"S e 35°46'42,41"O) da UFAL, no Município de Maceió, no ano de 2004 (Amostra C1, n= 26).

Após a eclosão, as larvas, que utilizaram folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. como planta-alimentícia, foram acompanhadas em laboratório (condições de criação não controladas de $24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR) e as cápsulas cefálicas obtidas ao final do período larval do desenvolvimento pós-embriônico, durante a criação em laboratório, foram guardadas como prova da ocorrência das ecdises.

As cápsulas foram conservadas a seco acondicionadas em tubos plásticos (35 mL) e após o período de coleta das informações sobre as medidas morfométricas foram acondicionadas em solução de álcool 70%.

Como as larvas apresentavam comportamento gregário, quando eclodiam, os grupos de larvas de cada postura, eram separados e criados no mesmo recipiente (35 mL), apenas até atingirem o segundo ínstar larval. O cuidado em se separar as larvas de acordo com as

posturas encontradas na natureza, possibilitou a separação das cápsulas de primeiro ínstar de cada indivíduo, separadas à medida que sofreram ecdises em datas diferentes, e em alguns casos foi possível a observação do momento da primeira ecdise, no qual a larva recém eclodida ainda permanecia próxima à exúvia corporal e a sua respectiva cápsula cefálica.

2.2.2 Medidas morfométricas

Para *C. illioneus* não existem estudos sobre a morfometria das cápsulas cefálicas. No entanto, por serem espécies de grande porte, o método utilizado foi baseado na proposta de Dyar (1890), de medição da maior largura das exúvias das cápsulas cefálicas, para se avaliar a razão de crescimento de cada ínstar larval. Foi realizado o confronto das variáveis: largura (em mm) versus duração de ínstars (em dias), através de uma regressão linear.

As medidas de largura das exúvias das cápsulas cefálicas, em vista frontal, foram realizadas sob Microscópio Estereoscópico, com escala micrométrica, foi feita a transformação dos dados através da multiplicação do fator de correção (fc) correspondente a cada um dos aumentos utilizados, para a obtenção dos valores das larguras (em mm).

As cápsulas dos ínstars L1 e L2 foram medidas com aumento de 40x ($fc= 0,024691358$), em L3 foi utilizado 30x ($fc= 0,03488372$), L4 de 15x ($fc= 0,07$) e L5 aumento de 10x ($fc= 0,103092783$) (Apêndice 2.1).

As medidas foram tomadas no nível da maior largura das cápsulas de primeiro ínstar, e nas larvas do segundo ao quinto ínstar, logo abaixo dos escolos látero-ventrais. Todas as cápsulas apresentavam-se íntegras e sem deformações, as exúvias das cápsulas cefálicas, das larvas de quinto ínstar, mesmo após a ecdise prepupal encontrava-se em condições para a obtenção das medidas.

2.2.3 Análises Estatísticas

Foram determinadas as estatísticas descritivas: medidas de tendência central (moda, média e mediana) e as medidas de dispersão (amplitude, incluindo valores mínimo e máximo, coeficiente de variação e intervalo de confiança da média, com nível de confiança de 95%) (PAGANO & GAUVREAU 2004: 35-47, 193). As análises foram realizadas no Programa The SAS System 9.0 (Sistema operacional Windows).

O coeficiente de variação, o qual foi enquadrado em quatro classes, como as utilizadas por BORN & LIMA (2005: 524): classe I, homogêneo (<10%); classe II, relativamente homogêneo (10-20%); classe III, relativamente heterogêneo (20-30%); e classe IV, heterogêneo (>30%).

Para a análise descritiva dos dados sobre a morfometria foram confeccionadas tabelas de distribuição de frequência absoluta das medidas das cápsulas cefálicas, quanto à largura em mm, apresentadas no apêndice 2.1.

Os dados de tempo de duração do desenvolvimento larval foram utilizados para relacionar as dimensões da largura das exúvias das cápsulas cefálicas, com o tempo de desenvolvimento. Para a análise dos dados e elaboração dos gráficos foi utilizado o programa estatístico *Origin* (Sistema operacional Windows).

A razão de crescimento para os instares L2, L3, L4 e L5 foi determinada aritmeticamente e a razão média total através do cálculo da média entre cada uma dessas razões.

2.3 RESULTADOS

A seguir serão apresentados e discutidos os resultados relativos ao estudo das medidas morfométricas da largura das cápsulas cefálicas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), sendo abordadas as discussões estatísticas.

2.3.1 Largura das cápsulas cefálicas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775)

O desenvolvimento de *C. illioneus* apresentou cinco instares larvais e as estatísticas descritivas relativas às medidas morfométricas das cápsulas cefálicas das larvas, medidas de tendência central (média, moda e mediana) e medidas de dispersão (amplitude, valores mínimo e máximo, coeficiente de variação, erro-padrão e intervalo de confiança da média) podem ser observadas na tabela 2.1.

Tabela 2.1. Estatísticas descritivas das medidas de largura (mm) das cápsulas cefálicas resultantes do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

Ínstar	Média \pm EP ⁽¹⁾	Moda	Mediana	Amplitude (Máximo - Mínimo)	CV ⁽²⁾ (%)	Assimetria	Intervalo de Confiança de 95%
I	1,526 \pm 0,007	1,506	1,506	0,148 (1,457 - 1,605)	2,465	+ 1,5903	1,511 - 1,541
II	2,152 \pm 0,013	2,197	2,160	0,321 (1,951 - 2,272)	3,175	- 0,3753	2,124 - 2,179
III	3,330 \pm 0,019	3,314	3,314	0,349 (3,139 - 3,488)	3,039	+ 0,4772	3,289 - 3,371
IV	5,226 \pm 0,033	5,110	5,180	0,630 (4,970 - 5,600)	3,236	+ 0,8120	5,157 - 5,294
V	8,001 \pm 0,045	7,938	7,938	1,134 (7,423 - 8,557)	2,848	+ 0,8352	7,909 - 8,094

⁽¹⁾ EP - Erro-padrão da média

⁽²⁾ CV - Coeficiente de Variação

Os resultados sobre os aspectos morfométricos das cápsulas cefálicas das larvas de *C. illioneus* alimentando-se com folhas de *H. bihai* foram comparados aos valores das medidas morfométricas encontradas por CLEARE (1926: 361-364) para a subespécie *C. illioneus illioneus* associadas com folhas de *Musa* sp., por CASAGRANDE (1979a: 180-187) para a espécie de *C. beltrao* alimentando-se com folhas de *Calathea zebrina* (Sims) Lindl. (Marantaceae) (caetê), e para a espécie *C. teucer* (SOUZA *et al.* 2006: 1244) com planta-alimentícia não determinada, espécies que também apresentaram cinco instares larvais.

No **primeiro ínstar larval** – a largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* apresentou média de 1,526 mm, com variação de 1,457 a 1,605 mm (amplitude de 0,148 mm) (Tabela 2.1). De acordo com os registros de CLEARE (1926: 361) a subespécie *C. illioneus illioneus* apresentou largura da cápsula cefálica de 1,770 mm, um pouco superior à obtida para *C. illioneus*, CASAGRANDE (1979a: 180-187) registrou para a maior largura das cápsulas de *C. beltrao*, assim que eclodem do ovo, uma variação de 1,400 a 1,700 mm, com valores próximo ao registrado para *C. illioneus* e valor máximo um pouco superior. Contudo para a espécie *C. teucer* SOUZA *et al.* (2006: 1244) registraram uma variação bastante inferior de 1,300 a 1,500 mm.

No **segundo ínstar larval** - a largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* apresentou média de 2,152 mm, com variação de 1,951 a 2,272 mm (amplitude de 0,321 mm) (Tabela 2.1). De acordo com os registros de CLEARE (1926: 361) a subespécie *C. illioneus illioneus* apresentou largura da cápsula cefálica de 2,100 mm semelhante a obtida para *C. illioneus*. CASAGRANDE (1979a: 180-187) registrou para a maior largura das cápsulas de *C. beltrao*, uma variação entre 2,000 e 2,300 mm, variação com valores bastante aproximados ao registrado para os valores mínimo e máximo de *C. illioneus*. Para a espécie de *C. teucer* SOUZA *et al.* (2006: 1244) registrou variação de 1,800 a 2,400 mm, um pouco inferior a variação da largura das cápsulas de *C. illioneus*.

No **terceiro ínstar larval** – a largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* apresentou média de 3,330 mm, com variação de 3,139 a 3,488 mm (amplitude de 0,349 mm) (Tabela 2.1). De acordo com os registros de CLEARE (1926: 361) a subespécie *C. illioneus illioneus* apresentou largura da cápsula cefálica de 3,000 mm semelhante a obtida para *C. illioneus*. CASAGRANDE (1979a: 180-187) registrou para a maior largura das cápsulas de *C. beltrao*, uma variação de 3,400 a 3,600 mm, com valores aproximados aos registrados para *C. illioneus*. Na espécie de *C. teucer* SOUZA *et al.* (2006: 1244) registrou variação de 2,600 a 3,100 mm, com valores um pouco inferiores a variação registrada para *C. illioneus*.

No **quarto ínstar larval** - a largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* apresentou média de 5,226 mm, com variação de 4,970 a 5,600 mm (amplitude de 0,630 mm) (Tabela 2.1). De acordo com os registros de CLEARE (1926: 361) a subespécie *C. illioneus illioneus* apresentou largura da cápsula cefálica de 4,500 mm inferior ao valor mínimo registrado para *C. illioneus*. CASAGRANDE (1979a: 180-187) registrou para a maior largura das cápsulas de *C. beltrao*, uma variação de 5,400 a 5,600 mm, com valor mínimo superior ao registrado para *C. illioneus* e valor máximo semelhante. Contudo para a espécie de *C. teucer* SOUZA *et al.* (2006: 1244) registrou variação bastante inferior de 4,200 a 4,700 mm.

No **quinto ínstar larval** - a largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus* apresentou média de 8,001 mm, com variação de 7,423 a 8,557 mm (amplitude de 1,134 mm) (Tabela 2.1). De acordo com os registros de CLEARE (1926: 361) a subespécie *C. illioneus illioneus* apresentou variação da largura da cápsula cefálica entre 5,000 a 6,000 mm, valores bastante inferiores a variação registrada para *C. illioneus*. CASAGRANDE (1979a: 180-187) registrou para a maior largura das cápsulas de *C. beltrao* variação de 8,100 a 8,800 mm, com valores mínimo e máximo bastante superiores a variação de *C. illioneus*. Para *C. teucer* SOUZA *et al.* (2006: 1244) registraram variação com valor mínimo de 6,600 mm, inferior ao valor mínimo de *C. illioneus* e valor máximo de 7,400 mm semelhante ao valor máximo de *C. illioneus*.

A análise gráfica da frequência das medidas morfométricas, representada no histograma (Figura 2.1), demonstra a não sobreposição dos seguintes intervalos (em mm): L1= 1,457—1,605; L2= 1,951—2,272; L3= 3,139—3,488; L4= 4,970—5,600; L5= 7,423—8,557.

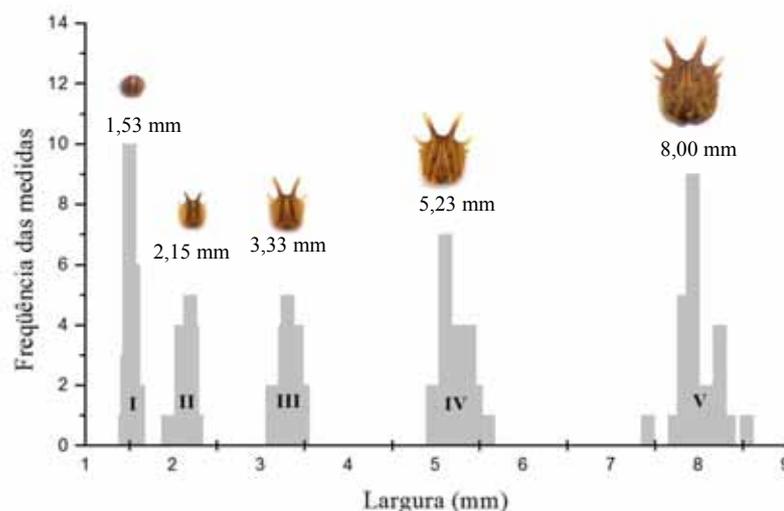


Figura 2.1 - Distribuição das larguras (em mm) e aspecto geral das cápsulas cefálicas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), nos respectivos ínstares larvais (Amostra C1, n= 26).

Os valores das médias da largura das cápsulas cefálicas de *C. illioneus*, em cada um dos ínstar, apresentam baixa dispersão em torno da média, comprovada pelos valores homogêneos dos coeficientes de variação, muito baixos, variando de 2,465 a 3,236%.

2.3.1.1 Razão de crescimento da largura das cápsulas cefálicas

As razões de crescimento das larguras das cápsulas cefálicas da espécie *C. illioneus* teve média de 1,514 mm. A obtenção das razões de crescimento demonstrou uma leve ascendência no crescimento das cápsulas cefálicas das larvas. As razões de crescimento e a média destas razões, para as cápsulas cefálicas de *C. illioneus* estão apresentadas na tabela 2.2.

A média de 1,514 da razão de crescimento apresentou valor superior ao sugerido por Dyar de 1,4 mm, mas esta razão de crescimento média é próxima da razão obtida para a maioria dos lepidópteros como sugere DALY (1985: 421), que afirma, que estas variações podem ocorrer de acordo com as espécies e os grupos de insetos.

Considerando os valores das médias da largura (em mm) das cápsulas cefálicas de *C. illioneus illioneus* registradas por CLEARE (1926: 361-364) foi possível determinar a razão de crescimento dos ínstar larvais, desta subespécie, considerando os valores mínimo e máximo apresentados para a largura do quinto ínstar larval, foi calculada uma razão de crescimento aproximada que foi de 1,306 e de 1,362 mm, cujas larvas estavam associadas com folhas de *Musa* sp, para que fosse possível a comparação com a razão apresentada para *C. illioneus*, neste estudo.

