

UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS E NATURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

**Morfologia e evolução em vespas parasitoides (Hymenoptera:
Chalcididae: Chalcidinae)**

JOÃO PAULO MAIRES HOPPE

Vitória, ES
Dezembro, 2020

UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS E NATURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

**Morfologia e evolução em vespas parasitoides (Hymenoptera:
Chalcididae: Chalcidinae)**

JOÃO PAULO MAIRES HOPPE

Orientador: Marcelo Teixeira Tavares

**Tese submetida ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas
(Biologia Animal) da Universidade Federal do Espírito Santo, como
requisito parcial para a obtenção do grau de Doutor em Biologia
Animal**

Vitória, ES
Dezembro, 2020

Ficha catalográfica disponibilizada pelo Sistema Integrado de Bibliotecas - SIBI/UFES e elaborada pelo autor

H798 Hoppe, João Paulo Maires, 1989-
m Morfologia e evolução em vespas parasitoides (Hymenoptera: Chalcididae: Chalcidinae) / João Paulo Maires Hoppe. - 2020. 154 f. : il.

Orientador: Marcelo Teixeira Tavares.
Tese (Doutorado em Biologia Animal) - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências Humanas e Naturais.

1. Morfologia (animais). 2. Entomologia. 3. vespas. 4. Evolução (Biologia). 5. Insetos parasitos. 6. Relação hospedeiro parasito. I. Tavares, Marcelo Teixeira. II. Universidade Federal do Espírito Santo. Centro de Ciências Humanas e Naturais. III. Título.

CDU: 57

João Paulo Maires Hoppe

**“Morfologia e evolução em vespas parasitoides (*Hymenoptera*:
Chalcididae: *Chalcidinae*)”**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas do Centro de Ciências Humanas e Naturais, da Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito parcial para obtenção do Grau de Doutor em Biologia Animal.

Aprovada em 17 de dezembro de 2020.

Comissão Examinadora:

Prof. Dr. Marcelo Teixeira Tavares (UFES)

Orientador

Profa. Dra. Valéria Fagundes (UFES)

Coordenadora do PPGBAN

Por:

Prof. Dr. Bruno Cancian de Araujo (Governo do ES)

Examinador Externo

Prof. Dr. Renan Maestri (UFRGS)

Examinador Externo

Prof. Dr. Tiago Mauricio Francoy (USP)

Examinador Externo

Prof. Dr. Paulo De Marco Júnior (UFG)

Examinador Externo



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO

PROTOCOLO DE ASSINATURA



O documento acima foi assinado digitalmente com senha eletrônica através do Protocolo Web, conforme Portaria UFES nº 1.269 de 30/08/2018, por
MARCELO TEIXEIRA TAVARES - SIAPE 1351213
Departamento de Ciências Biológicas - DCB/CCHN
Em 17/12/2020 às 22:21

Para verificar as assinaturas e visualizar o documento original acesse o link:
<https://api.lepisma.ufes.br/arquivos-assinados/113924?tipoArquivo=O>



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO

PROTOCOLO DE ASSINATURA



O documento acima foi assinado digitalmente com senha eletrônica através do Protocolo Web, conforme Portaria UFES nº 1.269 de 30/08/2018, por
VALERIA FAGUNDES - SIAPE 1312912
Coordenador do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas - PPGCBA/CCHN
Em 18/12/2020 às 17:22

Para verificar as assinaturas e visualizar o documento original acesse o link:
<https://api.lepisma.ufes.br/arquivos-assinados/114643?tipoArquivo=O>

“But I own that I cannot see, as plainly as others do, and as I should wish to do, evidence of design and beneficence on all sides of us. There seems to me too much misery in the world. I cannot persuade myself that a beneficent and omnipotent God would have designedly created the Ichneumonidæ with the express intention of their feeding within the living bodies of caterpillars, or that a cat should play with mice.

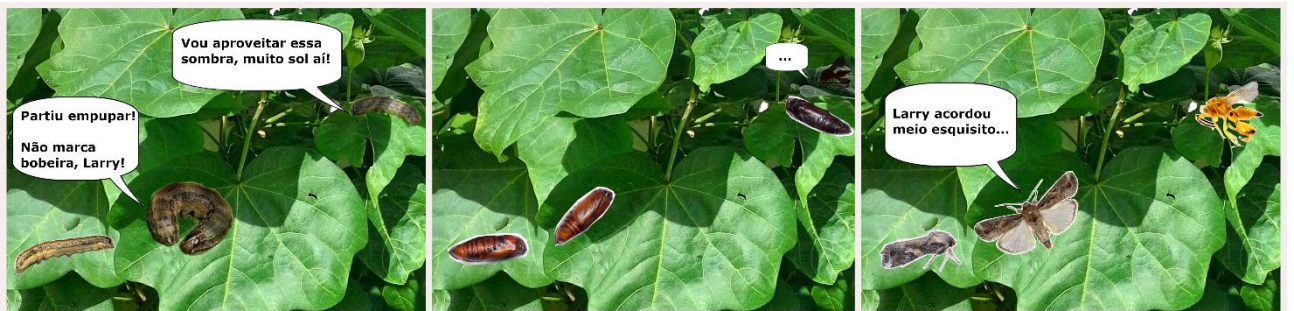
Not believing this, I see no necessity in the belief that the eye was expressly designed. On the other hand I cannot anyhow be contented to view this wonderful universe and especially the nature of man, and to conclude that everything is the result of brute force. I am inclined to look at everything as resulting from designed laws, with the details, whether good or bad, left to the working out of what we may call chance.

Not that this notion at all satisfies me. I feel most deeply that the whole subject is too profound for the human intellect. A dog might as well speculate on the mind of Newton.

Let each man hope and believe what he can.”

Charles Darwin.

Carta a Asa Gray, 22/05/1860.



AGRADECIMENTOS

Cinco anos. Cinco anos de doutorado.

Cinco anos se passaram desde que bati na porta do professor Marcelo para conversar sobre o futuro, e recebi um convite para desenvolvermos um trabalho juntos. Foram cinco anos intensos, especialmente na longa subida antes do fim.

Agradeço imensamente a todo o apoio e dedicação recebidos do professor Dr. Marcelo Teixeira Tavares. Não só pela sua presença durante todo o trabalho, mas especialmente pela sua dedicação com seus orientandos. Aliás, desde antes do trabalho. Fui seu monitor por anos a fio na Zoologia III, e por várias vezes frequentava o seu laboratório para discutir ideias, tomar café, e conversar sobre questões da biologia e além. O trabalho teria sido impossível, e eu teria sido uma pessoa bem diferente não fosse essa parceria. Muito obrigado, Marcelo.

Agradeço aos membros do LaBI, passados e presentes. Obrigado por me aceitarem no seu meio, até então um mastozoólogo, cheio das tabelas e scripts no R. Aonde quer que eu vá, levarei o legado do LaBI: dedicação, organização, as gordices na quinta, e Papai Noel feio na árvore de Natal. Um agradecimento em especial ao Time Ninja: Fernanda, Max e Thales, meus parceiros de baia.

Agradeço ao Dr. Bruno Cancian, grande amigo, com grandes histórias. Foi de grande auxílio em vários momentos do doutorado, um dos gurus de mecânica a quem eu sempre recorri quando o carro começava a querer dar uma de engraçado. E, claro, por aceitar o convite para a banca examinadora.

Gostaria de agradecer aos demais membros da banca, especialmente por aceitarem o convite em uma data tão difícil quanto o final de dezembro. Obrigado aos Drs. Renan Maestri, Tiago Mauricio Franco e Paulo de Marco Júnior. Obrigado também aos Drs. Frederico Falcão Salles e Bernardo Ferreira dos Santos, membros suplentes.

Agradeço aos mestres do PPGBAN, em especial a alguns que sempre responderam com celeridade e nunca deixaram de atender um pedido se estava ao alcance: Dr. Albert David Ditchfield, Dra. Taissa Rodrigues Marques da Silva, e Dr. Yuri Luiz Reis Leite. Ainda na UFES, gostaria de estender ao apoio técnico que tive inúmeras vezes. Obrigado Juliana de Freitas Justino, Monique Nascimento e Ricieri Campo Dall'Orto.

Agradeço à CAPES pela concessão da bolsa de pesquisa, e também ao CNPq e FAPES por diversos financiamentos que permitiram aquisição de equipamentos e recursos. A minha pesquisa é uma de milhares que são possíveis somente devido a esse financiamento.

Agradeço a minha família por todo o apoio. Obrigado aos meus pais, Paulo e Marta, minha irmã, Paloma, e meus sobrinhos, Arthur e Isadora. O tio jura que vai achar um tempo para a gente trocar Pokémon.

Agradeço aos meus amigos, sem os quais nada realmente teria acontecido. Seria impossível citar nominalmente todos vocês aqui, então, para não cometer nenhuma injustiça com ninguém, nem vou tentar resolver essa escolha de Sofia. Vocês sabem quem são. Muito obrigado, meus amigos!

Um agradecimento ao Ricardo, meu psicólogo, sem o qual teria sido difícil fazer qualquer coisa em 2020. E olha que já estava difícil antes de COVID.

Por fim, não poderia deixar de agradecer a minha parceira na vida. Nossas viagens, nossas aventuras na cozinha, nossos planos para a vida. A tranquilidade que só o aconchego dos seus braços traz. É só junto de você que me considero uma pessoa plena. Obrigado por compartilhar uma vida comigo, Randriely. Te amo.

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	9
LISTA DE TABELAS	10
RESUMO	11
ABSTRACT	12
APRESENTAÇÃO	13
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	15
CAPÍTULO 1: CATÁLOGO MUNDIAL DE INTERAÇÕES ENTRE CHALCIDINAE E SEUS HOSPEDEIROS (HYMENOPTERA: CHALCIDIDAE)	19
RESUMO	19
ABSTRACT	19
INTRODUÇÃO	19
MATERIAL E MÉTODOS	20
CLASSIFICAÇÃO	22
CATÁLOGO	28
PARTE I	28
PARTE II: Registros dúbios	76
PARTE III: Registros com parasitoide desconhecido	79
PARTE IV: Registros com parasitoide <i>nomem nudum</i>	89
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	91
CAPÍTULO 2: FORMA E FUNÇÃO EM CHALCIDINAE (HYMENOPTERA, CHALCIDIDAE)	109
RESUMO	109
ABSTRACT	109
INTRODUÇÃO	110
MATERIAL E MÉTODOS	112
DESENHO GERAL	112
COLETA DE DADOS	112
ANÁLISES ESTATÍSTICAS	118
RESULTADOS	119
PCA	120
ANOVA	121
Alometria	122
Partição da variância	122
Restrição da evolução morfológica	123
Integração morfológica	124
Modelo de classificação	124

DISCUSSÃO.....	125
Padrões observados	125
Alometria	130
Limitações.....	132
CONCLUSÃO	133
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	134
MATERIAL SUPLEMENTAR.....	152

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Desenho geral do estudo. Obtenção, organização, e etapas da coleta de dados até as análises.... 141
- Figura 2:** Aparato para alinhamento da vista lateral do mesossoma. **A.** Posição para alinhamento no plano sagital. **B.** Perpendicular com a vista lateral no eixo da visão..... 142
- Figura 3:** Landmarks utilizados no trabalho em um espécime de *Conura nigricornis*. **A.** Cabeça, vista frontal. **B.** Mesossoma, vista lateral. **C.** Metatíbia, vista lateral. Uma descrição dos landmarks está disponível na Tabela 1. Escala = 1 mm. 143
- Figura 4:** Morfoespaço da forma da cabeça em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativos dos nos extremos. Superior = *Co. decisa*; esquerdo = *Co. torvina*; direito = *Co. koehlerii*; inferior = *Ch. pilicauda*. 144
- Figura 5:** Morfoespaço da forma do mesossoma em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativos dos nos extremos. Superior = *Co. maculipennis* (g); esquerdo = *Co. tenuis*; direito = *Co. decisa*; inferior = *Co. subobsoleta*. 145
- Figura 6:** Morfoespaço da forma da metatíbia em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativos dos nos extremos. Superior = *Co. transitiva*; esquerdo = *Co. carinata* (g); direito = *Co. tygen* (g); inferior = *Co. aequalis* (g). 146
- Figura 7:** Alometria em Chalcidinae. **A e B.** Alometria na forma da cabeça. **A.** Escores de regressão. **B.** Valores ajustados para regressão. **C e D.** Alometria na forma do mesossoma. **C.** Escores de regressão. **D.** Valores ajustados para regressão. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. 147
- Figura 8:** Análises de partição de variância para Chalcidinae. Valores indicam a proporção da variância da forma explicada por cada uma das variáveis. **A.** Forma da cabeça. **B.** Forma do mesossoma. **C e D.** Forma da metatíbia. Vermelho = tamanho; verde = substrato; azul = grupos de espécie. 148
- Figura 9:** Integração morfológica entre a forma da cabeça (Bloco 1) e forma do mesossoma (Bloco 2). ... 149
- Figura 10:** Curvas ROC para avaliação do modelo de classificação. 150
- Figura 11:** Morfoespaço da forma da cabeça e da forma do mesossoma para ênfase em agrupamentos em Chalcidinae. **A e B.** Grupos de espécie: APA = *apais*; CAR = *carinata*; MNA = *melana*; NGP = *nigropetiolata*; ODO = *odontotae*. **A.** Forma da cabeça. **B.** Forma do mesossoma. **C e D.** Grupos de espécie: ELO = *elongata*; MAP = *maculipennis*; RUS = *rufoscutellaris*; STN = *Stenosmicra*. **C.** Forma da cabeça. **D.** Forma do mesossoma. 151