Tabela 2.2. Média aritmética e razão de crescimento (RC) das medidas de largura (mm) das cápsulas cefálicas resultantes do desenvolvimento pós-embrionário de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

Ínstar	Média \pm EP ⁽¹⁾	Razão de Crescimento
I	1,526 \pm 0,007	-
II	2,152 \pm 0,013	1,410
III	3,330 \pm 0,019	1,547
IV	5,226 \pm 0,033	1,569
V	8,001 \pm 0,045	1,531
Média da razão		1,514

⁽¹⁾ EP= erro-padrão da média.

Não foram encontrados estudos específicos sobre morfometria para outras espécies de brassolíneos, mas para espécies da família Nymphalidae pode-se citar o trabalho de ANTUNES *et al.* (2002: 606-607) sobre os aspectos morfométricos de *E. isabella dianasa* (Hübner, 1806) (Nymphalidae: Heliconiinae), alimentadas com folhas de *Passiflora edulis* Sims (Passifloraceae), que demonstraram que a cápsula cefálica deste heliconíneo cresce segundo uma progressão geométrica, dentre os ínstaes, com razão de crescimento média de 1,53, valor que se aproxima da razão obtida para a maioria dos lepidópteros.

KAMINSKI *et al.* (2002: 985) obtiveram razão média de crescimento de 1,590 para a espécie *Heliconius erato phyllis* (Fabricius, 1775) (Nymphalidae: Heliconiinae), quando alimentada com folhas de *P. suberosa* L. e TAVARES *et al.* (2002: 968) registraram média da razão de crescimento de 1,560 mm para as larvas de *Dione juno juno* (Cramer, 1779) (Nymphalidae: Heliconiinae) associadas a folhas de *P. edulis*.

ANTUNES *et al.* (2002: 606-607), KAMINSKI *et al.* (2002: 985) e TAVARES *et al.* (2002: 968) não encontraram sobreposições da largura da cápsula entre os ínstaes larvais, desses heliconíneos, e comentam que a classificação dos ínstaes pode ser feita com base no critério de utilização dos intervalos de classes da largura (em mm) de cápsulas cefálicas.

2.3.1.2 Dinâmica de crescimento da largura das cápsulas cefálicas

A largura das cápsulas (em mm) versus a duração foram apresentadas separadamente para cada um dos ínstaes (Figura 2.2). Esta análise tem objetivos somente qualitativos, procurando-se apenas determinar a tendência de crescimento das cápsulas dentro de um mesmo ínstar. Os parâmetros de ajuste para as retas de regressão linear, em cada ínstar estão relacionados na tabela 2.3.

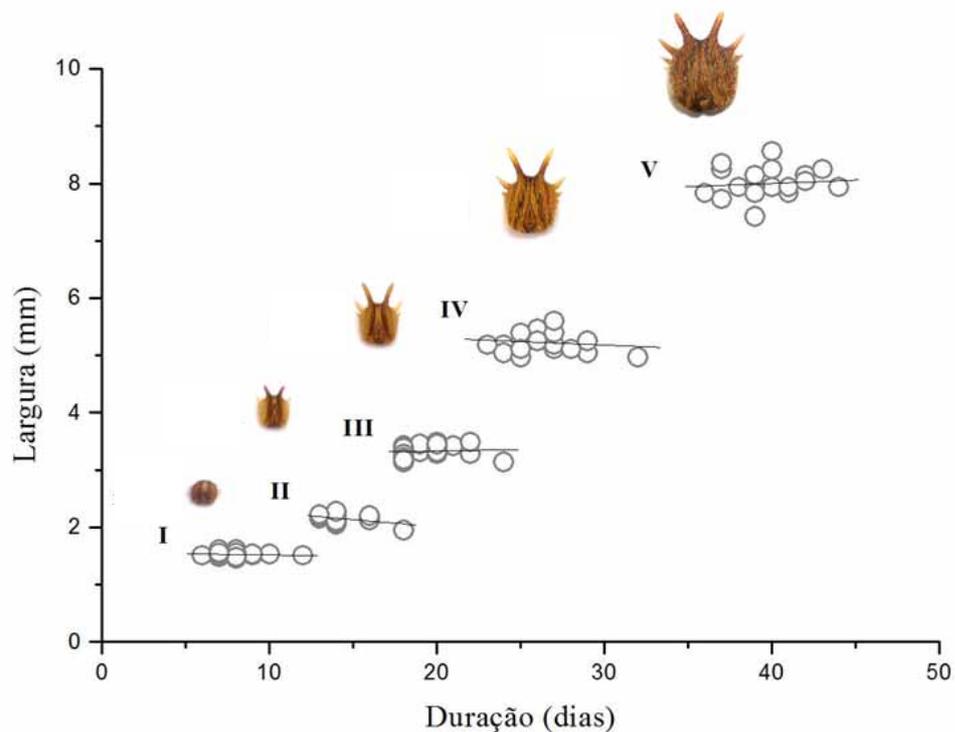


Figura 2.2 – Comportamento da largura e aspecto geral das cápsulas cefálicas versus tempo de desenvolvimento de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ), nos respectivos ínstares larvais (Amostra C1, n= 26).

Tabela 2.3 – Parâmetros de ajuste de regressão linear das medidas de largura das cápsulas cefálicas versus o tempo de duração das larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassoliniæ) que se alimentaram de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26) ($24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR).

ÍNSTAR	R	A	B
I	-0,12318	1,56 (5)	-0,004 (6)
II	-0,42851	2,5 (2)	-0,02 (1)
III	0,07917	3,2 (2)	0,01(1)
IV	-0,13499	5,5 (5)	-0,01(2)
V	0,10555	7,5 (9)	0,01(2)

R: coeficiente de regressão
A: coeficiente linear da reta,
B: coeficiente angular da reta,
em $Y=A + B \cdot X$. (Y=largura e X=duração).

2.4 CONCLUSÕES

1. Este é o primeiro estudo que registra os aspectos morfométricos de larvas de *C. illioneus* alimentadas com folhas de *H. bihai*.
2. Os baixos valores dos coeficientes de variação demonstram que a indicação da fase de desenvolvimento larval de *C. illioneus* pode ser realizada com base na largura das cápsulas cefálicas, uma vez que não há sobreposição de valores entre um ínstar e seu subsequente, no caso desse desenvolvimento com cinco instares larvais.

PARASITISMO NATURAL EM OVOS E PUPAS DE *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE)

Atualmente as abordagens agroecológicas e agro-sustentáveis, estão baseadas no uso de tecnologias de manejo ecologicamente sintonizadas, o que significa dizer que um agroecossistema deve manter a produtividade através do tempo, resistindo às perturbações ecológicas e às pressões socioeconômicas. No entanto, essa visão ainda se distancia da busca do conhecimento sobre a biodiversidade e sua utilização do ponto de vista ecológico (ALTIERI *et al.* 2003: 166).

O enfoque da diversificação de hábitat e preservação da biodiversidade são as táticas, que vêm sendo cada vez mais indicadas, no controle de pragas e na produção agrícola, pois se preservando algumas características da vegetação nativa, mesmo em áreas de cultivos; a presença de inimigos naturais fica favorecida, podendo garantir um controle sustentável das pragas de herbívoros no campo (ALTIERI *et al.* 2003: 50). Contudo, estes mesmos autores ainda ressaltam que o controle biológico natural de pragas envolve complexas inter-relações entre os fitófagos e as espécies de inimigos naturais, que os controlam, principalmente de parasitóides.

Segundo RESTELLO & PENTEADO-DIAS (2006: 83) a presença de parasitóides em determinadas áreas é importante e significativa, uma vez que, estes espécimes ajudam a manter o equilíbrio dinâmico dos ecossistemas onde ocorrem e atuam como eficientes controladores de insetos incluídos no elenco de pragas agrícolas, principalmente das ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Neuroptera e Psocoptera.

No Nordeste do Brasil, principalmente na região de Pernambuco, a espécie *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) é considerada um

importante praga desfolhadora, em cultivos de helicônias como *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae) (ASSIS *et al.* 2002: 73), e é considerada por WARUMBY *et al.* (2004: 33) como a espécie cujo os imaturos precisam de monitoramento nas plantações dessas flores tropicais.

Esse brassolíneo também é reconhecido por SILVA *et al.* (1968: 327) e GALLO *et al.* (2002: 597) como praga de folhas de *Musa* spp. e LAVERDE & BORJA (1998: 10) observaram os danos causados por estas larvas em *Saccharum officinarum* L. (Poaceae) (cana-de-açúcar).

Com relação às associações destes brassolíneos do gênero *Caligo*, com os agentes naturais reguladores, são encontrados registros de fenômenos de parasitismo²⁵ por endoparasitóides das ordens Hymenoptera (em ovos, larvas e pupas) e Diptera (em pupas) (LAVERDE & BORJA 1998: 10).

CLEARE (1926: 361) comentou que a subespécie *C. illioneus illioneus* não ocorre em grandes populações, e não chega a causar danos graves em bananeiras nem em plantios de cana-de-açúcar, sendo considerada como praga ocasional destas culturas na Guiana, por isso, não cita nenhuma forma de controle para essas larvas.

MALO & WILLIS (1961: 531) descreveram que em cultivos comerciais de bananeiras no Equador é bastante comum o ataque de lagartas de *C. eurylochus*, contudo apesar de serem consideradas pragas secundárias dessas plantas, esses autores consideram a necessidade de monitoramento frequente desta espécie nesses cultivos, para a prevenção dos surtos populacionais, uma vez que o controle biológico, das fases imaturas de *C. eurylochus* é feito através da presença natural de parasitóides e predadores e o controle químico é principalmente feito por inseticidas.

MALO & WILLIS (1961: 535) comentaram a eficiência do controle natural por meio dos parasitóides de larvas da família Braconidae (Hymenoptera) e de moscas parasitóides de pupas da família Tachinidae (Diptera), e de uma espécie de hemíptero (Hemiptera: Reduviidae) predador de pupas, que introduzem seu estilete nas pupas e se alimentam de todo conteúdo deixando-as vazias.

No estudo de LAVERDE & BORJA (1998: 10) para a região de Cali, na Colômbia, recomendam o monitoramento e o controle dos adultos, através da captura com armadilhas contendo pedaços de cana fermentados misturados com produtos químicos.

²⁵ Parasitismo – Definição: fenômeno no qual um parasitóide, específico, ou não, para uma espécie de planta-hospedeira, se desenvolve dentro do corpo de um inseto, podendo ocorrer em diferentes estágios do seu desenvolvimento, e o mata (PARRA *et al.* 2002: 12).

O controle das larvas é realizado através da aplicação de formulações da bactéria *Bacillus thuringiensis* (*Bt*), de aplicações conjugadas destas bactérias com inseticidas e da aplicação de doses de inseticidas. As recomendações de aplicações destes produtos são feitas para as larvas de quarto e quinto ínstar. Estes autores também comentam o controle dos ovos de *C. illioneus* por parasitóides da família Scelionidae (Hymenoptera) os quais eles consideram bastantes eficientes para os cultivos de cana-de-açúcar.

GALLO *et al.* (2002: 597) comentaram que o controle de *C. illioneus* em plantações de bananeiras é realizado com a aplicação de inseticidas de cobertura de folhagens como o Carbaryl, cujo nome comercial é Sevin²⁶, fosforados ou piretróides ou ainda pela utilização de reguladores de crescimento denominados IGRs.

Contudo, é visível a inconsistência da aplicação do conhecimento dos controladores naturais destas larvas em nível específico, especialmente dos parasitóides e da falta de metodologias de aplicação do controle biológico, através dos parasitóides nos cultivos de *Heliconia*.

Detectar fenômenos naturais de parasitismo associados às informações biológicas de *C. illioneus*, através de estudos de aspecto descritivo, sobre as associações e o registro de ocorrência desses espécimes, em experimentos de laboratório são imprescindíveis, pois, podem servir de fundamento para o planejamento de estratégias de manejo e controle deste inseto no campo, visto que, ele é reconhecido como praga de importantes culturas agrícolas. Além disso, contribui para o conhecimento dos aspectos ecológicos envolvidos nas estratégias de parasitismo, assim como na ampliação de sua diversidade, e do conhecimento de seus hospedeiros.

Dessa forma, o objetivo deste trabalho é registrar a ocorrência de fenômenos de parasitismo natural em ovos e pupas de *C. illioneus*.

²⁶Sevin – Definição: É o nome da marca comercial, do inseticida químico do grupo dos carbamatos, classificado como produto tóxico de classe II, cuja dose indicada para as larvas de *C. illioneus* é 340 mL/100L, com intervalos de segurança de 14 dias (Informação retirada do site da Embrapa - Cultivo da banana para o pólo Petrolina Juazeiro. Site: <http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Banana/BananaJuazeiro/pragas.htm>).

3.1 REVISÃO DA LITERATURA

Especialmente nos eventos de interações entre parasitóides e lepidópteros, a disponibilidade e a especificidade de plantas-hospedeiras, influenciam diretamente na adaptação e no desenvolvimento de estratégias de parasitismo, e estas relações são baseadas e explicadas através de complexos processos co-evolutivos, que se fundamentam tradicionalmente em interações conhecidas como tri-tróficas (baseada na perspectiva fitófagos - planta-hospedeira - parasitóides), como consideram LILL *et al.* (2002: 170).

Na agricultura os parasitóides são utilizados como agentes de controle biológico de pragas (GALLO *et al.* 2002: 282), e são classificados de acordo com as suas adaptações, estratégias de sobrevivência e alimentação. De acordo com PARRA *et al.* (2002: 5-16), esses organismos podem ser ectoparasitóides (parasitóides que se desenvolvem fora do corpo de seus hospedeiros) ou endoparasitóides (quando se desenvolvem internamente no corpo de seus hospedeiros), e podem ser gregários, quando mais de uma larva do mesmo parasitóide desenvolve, ou solitários quando ocorre o desenvolvimento de uma única larva no hospedeiro.

PARRA *et al.* (2002: 16) comentam que os parasitóides podem ser específicos ou generalistas, podendo parasitar uma gama de diferentes hospedeiros, mas são especializados e relacionados as suas diferentes formas imaturas de insetos hemimetábolos e holometábolos, classificados também como grupos especializados em parasitar ovo, larvas, ninfas, pupas e adultos, podendo ocorrer fenômenos de parasitismo, simples (uma única espécie) ou múltiplo (duas ou mais espécies de parasitóides primários parasitam um hospedeiro).

As duas principais ordens de parasitóides registradas na literatura, empregadas no manejo ecológico das espécies de *Caligo* são: Hymenoptera, como parasitóides de ovos

larvas e pupas; e Diptera como parasitóides (larvipupais ou) larvais-pupais²⁷. Os aspectos biológicos associados a esses grupos estão relacionados, principalmente, com suas adaptações, diferentes estratégias de parasitismo, morfologia e diversidade na região Neotropical (COSTA *et al.* 2006: 147-205).

A Ordem Hymenoptera apresenta-se como uma das ordens megadiversas de insetos, que contém a maior riqueza de parasitóides, como agentes importantes no controle de populações pragas, principalmente de lepidópteros (ARIAS & DELVARE 2003: 123).

Essa Ordem inclui insetos especializados em interações de parasitismo de ovos, como ocorre com os indivíduos da família Trichogrammatidae, cujos representantes são microhimenópteros, conhecidos como agentes controladores de lepidópteros-praga em programas de controle biológico (QUERINO & ZUCCHI 2003: 597); e como parasitóides de larvas, como exemplos, algumas famílias mais conhecidas como Braconidae cujos representantes podem ser parasitóides ou hiperparasitóides (DEQUECH *et al.* 2004: 1235).

Dentre os Himenópteros que ocorrem em diversos tipos de ambientes, os membros da superfamília Chalcidoidea estão distribuídos em todas as regiões zoogeográficas do mundo e apresentam hábitos bastante diversificados (PERIOTO & TAVARES 1999: 157). Como representantes importantes de agentes naturais, controladores de espécies do gênero *Caligo*, se destacam as espécies da família Chalcididae, que são reconhecidas como parasitóides larvipupais de diversas ordens de insetos holometábolos, principalmente: Lepidoptera, Diptera, Coleoptera e de outros Hymenoptera, ou ainda como hiperparasitóides obrigatórios de Ichneumonoidea (Hymenoptera) e Tachinidae (Diptera) (TAVARES & ARAÚJO 2007: 214).

Também pertencem a esse grupo, os representantes das famílias Eulophidae e Encyrtidae, cujos representantes são utilizados com sucesso em programas de controle biológico (PERIOTO & TAVARES 1999: 159-160). A primeira é bastante diversificada, parasitóides ou hiperparasitóides, com 280 gêneros e 3.400 espécies, pouco estudada, não apresenta revisões dos gêneros (PERIOTO & TAVARES 1999: 159-160).

A ordem Diptera, que também apresenta grande diversidade de hábitos alimentares e habitats, inclui Tachinidae como uma das mais importantes famílias de parasitóides larvipupais de lepidópteros (STIREMAN *et al.* 2006: 526).

²⁷ Parasitóide larval-pupal – Definição: Parasitóides que depositam seus ovos numa determinada fase do ciclo biológico de um hospedeiro e se desenvolvem até atingir a maturidade e num outro estágio saem do hospedeiro (GALLO *et al.* 2002: 282).

3.1.1 Fenômenos de Parasitismo associados às espécies do gênero *Caligo* Hübner, [1819]

Por serem consideradas pragas secundárias de musáceas, principalmente em cultivos de bananeiras e plantas afins como as helicônias, as espécies do gênero *Caligo* estão associadas a programas de manejo integrado, através do controle químico e biológico, com a ação de microorganismos. Poucos trabalhos demonstram a utilização de parasitóides como agentes de controle das fases imaturas destes insetos.

DYER *et al.* (2005: 405) comentam a eficiência da utilização de parasitóides de larvas da família Braconidae e de parasitóides de pupas da família Tachinidae e Chalcididae, como promissores controladores dos surtos de larvas de *C. memnon* em plantios comerciais de bananeiras da Costa Rica.

3.1.1.1 Parasitóides de ovos

De acordo com o estudo de MALO & WILLIS (1961: 536) sobre a biologia da espécie *C. eurylochus* (Cramer 1775) associadas a folhas de *Musa* sp., as posturas dessas borboletas são parasitadas por espécimes de *Xenufens ruskini* Girault, 1915 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), considerada como a espécie de parasitóide de ovos frequentemente identificada nos cultivos de bananeiras no Equador, também registrada por MALO (1961: 465).

HARRISSON (1963: 282) registrou as espécies *X. ruskini* e *Ooencyrtus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) parasitando ovos de *C. memnon* (C. Felder & R. Felder) na Costa Rica. CONDIE (1976)²⁸ *apud* YOUNG & MUYSHONDT (1985: 165) registrou parasitismo natural de ovos de *C. memnon* por *Ooencyrtus* sp. e ZHANG *et al.* (2005: 354) registraram esta mesma espécie de *Caligo* como hospedeira de *Ooencyrtus pallidipes* (Ashmead, 1904).

MARGARÍA *et al.* (2007: 521) registraram que os ovos da espécie *C. brasiliensis* (C. Felder, 1862) depositados em folhas de *M. argentea* L. (Musaceae) são parasitados por *Telenomus californicus* (Johnson, 1974) (Hymenoptera: Scelionidae).

²⁸Condie, S. 1976. Some notes on the biology and behavior of three species of Lepidoptera (Satyridae: Brassoliniinae) on non-economic plants in Costa Rica. *Tebiwa* 3: 1-28.

LAVERDE & BORJA (1998: 12) registraram que em condições de cultivo de cana-de-açúcar na Colômbia os ovos da espécie *C. illioneus* são frequentemente parasitados por espécies pertencentes ao gênero *Telenomus* (Scelionidae).

3.1.1.2 Parasitóides de pupas

MALO & WILLIS (1961: 536) registraram braconídeos parasitando as larvas de *C. eurylochus* associadas a folhas de *Musa* sp., no Equador, as vespas *Apanteles opsiphanes* Schratky, 1909 (Hymenoptera: Braconidae), cujas larvas saem da região ventral das lagartas de quinto ínstar desse brassolíneo, e empupam contendo de 7 a 12 pupários de seda.

HARRISSON (1963: 282) observou moscas de *Sarcophaga lambens* Wiedemann, 1830 (Diptera: Sarcophagidae) parasitando larvas de *C. memnon* (C. Felder e R. Felder) na Costa Rica. DYER *et al.* (2005: 405) registraram como inimigos naturais das larvas de *C. memnon* os himenópteros das espécies *Meteorus laphygmae* Penberton, 1954 (Braconidae: Meteorinae) e *Brachymeria comitator* (Walker, 1862) (Chalcididae); e os dípteros das espécies *Blepharipa* sp. (Tachinidae) e *Lespesia aletiae* (Riley, 1879) (Tachinidae), na Costa Rica.

GUAGLIUMI (1972: 378) comenta que no Brasil, as pupas de *C. parasiodus* Fruhstorfer 1912 são parasitadas por vespas dos gêneros *Brachymeria* e *Spilochalcis* (gênero atualmente considerado como *Conura*), assim como *C. brasiliensis* é parasitada por *Hemimasipoda* sp. (Diptera: Tachinidae) e as pupas de *C. eurilochus* são parasitadas por moscas da espécie *Megaselia* sp. (Diptera: Phoridae).

LAVERDE & BORJA (1998: 13) comentam que pupas de *C. illioneus* são parasitadas por dípteros, e as larvas e pupas destes dípteros são hiperparasitadas por vespas da família Chalcididae (Hymenoptera).

3.2 METODOLOGIA

As observações sobre os fenômenos de parasitismo de *Caligo* foram realizadas em duas épocas diferentes: a primeira coleta foi realizada no ano de 2004, obtendo-se uma postura de *C. illioneus* com um único ovo parasitado e a segunda coleta foi realizada em 2008 (Ano II), obtendo-se pupas parasitadas (Amostra 2008).

O acompanhamento dos espécimes (ovos e pupas) parasitados foi conduzido no Laboratório de Entomologia do Departamento de Zoologia do Museu de História Natural da Universidade Federal de Alagoas.

3.2.1 Obtenção dos parasitóides de ovo

No mês de agosto de 2004, foram coletados ovos de *C. illioneus* (nas superfícies: adaxial e abaxial) de folhas de *Heliconia wagneriana* Petersen (Heliconiaceae), na área do prédio da Reitoria do Campus A. C. Simões (Coordenadas: 9°33'25,04"S e 35°46'42,41"O) da UFAL, área periurbana da cidade de Maceió, Estado de Alagoas, no bairro do Tabuleiro.

No laboratório, as posturas foram individualizadas em tubos brancos de filme fotográfico (35 mL), para a observação e registro da eclosão das larvas ou saída de parasitóides. A base interna desses tubos foi preenchida com papel-toalha pouco umedecido com água e a aeração garantida pela utilização de tecido fino de náilon preso com a própria tampa, com sua parte central removida, para permitir aeração e a visualização desses fenômenos.

Os ovos não foram separados, para que não houvesse danos, somente as posturas foram individualizadas e numa delas, apenas um ovo apresentou coloração preta como sinal do parasitismo, e após a saída dos parasitóides, essa postura foi mantida na geladeira por aproximadamente, quatro minutos, apenas um ovo foi inviabilizado durante o resfriamento e

os himenópteros mortos por resfriamento, foram acondicionados em tubos de *Eppendorf* de 10 mL, contendo álcool a 70%.

Os espécimes que saíram foram enviados para identificação taxonômica e depositados na coleção da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Embrapa Roraima (Anexo 3.1). Os experimentos foram realizados em laboratório, submetidos a condições de criação não controladas de $24,7 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR (Apêndice 1.1).

3.2.2 Obtenção dos parasitóides de pupas

No mês de novembro de 2008, foram coletadas pupas de *C. illioneus* fixadas em folhas de *H. bihai*, e na vegetação próxima a estas folhas, em jardim localizado, no Conjunto Graciliano Ramos, bairro do Tabuleiro (Coordenadas: 9°32'58.08"S e 35°44'46.19"O), área urbana de Maceió, Estado de Alagoas (Anexo 1.2).

As pupas, coletadas junto ao fragmento das folhas, caules e nervuras, as quais estavam fixadas, apenas uma coloração preta, indicando sinal de parasitismo. No laboratório (Condições: $25,2 \pm 0,2$ °C e $55,2 \pm 1,0\%$ UR), as pupas foram individualizadas em recipientes de plástico (1000 mL), com espaço adequado se houvesse a emergência de algum adulto.

Para a observação e registro da saída dos parasitóides, esses recipientes foram isolados com tecido fino de náilon, no qual as pupas foram presas, com alfinetes, pelas folhas ou caules, de modo que, ficassem suspensas, da forma como foram encontradas no ambiente.

3.2.2.1 Parasitóides de pupa (Hymenoptera)

Os espécimes de Chalcididae que saíram das pupas foram mortos por resfriamento e em seguida acondicionados em tubos brancos de filme fotográfico (35 mL), contendo álcool a 70%. Uma amostra foi enviada para identificação taxonômica (Anexo 3.2) e ficaram depositados na coleção da Entomológica do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Espírito Santo.

3.2.2.2 Parasitóide de pupa (Diptera)

A única larva de Diptera que saiu empupou e não foi observada a saída do adulto deste pupário. Este espécime foi acondicionado em tubos brancos de filme fotográfico (35 mL), contendo álcool a 70%.

3.3 RESULTADOS

A seguir serão apresentados e discutidos os resultados sobre os aspectos biológicos do parasitismo de ovo, e de pupas de *C. illioneus* associados a folhas de *H. bihai* (L.) L. (Heliconiaceae).

3.3.1 Parasitismo de ovo por Eulophidae (Hymenoptera)

Do total inicial de 46 ovos, houve a eclosão de 34 larvas (11 não eclodiram) e apenas um ovo estava parasitado (Figura 3.1), indicando um índice muito baixo de parasitismo (2,2%). Deste ovo parasitado registrou-se a saída de um total de 15 espécimes adultos de Hymenoptera, endoparasitóides gregários (Figura 3.2), confirmados pelo único orifício de saída presente no pólo superior do cório do ovo. Os espécimes foram confirmados como pertencentes à família Eulophidae (Hymenoptera) (Anexo 3.1).

Em uma postura com quatro ovos, três apresentavam coloração branca aparentemente normal e apenas um apresentava coloração amarelada (considerado como um ovo provavelmente inviável). Três dias após a coleta ocorreu a eclosão de apenas uma larva, enquanto os outros dois ovos começaram a escurecer, e apenas um atingiu coloração preta, indicando característica de parasitismo natural. A saída dos adultos ocorreu quatro dias (31. VIII. 2004) após a eclosão da única larva (27. VIII. 2004) desta postura.

LAVERDE & BORJA (1998: 12) registraram a ocorrência frequente de parasitismo de ovos da espécie *C. illioneus* por parasitóides do gênero *Telenomus* que ocorrem naturalmente em cultivos de *S. officinarum* (cana-de-açúcar), na Colômbia. Estes autores indicam níveis de parasitismo de 5% das massas de ovos encontrados, mas à medida que as populações de *C. illioneus* crescem ao longo do tempo, a taxa de parasitismo pode ser de 80%.

Esse número foi bastante inferior ao registrado por MARGARÍA *et al.* (2007: 521) para o parasitismo de ovos da espécie *C. brasiliensis* (C. Felder, 1862) por endoparasitóides gregários do gênero *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae), acompanhados em laboratório, com um total de 235 adultos que saíram de uma postura, contendo onze ovos, e 190 adultos que saíram de postura contendo dez ovos, depositados em folhas de *M. argentea* L. Esses autores afirmam que mais de 20 adultos podem sair de um único ovo.



Figura 3.1 – Aspecto geral do ovo parasitado (2,2 mm) de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Foto: Natália Larissa da Silva Santos.



Figura 3.2 – Espécime da família Eulophidae (Hymenoptera) (1 mm), endoparasitóide gregário de ovo de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae). Foto: Natália Larissa da Silva Santos

3.3.2 Parasitismo de pupas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775)

Foi observado em laboratório o parasitismo natural de pupas de *C. illioneus* por espécies de Hymenoptera (Chalcididae) e Diptera. Das cinco pupas coletadas, apenas uma apresentou coloração escura como característica de parasitismo. Foi observado o parasitismo em duas pupas, nas demais não houve registros de parasitismo e de emergência dos lepidópteros adultos, e somente uma, após três dias da coleta, apresentou coloração enegrecida com liberação de líquido.