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Landmarks e numeração para as três regiões analisadas. Números correspondem aos da Figura 2.
..... 116
- Tabela 2.** Classificação dos Chalcidinae de acordo com os padrões adotados por seus hospedeiros para evitar o parasitoidismo..... 118
- Tabela 3:** Restrição da evolução morfológica em Chalcidinae. V_g = Variação das espécies de um determinado agrupamento. V_{ng} = Variação das espécies fora desse agrupamento. V_{ng}/V_g = Razão entre as variâncias..... 124
- Tabela S1:** Espécies utilizadas no estudo, contendo número de tombo, classificação taxonômica de gênero a subgrupo. (g) = identificado em nível de grupo de espécie; (sg) = subgrupo de espécie 153

RESUMO

Os parasitoides são organismos que atacam um único hospedeiro e dele obtêm seus recursos para sobrevivência e desenvolvimento, provocando sua morte no final do processo. É uma estratégia evolutiva de grande sucesso, presente em pelo menos 10% das espécies de insetos conhecidas. Hymenoptera é uma ordem megadiversa de insetos holometábolos, com mais de 146 mil espécies descritas. O parasitoidismo surge pelo menos uma vez na história evolutiva da ordem, e está presente em metade de suas espécies. Um dos grupos taxonômicos de hábitos parasitoides são os Chalcididae, divididos em oito subfamílias, entre elas Chalcidinae. Os Chalcidinae são constituídos por espécies com distribuição principalmente no Novo Mundo, com a maior parte de sua diversidade presente na Região Neotropical, representados por seis gêneros: *Stenosmicra*, *Melanosmicra*, *Chalcis*, *Corumbichalcis*, *Pilismicra* e *Conura*, com cerca de 400 espécies descritas. São conhecidos registros para dois gêneros. *Chalcis* possuem especificidade com as moscas-soldado, da família Stratiomyidae, enquanto *Conura* possuem um rol de hospedeiros diferenciado, atuando como parasitoides e hiperparasitoides. Essa heterogeneidade de hospedeiros é acompanhada por uma diversidade morfológica, singular entre os Chalcididae. Uma vez que as estruturas corporais estão intrinsicamente ligadas às funções biológicas, isso levanta a questão de qual é a associação entre forma e função nos Chalcidinae. No Capítulo 1, é apresentado um catálogo mundial das interações dos Chalcidinae com seus hospedeiros, revisando os dados disponíveis na literatura e apresentando informações inéditas a partir de material depositado em coleções. Foram encontrados registros de interações em 105 espécies de Chalcidinae em 412 táxons de hospedeiros diferentes, totalizando 2.581 registros. Outros 127 registros foram encontrados envolvendo associações de Chalcidinae com plantas. Dos 2.708 registros, 105 são inéditos. No Capítulo 2, esse conhecimento é utilizado para classificar os Chalcidinae em guildas taxonômicas, a partir da maneira em que exploram seus hospedeiros, e relacionar com a forma do corpo, representa pela cabeça, mesossoma e metatíbia, analisada a partir da morfometria geométrica. A forma da cabeça e mesossoma apresentaram variância considerável, enquanto a metatíbia foi pouco variante. Chalcidinae apresentou estruturação morfológica moderada quando considerada a taxonomia, e um padrão mais tênue quando considerada a ecologia. Somente as interações parasita-hospedeiro não explicam a variedade das formas. O tamanho é de pouca influência para explicar a variação da forma. A dissociação de estruturação entre agrupamentos taxonômicos e ecológicos sugere que não há especialização nas divisões de *Conura*. Ainda, sugere que formas similares entre suas espécies sejam produtos de convergência evolutiva.

Palavras-chave: Alometria, Chalcidinae, *Chalcis*, *Conura*, Morfometria Geométrica.

ABSTRACT

Parasitoids are organisms that exploit a single host, obtaining from him all the needed resources for survival and development, eventually resulting in the host death. Parasitoidism is an evolutionary strategy of great success, present in at least 10% of described insect species. Hymenoptera is one of the megadiverse Holometabola orders, with more than 146 000 described species. Parasitoidism evolved at least once in the evolutionary history of the order, and is present in half of its species. One of the major lineages of parasitoid Hymenoptera is Chalcididae, divided in eight subfamilies, with Chalcidinae among them. Chalcidinae are mainly present in the New World, with the majority of its biodiversity at the Neotropical Region. The Chalcidinae are represented by six genera: *Stenosmicra*, *Melanosmicra*, *Chalcis*, *Corumbichalcis*, *Pilismicra*, and *Conura*, with circa 400 described species. There are known hosts for two genera. *Chalcis* has a specificity for soldier flies (Diptera: Stratiomyidae), while *Conura* has a diversified host range, acting as parasitoids and hyperparasitoids. This heterogeneous host range is accompanied by a great morphological diversity, unique among the Chalcididae. As morphology is intrinsically connected to biological functions, this raises the question of what is the association between shape and function in the Chalcidinae. In the Chapter 1, a revised and updated world catalog of biological interactions of the Chalcidinae with their hosts is provided, with 105 species of Chalcidinae and 412 different host taxa, summing up to 2 581 records. 127 records are for Chalcidinae and plants. Of the 2 708 records, 105 are new. In the Chapter 2, this knowledge is applied to build a classification of taxonomic guilds for the Chalcidinae, according to how they explore their hosts, and its relationship to body shape, represented by the head, mesosoma and metatibia, through a geometric morphometrics approach. Head and mesosoma shape displayed considerable variation, while metatibia was quite invariant. Chalcidinae presented a moderate morphological structuring when taxonomy was considered, and a tenuous pattern for the ecology. Parasite-host interactions alone do not explain the shape diversity. Size is of little influence on shape. The dissociation between taxonomic and ecological groupings suggest that the species groups of *Conura* lacks a host range specialization. Furthermore, it suggests that similar shapes between its species are products of convergent evolution.

Keywords: Allometry, Chalcidinae, *Chalcis*, *Conura*, Geometric Morphometrics.

APRESENTAÇÃO

Os parasitoides são organismos que atacam um único hospedeiro e dele obtém seus recursos para sobrevivência e desenvolvimento, porém provocam sua morte no final do processo (Nichols 1989, Godfray 1994). O termo parasitoide é aplicado aos insetos holometábolos que passam as fases de ovo, larva e/ou pupa associados ao hospedeiro. A origem do termo é do início do século XX, por Odo Morannal Reuter (1913), um zoólogo escandinavo, mas registros e descrições do parasitoidismo remontam ao ano de 1096, por um zoólogo chinês (Cai *et al.* 2005). Para a Europa, esse conhecimento surge aos poucos no século XVII, com a primeira interpretação correta do fenômeno em 1669, por um neerlandês (van Lenteren e Godfray 2005, Todd 2011). O parasitoidismo é uma estratégia evolutiva de grande sucesso e está presente em pelo menos 10% das espécies de insetos conhecidas (Godfray 1994).

Hymenoptera é uma das ordens megadiversas de insetos. O grupo reúne abelhas, formigas e vespas, contendo mais de 146.000 espécies descritas, com estimativas de 600 000 a 2,5 milhões de espécies existentes (Huber 2009). O parasitoidismo surgiu ao menos uma na história evolutiva da ordem, no ancestral dos Orussidae e a subordem Apocrita. Os Orussidae possuem o padrão corporal simplesiomórfico de Hymenoptera, sem uma separação clara do tórax e abdômen, e estão associados, como vários outros “Symphyta”, com a madeira (Vilhelmsen e Turrisi 2001). Os Apocrita são distinguíveis pelo pecíolo, formado por meio da constrição do segundo segmento abdominal, enquanto o primeiro se funde ao tórax, formando o propódeo (Gerstaecker 1867). O pecíolo é uma adaptação chave dos Hymenoptera, permitindo maior manobrabilidade do gaster e, assim, do ovipositor, sendo, portanto, muito importante para o estilo de vida parasitoide (Snodgrass 1942, Gibson 1997, Grimaldi e Engel 2005, Melo *et al.* 2012). Os Apocrita constituem mais de 90% da diversidade dos Hymenoptera, com aproximadamente metade possuindo hábitos parasitoides (Sharkey 2007, Huber 2009).

Os Apocrita são constituídos por diversas superfamílias de hábito parasitoide, por vezes reunidas no polifilético “Parasitica” ou “Terebrantia” (Sharkey 2007), dentre as quais se encontra Chalcidoidea, contendo mais de 22.500 espécies descritas, com estimativas de meio milhão de espécies existentes (Zhang *et al.* 2020). Atualmente, 23 famílias e 83 subfamílias são reconhecidas, dentre as quais encontra-se Chalcididae (Heraty *et al.* 2013, Janšta *et al.* 2018). Os Chalcididae são principalmente parasitoides primários ou hiperparasitoides de pupas de Lepidoptera, mas suas espécies atacam diversos grupos, incluindo as demais ordens megadiversas de Holometabola (i.e., Diptera, Coleoptera, Hymenoptera), dentre outros (Herting 1978, Tavares e Aquino 2014).

Atualmente, Chalcidinae é representada por cerca de 386 espécies em 6 gêneros: *Stenosmicra*, *Melanosmicra*, *Chalcis*, *Corumbichalcis*, *Pilismicra* e *Conura* (Noyes 2019). Apenas *Chalcis* e *Conura* possuem registros de hospedeiros conhecidos. As espécies de *Chalcis* possuem maior especificidade com espécies da família Stratiomyidae (Diptera), parasitando seus ovos e larvas (Hart 1895, Cowan 1979). Em *Conura* são encontrados vários parasitas de pupas de Lepidoptera, mas uma diversidade grande de outros grupos é explorada, com registros em todas as ordens megadiversas de Holometabola. Além disso, há registros de interações até mesmo com aracnídeos. A recém-descrita *Conura baturitei* Tavares é um hiperparasitoide de aranhas por meio de uma vespa Ichneumonidae, seu hospedeiro primário (Tavares *et al.* 2019), um tipo de associação até então inédito para o grupo. Diferente da homogeneidade de *Chalcis*, com seus hospedeiros Stratiomyidae, os hábitos de vida dos hospedeiros de *Conura* são muito diversos, o que é refletido nas suas estratégias de parasitismo (Delvare 1992).

Essa heterogeneidade de *Conura* não é limitada apenas ao rol de seus hospedeiros e as estratégias de parasitismo. O gênero apresenta também uma enorme diversidade morfológica, de forma singular entre os Chalcididae. Uma vez que a morfologia das estruturas corporais dos insetos está intrinsecamente associada às suas funções biológicas, isso imediatamente levanta a questão: qual é a associação entre forma e função nos Chalcidinae? Insetos possuem exoesqueleto rígido, com uma forma que não se altera muito quando chegam em seu estágio adulto, os tornando candidatos ideais para o estudo da forma e função por meio da morfometria geométrica (Tatsuta *et al.* 2018).

Tradicionalmente, dados morfométricos são apresentados como tabelas de distâncias lineares representando altura, largura e comprimento. Esses dados são fáceis e rápidos de coletar, e sua análise é também relativamente simples. Todavia, quando desejamos analisar a forma, a morfometria “tradicional” possui uma série de reveses. Se n pontos são utilizados para se tomar as medidas de uma estrutura qualquer, isso significa que $n(n - 1)/2$ retas passam por esses pontos, gerando um número considerável de variáveis mesmo com poucos pontos (e.g., 10 pontos geram 45 retas; 20 pontos, 190 retas). Esses números demandam muitas amostras para testar hipóteses de forma com todas as variáveis. Por outro lado, é possível reduzir o número de variáveis utilizando técnicas de ordenação dos dados ou mesmo removendo variáveis, porém sem solucionar completamente a questão. Não é possível saber quais variáveis são ou não mais relevantes para a forma antes de uma análise e, em comum para ambas, há perda de informação de forma e tamanho. A morfometria geométrica elimina essas questões, conseguindo analisar toda a configuração, capturando completamente as informações de forma e tamanho presente. Também gera menos variáveis, apenas $2*n$ (com dados bidimensionais) após uma Análise de Procrustes Generalizada (GPA), tornando

análises estatísticas mais viáveis com tamanhos amostrais menores. A GPA é um dos vários denominados métodos de Procrustes, uma classificação dada para algum procedimento que force um conjunto de dados a se encaixar em um padrão arbitrário. Diferente do mítico Procrustes que mutilava suas vítimas (Anônimo 1914), a GPA não altera a configuração dos landmarks.

Para a morfometria geométrica, **Forma** é definida pela configuração de um conjunto de pontos denominados landmarks, após a eliminação dos fatores de translação, escala e rotação dos dados (Kendall 1977), usualmente por meio de uma GPA. O **Tamanho** pode ser interpretado de diversas formas, mas rotineiramente é entendido como o logaritmo natural do tamanho do centroide (Zelditch *et al.* 2002, Klingenberg 2016). O tamanho do centroide é uma grandeza calculada como a raiz quadrada da distância média, ao quadrado, de cada landmark ao centroide da configuração (Bookstein 1986). Notavelmente, essas definições de forma e tamanho são independentes estatisticamente, todavia não o são do ponto de vista biológico, tornando possível a análise em separado dessas medidas. Assim, a morfometria geométrica é uma ferramenta prática e poderosa, exigindo apenas as configurações de landmarks e conhecimento acerca dos grupos analisados, se prestando a diversas análises (Adams *et al.* 2013).

Portanto, aqui apresentamos um estudo da forma e função dos Chalcidinae, baseado em ferramentas da morfometria geométrica e conhecimento sobre seus hospedeiros. O **Capítulo 1** é um catálogo mundial das interações entre os Chalcidinae e seus hospedeiros, buscando reunir e revisar todos os registros de literatura, atualizando a nomenclatura e apontando casos dúbios, e acrescentando uma série de registros inéditos a partir de observações de material depositado em coleções. No **Capítulo 2**, nós buscamos utilizar esse conhecimento para classificar os Chalcidinae em uma série de guildas, a partir da forma como exploram seus hospedeiros, relacionados com a forma, obtida a partir da morfometria geométrica. Nosso objetivo é analisar se há estruturação morfológica entre os grupos taxonômicos e os ecológicos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Anon (1914) *Plutarco. Lives*. Vol I. Harvard University Press, London.

Adams, D.C., Rohlf, F.J. & Slice, D.E. (2013) A field comes of age: Geometric morphometrics in the 21st century. *Hystrix* 24, 7–14. <https://doi.org/10.4404/hystrix-24.1-6283>

Bookstein, F.L. (1986) Size and shape spaces for landmark data in two dimensions. *Statistical Science* 2, 181–242.

- Cai, W., Yan, Y. & Li, L. (2005) The earliest records of insect parasitoids in China. *Biological Control* 32, 8–11. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.08.002>
- Cowan, D.P. (1979) The function of enlarged hind legs in oviposition and aggression by *Chalcis canadensis* (Hymenoptera: Chalcididae). *The Great Lakes Entomologist* 12, 133–136.
- Delvare, G. (1992) A reclassification of the Chalcidini with a checklist of the New World species. *Memoirs of the American Entomological Institute* 53, 119–466.
- Gerstaecker, A. (1867) Ueber die Gattung *Oxybelus* Latr. und die bei Berlin vorkommenden Arten derselben. *Zeitschrift für die Gesamten Naturwissenschaften* 30, 1–96.
- Gibson, G.A.P. (1997) Morphology and Terminology. In: G. A. P. Gibson, J. T. Huber, and J. B. Woolley (Eds), *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, pp. 16–44.
- Godfray, H.C.J. (1999) *Parasitoids*. Princeton University Press, Princeton, NJ, 473 pp.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005) *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, New York, 755 pp.
- Hart, C.A. (1895) On the entomology of the Illinois River and adjacent waters. *Bulletin of the Illinois State Laboratory of Natural History* 4, 149–273.
- Heraty, J.M., Burks, R.A., Cruaud, A., Gibson, G.A.P., Liljeblad, J., Munro, J., Rasplus, J.-Y., Delvare, G., Janšta, P., Gumovsky, A., Huber, J.T., Woolley, J.B., Krogmann, L., Heydon, S., Polaszek, A., Schmidt, S., Darling, D.C., Gates, M.W., Mottern, J., Murray, E., Dal Molin, A., Triapitsyn, S., Baur, H., Pinto, J.D., van Noort, S., George, J. & Yoder, M. (2013) A phylogenetic analysis of the megadiverse Chalcidoidea (Hymenoptera). *Cladistics* 29, 466–542. <https://doi.org/10.1111/cla.12006>
- Herting, B. (1978) *A Catalogue of Parasites and Predators of Terrestrial Arthropods*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 156 pp.
- Huber, J.T. (2009) Biodiversity of Hymenoptera. In: R. G. Foottit and P. H. Adler (Eds), *Insect Biodiversity: Science and Society*. Wiley-Blackwell, pp. 303–324.
- Janšta, P., Cruaud, A., Delvare, G., Genson, G., Heraty, J., Křížková, B. & Rasplus, J.Y. (2018) Torymidae (Hymenoptera, Chalcidoidea) revised: molecular phylogeny, circumscription and

reclassification of the family with discussion of its biogeography and evolution of life-history traits. *Cladistics* 34, 627–651. <https://doi.org/10.1111/cla.12228>

Kendall, D.G. (1977) The Diffusion of Shape. *Advances in Applied Probability* 9, 428–430.

Klingenberg, C.P. (2016) Size, shape, and form: concepts of allometry in geometric morphometrics. *Development Genes and Evolution* 226, 113–137. <https://doi.org/10.1007/s00427-016-0539-2>

Melo, G.A.R., Aguiar, A.P. & Garcete-Barrett, B.R. (2012) Hymenoptera Linnaeus, 1758. In: J. A. Rafael, G. A. R. Melo, C. J. B. Carvalho, S. A. Casari, and R. Constantino (Eds), *Insetos do Brasil*. Holos Editora, São Paulo, pp. 553–612.

Nichols, S.W. (1989) *The Torre-Bueno Glossary of Entomology*. Revised ed. The New York Entomological Society, 840 pp.

Reuter, O.M. (1913) *Lebensgewohnheiten und Instinkte der Insekten*. R. Friedländer und Sohn. Berlin, 448 pp.

Sharkey, M.J. (2007) Phylogeny and Classification of Hymenoptera. *Zootaxa* 1668, 521–548.

Snodgrass, B.R.E. (1942) The Skeleto-Muscular Mechanisms of the Honey Bee. *Annals of the Entomological Society of America* 35, 396–396. <https://doi.org/10.1093/aesa/35.4.396>

Tatsuta, H., Takahashi, K.H. & Sakamaki, Y. (2018) Geometric morphometrics in entomology: Basics and applications. *Entomological Science* 21, 164–184. <https://doi.org/10.1111/ens.12293>

Tavares, M.T. & Aquino, D.A. (2014) Chalcididae. In: S. Roig-Juñent, L. E. Claps, and J. J. Morrone (Eds), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 3*. Editorial INSUE - UNT, San Miguel de Tucumán, pp. 139–148.

Tavares, M.T., Villanueva-Bonilla, G.A. & Sobczak, J.F. (2019) *Conura baturitei* sp. nov. (Hymenoptera: Chalcididae): a hyperparasitoid of spiders through *Zatypota riverai* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zootaxa* 4624, 267–274. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4624.2.9>

Todd, K. (2011) Maria Sibylla Merian (1647-1717): an early investigator of parasitoids and phenotypic plasticity. *Terrestrial Arthropod Reviews* 4, 131–144. <https://doi.org/10.1163/187498311x567794>

- Van Lenteren, J.C. & Godfray, H.C.J. (2005) European science in the Enlightenment and the discovery of the insect parasitoid life cycle in the Netherlands and Great Britain. *Biological Control* 32, 12–24. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.08.009>
- Vilhelmsen, L. & Turrisi, G.F. (2011) Per arborem ad astra: Morphological adaptations to exploiting the woody habitat in the early evolution of Hymenoptera. *Arthropod Structure and Development* 40, 2–20. <https://doi.org/10.1016/j.asd.2010.10.001>
- Zelditch, M., Swiderski, D. & Sheets, H. (2012) Geometric Morphometrics for Biologists *Geometric Morphometrics for Biologists*. 2 edition. Academic Press, 478 pp.
- Zhang, J., Lindsey, A.R.I., Peters, R.S., Heraty, J.M., Hopper, K.R., Werren, J.H., Martinson, E.O., Woolley, J.B., Yoder, M.J. & Krogmann, L. (2020) Conflicting signal in transcriptomic markers leads to a poorly resolved backbone phylogeny of chalcidoid wasps. *Systematic Entomology* 45, 783–802. <https://doi.org/10.1111/syen.12427>

CAPÍTULO 1: CATÁLOGO MUNDIAL DE INTERAÇÕES ENTRE CHALCIDINAE E SEUS HOSPEDEIROS (HYMENOPTERA: CHALCIDIDAE)

RESUMO

Um catálogo atualizado das interações entre Chalcidinae e seus hospedeiros é apresentado. Os dados foram extraídos a partir da inspeção de catálogos prévios e a inspeção, sempre que possível, dos estudos originais, além de observações de material em coleção disponíveis na Coleção Entomológica do Espírito Santo. Taxonomia dos parasitoides, hospedeiros e plantas foi atualizada. O catálogo contém 2 708 registros de interações, em 105 espécies de Chalcidinae e 412 táxons de hospedeiros, em pelo menos 39 países ao redor do mundo, concentrados no Novo Mundo. Além disso, 109 registros são inéditos.

ABSTRACT

An updated world host-parasite catalog of Chalcidinae is presented. The database was built through the inspection of previous catalogues and, if possible, the original studies, and observation of vouchered specimens available in the Coleção Entomológica of the Universidade Federal do Espírito Santo. Parasitoids, hosts, and plants had their nomenclature updated. The catalog contains 2,708 interaction records, of 105 Chalcidinae species and 412 hosts taxa, from at least 39 countries worldwide, mainly on the New World. Furthermore, 109 interaction records are new.

INTRODUÇÃO

Uma das adaptações evolutivas mais importantes na ordem Hymenoptera é a presença do pecíolo, formado a partir da modificação do segundo segmento abdominal, definindo a subordem Apocrita (Gerstaecker 1867, Askew 1971, Godfray 1994, Nieves-Aldrey et al 2006). O pecíolo permite maior manobrabilidade do gáster e, por consequência, do ovipositor, uma característica importante para o estilo de vida parasitoide (Snodgrass 1942, Gibson 1997, Grimaldi e Engel 2005, Melo et al 2012). Apocrita é constituído por diversas superfamílias, entre as quais está Chalcidoidea que, dentre suas 23 famílias, contém Chalcididae, que por sua vez contém a subfamília Chalcidinae (Heraty et al 2013; Cruaud et al. 2020).

Os Chalcidinae constituem o grupo de Chalcididae com maior abundância no ambiente, e também aquele com maior diversidade de espécies, ao menos quando considerado o continente americano (Delvare 1992). Atualmente, as 386 espécies da subfamília estão classificadas em 6 gêneros: *Stenosmicra*, *Melanosmicra*, *Chalcis*, *Corumbichalcis*, *Pilismicra* e *Conura* (Noyes 2019).