3.3.2.1 Parasitismo por Chalcididae (Hymenoptera)

Os exemplares foram identificados como *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini) (Anexo 3.2) (Figura 3.3A e B). De uma única pupa observou-se a saída de um total de 39 indivíduos.

A pupa macho media 45,61 mm (do pronoto ao cremáster) por 24,32 (maior largura tecas alares). Possui três orifícios (de forma ovalar): o primeiro orifício, localizado na região ventral do quarto segmento abdominal (lado esquerdo), medindo 4,1 por 3,0 mm; o segundo orifício localizado na região dorsal do sétimo segmento abdominal (lado esquerdo), medindo 3,0 por 2,6 mm; e o terceiro localizado na região látero-dorsal da pupa (lado direito), medindo 3,8 por 2,5 mm (Figura 3.4).

A saída dos espécimes ocorreu em duas datas diferentes: o primeiro registro de saída (em 06. XII. 2008) observou-se um total de 29 parasitóides (26 fêmeas e 5 machos) e no segundo dia (em 07. XII. 2008), observou-se a saída de apenas 10 parasitóides (5 fêmeas e 3 machos). A saída desses parasitóides ocorreu provavelmente, à noite ou nos primeiros horários do dia, pois a presença destes espécimes só foi observada nos primeiros horários da manhã (8h: 30). A razão sexual foi de 0,80 (obtendo-se um total de 31 fêmeas e 8 machos), com uma proporção de 3:1.

Esse número de parasitóides foi bastante inferior ao citado por LORDELLO (1952: 25) para o parasitismo de uma pupa de *Brassolis sophorae* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) conhecida por lagarta-das-folhas-do-coqueiro, por espécimes de *Spilochalcis morleyi* (Ashmead, 1904) (atualmente considerado sinônimo do gênero *Conura*), obtendo um total de 63 indivíduos para uma pupa coletada em Piracicaba e 88 indivíduos de uma pupa coletada na região de Campinas, Estado de São Paulo.

MARCICANO *et al.* (2007: 630) também registraram um número de indivíduos superior, com total de 146 espécimes de *Conura morleyi* (Ashmead, 1904), que saíram de uma única pupa de *B. sophorae laurentii* Stichel, 1925 por um único orifício. De acordo com SILVA *et al.* (1968) espécies de *Spilochalcis* como *S. morleyi* Ashmead, 1904 e *S. nigrifrons* (Cameron, 1884), atualmente considerado como *Conura*, são encontrados parasitando espécies da família Nymphalidae; do gênero *Brassolis* e *Opsiphanes*, respectivamente.



Figura 3.3 – *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini), A) fêmea acima e B) Visão geral do macho (5 mm). Fotos: Natália Larissa da Silva Santos.



Figura 3.4 – Pupa (macho) de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) parasitada por *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini), encontradas em folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra 2008). Foto: Natália Larissa da Silva Santos.

3.3.2.2 Parasitismo por Diptera

De uma pupa fêmea (medindo 44,00 por 24,36 mm) ocorreu à saída de uma única larva (01. XII. 2008) de Diptera, que empupou poucas horas após a saída, mas não houve emergência do adulto, obtendo-se apenas o pupário. O aspecto da pupa e do pupário da mosca, pode ser observado na figura 3.5.

CALVO (2004: 231) registra que *Winthemia* sp. (Diptera: Tachinidae) parasita as larvas de *C. atreus*. Este taquinídeo depositou 40 ovos na parte ventro-lateral do tegumento dessas larvas. Das larvas dessa mosca, se formaram 36 pupários e apenas 15 adultos emergiram, com uma taxa de parasitismo de 41,6%.



Figura 3.5 – Pupa (fêmea) de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) e pupário de mosca (Diptera). Pupa parasitada encontradas em folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), (Amostra 2008). Foto: Natália Larissa da Silva Santos.

3.4 CONCLUSÕES

1. Ovos de *C. illioneus* são parasitados por himenópteros da família Eulophidae, sendo este o primeiro registro do parasitismo por esta família.
2. Pupas de *C. illioneus* são parasitadas por *Conura maculata* (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini), e por uma espécie não identificada de Diptera, sendo este o primeiro registro de parasitismo de pupas de *C. illioneus* para o Estado de Alagoas.

REFERÊNCIAS

- Ackery, P. R. 1988. Hostplants and classification: a review of Nymphalid butterflies. **Biological Journal of the Linnean Society** **33**: 95-203.
- Almeida, L. M.; C. S. Ribeiro-Costa & L. Marinone. 1998. **Manual de coleta, conservação, montagem e identificação de insetos**. Ribeirão Preto, Holos, 77 p.
- Altieri, M. A.; E. N. Silva & C. I. Niccholls. 2003. **O Papel da Biodiversidade no Manejo de Pragas**. Ribeirão Preto, Holos, 226 p.
- Ambrosano, G. M. B.; T. Igue & A. L. Lourenção. 1997. Determinação do número de instares de insetos utilizando modelo de regressão segmentado. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** **26**: 371-374.
- Amorim, D. S. 2002. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Ribeirão Preto, Holos, 156 p.
- Antunes, F. A.; A. O. Menezes Junior; M. Tavares & G. R. P. Moreira. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: I. *Eueides isabella dianasa* (Hubner, 1806). **Revista Brasileira de Entomologia** **46**: 601-610.
- Arias, D. C. & G. Delvare. 2003. Lista de los géneros y especies de la familia Chalcididae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de la región Neotropical. **Biota Colombiana** **4**: 123-145.
- Assis, S. M. P.; R. R. L. Marian; M. G. C. Gondim Jr.; M. Menezes; R. C. T. Rosa. 2002. **Doenças e pragas das helicônias: diseases and pests of heliconias**. Recife, UFRPE, 102 p.
- Auerbach, M. J. & D. R. Strong. 1981. Nutritional ecology of *Heliconia* herbivore experiments with plant fertilization and alternative hosts. **Ecological Monographs** **51**: 63-83.
- Barros, W. R. & I. M. M. Lima. 2004. Desenvolvimento pré-imaginal de *Eueides isabella dianasa* (Hübner) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae) em folhas de *Passiflora edulis* L. (Passifloraceae). **Revista Brasileira de Entomologia** **48**: 69-75.
- Bauzá, J. A. T. 2000. Ciclo de vida de *Biblis hyperia* (Cramer) en Puerto Rico (Lepidoptera: Nymphalidae). **Caribbean Journal of Science** **36**: 87-93.
- Bianchi, V.; G. R. P. Moreira. 2005. Preferência alimentar, efeito da planta hospedeira e da densidade larval na sobrevivência e desenvolvimento de *Dione junonia junonia* (Lepidoptera: Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **22**: 43-50.

- Bizarro, J. M. S.; M. M. Casagrande & O. H. H. Mielke. 2003. Morfologia externa de *Thyridia pisidii cetoides* (Rosenberg & Talbot). I. Cabeça e apêndices (Lepidoptera, Nymphalidae, Ithomiinae). **Revista Brasileira de Zoologia** **20**: 279-284.
- Born, F. S.; S. M. F. Broglio-Micheletti; I. M. M. Lima; M. J. C. Araújo & J. H. C. Delabie. 2009. Avaliação preliminar da mirmecofauna associada ao agronegócio floricultura com *Heliconia* spp. (Heliconiaceae) no estado de Alagoas, Brasil. **Revista Caatinga** **22**: 01-04.
- Born, F. S. & I. M. M. Lima. 2005. Desenvolvimento pós-embrionário de *Anteos menippe* (Hübner) (Lepidoptera, Pieridae) em *Cassia ferruginea* Shrad. **Revista Brasileira de Entomologia** **49**: 522-526.
- Braga, R. 1976. **Plantas do Nordeste, especialmente do Ceará**. 3a. ed. Fortaleza Ceará, Coleção Mossoroense volume XLII, 540 p.
- Brown Jr, K. S. 1991. Conservation of Neotropical environments: insects as indicators. p. 350-404. *In*: N. M. Collins & J. A. Thomas. **The conservation of insects and their habitats**. London, Academic Press. 450 p.
- Brown Jr, K. S. 1996. Diversity of Brazilian Lepidoptera: history of study, methods for measurement and use as a indicator for genetic specific and system richness, p. 221-253. *In*: C. E. M. Bicudo & N. A. Menezes. **Biodiversity in Brazil, a first approach**. São Paulo, Instituto de Botânica/CNPq.
- Brown Jr, K. S. & A. V. L. Freitas. 2000. Atlantic Forest butterflies: indicators for landscape conservation. **Biotropica** **32**: 934-956.
- Calvo, R. 2004. Parasitoidismo por dípteros em larvas de *Caligo atreus* (Lepidoptera, Nymphalidae) em Cartago, Costa Rica. **Revista de Biología Tropical** **52**: 915-917.
- Carvalho, A. G.; J. G. N. Wendt; W. G. Lima & F. C. Brasil. 1999. Parâmetros biológicos e consumo de área foliar de *Urbanus acawoios* (Williams, 1926) (Lepidoptera: Hesperidae) em *Galactia striata* (Jacq.) Ub. (Leguminosae: Faboideae). **Floresta e Ambiente** **6**: 88-94.
- Casagrande, M. M. 1979a. Sobre *Caligo beltrao* (Illiger). I: Taxonomia, Biologia, Morfologia das fases imaturas e distribuições espacial e temporal (Lepidoptera, Satyridae, Brassolinae). **Revista Brasileira de Biologia** **39**: 173-193.
- Casagrande, M. M. 1979b. Sobre *Caligo beltrao* (Illiger). IV Morfologia externa do adulto — Abdome (Lepidoptera, Satyridae, Brassolinae). **Revista Brasileira de Biologia** **39**: 711-716.
- Casagrande, M. M. 1995. Notas Sistemáticas sobre Brassolinae. I. Tribos (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** **12**: 671-699.
- Casagrande, M. M. & O. H. H. Mielke. 2000. Larva de quinto estágio e pupa de *Caligo martia* (Godart) (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae). **Revista Brasileira de Zoologia** **17**: 75-79.
- Casagrande, M. M. & O. H. H. Mielke. 2003. Larvas de quarto e quinto estádios e pupa de *Dasyophthalma creusa creusa* (Hübner) (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae). **Revista Brasileira de Zoologia** **20**: 157-160.
- Casagrande, M. M. & O. H. H. Mielke. 2005. Larva de quinto estágio e pupa de *Opsiphanes quiteria meridionalis* Staudinger (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae). **Revista Brasileira de Entomologia** **49**: 421-424.

- Casagrande, M. M. & O. H. H. Mielke. 2008. A note on the life history of *Caligo brasiliensis brasiliensis* (Lepidoptera, Nymphalidae, Morphinae). **Tropical Lepidoptera** **18**: 9-11.
- Castro, A. C. R.; V. Loges; A. S. Costa; M. F. A. Castro; F. A. S. Aragão & L. G. Willadino. 2007. Hastes florais de helicônia sob deficiência de macronutrientes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** **42**: 1299-1306.
- Cates, R. G. 1980. Feeding patterns of monophagous, oligophagous, and polyphagous insect herbivores: the effect of resource abundance and plant chemistry. **Oecologia** **46**: 22-31.
- Cleare, L. D. 1926. On the life history of *Caligo illioneus illioneus* Cramer (Lepidoptera, Morphidae). **Transections of the Entomological Society of London** **74**: 361-366.
- Costa, C.; S. Ide & C. E. Simonka. 2006. **Insetos Imaturos: Metamorfose e identificação**. Ribeirão Preto, Holos. 249 p.
- Daly, H. V. 1985. Insect morphometrics. **Annual Review of Entomology** **30**: 415-438.
- Dequech, S. T. B.; L. M. Fiuza & R.F.P. da Silva. 2004. Ocorrência de parasitóides de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae) em lavouras de milho em Cachoeirinha, RS. **Ciência Rural** **34**: 1235-1237.
- Di Mare, R. A.; E. Corseuil & G. Schwartz. 2004. Morfometria de Papilioninae (Lepidoptera, Papilionidae) ocorrentes em quatro localidades do Rio Grande do Sul, Brasil. I. Comparações com a massa corporal. **Revista Brasileira de Entomologia** **48**: 535-545.
- Duarte, R. B. A. 2007. **Histórias de sucesso: agronegócios: floricultura**. Brasília, SEBRAE, 136 p.
- Dyer, L. A.; R. B. Matlock; D. Chehrezad & R. O'Malley. 2005. Predicting Caterpillar Parasitism in Banana Plantations. **Environmental Entomology** **34**: 403-409.
- Ehrlich, P. R. & P. H. Raven. 1964. Butterflies and plants: a study in coevolution. **Evolution** **18**: 586-608.
- Frederiksen, R. & E. J. Warrant. 2008. Visual sensitivity in the crepuscular owl butterfly *Caligo memnon* and the diurnal blue morpho *Morpho peleides*: a clue to explain the evolution of nocturnal apposition eyes? **The Journal of Experimental Biology** **211**: 844-851.
- Freitas, A. V. L.; W. W. Benson; O. J. Marini-Filho & R. M. Carvalho. 1997. Territoriality by the dawn's early light: the Neotropical owl butterfly *Caligo idomenaeus* (Nymphalidae, Brassolinae). **Journal of Research on the Lepidoptera** **34**: 14-20.
- Freitas, A. V. L.; D. Muray & K. S. Brown Jr. 2002. Immature, natural history and the systematic position of *Bia actorion* (Nymphalidae: Ithomiinae). **Journal of the Lepidopterist' Society** **56**: 117-122.
- Freitas, A. V. L. 2003. Descriptions of a new genus for "*Euptychia*" *peculiaris* (Nymphalidae, Satyrinae): Immature stages and systematic position. **Journal of the Lepidopterists' Society** **57**: 100-106.
- Freitas, A. V. L. & K. S. Brown Jr. 2004. Phylogeny of the Nymphalidae (Lepidoptera). **Systematic Biology** **53**: 363-383.
- Friend, W. G. 1958. Nutritional requirements of phytophagous insects. **Annual Review of Entomology** **3**: 57-74.