Desses, *Conura* e *Chalcis* concentram mais de 95% das espécies descritas, e são também os únicos que possuem registros de hospedeiros. As espécies de *Chalcis* possui maior especificidade com as moscas-soldado da família Stratiomyidae (Diptera), atuando como parasitoides coinobiontes de ovos e larvas, sempre emergindo das pupas (Bouček 1988). As espécies de *Conura* possuem um rol de hospedeiros muito mais diversificado, explorando hospedeiros nas ordens Coleoptera, Lepidoptera, Diptera e Hymenoptera, e ainda incluindo associações com aracnídeos, atuando tanto como parasitoides quanto hiperparasitoides (Delvare 1992, 2006). Grande parte das espécies possui hábito idiobionte, mas há registros de desenvolvimento coinobionte em algumas, e.g., *Co. mendozaensis* (Cameron).

Dados sobre as interações dos Chalcidinae com seus hospedeiros estão dispersos em centenas de artigos. Ainda que existam catálogos documentando essas interações, como os previamente mencionados, esses catálogos possuem diversas limitações, além de uma fração considerável estar desatualizada. Logo, a consulta das fontes originais é imprescindível, apesar de nem sempre estarem explicitamente informadas nesses catálogos, e frequentemente são de difícil acesso. Há diversos registros na literatura que não foram considerados pelos autores desses catálogos e, ainda, vários registros novos, não publicados, disponíveis em material de coleções. Uma revisão das informações das interações dos Chalcidinae e seus hospedeiros permitirá uma disponibilização mais acurada de seus aspectos biológicos. Portanto, é necessário um catálogo atualizado das interações hospedeiro-parasita dos Chalcidinae.

MATERIAL E MÉTODOS

Para a compilação da informação deste catálogo foram considerados dados de literatura e registros inéditos. Os registros inéditos são oriundos de informações de espécimes disponíveis para estudo na Coleção Entomológica da Universidade Federal do Espírito Santo, por meio do Laboratório de Biodiversidade de Insetos (LaBI), frequentemente enviados para o Dr. Marcelo Teixeira Tavares para identificação.

As referências de base para o presente catálogo foram os diversos catálogos que contêm dados de Chalcidinae, a saber: Dalla Torre (1898), De Santis (1967, 1979, 1980), Fry (1989), Herting (1973, 1975, 1976, 1977, 1978), Krombein (1979), Peck (1951, 1963), Thompson (1955). A partir deles, nós buscamos as fontes originais possíveis, de forma a conferir a acuidade das informações. Adicionalmente, foram realizadas buscas em diversos bancos de dados, incluindo Universal Chalcidoidea Database (Noyes 2019), Biodiversity Heritage Library, Taxapad, Google Acadêmico,

SciELO e Web of Science, entre outros, utilizando termos de pesquisa como “Chalcididae”, “*hosts*”, “*parasitism*”, “*interactions*”, “*Conura*”, “*Chalcis*”, entre outros. As descrições originais e revisões taxonômicas das espécies do grupo também foram consultadas na busca por informações. Os registros foram divididos de acordo com o nível de identificação dos Chalcidini, e a confiança das interações informadas. Assim, o catálogo está dividido em quatro partes: (i) Registros de Chalcidini em nível de espécie, com dados de interações confiáveis; (ii) registros de Chalcidini em nível de espécie, com dados de interações não confiáveis; (iii) registros de Chalcidini em nível acima de espécie; (iv) registros de Chalcidini com *nomem nudum*.

O arranjo sistemático dos Chalcidini aqui apresentado segue Delvare (1992). Para os hospedeiros foi adotado o arranjo de Triplehorn e Johnson (2011). Para cada espécie de parasitoide, as informações dos registros seguem a seguinte sequência:

- O táxon do hospedeiro. Em grande parte, os hospedeiros estão identificados em nível de espécie, mas em alguns registros está disponível somente o gênero, família, ou mesmo a ordem. Os hospedeiros estão organizados de acordo com o arranjo sistemático apresentado abaixo. O registro inclui a autoria taxonômica e, em seguida, a família ao qual pertence.
- O país onde a interação foi registrada. Os registros estão de acordo com os originais. Caso haja alguma alteração do uso moderno, alguma restrição de localidade posterior, essa informação adicional estará entre colchetes. Em alguns casos não foi possível restringir a alguma unidade nacional atual (e.g., “URRS”, “Iugoslávia”, “Lower Amazon”, “Nearctic Region”).
- Quando disponíveis, os seguintes dados são fornecidos/citados após o país de origem. Fase de vida onde foi detectada a interação (“Ovo”, “Larva”, “Pupa”, “Adulto”). Em registros de hiperparasitismo, se o hospedeiro secundário é conhecido, este está sinalizado com **HS**. A planta onde o registro foi detectado, com o nome da espécie seguido da família botânica.
- O autor do registro de interação, seguido do ano de publicação e a página onde está documentada.

Quando os nomes dos táxons nos registros originais diferem do uso atual, estes estão precedidos de um asterisco (*) quando referentes aos Chalcidini, por dois asteriscos (**) para os hospedeiros e, no caso de hiperparasitoidismo, três asteriscos (***) para os hospedeiros secundários. Se o nome está identificado erroneamente no original, este está sucedido por um “*misid.*”.

Registros novos para países estão sinalizados com um (!). Registros novos para interações hospedeiro-parasitoide possuem, logo após o nome da espécie de hospedeiro, a abreviação **reg. nov.** (do latim *regero novum*, novo registro).

Quando a informação não pôde ser conferida no original, mas deduzida a partir de informações presentes nas citações disponíveis, esta está sinalizada com um “?”.

Uma lista das abreviações utilizadas é listada a seguir.

Col.	Coleoptera
Dip.	Diptera
Hym.	Hymenoptera
Lep.	Lepidoptera
Co.	<i>Conura</i>
Ch.	<i>Chalcis</i>

CLASSIFICAÇÃO

Arranjo sistemático dos Chalcidinae, seguindo Delvare (1992).

CHALCIDIDAE

CHALCIDINAE

- Chalcis* Fabricius
- Conura* Spinola
- Corumbichalcis* Delvare
- Melanosmicra* Ashmead
- Pilismicra* Bouček
- Stenosmicra* Bouček & Delvare

Arranjo sistemático dos hospedeiros, seguindo Triplehorn e Johnson (2011).

ARANEAE

ARANEIDAE

- Argiope* Audoin

THERIDIIDAE

- Theridion* Walckenaer

HEMIPTERA

CICADELLIDAE

FLATIDAE

- Melormenis* Metcalf

HYMENOPTERA

TENTHREDINOIDEA

ARGIDAE

- Arge* Schrank
- Sphacophilus* Provancher

TENTHREDINIDAE

- Nematus* Panzer

ICHNEUMONOIDEA**BRACONIDAE**

Euphorinae

Dinocampus Förster*Meteorus* Haliday*Perilitus* Nees

Macrocentrinae

Macrocentrus Curtis

Microgastrinae

Alphomelon Mason*Apanteles* Förster*Cotesia* Cameron*Dolichogenidea* Viereck*Glyptapanteles* Ashmead*Microgaster* Latreille*Microplitis* Förster*Pseudapanteles* Ashmead

Rogadinae

Aleiodes Wesmael*Rogas* Nees**ICHNEUMONIDAE**

Banchinae

Glypta Gravenhorst

Campopleginae

Bathyplectes Förster*Campoletis* Förster*Campoplex* Gravenhorst*Casinaria* Holmgren*Diadegma* Förster*Hyposoter* Förster*Tranosemella* Horstmann

Cryptinae

Cryptus Fabricius*Chirotica* Förster*Gelis* Thunberg

Pimplinae

Itoplectis Förster*Zatypota* Förster**CHALCIDOIDEA****CHALCIDIDAE**

Chalcidinae

Brachymeria Westwood*Conura* Spinola**CHRYSIDOIDEA****DRYINIDAE****VESPOIDEA****VESPIDAE***Eumenes* Latreille**COLEOPTERA****BUPRESTOIDEA****BUPRESTIDAE**

Agrilinae

Brachys Solier*Pachyschelus* Solier**CHRYSOMELOIDEA****CHRYSOMELIDAE**

Bruchinae

Acanthoscelides Schilsky*Amblycerus* Thunberg*Gibbobruchus* Pic

Cassidinae

Baliosus Weise*Cassida* Linnaeus*Chalepus* Thunberg*Drepanocassis* Spaeth*Gratiana* Spaeth*Heptispa* Weise*Hispoleptis* Baly*Metriona* Weise*Octotoma* Guérin-Ménéville*Odontota* Chevrolat*Oxychalepus* Uhmann*Pseudimatidium* Aslam*Stolas* Billberg*Sumitrosis* Butte

Criocerinae

Lema Fabricius

Cryptocephalinae

Exema Lacordaire*Neochlamisus* Karren

Galerucinae

Schematiza Guérin-Ménéville**CUCUJOIDEA****COCCINELLIDAE**

Coccinellinae

Adalia Mulsant*Cycloneda* Crotch*Hippodamia* Dejean

Epilachninae

Epilachna Chevrolat

CURCULIONOIDEA

CURCULIONIDAE

Baridinae

Ceutorhynchus Germar*Eurhinus* Schönherr

Cryptorhynchinae

Eutinobothrus Faust

Curculioninae

Anthonomus Germar*Orchestes* Illiger

Hyperinae

Hypera Germar

Mesoptiliinae

Magdalis Germar**LEPIDOPTERA****TISCHERIOIDEA**

TISCHERIIDAE

Tischeria Zeller**TINEOIDEA**

PSYCHIDAE

Astala Davis*Cryptothelea* Duncan*Kotochalia* Sonan*Oiketicus* Guilding*Perisceptis* Meyrick*Thyridopteryx* Stephens*Zamopsyche* Dyar

TINEIDAE

Tiquadra Walker**GRACILLARIOIDEA**

BUCCULATRICIDAE

Bucculatrix Zeller

GRACILLARIIDAE

Phyllonorycter Hübner*Phyllocnistis* Zeller**YPONOMEUTOIDEA**

ARGYRESTHIIDAE

Argyresthia Hübner

ATTEVIDAE

Atteva Walker

BEDELLIIDAE

Bedellia Stainton

PLUTELLIDAE

Plutella Schrank

YPONOMEUTIDAE

Zelleria Stainton**GELECHIOIDEA**

COLEOPHORIDAE

Coleophora Hübner

COSMOPTERIGIDAE

Anatrachyntis Meyrick*Pyroderces* Herrich-Schäffer

DEPRESSARIIDAE

Agonopterix Hübner*Durrantia* Busck*Antaeotricha* Zeller*Stenoma* Zeller

GELECHIIDAE

Anacampsinae

Anacampsis Curtis*Anarsia* Zeller

Dichomeridinae

Dichomeris Hübner*Helcystogramma* Zeller

Gelechiinae

Arogalea Walsingham*Athrips* Billberg*Coleotechnites* Chambers*Exoteleia* Wallengren*Frumenta* Busck*Gnorimoschema* Busck*Tuta* Kieffer & Jorgensen

Pexicopiinae

Pectinophora Busck

Pterolonchidae

Coelopoeta Walsingham*Homaledra* Busck

Xyloryctidae

Pansepta Meyrick**PTEROPHOROIDEA**

PTEROPHORIDAE

Hellinsia Tutt,*Megalorrhypida* Amsel*Oidaematophorus* Wallengren*Oxyptilus* Zeller*Sphenarches* Meyrick*Stenoptilodes* Zimmerman**CHOREUTOIDEA**

CHOREUTIDAE

Tebenna Billberg

TORTRICOIDEA

TORTRICIDAE

Olethreutinae

Ancylis Hübner
Epiblema Hübner
Epinotia Hübner
Grapholita Treitschke
Gretchena Heinrich
Rhyacionia Hübner
Paralobesia Obraztsov
Spilonota Stephens

Tortricinae

Acleris Hübner
Aethes Billberg
Archips Hübner
Argyrotaenia Stephens
Choristoneura Lederer
Cnephasia Curtis
Cochylis Treitschke
Sparganothis Hübner

SESIOIDEA

SESIIDAE

Synanthedon Hübner

ZYGAENOIDEA

DALCERIDAE

Acraga Walker

LIMACODIDAE

Acharia Hübner
Adoneta Clemens
Alarodia Möschler
Apoda Haworth
Euprosteria Dyar
Leucophobetron Dyar
Natada Walker
Parasa Moore
Phobetron Hübner
Prolimacodes Schaus