- Futuyma, D. J. 2002. **Biologia Evolutiva**. Ribeirão Preto, FUNPEC-RP, 2a. ed. 631 p.
- Gallo, D.; O. Nakano; S. Silveira-Neto; R. P. L. Carvalho; G. C. Batista; E. Berti-Filho; J. R. P. Parra; R. A. Zucchi; S. B. Alves; J. D. Vendramim; L. C. Marchini & C. Omoto. 2002. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba, FEALQ, 920 p.
- García-Barros, E. 2000. Body size, egg size, and their interspecific relationships with ecological and life history traits in butterflies (Lepidoptera: Papilionoidea, Hesperioidea). **Biological Journal of the Linnean Society** **70**: 251-284.
- Genc, H.; J. L. Nation & T. C. Emmel. 2003. Life history and biology of *Phyciodes phaon* (Lepidoptera, Nymphalidae). **Florida Entomologist** **86**: 445-449.
- Guagliumi, P. 1972. **Pragas da cana-de-açúcar do Nordeste do Brasil**. Rio de Janeiro, Instituto do Açúcar e do Alcool (Coleção Canavieira nº10) 622 p.
- Harrison, J. O. 1963. The natural enemies of some banana insect pests in Costa Rica. **Journal of Economic Entomology** **56**: 282-285.
- Harrison, J. O. 1964. Factors Affecting the Abundance of Lepidoptera in Banana Plantations. **Ecology** **45**: 508-519.
- Heredia, M. D. & A. L. Vilorio. 2004. Descriptions and life history of *Pedaliodes zingara*, a new satyrine species from Colombia (Nymphalidae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **58**: 80-87.
- Heredia, M. D. & H. Alvarez-Lopez. 2004. Larval Morphology and behavior of *Antirrhea weymeri* Salazar, constantino & Loópez, 1998 (Nymphalidae, Morphinae) in Colombia. **Journal of the Lepidopterists' Society** **58**: 88-93.
- Hill, R. I. 2003. Notes on the life history of *Asterope markii* Hewitson, 1857 (Nymphalidae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **57**: 68-71.
- House, H. L. 1961. Insect Nutrition. **Annual Review of Entomology** **6**: 13-26.
- Janz, N.; S. Nylin & N. Wahlberg. 2006. Diversity begets diversity: host expansions and the diversification of plant-feeding insects. **BMC Evolutionary Biology** **6**: 01-10.
- Junqueira, A. H. & M. S. Peetz. 2008. Mercado interno para os produtos da floricultura brasileira: características, tendências e importância socioeconômica recente. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental** **14**: 37-52.
- Kaminski, L. A.; M. Tavares; V. G. Ferro & G. R. P. Moreira. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. III. *Heliconius erato phyllis* (Fabricius) (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia**, **19**: 977-993.
- Kaminski, L. A.; S. F. Sendoya; A. V. L. Freitas & P. S. Oliveira. 2009. Ecologia comportamental na interface formiga-planta-herbívoros: interações entre formigas e lepidópteros. **Oecologia Brasiliensis** **13**: 27-44.
- Kress, W. J. 1990. The diversity and distribution of *Heliconia* (Heliconiaceae) in Brazil. **Acta Botânica Brasílica** **4**: 159-167.
- Laverde, G. L. A. & L. L. A. Borja. 1995. **Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia**. p. 237-263. *In*: El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cali, Cenicafé 263 p.
- Laverde, G. L. A. & L. L. A. Borja. 1998. Manejo integrado de pragas - *Caligo illioneus*: el gusano cabrito. **Cenicafé** **20**: 08-13.

- Lill, J. T.; R. J. Marquis & R. E. Ricklefs. 2002. Host plants influence parasitism of forest caterpillars. **Nature** **417**: 170-173.
- Lill, J. T. & R. J. Marquis. 2003. Ecosystem engineering by caterpillars increases insect herbivore diversity on white Oak. **Ecology** **84**: 682-690.
- Lins, S. R. O. & S. B. Coelho. 2004. Ocorrência de doenças em plantas ornamentais tropicais no Estado de Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira** **29**: 332-335.
- Lordello, L. G. E. 1952. Sobre os inimigos naturais da lagarta das palmáceas *Brassolis sophorae sophorae* (L.) (Lepidoptera: Brassolidae). **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz** **9**: 23-30.
- Lorenzi, H. & H. M. Souza. 2001. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. São Paulo, Instituto Plantarum, Nova Odessa 1088 p.
- Malo, F. 1961. Phoresy in *Xenufens* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), a parasite of *Caligo eurilochus* (Lepidoptera, Nymphalidae). **Journal of Economic Entomology** **54**: 465-466.
- Malo, F. & E. R. Willis. 1961. Life history and biological control of *Caligo eurilochus*, a pest of banana. **Journal of Economic Entomology** **54**: 530-536.
- Manchester, S. R. & W. J. Kress. 1993. Fossil bananas (Musaceae): *Ensete oregonense* sp. nov. from the Eocene of western North America and its phytogeographic significance. **American Journal of Botany** **80**: 1264-1272.
- Marcicano, M. L.; I. M. M. Lima; M. T. Tavares & M. M. Casagrande. 2007. Parasitism of *Brassolis sophorae laurentii* Stichel (Lepidoptera, Nymphalidae, Brassolinae) pupae by *Conura morleyi* (Ashmead) (Hymenoptera, Chalcididae, Chalcidini), in the State of Alagoas, Brazil. **Neotropical Entomology** **36**: 629-631.
- Margaría, C. B.; H. R. Gil-Santana; O. M. Marques & M. S. Loíacono. 2007. *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae), Egg Parasitoid of *Caligo Brasiliensis* (C. Felder, 1862) (Lepidoptera: Nymphalidae) In Southern Brazil. **Entomological News** **118**: 519-522.
- Mendes, J. T. G. & J. B. Padilha Jr. 2007. **Agronegócio: uma abordagem econômica**. São Paulo, Pearson Prentice Hall. 369 p.
- Mielke, O. H. H & M. M. Casagrande. 2006. Catálogo Bibliográfico dos taxa superiores da Ordem Lepidoptera. **Revista Brasileira de Zoologia** **23**: 01-41.
- Monteiro, L. R. & S. F. Reis. 1999. **Princípios de Morfometria Geométrica**. Ribeirão Preto, Holos Editora Ltda, X+188 p.
- Morrone, J. J. 2004. Panbiogeografía, componentes bióticos y zonas de transición. **Revista Brasileira de Entomologia** **48**: 149-162.
- Moraes, S. S. & Duarte, M. 2009. Morfologia externa comparada das três espécies do complexo *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera, Castniidae) com uma sinonímia. **Revista Brasileira de Entomologia** **53**: 245-265.
- Muyshondt Jr., A. & A. Muyshondt. 1979. Notes on the life cycle and natural history of butterflies of El Salvador. III C. *Historis odius* and *Coea acheronta* (Nymphalidae, Coloburinae). **Journal of the Lepidopterists' Society** **33**: 112-123.
- Naeem, S. 1988. Predator-prey interactions and community structure: chironomids, mosquitoes and copepods in *Heliconia imbricata* (Musaceae). **Oecologia** **77**: 202-209.

- Nelson, S. M. 2007. Butterflies (Papilionoidea and Hesperioidea) as potential ecological indicators of riparian quality in the semi-arid western United States. **Ecological Indicators** 7: 469-480.
- Ostmark, H. E. 1974. Economic insect pests of bananas. **Annual Review of Entomology** 19: 161-176.
- Otero, L. S. 1986. **Borboletas: livro do naturalista**. Rio de Janeiro, FAE. 112 p.
- Otero, L. S. & M. M. Casagrande. 1992. Hibridismo em Brassolinae (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 36: 723-728.
- Pagano, M. & K. Gauvreau. 2004. **Princípios de Bioestatística**. São Paulo, Pioneira Thomson Learning, 506 p.
- Panizzi, A. R. & J. R. P. Parra. 1991. **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. São Paulo, Manole Ltda. 359 p.
- Parra, J. R. P.; P. S. M. Botelho; B. S. Corrêa-Ferreira & J. M. S. Bento. 2002. **Controle Biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo, 1a. ed. Manole Ltda. 635 p.
- Penz, C. M.; A. Aiello & R. B. Srygley. 1999. Early stages of *Caligo illioneus* and *C. idomeneus* (Nymphalidae, Brassolinae) from Panama, with remarks on larval food plants for the subfamily. **Journal of the Lepidopterists' Society** 53: 142-152.
- Penz, C. M. 2007. Evaluating the monophyly and phylogenetic relationships of Brassolini genera (Lepidoptera, Nymphalidae). **Systematic Entomology** 10: 1-22.
- Perioto, N.W., M. T. A. Tavares. 1999. Chalcidoidea. *In*: Brandão, C.R.F, Cancellato, E.M. **Invertebrados terrestres**. Vol. V. Biodiversidade do Estado de São Paulo. Síntese do conhecimento ao final do século XX. São Paulo: FAPESP, SP. Cap. 17. p. 153-168.
- Pinto, J. M. & A. G. Carvalho. 2001. Razão de crescimento, mortalidade e sobrevivência de *Urbanus acawoios* Williams (1926) (Lepidoptera: Hesperiiidae). **Floresta e Ambiente** 8: 153-160.
- Pierce, N. E.; M. F. Braby; A. Heath; D. J. Lohman; J. Mathew; D. B. Rand & M. A. Travassos. 2002. The ecology and evolution of ant association in the Lycaenidae (Lepidoptera). **Annual Review of Entomology** 47: 733-771.
- Querino, R. B. & R. A. Zucchi. 2003. Caracterização Morfológica de Dez Espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) Registradas na América do Sul. **Neotropical Entomology** 32: 597-613.
- Raven, P. H.; R. F. Evert & S. E. Eichhorn. 2001. **Biologia Vegetal**. 6a. ed., Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 906 p.
- Restello, R.M. & A. M. Penteado-Dias. 2006. Diversidade dos Braconidae (Hymenoptera) da Unidade de Conservação Teixeira Soares, Marcelino Ramos, RS, com ênfase nos Microgastrinae. **Revista Brasileira de Entomologia** 50: 80-84.
- Richardson, B. A. & G. A. Hull. 2000. Insect colonisation sequences in bracts of *Heliconia caribaea* in Puerto Rico. **Ecological Entomology** 25: 460-466.
- Ricklefs, R. E. 2003. **A Economia da Natureza**. 5a. ed., Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 503 p.
- Rodrigues, P. H. V. 2005. *In vitro* establishment of *Heliconia rauliniana* (Heliconiaceae). **Scientia Agrícola** 62: 69-71.

- Rundel, P. W.; M. R. Sharifi; A. C. Gibson & K. J. Esler. 1998. Structural and physiological adaptation to light environments in Neotropical *Heliconia* (Heliconiaceae). **Journal of Tropical Ecology** **14**: 789- 801.
- Santos, M. R. A.; A. L. O. Timbó; A. C. P. P. Carvalho & J. P. S. Morais. 2006. Estudo de adubos e substratos orgânicos no desenvolvimento de mudas micropropagadas de helicônia. **Horticultura Brasileira** **24**: 273-278.
- Santos, E. C.; O. H. H. Mielke & M. M. Casagrande. 2008. Inventários de borboletas no Brasil: estado da arte e modelo de áreas prioritárias para pesquisa com vistas à conservação. **Natureza & Conservação** **6**: 68-90.
- Schultz, A. 1990. **Introdução a botânica sistemática**. Porto Alegre Editora Sagra v.2, 6a. ed., 414 p.
- Scriber, J. M. & P. Feeny. 1979. Growth of herbivorous caterpillars in relation to feeding specialization and to the growth form of their food plants. **Ecology** **60**: 829-850.
- Seifert, R. P. 1975. Clumps of *Heliconia* inflorescence as ecological islands. **Ecology** **56**: 1416-1422.
- Seifert, R. P. & F. H. Seifert. 1979. Utilization of *Heliconia* (Musaceae) by the beetle *Xenarescus monocerus* (Oliver) (Chrysomelidae, Hispinae) in a Venezuelan forest. **Biotropica** **11**: 51-59.
- Serra, I. M. R. S. & R. S. B. Coelho. 2007. Mancha de *Pestalotiopsis* em helicônia: caracterização da doença e potenciais fontes de resistência. **Fitopatologia Brasileira** **32**: 44-49.
- Silva, A. G. A.; C. R. Gonçalves; D. M. Galvão; A. J. L. Gonçalves; J. Gomes; M. N. Silva & L. Simoni. 1968. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores**. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura – Laboratório central de patologia vegetal, Tomo 1, 2º Parte, XXVI+622 p.
- Silva, D. S. da; R. Dell’Erba; L. A. Kaminski & G. R. P. Moreira. 2006. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais: V. *Agraulis vanillae maculosa* (Lepidoptera, Nymphalidae, Heliconiinae). **Iheringia, Série Zoologia** **96**: 219–228.
- Silva, J. C. da. 1983. Contribuição ao estudo dos insetos do Estado de Alagoas I. Maceió, **Scientia ad sapientiam** **11**: 10–15.
- Silveira-Neto, S.; O. Nakano; D. Barbin & N. A. Villa-Nova. 1976. **Manual de ecologia dos insetos**. Piracicaba, Agronômica Ceres, 419 p.
- Simão, D. G. & V. L. Scatena. 2001. Morphology and anatomy in *Heliconia angusta* Vell. and *H. velloziana* L. Emygd. (Zingiberales, Heliconiaceae) from the Atlantic forest of southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Botânica** **24**: 415-424.
- Simão, D. G. & V. L. Scatena. 2003. Morphological Aspects of the propagation in *Heliconia velloziana* L. Emygd. (Zingiberales, Heliconiaceae). **Brazilian archives of biology and technology** **46**: 65-72.
- Simão, D. G. & V. L. Scatena. 2004. Morfoanatomia das brácteas em *Heliconia* (Heliconiaceae) ocorrentes no Estado de São Paulo, Brasil. **Acta Botânica Brasílica** **18**: 261-270.