HYBLAEOIDEA

HYBLAEIDAE

Hyblaea Fabricius

PAPILIONOIDEA

HESPERIIDAE

Hesperinae

Calpodus Hübner
Quinta Evans

Pyrginae

Astrartes Hübner
Urbanus Hübner

LYCAENIDAE

Theclinae

Atlides Hübner
Calycopis Scudder
Rekoa Kaye
Strymon Hübner

NYMPHALIDAE

Bibidinae

Hamadryas Hübner

Danainae

Mechanitis Fabricius
Thyridia Hübner

Heliconinae

Heliconius Kluk

Nymphalinae

Chlosyne Butler
Euphydryas Scudder
Hypanartia Hübner

Satyrinae

Brassolis Fabricius
Caligo Hübner
Opsiphanes Doubleday
Megeuptychia Forster

PAPILIONIDAE

Papilioninae

Battus Scopoli
Papilio Linnaeus
Parides Hübner

PIERIDAE

Coliadinae

Aphrissa Butler
Colias Fabricius
Eurema Hübner
Phoebis Hübner

Pierinae

Ascia Scopoli
Pieris Hübner
Pontia Fabricius

PYRALOIDEA

CRAMBIDAE

Crambinae

Diatraea Guilding

Eoreuma Ely

Parapediasia Bleszynski

Evergestinae

Evergestis Hübner

Pyraustinae

Condylorrhiza Lederer

Ostrinia Hübner

Spilomelinae

Cnaphalocrocis Lederer

Diaphania Hübner

Herpetogramma Lederer

Loxomorpha Amsel

PYRALIDAE

Galleriinae

Galleria Fabricius

Phycitinae

Acrobasis Zeller

Ancylosis Zeller

Elasmopalpus Blanchard

Ephestia Guenée

Homoeosoma Curtis

Plodia Guenée

MIMALLONOIDEA

MIMALLONIDAE

Mimallo Hübner

LASIOCAMPOIDEA

LASIOCAMPIDAE

Tolype Hübner

BOMBYCOIDEA

SATURNIIDAE

Ceratocampinae

Anisota Hübner

Dryocampa Harris

Eacles Hübner

Psilopygida Michener

Hemileucinae

Hemileuca Walker

Hylesia Hübner

Saturniinae

Actias Leach

Agapema Neumogen & Dyar

Antheraea Hübner

Callosamia Packard

Epiphora Wallengren

Hyalophora Duncan

Rothschildia Grote

Samia Hübner

SPHINGIDAE

Macroglossinae

Erinnyis Hübner

Eumorpha Hübner

Sphinginae

Manduca Hübner

GEOMETROIDEA

GEOMETRIDAE

Alsophilinae

Alsophila Hübner

Ennominae

Brachurapteryx Warren

Fernaldella Hulst

Thyriniteina Möschler

NOCTUOIDEA

EREBIDAE

Arctiinae

Antichloris Hübner

Hypercompe Hübner

Hyphantria Harris

Calpinae

Phyprosopus Grote

Erebinae

Mocis Hübner

Hypeninae

Hypena Schrank

Lymantriinae

Lymantria Hübner

Orgyia Ochsheimer

Thagona Möschler

Scoliopteryginae

Alabama Grote

Anomis Hübner

Toxocampinae

Autophila Hübner

NOCTUIDAE
 Acronictinae
 Acronicta Ochseneheimer
 Condicinae
 Condica Walker
 Hadeninae
 Mythimna Ochseneheimer
 Heliiothinae
 Helicoverpa Hardwick
 Heliothis Ochseneheimer
 Noctuinae
 Spaelotis Boisduval
 Spodoptera Guenée
 Oncocnemidinae
 Neogalea Hampson
 Plusinae
 Rachiplusia Hampson
 NOLIDAE
 Chloephorinae
 Garella Walker
 Nolinae
 Nola Leach
 NOTODONTIDAE
 Heterocampinae
 Schizura Doubleday
 Notodontinae
 Cerura Schrank
 Nystaleinae
 Nystalea Guenée

DIPTERA

STRATIOMYOIDEA

STRATIOMYIDAE

Stratiomyinae

Hedriodiscus Enderlein

Odontomyia Meigen

Stratiomys Geoffroy

SYRPHOIDEA

SYRPHIDAE

Syrphinae

Platycheirus le Peletier & Serville

Toxomerus Macquart

MUSCOIDEA

MUSCIDAE

Muscinae

Philornis Meinert

OESTROIDEA

TACHINIDAE

Dexiinae

Billaea Robineau-Desvoidy

Exoristinae

Chaetonodexodes Townsend

Lixophaga Townsend

Lespesia Robineau-Desvoidy

Lydinolydella Townsend

Nilea Robineau-Desvoidy

TEPHRITOIDEA

TEPHRITIDAE

Tephritinae

Procecidochares Hendel

CATÁLOGO

PARTE I

Gênero *Chalcis* Fabricius

Chalcis barbara (Cresson)

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Odontomyia sp.

EUA. Burks 1940: 256.

México. De Santis 1981: 3.

Odontomyia cincta Olivier

EUA. Ovo. Hart 1895: 250.

Stratiomys norma Wiedemann

EUA. Ovo. **Smicra rufofemorata*. Hart 1895: 253.

Chalcis biguttata Spinola

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Indeterminado

Albânia. **Smicra biguttata*. Ruschka 1920: 147.

Hungria. ***Stratiomyia* sp. Erdös 1955: 11.

URSS. ***Stratiomyia* sp. Nikol'skaya 1960: 62.

Moldávia. Bouček 1966: 18.

Chalcis canadensis (Cresson)

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Hedriodiscus vertebratus (Say)

EUA. Ovo. **Smicra microgaster* misid. ***Odontomyia vertebrata*. Hart 1895: 258.

Canadá. ***Odontomyia vertebrata*. Judd 1953: 818.

Odontomyia sp.

EUA. Burks 1940: 259.

Cuba. De Santis 1981: 3.

Indeterminado.

EUA. Ovo. Cowan 1979: 134.

Chalcis megalomis Burks

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Indeterminado

Krombein 1979: 863.

Chalcis myrifex (Sulzer)

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Stratiomys longicornis (Scopoli)

Albânia. **Smicra myrifex*. Ruschka 1920: 147.

Hungria. ***Stratiomyia longicornis*. Erdös 1955: 11.

URSS. ***Stratiomyia longicornis*. Nikol'skaya 1960: 63.

Iugoslávia. **Smicra myrifex*. ***Stratiomyia longicornis*. Schremmer 1960: 85.

Indeterminado

Grã-Bretanha. Askew 1962: 97.

NOTA: Schremmer (1960) registrou em vídeo o comportamento dessa espécie, e apresenta alguns *frames* com um espécime em oviposição completamente submerso.

***Chalcis pilicauda* (Cameron)**

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Odontomyia sp.

Argentina. Pupa. Saguiah et al 2020: 23.

***Chalcis sispes* (Linnaeus)**

DIPTERA

STRATIOMYIDAE

Stratiomys chamaleon (Linnaeus)

Europa. **Smicra sispes*. ***Stratiomys camaleon*. Dalla Torre 1898: 381.

Hungria. ***Stratiomyia chamaeleon*. Erdős 1955: 10.

Moldávia. ***Stratiomys chamaeleon*. Bouček 1966: 18.

Polônia. Wisniewski e Dobosz 1998: 56.

Romênia. Botoc 1968.

URSS. ***Stratiomyia chameleon*. Nikol'skaya 1960: 60.

Stratiomys longicornis (Scopoli)

Europa. **Smicra sispes*. Dalla Torre 1898: 381.

Stratiomys potamida Meigen

Polônia. Wisniewski e Dobosz 1998: 56.

Indeterminado

Europa. Ovo. Bischoff 1927: 423.

Iugoslávia. Bouček 1977.

Países Baixos. Gijswijt 2003: 30.

Gênero *Conura* Spinola, 1837

***Conura paranensis* (Schrottky)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Dinocampus coccinellae (Schrank)

Argentina. HS: Coccinellidae sp. (Coleoptera). **Spilochalcis paranensis*. Blanchard 1938a: 28.

Cotesia paphi (Schrottky)

Argentina. HS: *Manduca* sp. (Lep.: Sphingidae). **Spilochalcis paranensis*. ***Apanteles paphi*. ****Protoparce* sp. Blanchard 1938a: 28.

COLEOPTERA

COCCINELLIDAE

Cycloneda sanguinea (Linnaeus)

Argentina. **Spilochalcis paranensis*. De Santis e Esquivel 1966: 160.

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketiscus kirbyi Guilding

Argentina. **Spilochalcis paranensis*. ***Oeceticus kirbyi*. Blanchard 1935a: 120.

Oiketicus platensis Berg

Argentina. **Spilochalcis paranensis*. De Santis 1967: 212.

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Argentina. **Spilochalcis paranensis*. ***Protoparce sexta*. De Santis 1938: 271.

NOTA: De Santis (1938) registra *Co. paranensis* (Schrottky) em *Manduca sexta* (Linnaeus) como hiperparasitoide, mas sem informar quem é o hospedeiro primário. O mesmo trabalho informa que *Cotesia paphi* (Schrottky) e *Microplitis ayerzai* Brèthes são parasitoides primários de *Manduca sexta*, logo, é possível que uma dessas espécies seja o hospedeiro primário de *Co. paranensis*.

***Conura vigintidentata* (Brèthes)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus kirbyi Guilding

Argentina. **Spilochalcis 20-dentata*. ***Oeceticus kirbyi*. Blanchard 1935a: 122.

Oiketicus platensis Berg

Argentina. **Spilochalcis vigintidentata*. De Santis 1967: 213.

NOTA: Blanchard (1935a) levanta a possibilidade de que essa espécie é apenas uma variação geográfica de *Co. maria*. O registro mais austral de *Co. maria* é na Venezuela (Terán 1980).

Subgênero *Ceratosmicra*

Grupo *cocois*

***Conura cocois* (Wolcott)**

LEPIDOPTERA

PTEROLONCHIDAE

Homaledra sabalella (Chambers)

Porto Rico. Em *Cocos nucifera* (Arecaceae). **Spilochalcis cocois*. ***Homaledra sabulella*. Wolcott 1924:58.

Grupo *fusiformis*

***Conura fusiformis* (Ashmead)**

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Acanthoscelides obtectus (Say)

Delvare 1992: 212.

Amblycerus sp. **reg. nov.**

Brasil. LaBI 2563.

Gibbobruchus speculifer (Gyllenhal) **reg. nov.**

Brasil. Em *Bauhinia* sp. (Fabaceae). LaBI 87176.

Grupo *immaculata*

***Conura baturitei* Tavares**

HYMENOPTERA

ICHNEUMONIDAE

Zatypota riverai Gauld

Brasil. Pupa. HS: *Theridion* sp. (Araneae: Theridiidae). Tavares et al 2019: 269.

***Conura bruchi* (Blanchard)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp.

Tavares e Aquino 2014: 147.

Apanteles crispulae Blanchard

Argentina. **Spilochalcis bruchi*. Blanchard 1943: 104. HS: *Coleophora haywardi* Pastrana (Lep.: Coleophoridae). **Spilochalcis bruchi*. Blanchard e De Santis 1963: 121.

TENTHREDINIDAE

Nematus oligospilus Förster

Argentina. Pupa. **Spilochalcis bruchi*. ***Nematus desantisi*. De Santis e Sureda 1984: 17.

LEPIDOPTERA

COLEOPHORIDAE

Coleophora haywardi Pastrana, 1963 (Coleophoridae)

Argentina. **Spilochalcis bruchi*. Blanchard e De Santis 1963: 121.

GEOMETRIDAE

Indeterminado

Brasil. Larva. **Spilochalcis bruchi*. De Santis 1981: 3.

SATURNIIDAE

Psilopygida crispula (Dognin)

Argentina. **Spilochalcis bruchi*. ***Syssphinx crispula*. De Santis e Esquivel 1966: 148.

***Conura comescens* Delvare**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp.

Argentina. Tavares e Aquino 2014: 147.

Brasil. HS: *Astraptus talus* (Cramer) (Lep.: Hesperidae). LaBI 28680–2. (!)

Cotesia sp.

Argentina. **Spilochalcis flavescens*. ***Apanteles* sp. De Santis e Fidalgo 1994: 8.

Brasil. HS: *Acharia* sp. (Lep.: Limacodidae). ****Sibine* sp. Delvare 1993: 362. HS: *Opsiphanes invirae* (Hübner) (Lep.: Nymphalidae). Em *Elaeis* sp. (Arecaceae). Sakazaki et al 2011: 431.

Colômbia. Delvare e Genty 1992: 24.

Cotesia plutellae (Kurdjumov)

Venezuela. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Chavez et al 1993.

Rogas sp.

Nicarágua. **Ceratosmicra flavescens*. Maes 1989: 62.

Venezuela. HS: *Alabama argillacea* (Hübner) (Lep.: Erebididae). Gates et al 2012: 69.

Indeterminado

Brasil. Pupa. **Ceratosmicra flavescens*. De Santis 1981: 4. HS: Lepidoptera sp. Tavares e Aquino 2014: 147.

LEPIDOPTERA

NOCTUIDAE

Spodoptera eridania (Stoll)

Nicarágua. **Ceratosmicra flavescens*. Maes 1989: 62.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Venezuela. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Chaves et al 1993.

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Venezuela. Gates et al 2012: 69.

***Conura convergea* Delvare**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Microplitis espinachi Walker

Costa Rica. Pupa. HS: *Manduca lefeburii* (Guérin-Méneville) (Lep.: Sphingidae). Janzen et al 2003: 64.

Microplitis figueresi Walker

Costa Rica. Pupa. HS: *Erinnyis ello* (Linnaeus) (Lep.: Sphingidae). Janzen et al 2003: 65.

***Conura fulvovariegata* (Cameron)**

LEPIDOPTERA

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Tavares e Aquino 2014: 148.

***Conura hirtifemora* (Ashmead)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp.

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Apanteles impiger Muesebeck

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Cotesia sp.

Região Neártica. **Spilochalcis hirtifemora*. ***Apanteles* sp. Burks 1940: 297.

Porto Rico. **Spilochalcis hirtifemora*. ***Apanteles* sp. Wolcott 1951: 807.

Cotesia marginiventris (Cresson)

EUA. Pupa. HS: *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis hirtifemora*. ***Apanteles marginiventris*. ****Laphygma exigua*. Wilson 1932: 39.

Cotesia plutellae (Kurdjumov)

Barbados. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae). **Spilochalcis hirtifemora*. ***Apanteles plutellae*. Bennett e Alam 1985: 60.

Pseudapanteles dignus (Muesebeck)

Cuba? **Spilochalcis hirtifemora*. ***Apanteles dignus*. Castineiras e Hernandez 1980.

Rogas sp.

Cuba. Ferrer 2010: 54.

ICHNEUMONIDAE

Campoletis argentifrons (Cresson)

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Diadegma sp.

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Diadegma insulare (Cresson)

Cuba? **Spilochalcis hirtifemora*. Castineiras e Hernandez 1980.

Honduras. Pupa. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae).
Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis hirtifemora*.
Cordero e Cave 1992: 403.

LEPIDOPTERA

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 28342.

CRAMBIDAE

Diaphania hyalinata (Linnaeus)

Spilochalcis hirtifemora*. *Margaronia hyalinata*. De Santis 1979: 46.

EREBIDAE

Mocis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

NOCTUIDAE

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

EUA. Em *Zea mays* (Poaceae). **Spilochalcis hirtifemora*. Riggan et al
1992: 893.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Trinidad e Tobago. Pupa. **Spilochalcis hirtifemora*. Bennett e Yaseen
1972: 469.

Barbados. **Spilochalcis hirtifemora*. Bennett e Alam 1985: 60.

Honduras. Pupa. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis
hirtifemora*. Cordero e Cave 1992: 403.

República Dominicana. Pupa. Santos et al 2000: 77.

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

McNeil e Rabb 1973.

DIPTERA

SYRPHIDAE

Platycheirus sp.

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis hirtifemora*. ***Platycheirus*.
Burks 1940: 297.

Toxomerus sp.

Spilochalcis hirtifemora*. *Mesograpta*. Castineiras e Hernandez 1980.

Toxomerus basilaris (Wiedemann)

Venezuela. **Spilochalcis hirtifemora*. ***Mesograpta basilaris*. Herting
1978: 44.

Toxomerus difficilis (Curran)

Porto Rico. Pupa. Em *Nicotiana* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis
syrphidis*. ***Toxomerus polygonastyla*. Wolcott 1924: 58.

Região Neártica, ao norte do México. **Spilochalcis hirtifemora*.
***Mesogramma polygonastyla*. Burks 1940: 297.

Toxomerus floralis (Fabricius)

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Toxomerus politus (Say)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis hirtifemora*. ***Mesogramma
polita*. Burks 1940: 297.

Indeterminado

Honduras. Pupa. Em *Zea mays* (Poaceae). **Spilochalcis hirtifemora*.
Cordero e Cave 1992: 403.

NOTA: *Co. hirtifemora* foi registrado como um hiperparasitoide de *Toxomerus floralis* (Fabricius) por Ferrer (2010), mas sem informar quem é o hospedeiro primário. Oito espécies de Ichneumonoidea são registradas como hospedeiros de *Co. hirtifemora*, e possivelmente uma delas é o parasitoide de *T. floralis*: *Apanteles* sp., *Apanteles impiger*, *Cotesia marginiventris*, *Pseudapanteles dignus*, *Rogas* sp. (Braconidae), *Campoletis argentifrons*, *Diadegma* sp., *Diadegma insularis* (Ichneumonidae).

***Conura immaculata* (Cresson)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Aleiodes laphygmae (Viereck)

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Apanteles sp. **reg. nov.**

Brasil. HS: *Astraptus talus* (Cramer) (Lep.: Hesperidae). LaBI 28677–9.

Colômbia. HS: *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lep.: Gelechiidae).

****Scrobipalpuloides absolutus* [etiqueta]. LaBI 28351. (!)

Apanteles impiger Muesebeck

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Cotesia sp.

Colômbia. HS: *Opsiphanes cassina* (Felder) (Lep.: Nymphalidae). Delvare e Genty 1992: 24. HS: *Acharia fusca* (Stoll) (Lep.: Limacodidae). Delvare e Genty 1992: 24). Pupa. HS: *Acharia megasomoides* (Walker) (Lep.: Limacodidae). **Conura immaculata*. ****Sibine megasomoides*. Delvare e Genty 1992: 33. HS: *Natada subpectinata* Dyar (Lep.: Limacodidae). Delvare e Genty 1992: 24.

Venezuela. Pupa. HS: *Opsiphanes tamarindi* (Felder) (Lep.: Nymphalidae). Em *Musa* sp. (Musaceae). Domínguez-Gil et al 2006: 232.

Meteorus sp.

EUA. **Ceratosmicra immaculata*. Burks 1940: 351.

Microgastrinae sp. **reg. nov.**

Brasil. HS: *Urbanus* sp. (Lep.: Hesperidae). LaBI 29027–32.

Rogas sp.

Nicarágua. **Spilochalcis fulvomaculata*. Maes 1989: 64.

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. Pupa. HS: *Battus polydamas* (Linnaeus) (Lep.: Papilionidae). LaBI 28674. Pupa. HS: *Parides ascanius* (Cramer) (Lep.: Papilionidae). LaBI 28675–6. **HS:** casulo de Lepidoptera sp. LaBI 22422–32.

ICHNEUMONIDAE

Campoletis sonoriensis (Cameron)

EUA. HS: *Heliothis virescens* (Fabricius) (Lep.: Noctuidae). Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Ceratosmicra immaculata*. Lingren 1977: 73.

Casinarina sp.

Colômbia. HS: *Opsiphanes cassina* (Felder 1862) (Lep.: Nymphalidae). Delvare e Genty 1992: 24. HS: *Acharia fusca* (Stoll) (Lep.: Limacodidae). Delvare e Genty 1992: 24. HS: *Natada subpectinata* Dyar (Lep.: Limacodidae). Delvare e Genty 1992: 24. Pupa. HS: *Euprosterina elaeasa* (Dyar) (Lep.: Limacodidae). **Conura fulvomaculata*. Delvare e Genty 1992: 32.

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. HS: *Mechanitis polymnia* (Linnaeus) (Lep.: Nymphalidae). LaBI 22713.

CHALCIDIDAE

- Brachymeria mnestor* (Walker)
Venezuela. HS: *Antichloris viridis* Druce (Lep.: Erebidae). Em *Musa* sp. (Musaceae). Ramírez et al 2003: 175.
- COLEOPTERA
 CHRYSOMELIDAE
Hispoleptis sp.
Brasil. Pupa. Em *Elaeis* sp. (Arecaceae). Sakazaki et al 2011: 431.
- LEPIDOPTERA
 Indeterminado
Brasil. Pupa. LaBI 28720.
- COLEOPHORIDAE
Coleophora sp.
Argentina. **Conura saltensis* [etiqueta]. LaBI 2947.
Coleophora haywardi Pastrana
Argentina. **Spilochalcis saltensis*. Blanchard e De Santis 1963: 122.
- CRAMBIDAE
Diaphania hyalinata (Linnaeus)
República Dominicana. **Ceratosmicra immaculata*. ***Margaronia hyalinata*. De Santis 1989: 12.
- DALCERIDAE
Acraga citrinopsis (Dyar)
Brasil. **Ceratosmicra argentina*. ***Anacraga* sp. De Santis 1987: 97.
- DEPRESSARIIDAE
Antaeotricha sp.
Colômbia. Pupa. **Conura fulvomaculata*. Delvare e Genty 1992: 33
Durrantia arcanella (Busck)
Colômbia. **Conura fulvomaculata*. ***Peleopoda arcanella*. Delvare e Genty 1992: 33.
- EREBIDAE
Alabama argillacea (Hübner)
Argentina. **Ceratosmicra argentina*. Blanchard 1940b: 26.
Brasil. **Ceratosmicra immaculata*. De Santis 1989: 12.
Nicarágua. **Spilochalcis fulvomaculata*. Maes 1989: 64.
Anomis sp.
Cuba. Ferrer 2010: 52.
Anomis texana Riley
 **Ceratosmicra immaculata*. De Santis 1979: 54.
Antichloris viridis Druce
Venezuela. Em *Musa* sp. (Musaceae). Ramírez et al 2003: 175.
Mocis latipes (Guenée)
Nicarágua. **Spilochalcis fulvomaculata*. Maes 1989: 64.
- GEOMETRIDAE
Thyrinteina arnobia (Stoll) **reg. nov.**
Brasil. LaBI 43582–3, 45395–7.
- HESPERIIDAE
Calpodes ethlius (Stoll)
Argentina. **Spilochalcis tucumana*. De Santis e Esquivel 1966: 152.
 Indeterminado
Guiana. Pupa. **Smicra fulvomaculata*. Bodkin 1918: 320.
- LIMACODIDAE
Acharia fusca (Stoll)
Colômbia. Pupa. ***Sibine fusca*. Delvare e Genty 1992: 24.
Acharia megasomoides (Walker)
Colômbia. Pupa. **Conura immaculata*. ***Sibine fusca*. Delvare e Genty 1992: 33.

Euprosterna elaeasa (Dyar)
Colômbia. Pupa. **Conura fulvomaculata*. Delvare e Genty 1992: 32.
Natada subpectinata Dyar
Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

NOCTUIDAE

Spodoptera eridania (Stoll)
Nicarágua. **Spilochalcis fulvomaculata*. Maes 1989: 64.
Spodoptera frugiperda (JE Smith)
Honduras. **Conura fulvomaculata*. Cave 1993: 46.
Nicarágua. **Spilochalcis fulvomaculata*. Maes 1989: 64.
Venezuela. **Spilochalcis fulvomaculata*. ***Laphygma frugiperda*.
Herting 1976: 63.

NYMPHALIDAE

Brassolini sp. **reg. nov.**
Brasil. Pupa. LaBI 22556–63, 22589–90.
Brassolis sophorae (Linnaeus)
Colômbia. Em *Elaeis guineenses* (Arecaceae). **Conura immaculata*.
Guerrero 1995: 259.
Hypanartia bella (Fabricius) **reg. nov.**
Brasil. Em *Desmodium uncinatum* (Fabaceae). LaBI 45379–82.
Opsiphanes sp. **reg. nov.**
Brasil. Pupa. LaBI 4556.
Opsiphanes cassina (Felder)
Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.
Costa Rica. Em *Baltimora recta* (Asteraceae). **Conura immaculata*.
Mexzón 1997: 30.
Opsiphanes invirae (Hübner)
Brasil. Em *Elaeis* sp. (Arecaceae). Sakazaki et al 2011: 431.
Opsiphanes tamarindi (Felder)
Venezuela. Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). Domínguez-Gil et al 2006:
232.