- Souza, N. A.; A. F. S. L. Veiga; M. M. Casagrande & M. G. C. Gondim Jr. 2006. Morfologia externa de imaturos de *Caligo teucer* (Linnaeus). **Revista Brasileira de Zoologia** **23**: 1243-1250.
- Srygley, R. B. & C. M. Penz. 1999. Lekking in Neotropical Owl Butterflies, *Caligo illioneus* and *C. oileus* (Lepidoptera, Brassolinae). **Journal of Insect Behavior** **12**: 81-103.
- Stiles, F. G. 1975. Ecology, Flowering, Phenology and Hummingbird pollination of some Costa Rican *Heliconia* species. **Ecology** **56**: 285-301.
- Stireman, J. O.; J. E. O'Hara & D. M. Wood. 2006. Tachinidae: evolution, behavior, and ecology. **Annual Review of Entomology** **51**: 525-555
- Sultana, N. & Md. A. Hassan. 2008. The genus *Heliconia* L. cultivated in Bangladesh. **Bangladesh Journal of Plant Taxonomists** **15**: 141-153.
- Tavares, M.; L. A. Kaminski & G. R. P. Moreira. 2002. Morfologia externa dos estágios imaturos de heliconíneos neotropicais. II. *Dione juno juno* (Cramer) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae). **Revista Brasileira de Zoologia** **19**: 961-976
- Tavares, M. T. & B. C. Araujo. 2007. Espécies de Chalcididae (Hymenoptera, Insecta) do Estado do Espírito Santo, Brasil. **Biota Neotropica** **7**: 213-220.
- Thorsteinson, A. J. 1960. Host selection in phytophagous insects. **Annual Review of Entomology** **5**: 193-218.
- Triplett, J. K. & B. K. Kirchoff. 1991. Lamina architecture and anatomy in the Heliconiaceae and Musaceae (Zingiberales). **Canadian Journal of Botany** **69**: 887-900.
- Wahlberg, N.; E. Weingartner & S. Nylin. 2003. Towards a better understanding of the higher systematics of Nymphalidae (Lepidoptera, Papilionoidea). **Molecular Phylogenetics and Evolution** **28**: 473-484.
- Watanabe, M. A. 2007. Pragas da bananeira atacando *Heliconia latispatha* Benth. (Heliconiaceae). **Neotropical Entomology** **36**: 312-313.
- Warumby, J. F.; R. S. B. Coelho & S. R. O. Lins. 2004. **Principais doenças e pragas em flores tropicais no Estado de Pernambuco**. Recife, SEBRAE. 253 p.
- Wootton, J. T. 1998. Effects of disturbance on species diversity: a multitrophic perspective. **The American Naturalist** **152**: 803-825.
- Wootton, J. T. & I. F. Sun. 1990. Bract liquid as an herbivore defense mechanism for *Heliconia wagneriana* inflorescences. **Biotropica** **22**: 155-159.
- Young, A. M. & A. Muyschondt. 1985. Notes on *Caligo memnon* Felder and *Caligo atreus* Kollar. (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) in Costa Rica and El Salvador. **Journal of Research on the Lepidoptera** **24**: 154-175.
- Zhang, Yan-Zhou; Wei Li & Da-Wei Huang. 2005. A taxonomic study of Chinese species of *Ooencyrtus* (Insecta: Hymenoptera: Encyrtidae). **Zoological Studies** **44**: 347-360.

APÊNDICES

Apêndice 1.1. Planilha com a frequência absoluta para cada um dos valores de duração registrados para instares e períodos do desenvolvimento pós-embriônico de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) alimentando-se de folhas de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae), em laboratório (Amostra C1, n= 26).

D U R A Ç Ã O (dias)	PERÍODO PÓS-EMBRIONÁRIO											
	LARVAL								PUPAL	INATIVO ⁽¹⁾	TOTAL	
	L1	L2	L3	L4	L5			Ativo				Total
					ativa	Prepupa	total					
1	-	-	-	-	-	26	-	-	-	-	-	-
4	-	-	11	-	-	-	-	-	-	-	-	-
5	-	2	3	1	-	-	-	-	-	-	-	-
6	1	14	10	6	-	-	-	-	-	-	-	-
7	9	7	1	12	-	-	-	-	-	-	-	-
8	12	3	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-
9	2	-	1	2	-	-	-	-	-	-	-	-
10	1	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-
11	-	-	-	-	5	-	1	-	-	-	-	-
12	1	-	-	-	9	-	5	-	-	-	-	-
13	-	-	-	-	6	-	9	-	-	1	-	-
14	-	-	-	-	4	-	6	-	-	13	1	-
15	-	-	-	-	-	-	4	-	-	11	13	-
16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11	-
17	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-
18	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-
19	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-
20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
35	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-
36	-	-	-	-	-	-	-	3	1	-	-	-
37	-	-	-	-	-	-	-	1	3	-	-	-
38	-	-	-	-	-	-	-	7	1	-	-	-
39	-	-	-	-	-	-	-	5	7	-	-	-
40	-	-	-	-	-	-	-	3	5	-	-	-
41	-	-	-	-	-	-	-	2	3	-	-	-
42	-	-	-	-	-	-	-	1	2	-	-	-
43	-	-	-	-	-	-	-	3	1	-	-	-
44	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-
50	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
51	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
53	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
54	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5
55	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6
56	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
57	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
58	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3

⁽¹⁾ Período inativo= Período prepupal + período pupal.

Apêndice 2.1. Registro dos valores sobre a frequência absoluta (mm) para cada um dos valores de duração registrados nas medições das exúvias das cápsulas cefálicas das larvas de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) que se alimentaram de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra C1 - Ano 2004, n= 26).

VALORES		FREQUÊNCIAS				
Absoluto	Transformado (mm)	L1 40x 0,024691358	L2 40x 0,024691358	L3 30x 0,03488372	L4 15x 0,07	L5 10x 0,103092783
59	1,457	1				
60	1,481	3				
61	1,506	10				
62	1,531	3				
63	1,555	6				
64	1,580	1				
65	1,605	2				
79	1,951		1			
83	2,049		1			
84	2,074		1			
85	2,099		4			
86	2,123		3			
87	2,148		3			
88	2,173		3			
89	2,197		5			
90	2,222		4			
92	2,272		1			
90	3,139			2		
91	3,174			1		
92	3,209			2		
94	3,279			4		
95	3,314			5		
96	3,349			2		
97	3,384			2		
98	3,419			4		
99	3,453			2		
100	3,488			2		
71	4,970				2	
72	5,040				2	
73	5,110				7	
74	5,180				3	
75	5,250				4	
77	5,390				4	
78	5,460				2	
80	5,600				1	
72	7,423					1
75	7,732					1
76	7,835					5
77	7,938					9
78	8,041					2
79	8,144					2
80	8,247					4
81	8,350					1
83	8,557					1

ANEXOS

Anexo 1.1. Declaração do Herbário MAC do Instituto de Meio Ambiente do Estado de Alagoas, com a confirmação da espécie de *Heliconia bihai* (L.) f. (Heliconiaceae) (Amostra C1 – Ano 2004).



ESTADO DE ALAGOAS
SECRETARIA COORDENADORA INFRA-ESTRUTURA E SERVIÇOS
SECRETARIA EXECUTIVA DE MEIO AMBIENTE RECURSOS HIDRICOS E NATURAIS
INSTITUTO DO MEIO AMBIENTE - IMA

DECLARAÇÃO

Declaro para os devidos fins, que a planta enviada para identificação no herbário MAC do Instituto do Meio Ambiente, pela estudante Natália Larissa da Silva Santos do curso de Biologia, trata-se de: *Heliconia bihai* (L.) f., pertencente a família Heliconiaceae registrada com o número MAC 25964.

Maceió, 12 de Dezembro de 2006

Rosângela Pereira de Lyra Lemos
Curadora do Herbário MAC

Rosângela P. de Lyra Lemos
Mat. 56329-3
CURADORA HERBÁRIO MAC - IMA/AL

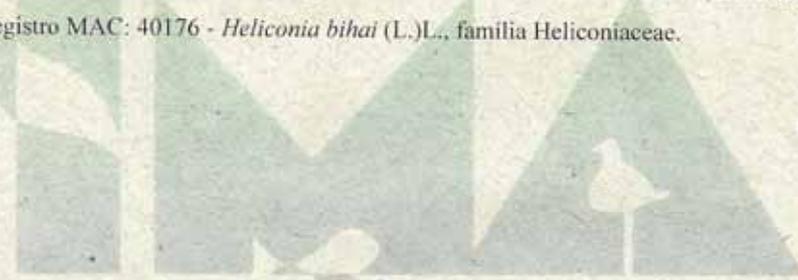
Anexo 1.2. Declaração do Herbário MAC do Instituto de Meio Ambiente do Estado de Alagoas, com a confirmação da espécie de *Heliconia bihai* (L.) L. (Heliconiaceae) (Amostra 2008).



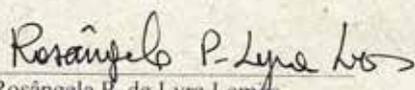
ESTADO DE ALAGOÁS
SECRETARIA EXECUTIVA DE MEIO AMBIENTE RECURSOS HIDRICOS
INSTITUTO DO MEIO AMBIENTE - IMA

DECLARAÇÃO

Declaro para os devidos fins, que a amostra trazida para a identificação no Herbário MAC do Instituto do Meio Ambiente, pela estudante Natália Larissa Santos aluna do curso de Mestrado em Agronomia CECA – UFAL foi tombada; tem número de registro MAC: 40176 - *Heliconia bihai* (L.)L., família Heliconiaceae.



Maceió, 08 de Outubro 2009


Rosângela P. de Lyra Lemos
Curadora do herbário MAC

Rosângela P. de Lyra Lemos
Mat. 56329-3
CURADORA HERBÁRIO MAC - IMA/AL

Av. Major Cicero de Góes Monteiro, 2197 - Mutange - CEP. 57017-320 - Maceió/AL.
Fones: (0xx82) 3315 - 1738 / 1747 / 1766 / 1778 - Fone/Fax: (0xx82) 3315-1732
Site: www.ima.al.gov.br - e-mail: ima.al.gov.br - Disk Ecologia: 0800 82 1523

Anexo 1.3. E-mail da especialista com a identificação da espécie de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

Página 1 de 1



Natalia Larissa <natalia.larissa@gmail.com>

olá!!!

2 mensagens

Natalia Larissa <natalia.larissa@gmail.com>
Para: mibras@ufpr.br

23 de Fevereiro de 2005 16:57

Prezada Professora Mirna

Gostaria de saber se o material que eu enviei, com as borboletas *Caligo* sp e *Opsiphanes* sp (Nymphalidae: Brassolinae), já chegou. Se possível queria sua confirmação. Caso o material não tenha chegado, gostaria de saber se a senhora poderia identificar os adultos de *Caligo* sp através das fotos. Desculpe-me o apanhado, desde já fico grata.

Atenciosamente Natália Larissa

Mirna Martins Casagrande <mibras@ufpr.br>
Para: Natalia Larissa <natalia.larissa@gmail.com>

24 de Fevereiro de 2005 16:45

Natália,

Eu recebi o material e encaminho abaixo as identificações com respectivos autores e datas das publicações. O material chegou bem apenas gostaria de alertar que haviam parasitas (Psocidae) importante verificar se no material que voce esta retendo na coleção aí também não tem.

Caligo illioneus (Cramer, 1775)
Opsiphanes cassiae crameri C.Felder & R.Felder, 1862

Um abraço, Mirna

[Texto das mensagens anteriores oculto]

--
No virus found in this incoming message.
Checked by AVG Anti-Virus.
Version: 7.0.300 / Virus Database: 266.4.0 - Release Date: 22/02/05

--
No virus found in this outgoing message.
Checked by AVG Anti-Virus.
Version: 7.0.300 / Virus Database: 266.4.0 - Release Date: 22/02/05

Anexo 3.1. E-mail do especialista com a identificação dos parasitóides da pupa de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

Gmail - Re: Prezado Professor Marcelo Tavares

<https://mail.google.com/mail/?ui=2&ik=577ab3b8a4&view=pt&q=ML..>



Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Re: Prezado Professor Marcelo Tavares

Marcelo Tavares <tavares.mt@gmail.com>

28 de abril de 2009 16:41

Para: Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Natália,

seu material chegou.

são todos (7 fêmeas e 1 macho) exemplares de *Conura maculata* (Fabricius, 1787). É uma espécie comum que ataca pupas de vários lepidópteros ninfalídeos.

Saudações,

marcelo tavares

2009/4/16 Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Prezado Professor Marcelo

Muito obrigada, estarei enviando os exemplares no dia 17. IV. 2009 sem falta.

Desde já fico grata por sua atenção.

Natália Larissa

Natália Larissa da Silva Santos
Universidade Federal de Alagoas
Museu de História Natural da UFAL
Laboratório de Entomologia

Em 16/04/09, **Marcelo Tavares** <tavares.mt@gmail.com> escreveu:

Natália,

pode me mandar os exemplares, sim!

no endereço abaixo.

Saudações a você e profa. Iracilda,

--

Marcelo Teixeira Tavares
Depto Ciências Biológicas
Universidade Federal do Espírito Santo
Av. Marechal Campos, 1468
29.043-900, Vitória, ES, BRASIL
Fone: +55 27 3335-7497 (sala)/ 3335-7252 (Lab.)
Fax: +55 27 3335-7250

2009/4/15 Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Prezado Professor Marcelo Tavares

Anexo 3.1. (Continuação) E-mail do especialista com a identificação dos parasitóides da pupa de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

Gmail - Re: Prezado Professor Marcelo Tavares

<https://mail.google.com/mail/?ui=2&ik=577ab3b8a4&view=p>

Meu nome é Natália Larissa, sou aluna da professora Iracilda Lima, não sei se o senhor lembra, mas o conheci ano passado, no XXVII Congresso Brasileiro de Zoologia, realizado em Curitiba no Paraná.

Estou me comunicando, pois gostaria de saber sobre sua disponibilidade em identificar um espécime de Hymenoptera: Chalcididae, obtidos de pupas de uma espécie do gênero *Caligo* (Lepidoptera: Nymphalidae) que é uma dos resultados da minha dissertação de mestrado.