PIERIDAE

Ascia monuste (Linnaeus)
Brasil? **Spilochalcis fulvomaculata*. De Santis 1980: 263.

SPHINGIDAE

Erinnyis ello (Linnaeus)
Cuba. **Conura immaculata*. Ferrer 2010: 53.

TINEIDAE

Tiquadra circumdata (Zeller)
Colômbia. Pupa. **Conura fulvomaculata*. Delvare e Genty 1992: 33.

DIPTERA

Indeterminado **reg. nov.**
Brasil. Pupa. HS: casulo de Lepidoptera sp. LaBI 28358.

NOTA: Maes (1989) registrou *Alabama argillacea* (Hübner) como um hospedeiro secundário de *Co. fulvomaculata* (Cameron), um sinônimo de *Co. immaculata*. O hospedeiro primário é um Díptera não identificado. O registro de parasitoidismo de *Ascia monuste* (Linnaeus) é, possivelmente, do Brasil, no estado de São Paulo. De Santis (1980) cita dois trabalhos em seu catálogo: a descrição original de *Smicra fulvomaculata* por Cameron (1884), com um registro para o Panamá, e a “*Liste d’identification des entomophages n°8*”, por Steffan, a qual não consegui acesso e que é referida como a “*Referencia brasileña*”. *Co. immaculata* é um hiperparasitoide de *Erinnyis ello* (Linnaeus), mas Ferrer (2010) não informa quem é o hospedeiro primário. É possivelmente um dos seguintes Ichneumonoidea: *Aleiodes laphygmae*, *Apanteles* sp., *Apanteles impiger*, *Cotesia* sp., *Meteoris* sp., *Rogas* sp. (Braconidae), *Casinaria* sp. (Ichneumonidae). De Santis (1987) levanta a possibilidade de *Co. immaculata*, ser hiperparasitoide de *Anacraga* sp. (=

Acraga citrinopsis), por *Glyptapanteles dalosoma* De Santis e *Isdromas monterai* (Costa Lima), um Braconidae e Ichneumonidae, respectivamente.

***Conura meteori* (Burks)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Aleiodes stigmator (Say)

EUA. HS: *Acronicta insularis* (Herrich-Schäffer) (Lep.: Noctuidae). Na grama (Poaceae). ****Simyra henrici*. Frana e O'Neil 1993: 400.

Apanteles hypopygialis Granger

EUA. HS: *Orgyia leucostigma* (JE Smith) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis debilis*. ***Apanteles hyphantriae*. ****Hemerocampa leucostigma*. Viereck 1916: 527.

Cotesia sp.

Região Neártica. **Spilochalcis meteori*. ***Apanteles* sp. Burks 1940: 348.

EUA. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). Em *Zea mays* (Poaceae). **CeratOMICra meteori*. ***Apanteles* sp. ****Laphygma frugiperda*. Hofmaster e Greenwood 1949: 505.

Cotesia delicata (Howard)

Região Neártica. **Spilochalcis meteori*. ***Apanteles delicatus*. Burks 1940: 348.

EUA. HS: *Orgyia leucostigma* (JE Smith) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis debilis*. ***Apanteles delicatus*. ****Hemerocampa leucostigma*. Viereck 1916: 527.

Cotesia marginiventris (Cresson)

EUA. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). Em *Zea mays* (Poaceae). **CeratOMICra meteori*. ***Apanteles* sp. ****Laphygma frugiperda*. Hofmaster e Greenwood 1949: 505.

Cotesia melanoscela (Ratzeburg)

EUA. HS: *Lymantria dispar* (Linnaeus) (Lep.: Erebidae). **Eusayia debilis*. ****Porthetria dispar*. Muesebeck e Dohanian 1927: 19.

Meteorus sp.

Região Neártica. **Spilochalcis meteori*. Burks 1940: 348.

Meteorus communis (Cresson)

EUA. HS: *Orgyia leucostigma* (JE Smith) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis debilis*. ****Hemerocampa leucostigma*. Viereck 1916: 527.

Meteorus hyphantriae Riley

EUA. HS: *Orgyia leucostigma* (JE Smith) (Lep.: Erebidae) **Spilochalcis debilis*. ****Hemerocampa leucostigma*. Viereck 1916: 527. HS: *Hyphantria cunea* (Drury) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis* sp. Riley 1887: 531.

ICHNEUMONIDAE

Casinarina limenitidis (Howard)

Região Neártica. **Spilochalcis meteori*. ***Casinarina orgyiae*. Burks 1940: 348.

EUA. HS: *Orgyia leucostigma* (JE Smith) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis debilis*. ***Casinarina orgyiae*. ****Hemerocampa leucostigma*. Viereck 1916: 527.

Gelis sp.

EUA. HS: *Acronicta insularis* (Herrich-Schäffer) (Lep.: Noctuidae). Na grama (Poaceae). ****Simyra henrici*. Frana e O'Neil 1993: 400.

Gelis tenellus (Say)

EUA. HS: *Acronicta insularis* (Herrich-Schäffer) (Lep.: Noctuidae). Na grama (Poaceae). ****Simyra henrici*. Frana e O'Neil 1993: 400.

Hyposoter fugitivus (Say)

EUA. HS: *Anisota senatoria* (JE Smith) (Lep.: Saturniidae). **Ceratosmicra meteori*. Riotte e Peigler 1981: 121. HS: *Anisota peigleri* Riotte (Lep.: Saturniidae). **Ceratosmicra meteori*. Riotte e Peigler 1981: 121). HS: *Dryocampa rubicunda* (Fabricius) (Lep.: Saturniidae). Em *Acer rubrum* (Sapindaceae). **Ceratosmicra meteori*. Peigler 1985: 101. HS: *Anisota stigma* (Fabricius) (Lep.: Saturniidae). **Ceratosmicra meteori*. ****Anisota fuscosa*. Riotte e Peigler 1981: 121.

COLEOPTERA

BUPRESTIDAE

Brachys tessellatus (Fabricius)

EUA. Pupa. Em *Quercus* sp. (Fagaceae). **Ceratosmicra meteori*. Turnbow e Franklin 1981: 357.

LEPIDOPTERA

NOTODONTIDAE

Schizura concinna (JE Smith)

EUA. **Ceratosmicra meteori*. Halstead 1986: 99.

NOTA: Alguns registros de literatura atribuídos a *Spilochalcis debilis* (Say), e outras combinações, são dessa espécie. Burks (1940) reconheceu que havia duas espécies sendo tratadas com o mesmo nome, e para solucionar proveu um *nomem novum*.

Conura perplexa (Ashmead)

COLEOPTERA

CURCULIONIDAE

Eutinobothrus brasiliensis (Hambleton)

Brasil? **Spilochalcis simillima*. De Santis 1980: 269.

LEPIDOPTERA

EREBIDAE

Alabama argillacea (Hübner)

Brasil. Pupa. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis simillima*. Sauer 1946: 14.

GELECHIIDAE

Pectinophora gossypiella (Saunders)

Brasil. Pupa. **Spilochalcis simillima*. Sauer 1938: 194.

Conura petioliventris (Cameron)

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia koebelei (Riley)

EUA. **Ceratosmicra campoplegicis*. ***Apanteles koebelei*. Krombein 1979: 868.

Dinocampus coccinellae (Schrank)

EUA. Pupa. HS: *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville (Col: Coccinellidae). Em *Abies concolor* (Pinaceae). **Ceratosmicra campoplegicis*. Stephen 1974: 395.

ICHNEUMONIDAE

Campoplegini sp.

EUA. HS: *Neogalea sunia* Guenée (Lep.: Noctuidae). Em *Lantana* sp. (Verbenaceae). **Ceratosmicra campoplegicis*. ****Catabena esula*. Burks 1968: 173.

Diadegma insulare (Cresson)

Honduras. Pupa. HS: *Plutella xylostella* (Lep.: Plutellidae). Em *Brassica oleracea* (Brassicaceae). **Spilochalcis petioliventr*. Cordero e Cave 1992: 401.

LEPIDOPTERA

NOTODONTIDAE

Schizura concinna (JE Smith)

EUA. **Ceratasmicra campoplegicis*. Halstead 1988: 196.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Honduras. Pupa. Em *Brassica oleracea* (Brassicaceae). **Spilochalcis petioliventr*. Cordero e Cave 1992: 401.

República Dominicana. Pupa. Santos et al 2000: 77.

NOTA: O registro de *Co. petioliventr* em *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville é muito peculiar. Além de ser uma de duas espécies de Coccinellidae atacadas por Chalcidinae – *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus) sendo a outra – é também o único registro de um hospedeiro sendo atacado na fase adulta. Halstead (1988) afirma que o hospedeiro secundário de *Apanteles koebelei* (= *Cotesia koebelei*) é *Euphydryas chalcedona* (Doubleday) (Lep.: Nymphalidae), citando dois artigos como fontes, Burks (1968) e Krombein (1979). Em nenhum consta *E. chalcedona*.

***Conura pseudofulvovariegata* (Becker)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp. **reg. nov.**

Brasil. HS: *Astraptus talus* (Cramer) (Lep.: Hesperidae). LaBI 28683–4.

Cotesia sp.

Delvare 1992: 216.

ICHNEUMONIDAE

Diadegma insulare (Cresson)

Honduras. Pupa. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae). Em *Brassica oleracea* (Brassicaceae). **Spilochalcis pseudofulvovariegata*. Cordero e Cave 1992: 399.

Diadegma leontinae (Brèthes)

Brasil. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae). Em *Brassica oleracea* (Brassicaceae). Guilloux et al 2003: 290.

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Tuta absoluta (Meyrick) **reg. nov.**

Brasil. Em *Solanum lycopersicum* (Solanaceae). LaBI 28111–4.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus, 1758) (Plutellidae)

Brasil. Pupa. Em *Brassica oleracea* (Brassicaceae). **Spilochalcis pseudofulvovariegata*. Becker 1989: 237.

República Dominicana. Pupa. Santos et al 2000: 77.

Honduras. Pupa. **Spilochalcis pseudofulvovariegata*. Cordero e Cave 1992: 399.

***Conura ruffinellii* (Blanchard)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Rogas nigriceps (Brèthes)

Uruguai. HS: *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis ruffinellii*. ***Rogas nigriceps*. ****Plusia nu*. Herting 1977: 76.

ICHNEUMONIDAE

Campoletis grioti (Blanchard)

Brasil. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae).
**Spilochalcis ruffinellii*. Lucchini e Almeida 1980.

Uruguai. **Spilochalcis ruffinellii*. De Santis 1979: 52.

Casinarina plusiae (Blanchard)

Uruguai. HS: *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis ruffinellii*. ****Plusia nu*. Herting 1977: 45.

LEPIDOPTERA

NOCTUIDAE

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

Brasil. Lucchini e Almeida 1980.

Rachiplusia nu (Guenée)

Argentina. **Spilochalcis ruffinellii*. Costa Lima 1950: 214.

Uruguai. **Spilochalcis ruffinellii*. ***Plusia nu*. Blanchard 1947: 9.

NOTA: O registro de *Co. ruffinellii* em *Rachiplusia nu* (Guenée) é de hiperparasitismo, mas Costa Lima (1950) não afirma qual é o hospedeiro primário. No entanto, dentre os parasitoides primários está *Rogas nigriceps* (Brèthes), um conhecido hospedeiro primário de *Co. ruffinellii* e, possivelmente, o mesmo para essa interação.

Grupo side

***Conura albifrons* (Walsh)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles fumiferanae Viereck

Canadá. Huber et al 1996: 1174.

Cotesia atalantae (Packard)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles atalantae*. Burks 1940: 340.

Cotesia congregata (Say)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles congregatus*. Burks 1940: 340.

Cotesia griffini (Viereck)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles griffini*. Burks 1940: 340.

Cotesia marginiventris (Cresson)

EUA. Pupa. HS: *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lep.: Noctuidae).
Spilochalcis albifrons*. *Apanteles marginiventris*. ****Laphygma exigua*. Wilson 1932: 39.

Cotesia orobena (Forbes)

EUA. Pupa. HS: *Evergestis rimosalis* (Guenée) (Lep.: Crambidae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Gaines e Kok 1995: 579.