Muito Obrigada por sua atenção.

Natália Larissa

Natália Larissa da Silva Santos
Universidade Federal de Alagoas
Centro de Ciências Agrárias (CECA-UFAL)
Mestranda do Curso de Pós-graduação em Agronomia: Produção Vegetal e Proteção de Plantas
Laboratório de Entomologia do Museu de História Natural da UFAL

--
Marcelo Teixeira Tavares
Depto Ciências Biológicas
Universidade Federal do Espírito Santo
Av. Marechal Campos, 1468
29.043-900, Vitória, ES, BRASIL
Fone: +55 27 3335-7497 (sala)/ 3335-7252 (Lab.)
Fax: +55 27 3335-7250

Anexo 3.2. E-mail da especialista com a identificação dos parasitóides do ovo de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

Gmail - Re:

<https://mail.google.com/mail/?ui=2&ik=577ab3b8a4&view=pt&ik=577ab3b8a4>

Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Re:

Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

10 de agosto de 2009 19:56

Para: ranyse@cpamn.embrapa.br

Prezada Dra. Ranyse

Muito obrigada por sua atenção, e pela informação sobre a família, estou imensamente grata. Desculpe-me a foto que enviei, que não estava muito boa.

Natália Larissa

2009/8/10 <ranyse@cpamn.embrapa.br>

Prezada Natália,
bom dia!

Eu olhei rapidamente sua amostra em Boa Vista, e como estava fazendo a mudança, não foi possível verificar gênero/espécie.

- 1) Amostra B = Trichogrammatidae
- 2) Amostra A = Eulophidae

Eu enviei as caixas com amostras e material por correio, assim que receber vou identificar seu material.

Atenciosamente,
Ranyse

> Prezada Dra. Ranyse

>

>

> Muito obrigada por sua atenção, eu me lembro que a senhora me enviou um
> e-mail comentando a sua licença médica, me desculpe o incomodo, eu já
> apresentei a qualificação e agora só falta a defesa, estarei entregando no
> final de agosto, mas enviei o e-mail porque me preocupei em escrever com
> sua
> confirmação da família, e acho até que eu escrevi, por engano que era da
> família Trichogrammatidae, e pode não ser.

>

> Fico imensamente grata e feliz por sua atenção, e quanto a identificação
> eu
> posso aguardar.

>

> Atenciosamente,

>

> Natália Larissa

>

> Bióloga e Mestranda em Agronomia
> Curso de Pós-graduação em Agronomia
> Centro de Ciências Agrárias
> Universidade Federal de Alagoas

>

Anexo 3.2. (Continuação) E-mail da especialista com a identificação dos parasitóides do ovo de *Caligo illioneus* (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae).

Gmail - Prezada Dra. Ranyse

<https://mail.google.com/mail/?ui=2&ik=577ab3b8a4&view=pt&>



Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

Prezada Dra. Ranyse

Natália Larissa da Silva Santos Santos <santosnls@gmail.com>

30 de julho de 2009 14:09

Para: Ranyse <ranyse@cpafrr.embrapa.br>

Prezada Dra. Ranyse

Meu nome é Natália Larissa, sou aluna do curso de Mestrado em Agronomia da Universidade Federal de Alagoas, aluna da professora Iracilda, estou me comunicando, pois gostaria de saber se a senhora poderia confirmar apenas a família do espécime de Hymenoptera, que eu enviei para a senhora com dados:

Amostra A - Localidade: Maceió, AL- Brasil; coleta: Campus A. C. Simões; Data de coleta: 24. VIII. 2004 e coletores LIMA, I. M. M. & ANDRADE, L. H.
hospedeiro: *Caligo* sp.

pois gostaria de confirmar a família com a senhora para não cometer erros, pois estou preparando a primeira versão da minha dissertação, mas com relação a identificação dos espécimes posso esperar e desde já fico imensamente grata por sua atenção.

A princípio quando enviei o primeiro e-mail para a senhora citei os dois espécimes que enviei, como parasitóides da família Trichogrammatidae, por isso gostaria de confirmar apenas estes da Amostra A.

Antecipadamente e imensamente grata por sua atenção.

Natália Larissa

Natália Larissa da Silva Santos
Universidade Federal de Alagoas
Museu de História Natural
Setor de Entomologia
Rua Aristeu de Andrade, 452
Faroí, 57050-000
Maceió - Alagoas - Brasil

Anexo 3.3. Recomendações de elaboração das referências da Revista Brasileira de Entomologia.

REVISTA BRASILEIRA DE ENTOMOLOGIA

Instruções para os autores

A Revista Brasileira de Entomologia (RBE), órgão da Sociedade Brasileira de Entomologia (SBE), publica trabalhos científicos inéditos produzidos na área da Entomologia. A RBE mantém seções destinadas à divulgação de comunicações científicas, resenhas bibliográficas e notícias de interesse. A RBE eventualmente poderá publicar sessões contendo pontos de vistas ou revisões a convite da Comissão Editorial.

Para publicar na RBE pelo menos um dos autores deve ser sócio da SBE e estar em dia com a anuidade. No caso de nenhum dos autores ser sócio a taxa de publicação será de R\$ 50,00, para autores brasileiros e de US\$ 25,00, para estrangeiros, por página impressa; em ambos os casos para manuscritos com até três autores. Para manuscritos com mais de três autores a taxa de publicação será de R\$ 100,00 por página impressa, para brasileiros e de US\$ 50,00 para estrangeiros.

As pranchas coloridas terão um custo de R\$ 300,00 para os sócios nacionais e US \$130,00 para os estrangeiros. As pranchas podem ser publicadas em preto e branco na versão impressa e obtidas em cores, sem custo, na versão eletrônica (pdf) por meio da página eletrônica da RBE no SciELO (www.scielo.br/rbent).

Trabalhos redigidos em outro idioma que não o português, ou o inglês, poderão ser aceitos para a publicação a critério da Comissão Editorial.

Endereço eletrônico: rbe@ufpr.br

Fone/FÁX: (41) 3266-0502

Endereço para correspondência:

Revista Brasileira de Entomologia/Editora Chefe

Lúcia Massutti de Almeida

Departamento de Zoologia - UFPR

Caixa Postal 19030

81531-980, Curitiba, PR

Preparação do manuscrito

Os manuscritos devem ser enviados preferencialmente via correio eletrônico, como arquivo(s) anexo(s). Poderão também ser submetidos impressos em papel (três vias), acompanhados dos arquivos em CD. O texto deve ser editado, de preferência, em Microsoft Word®, em página formatado A4, usando fonte Times New Roman tamanho 12, espaço duplo entre as linhas, com margem direita não justificada e com páginas numeradas. Usar a fonte Times New Roman também para rotulagem das figuras e dos gráficos. Apenas tabelas e gráficos podem ser incorporados no arquivo contendo o texto do manuscrito. Figuras em formato digital devem ser enviadas em arquivos separados, com, no mínimo, 300 dpi de resolução para fotos coloridas e 600 dpi para desenhos a traço e fotos branco e preto, em formato tiff ou jpeg de baixa compactação. Não enviar desenhos e fotos originais quando da submissão do manuscrito.

O manuscrito deve começar com uma página de rosto, contendo: título do trabalho e nome(s) do(s) autor(es) seguido(s) de número(s) (sobrescrito) com endereço(s) completo(s), inclusive endereço eletrônico, e com respectivos algarismos arábicos para remissão. Em seguida, apresentar ABSTRACT, com no máximo 250 palavras, com o título do trabalho em inglês e em parágrafo único; KEYWORDS, em inglês, em ordem alfabética e no máximo cinco.

Na seqüência virá o RESUMO em português, incluindo o título e PALAVRAS-CHAVE, em ordem alfabética e equivalentes às KEYWORDS. Devem ser evitadas palavras-chave que constem do título e do resumo do artigo.

No corpo do texto, os nomes do grupo-gênero e do grupo-espécie devem ser escritos em itálico. Os nomes científicos devem ser seguidos de autor e data, pelo menos na primeira vez. Não usar sinais de marcação, de ênfase, ou quaisquer outros. Conforme o caso, a Comissão Editorial decidirá como proceder.

As referências devem ser citadas da seguinte forma: Canhedo (2004); (Canhedo 2003, 2004); Canhedo (2004:451); (Canhedo 2004; Martins & Galileo 2004); Parra *et al.* (2004).

As figuras (fotografias, desenhos, gráficos e mapas) devem ser sempre numeradas com algarismos arábicos e, na medida do possível, na ordem de chamada no texto. As escalas devem ser colocadas na posição vertical ou horizontal. As tabelas devem ser numeradas com algarismos romanos e incluídas, no final do texto em páginas

separadas. Se necessário, gráficos podem ser incluídos no arquivo do texto e, como as tabelas, deverão vir no final do texto. As figuras em formato digital deverão ser enviadas em arquivos separados. O tamanho da prancha deve ser proporcional ao espelho da página (23 x 17,5 cm), de preferência não superior a duas vezes. Para a numeração das figuras utilizar Times New Roman 11, com o número colocado à direita e abaixo. Isto só deve ser aplicado para as pranchas quando em seu tamanho final de publicação. A fonte Times New Roman deve ser usada também para rotulagem inserida em fotos, desenhos e mapas (letras ou números utilizados para indicar nomes das estruturas, abreviaturas etc.) e em tamanho apropriado de modo que em seu tamanho final não fiquem mais destacados que as figuras propriamente ditas. As figuras originais não devem conter nenhuma marcação. A Comissão Editorial poderá fazer alterações ou solicitar aos autores uma nova montagem. Fotos (preto e branco ou coloridas) e desenhos a traço devem ser montados em pranchas distintas. As legendas das figuras devem ser apresentadas em página à parte. O custo da publicação de pranchas coloridas deverá ser arcado pelos autores.

Os AGRADECIMENTOS devem ser relacionados no final do trabalho, imediatamente antes das Referências. Sugere-se aos autores que sejam sucintos e objetivos. Para as REFERÊNCIAS, adota-se o seguinte:

1. Periódicos (os títulos dos periódicos devem ser escritos por extenso e em negrito, assim como o volume do periódico):

Zanol, K. M. R. 1999. Revisão do gênero *Bahita* Oman, 1936 (Homoptera, Cicadellidae, Deltocephalinae). **Biociências** 7: 73-145.

Martins, U. R. & M. H. M. Galileo. 2004. Contribuição ao conhecimento dos Hemilophini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae), principalmente da Costa Rica. **Revista Brasileira de Entomologia** 48: 467-472.

Alves-dos-Santos, I. 2004. Biologia da nidificação de *Anthodiocetes megachiloides* Holmberg (Anthidiini, Megachilidae, Apoidea). **Revista Brasileira de Zoologia** 21: 739-744.

2. Livros:

Michener, C. D. 2000. **The Bees of the World**. Baltimore, Johns Hopkins University Press, xiv+913 p.

3. Capítulo de livro:

Ball, G. E. 1985. Reconstructed phylogeny and geographical history of genera of the tribe Galeritini (Coleoptera: Carabidae), p. 276-321. In: G. E. Ball (ed.). **Taxonomy, Phylogeny and Zoogeography of Beetles and Ants**. Dordrecht, W. Junk Publishers, xiii+514 p.

Referências a resumos de eventos não são permitidas e deve-se evitar a citação de dissertações e teses.

As cópias do manuscrito, juntamente com os pareceres dos consultores, serão enviadas ao autor (ao primeiro, se em co-autoria ou ao autor indicado) para que sejam feitas as correções/alterações sugeridas. Estas cópias deverão ser devolvidas à Editoria da RBE juntamente com uma cópia impressa da versão corrigida e do respectivo CD (devidamente identificado) ou por via eletrônica. Alterações ou acréscimos ao manuscrito enviados após o seu registro poderão ser recusados.

Nas Comunicações Científicas o texto deve ser corrido sem divisão em itens (Material e Métodos, Resultados e Discussão). Inclua o Abstract e o Resumo seguidos das Keywords e Palavras-Chave.

Provas serão enviadas eletronicamente ao autor responsável e deverão ser devolvidas, com as devidas correções, no tempo solicitado.

O teor científico do trabalho assim como a observância às normas gramaticais são de inteira responsabilidade do(s) autor(es). Para cada trabalho publicado serão fornecidas 10 (dez) separatas, independente do número de autores.

Sugere-se aos autores que consultem a última edição da revista para verificar o estilo e lay-out. Ao submeter o manuscrito o autor poderá sugerir até três nomes de revisores para analisar o trabalho, enviando: nome completo, endereço e e-mail. Entretanto, a escolha final dos consultores permanecerá com os Editores.

ÍNDICE DE GÊNEROS E ESPÉCIES CITADAS

<i>Alpinia purpurata</i> (Vieill.) K. Schum. (Zingiberaceae)	32
<i>Antichloris eriphia</i> (Fabricius, 1777) (Lepidoptera: Arctiidae)	20
<i>Antirrhoea weymeri</i> Salazar, Constantino & López 1998 (Lepidoptera: Nymphalidae: Morphinae)	46, 56, 57, 58, 61, 62
<i>Apanteles opsiphanes</i> Schratky, 1909 (Hymenoptera: Braconidae)	96
<i>Aponarope</i> Casagrande, 1982 (Lepidoptera)	26
<i>Asterope markii</i> Hewitson, 1857 (Lepidoptera: Nymphalidae: Biblidinae)	46, 61
<i>Atta</i> (Hymenoptera: Formicidae)	19
<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) P. Beauv. (Poaceae)	46, 48, 50, 51, 53, 55, 56, 58, 61
<i>Bacillus thuringiensis</i> (Bt)	92
<i>Bia actorion</i> (Linnaeus, 1763) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)	45, 47, 50, 51, 53, 54, 55, 58, 61
<i>Bia</i> Hübner, 1819 (Lepidoptera)	26
<i>Biblis hyperia</i> (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Nymphalidae: Nymphalinae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 61, 63
<i>Bihai bihai</i> (L.) (Heliconiaceae)	15
<i>Bihai luteofusca</i> O. Kuntze (Heliconiaceae)	15
<i>Blepharipa</i> sp. (Tachinidae)	96
<i>Blepolenis</i> Röber, 1906 (Lepidoptera)	26
<i>Brachymeria</i> (Hymenoptera: Chalcididae)	96
<i>Brachymeria comitator</i> (Walker, 1862) (Hymenoptera: Chalcididae)	96
<i>Brassolis</i> Fabricius, 1807 (Lepidoptera)	26, 102
<i>Brassolis sophorae laurentii</i> Stichel, 1925 (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)	101, 102
<i>Calathea zebrina</i> (Sims) Lindl. (Marantaceae)	28, 31, 33, 43, 45, 47, 50, 51, 53, 54, 55, 58, 60, 70, 71, 84
<i>Caligo</i> Hübner, [1819] (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)	1, 2, 7, 21, 22, 25, 27, 28, 29, 32, 36, 38, 44, 47, 57, 58, 60, 73, 75, 91, 93, 94, 95, 97
<i>Caligo</i> Hübner, 1819	26
<i>Caligo arisbe</i> Hübner [1822]	23, 31
<i>Caligo arisbe</i> x <i>Caligo martia</i>	23, 32
<i>Caligo atreus</i> (Kollar, 1850)	23, 27, 29, 32, 71, 72, 103
<i>Caligo atreus</i> x <i>Caligo brasiliensis</i>	31
<i>Caligo beltrao</i> (Illiger, 1801)	23, 25, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 43, 45, 47, 51, 53, 55, 58, 60, 63, 69, 70, 71, 72, 75, 84, 85
<i>Caligo beltrao</i> x <i>Caligo illioneus</i>	31
<i>Caligo brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	23, 27, 32, 95, 96, 100

<i>Caligo brasiliensis brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	23, 26, 30, 33, 43
<i>Caligo erisbe</i> Huebner, 1822-26	23, 31
<i>Caligo eurylochus</i> (Cramer 1775)	21, 23, 27, 28, 29, 30, 31, 43, 45, 47, 50, 51, 53, 54, 55, 57, 58, 60, 62, 67, 70, 72, 91, 95, 96
<i>Caligo eurylochus brasiliensis</i> (C. Felder, 1862)	23
<i>Caligo eurylochus eurylochus</i> (Cramer, 1775)	23
<i>Caligo idomeneus</i> (Linnaeus, 1758)	24, 30
<i>Caligo illionea</i> Hübner, 1816	37
<i>Caligo ilioneus</i> Staudinger, 1887	37
<i>Caligo ilioneus</i> Westwood, 1851	37
<i>Caligo illioneus</i> (Cramer, 1775)	1, 2, 3, 4, 6, 20, 21, 24, 29, 30, 32, 33, 34, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 70, 71, 72, 73, 74, 75, 80, 81, 83, 84, 85, 86, 88, 89, 90, 91, 92, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104
<i>Caligo illioneus illioneus</i> (Cramer, [1776])	24, 32, 33, 35, 36, 37, 43, 45, 47, 50, 64, 67, 69, 70, 72, 75, 78, 79, 84, 85, 86, 91
<i>Caligo illioneus illioneus</i> Cramer, 1905	37
<i>Caligo illioneus illioneus</i> Cramer, 1912	37
<i>Caligo illioneus oberon</i> Butler, 1870	24, 28, 34, 35, 36, 47
<i>Caligo martia</i> (Godart, [1824])	24, 27, 30, 31, 43, 45, 60, 72
<i>Caligo memnon</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	20, 24, 26, 27, 29, 30, 32, 45, 60, 72, 95, 96
<i>Caligo memnon telamonius</i> (Felder, 1862)	24
<i>Caligo oberon</i> Kirby 1901	37
<i>Caligo oileus</i> (C. Felder & R. Felder, 1861)	30
<i>Caligo oileus</i> C. Felder & R. Felder, 1861	24
<i>Caligo parasiodus</i> Fruhstorfer 1912	24, 31, 96
<i>Caligo saltus</i> Kaye 1904	31
<i>Caligo teucer</i> (Linnaeus, 1758)	25, 27, 43, 72, 75, 84, 85
<i>Caligopsis</i> Seydel, 1924 (Lepidoptera)	26
<i>Camponotus</i> (Hymenoptera: Formicidae)	19
<i>Canna indica</i> L. (Cannaceae)	32, 33
<i>Carex brasiliensis</i> St. Hil. (Cyperaceae)	32, 60
<i>Castnia icarus</i> (Cramer, 1775) (Lepidoptera: Castniidae)	20
<i>Castnia licus</i> (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae)	20
<i>Catoblepia</i> Stichel, 1901 (Lepidoptera)	26
<i>Cecropia mexicana</i> Hms. (Moraceae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 63
<i>Cephaloleia consanguinea</i> Baly, 1864 (Coleoptera: Crisomelidae: Hispinae)	18
<i>Cephaloleia neglecta</i> Weise, 1885	17
<i>Chelobasis perplexa</i> Baly, 1885 (Coleoptera: Crisomelidae)	18
<i>Chusquea</i> sp. (Poaceae)	46, 48, 51, 53, 55, 56, 61, 62
<i>Coea acheronta</i> Fabricius 1775 (Lepidoptera: Nymphalidae: Coloburinae)	46, 57, 61, 63
<i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	31, 32
<i>Conura</i> (Hymenoptera: Chalcididae)	96, 101
<i>Conura maculata</i> (Fabricius, 1758) (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidini)	101, 102, 104
<i>Conura morleyi</i> (Ashmead, 1904))	102
<i>Copitarsia incommoda</i> (Walker, 1865) (Lepidoptera: Noctuidae)	78
<i>Crematogaster</i> (Hymenoptera: Formicidae)	19
<i>Dasyophthalma</i> Westwood, 1851 (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)	26
<i>Dasyophthalma creusa creusa</i> (Hübner [1821])	45, 60
<i>Dione junio junio</i> (Cramer, 1779) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae)	87
<i>Dynastor</i> Doubleday, 1849 (Lepidoptera)	26
<i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893) (Hemiptera: Pseudococcidae)	20

<i>Ectatomma</i> (Hymenoptera: Formicidae)	19
<i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae)	20
<i>Eryphanis</i> Boisduval, 1870 (Lepidoptera)	26
<i>Eueides isabella dianasa</i> (Hübner, 1806) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 61, 63, 65, 66, 67, 87
<i>Geonoma schottiana</i> Martius (Arecaceae)	45, 60
<i>Geonoma</i> sp. (Arecaceae)	45, 48, 50, 51, 53, 54, 55, 58, 61
<i>Harpacticoid</i> sp. (Copepoda)	19
<i>Hedychium coronarium</i> J. König (Zingiberaceae)	33
<i>Heliconia</i> L. (Heliconiaceae)	1, 6, 11, 13, 14, 17, 32, 33, 42, 45, 60, 68, 71, 92
<i>Heliconia angusta</i> Vell.	16
<i>Heliconia aurea</i> G. Rodr.	18
<i>Heliconia aurea</i> R. Rodr.	15
<i>Heliconia bihai</i> (L.) L.	1, 2, 3, 4, 6, 11, 15, 16, 18, 20, 32, 39, 40, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 64, 65, 66, 69, 70, 71, 73, 75, 80, 83, 84, 86, 88, 89, 91, 98, 99, 102, 103, 104
<i>Heliconia caribaea</i> Lam.	15, 32
<i>Heliconia caribea</i> Lam.	20
<i>Heliconia chartacea</i> Lane ex Souza Barreiros	16
<i>Heliconia collinsiana</i> Griggs	20
<i>Heliconia crassa</i> Griggs.....	32
<i>Heliconia humilis</i> Jacq.	15
<i>Heliconia imbricata</i> (Kuntze)	18, 19, 20, 27, 32
<i>Heliconia latispatha</i> Benth.	2, 18, 20, 27, 32
<i>Heliconia orthotricha</i> cv. Edge of Night	20
<i>Heliconia ortotricha</i> L. Andersson	16
<i>Heliconia psittacorum</i> (L.) f.	16, 20
<i>Heliconia psittacorum</i> cv. Golden Torch	20
<i>Heliconia revoluta</i> (Griggs) Standl.	18
<i>Heliconia rostrata</i> Ruiz & Pavón	16, 20
<i>Heliconia</i> sp.	38
<i>Heliconia stricta</i> Huber	16
<i>Heliconia tortuosa</i> Griggs var. Red Twist	32
<i>Heliconia velloziana</i> L. Emygd.	14
<i>Heliconia wagneriana</i> Petersen	15, 16, 18, 19, 38, 40, 80, 97
<i>Heliconius erato phyllis</i> (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae)	87
<i>Hemimasipoda</i> sp. (Diptera: Tachinidae)	96
<i>Historis odius</i> (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Nymphalidae: Coloburinae)	46, 51, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 61, 63,
<i>Lespesia aletiae</i> (Riley, 1879) (Diptera: Tachinidae)	96
<i>Megalopyge</i> sp. (Lepidoptera: Megalopygidae)	20
<i>Megaselia</i> sp. (Diptera: Phoridae)	96
<i>Meteorus laphygmae</i> Penberton, 1954 (Braconidae: Meteorinae)	96
<i>Metraga</i> sp. (Lepidoptera: Limacodidae)	20
<i>Mielkella</i> Casagrande, 1982 (Lepidoptera)	26
<i>Mimoblepia</i> Casagrande, 1982 syn.n. (Lepidoptera)	26
<i>Mopho</i> (Lepidoptera: Morphinae)	71
<i>Morpho</i> (<i>Pavonia</i>) <i>ilioneus</i> Godart, 1819 (Lepidoptera: Nymphalidae)	37
<i>Musa argentea</i> L. (Musaceae)	32, 95, 100
<i>Musa bihai</i> L. (Musaceae)	15
<i>Musa</i> sp. (Musaceae)	27, 28, 30, 31, 32, 33, 43, 45, 47, 50, 51, 53, 54, 55, 57, 58, 60, 62, 64, 67, 70, 78, 84, 86, 95, 96
<i>Musa</i> spp. (Musaceae)	3, 17, 91

<i>Narope</i> Doubleday, 1849 (Lepidoptera)	26
<i>Odontomachus</i> (Hymenoptera: Formicidae)	19
<i>Ooencyrtus</i> sp. (Hymenoptera: Encyrtidae)	95
<i>Ooencyrtus pallidipes</i> (Ashmead, 1904)	95
<i>Opoptera</i> Aurivillius, 1882 (Lepidoptera)	26
<i>Opsiphanes</i> Doubleday, [1849] (Lepidoptera: Nymphalidae)	1, 102
<i>Opsiphanes</i> Doubleday, 1849	26
<i>Opsiphanes invirae</i> (Hubner, 1818)	20, 29
<i>Opsiphanes quiteria meridionalis</i> Staudinger, 1877	45, 61
<i>Opsiphanes tamarindi</i> C. Felder & R. Felder, 1861	20, 27
<i>Orobrassolis</i> Casagrande, 1982 (Lepidoptera)	26
<i>Papilio illioneus</i> Cramer, 1779 (Lepidoptera: Nymphalidae)	37
<i>Passiflora edulis</i> Sims. (Passifloraceae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 58, 59, 61, 63, 87
<i>Passiflora suberosa</i> L.	87
<i>Paullinia</i> sp. (Sapindaceae)	46, 61
<i>Pavonia ilioneus</i> (Burmeister, 1873) (Lepidoptera: Nymphalidae)	37
<i>Pedaliodes zingara</i> Heredia & Vilorio 2004 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae)	46, 48, 50, 51, 53, 54, 56, 57, 58, 61, 62
<i>Penetes</i> Doubleday, 1849 (Lepidoptera)	26
<i>Pentaneura</i> sp. (Diptera: Chironomidae)	19
<i>Phyciodes phaon</i> (Edwards, 1864) (Lepidoptera: Nymphalidae: Nymphalinae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 61, 63
<i>Phylia nodiflora</i> (L.) (Verbenaceae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 58, 61, 63
<i>Plerostachys puberula</i> Boeck (Cyperaceae)	32, 43, 45, 60
<i>Potamis conspicue teucer</i> Hübner, 1806-16	37
<i>Prestoea acuminata</i> (Willd.) H. E. Moore (Arecaceae)	46, 56, 58, 61, 62
<i>Saccharum</i> sp. (Poaceae)	31
<i>Saccharum officinarum</i> L. (Poaceae)	2, 3, 31, 32, 45, 47, 91, 99
<i>Saccharum spontaneum</i> L.	47
<i>Sarcophaga lambens</i> Wiedemann, 1830 (Diptera: Sarcophagidae)	96
<i>Schistocerca</i> (Orthoptera: Acrididae)	20
<i>Selenophanes</i> Staudinger, 1887 (Lepidoptera)	26
<i>Sibine</i> sp. (Lepidoptera: Limacodidae)	20
<i>Sibine apicalis</i> Dyar 1900	20
<i>Spilocalcis</i> (Hymenoptera: Chalcididae)	96, 102
<i>Spilocalcis nigrifrons</i> (Cameron, 1884)	102
<i>Spilochalcis morleyi</i> (Ashmead, 1904)	101, 102
<i>Strelitzia</i> (Zingiberales)	13
<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman (Arecaceae)	45, 61
<i>Taydebis peculiaris</i> (Butler 1874) (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae)	46, 48, 50, 51, 53, 55, 56, 58, 61
<i>Telchin</i> Hübner, 1825 (Lepidoptera: Castniidae)	20
<i>Telenomus</i> (Hymenoptera: Scelionidae)	96, 99, 100
<i>Telenomus californicus</i> (Johnson, 1974)	95
<i>Tragia vulubilis</i> L. (Euphorbiaceae)	46, 48, 51, 53, 54, 55, 56, 58, 61, 63
<i>Trichoprosopon digitatum</i> Rondani, 1848 (Diptera: Culicidae)	19
<i>Winthemia</i> sp. (Diptera: Tachinidae)	103
<i>Wyeomyia pseudopecten</i> Dyar and Knab, 1906 (Diptera: Culicidae)	19
<i>Xenarescus monocerus</i> Oliver, 1808 (Coleoptera: Chrysomelidae: Hispinae)	17, 18
<i>Xenufens ruskini</i> Girault, 1915 (Hymenoptera: Trichogrammatidae)	95