Dolichogenidea lacteicolor (Viereck)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles lacteicolor*. Burks 1940: 340.

Glyptapanteles militaris (Walsh)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles militaris*. Burks 1940: 340.

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Apanteles militaris*. Girault 1920: 192.

Macrocentrus instabilis Muesebeck

EUA. Pupa. HS: *Acrobasis rubrifasciella* Packard (Lep.: Pyralidae).
**Spilochalcis albifrons*. Balduf 1968: 473.

Microgaster sp.

HS: *Mythimna unipuncta* (Haworth) (Lep.: Noctuidae). **Smicra albifrons*. ****Leucania unipuncta*. Howard 1897: 33.

ICHNEUMONIDAE

Bathyplectes sp.

HS: *Hypera eximia* (LeConte) (Col.: Curculionidae). **Spilochalcis albifrons*. Puttler et al 1973: 1305.

Bathyplectes curculionis (Thomson)

Canadá. Em *Medicago sativa* (Fabaceae). **Spilochalcis albifrons*. Abu e Ellis 1975: 11.

EUA. Pupa. HS: *Hypera postica* Gyllenhal (Col.: Curculionidae). **Spilochalcis albifrons*. Puttler 1966: 483.

Bathyplectes exiguus (Gravenhorst)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Bathyplectes exigua*. Burks 1940: 340.

Chirotica thyridopteryx (Riley)

EUA. Pupa. HS: *Thyridopteryx ephemeraeformis* (Haworth) (Lep.: Psychidae). Em *Robinia pseudoacacia* (Fabaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Phobetres thyridopteryx*. Kulman 1965: 864.

Diadegma eureka (Ashmead)

EUA. HS: *Choristoneura rosaceana* (Harris) (Lep.: Tortricidae). **Spilochalcis albifrons*. ***Diocetes eureka*. ****Archips rosaceana*. Schuh e Mote 1948: 28.

Gelis sp.

HP: *Microgaster* sp. (Hym.: Braconidae). HS: *Mythimna unipuncta* (Haworth) (Lep.: Noctuidae). **Smicra albifrons*. ***Pezomachus* sp. ****Leucania unipuncta*. Howard 1897: 33.

Gelis minimus (Walsh)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. Townes 1944: 198.

EUA. Pupa. HS: *Mythimna unipuncta* (Haworth) (Lep.: Noctuidae). **Chalcis albifrons*. ***Pezomachus minimus*. Walsh 1861: 369.

América Central. **Spilochalcis albifrons*. ***Pezomachus minimus*. Dalla Torre 1898: 384.

Glypta fumiferanae (Viereck)

Canadá. Huber et al 1996: 1174.

Hyposoter exiguae (Viereck)

EUA. Pupa. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis albifrons*. Puttler 1961: 29.

Hyposoter fugitivus (Say)

EUA. HS: *Anisota senatoria* (JE Smith) (Lep.: Saturniidae). **Spilochalcis albifrons*. Riotte e Peigler 1981: 121.

Itopectis quadringulata (Provancher)

EUA. HS: *Choristoneura rosaceana* (Harris) (Lep.: Tortricidae). **Spilochalcis albifrons*. ***Itopectis obtusa*. ****Archips rosaceana*. Schuh e Mote 1948: 28.

Tranosemella praerogator (Linnaeus)

EUA. HS: *Choristoneura rosaceana* (Harris) (Lep.: Tortricidae). **Spilochalcis albifrons*. ***Angitia pterophorae*. ****Archips rosaceana*. Schuh e Mote 1948: 28.

Indeterminado

Região Neártica. HS: *Hypena scabra* (Fabricius) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis albifrons*. ****Plathypena scabra*. Burks 1940: 340. HS: *Thyridopteryx ephemeraeformis* (Haworth) (Lep.: Psychidae). **Spilochalcis albifrons*. Burks 1940: 340.

COLEOPTERA

BUPRESTIDAE

Brachys tessellatus (Fabricius)

EUA. Pupa. Em *Quercus* sp. (Fagaceae). **Spilochalcis albifrons*. Turnbow e Franklin 1981: 357.

Pachyschelus sp. **reg. nov.**

EUA. Em *Desmodium illinoense* (Fabaceae). LaBI 45491.

CHRYSOMELIDAE

Cassida rubiginosa Müller

EUA. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Ward e Pienkowski 1978: 538.

Exema canadensis Pierce

EUA. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Root e Messina 1983: 75.

Exema dispar Lacordaire

EUA. **Spilochalcis albifrons*. Procter 1938: 424.

Fulcidacini sp.

Pupa. ***Chlamisinae*. Cox 1994: 445.

McPheron 1985: 367.

Neochlamisus bebbiana (Brown)

Canadá. Pupa. Em *Salix bebbiana* (Salicaceae). Forbes e Funk 2013: 825. Pupa. Em *Alnus* sp. (Betulaceae). Forbes e Funk 2013: 825. Pupa. Em *Acer rubrum* (Sapindaceae). Forbes e Funk 2013: 825.

EUA. Pupa. Em *Salix bebbiana* (Salicaceae). Forbes e Funk 2013: 825. Pupa. Em *Alnus* sp. (Betulaceae). Forbes e Funk 2013: 825. Pupa. Em *Acer rubrum* (Sapindaceae). Forbes e Funk 2013: 825.

Neochlamisus chamaedaphnes (Brown)

EUA. Pupa. Em *Chamaedaphne calyculata* (Ericaceae). Forbes e Funk 2013: 825.

Neochlamisus comptoniae (Brown)

EUA. Em *Comptonia peregrina* (Myricaceae). Forbes e Funk 2013: 825.

Odontota dorsalis (Thunberg)

EUA. Pupa. Em *Glycine max* (Fabaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Chalepus dorsalis*. Poos 1940: 744.

Sumitrosis inaequalis (Weber)

EUA. Pupa. Em *Symphytotrichum lanceolatum* (Asteraceae). **Spilochalcis albifrons*. McPheron 1985: 367.

Sumitrosis rosea (Weber)

EUA. Pupa. Em *Laportea canadensis* (Urticaceae). **Spilochalcis albifrons*. McPheron 1985: 367.

CURCULIONIDAE

Ceutorhynchus obstrictus (Marsham)

Canadá. Em *Brassica napus* (Brassicaceae). Dossdall et al 2006: 2006.

Hypera eximia (LeConte)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. Puttler et al 1973: 1305.

Hypera paludicola Warner

EUA. **Spilochalcis albifrons*. Puttler et al 1973: 1305.

Hypera postica Gyllenhal

EUA. Larva. **Spilochalcis albifrons*. Puttler 1966: 483. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Poinar e Gyrisco 1963: 534.

LEPIDOPTERA

ARGYRESTHIIDAE

Argyresthia aureoargentella Brower

Canadá. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Silver 1957: 180.

Argyresthia laricella Kearfott

Canadá. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Eidt e Sippell 1961: 17.

Argyresthia thuiella (Packard)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Silver 1957: 180.

- EUA.** Em *Thuja* sp. (Cupressaceae). **Spilochalcis albifrons*. Procter 1938: 424.
- BEDELLIIDAE
Bedellia somnulentella (Zeller)
EUA. Em *Convolvulus* sp. (Convolvulaceae). **Spilochalcis albifrons*. Smith 1938: 185.
- BUCCULATRICIDAE
Bucculatrix variabilis Braun
EUA. Em *Baccharis pilularis* (Asteraceae). **Spilochalcis albifrons*. Tilden 1951: 159.
- COLEOPHORIDAE
Coleophora laricella (Hübner)
Região Neártica [Canadá]. **Spilochalcis albifrons*. Burks 1940: 340.
Canadá. Pupa. **Spilochalcis albifrons*. Andrews e Geistlinger 1969: 51. Em *Larix* sp. (Pinaceae). **Spilochalcis albifrons*. Miller e Finlayson 1977: 11.
EUA. Em *Larix occidentalis* (Pinaceae). **Spilochalcis albifrons*. Bousfield e Lood 1973: 213.
- Coleophora multipulvella* Chambers
EUA. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Coleophora malivorella*. Puttler 1961: 30. Em *Malus domestica* (Rosaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Coleophora malivorella*. Beacher 1947: 533.
- Coleophora pruniella* Clemens
Canadá. Pupa. Em *Malus domestica* (Rosaceae). **Spilochalcis albifrons*. Waddell 1952: 87.
Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. Burks 1940: 340.
- Coleophora serratella* (Linnaeus)
Canadá. Em *Betula papyrifera* (Betulaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Coleophora fuscedinella*. Raske 1978: 104.
Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Coleophora salmani*. Burks 1940: 340.
- Coleophora spinella* (Schrank)
Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Coleophora fletcherella*. Burks 1940: 340.
- EREBIDAE
Hypena deceptalis Walker
Canadá. **Spilochalcis albifrons*. ***Bomolocha deceptalis*. Eidt e Sippell 1961: 18.
- Orgyia leucostigma* (JE Smith)
 **Spilochalcis albifrons*. Krombein 1979: 867.
- GELECHIIDAE
Arogaela cristifasciella (Chambers)
Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. Burks 1940: 340.
- Athrips rancidella* (Herrich-Schäffer)
EUA. Pupa. Em *Cotoneaster horizontalis* (Rosaceae). **Spilochalcis albifrons*. ***Cremona cotoneaster*. Roaf et al 1937: 135.
- Coleotechnites milleri* (Busck)
EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Recurvaria milleri*. Struble e Bedard 1958: 184.
- GEOMETRIDAE
Alsophila pometaria (Harris)
Canadá. **Spilochalcis albifrons*. McGugan 1958: 18.
- NOCTUIDAE
Spaeolotis clandestina (Harris)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. Thompson 1955: 205.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Plutella maculipennis*. Burks 1940: 340. Pupa. Em *Brassica oleraceae* var. Georgia (Brassicaceae).
**Spilochalcis albifrons*. Horn 1987: 301.

PTEROPHORIDAE

Stenoptilodes antirrhina (Lange)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Platypilia antirrhina*. Puttler 1961: 30.

PYRALIDAE

Plodia interpunctella (Hübner, 1813) (Pyralidae)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. Hansen 1980: 558.

TORTRICIDAE

Ancylys sp.

EUA. **Spilochalcis torvina ancylae*. Girault 1920: 193.

Ancylys comptana (Frölich)

EUA. Larva. Em *Fragaria* × *ananassa* (Rosaceae). **Spilochalcis albifrons*. Dunnam 1927: 154.

Ancylys divisana (Walker)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. Burks 1940: 340.

Ancylys platanana (Clemens)

EUA. Pupa. Em *Platanus occidentalis* (Platanaceae). **Spilochalcis albifrons*. Thompson e Solomon 1986: 746.

Archips cerasivorana (Fitch)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Archips cerasivoranus*. Hansen 1980: 558.

Choristoneura rosaceana (Harris)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Archips rosaceana*. Schuh e Mote 1948: 26.

Paralobesia viteana (Clemens)

Região Neártica. **Spilochalcis albifrons*. ***Polychrosis viteana*. Burks 1940: 340.

DIPTERA

TACHINIDAE

Nilea erecta (Coquillett)

EUA. HS: *Choristoneura rosaceana* (Harris) (Lep.: Tortricidae).
Spilochalcis albifrons*. *Pseudoperichaeta erecta*. ****Archips rosaceana*. Schuh e Mote 1948: 26.

NOTA: *Co. albifrons* é o único Chalcididae com registro conhecido de parasitismo terciário. A espécie é hiperparasita de *Choristoneura rosaceana* (Harris), mas um dos hospedeiros primários é desconhecido. Schuh e Mote (1948) informam que o espécime foi obtido de um casulo de uma vespa endoparasita. *Co. albifrons* é frequentemente encontrado como hiperparasita, mas alguns estudos encontram casos de parasitoidismo primário. Poinar e Gyrisco (1963) encontraram o casulo da espécie preenchendo completamente a cavidade interna da pupa de *Hypera postica* Gyllenhal. Horn (1987) dissecou as pupas de *Plutella xylostella* (Linnaeus) e não encontrou sinais de hospedeiros primários, mesmo quando estes (i.e., *Diadegma insulare* (Cresson)) estavam presentes. É frequentemente encontrada como parasitoide solitário (Root e Messina 1983, Puttler 1966), mas há registros de superparasitoidismo (Ward e Pienkowski 1978). Nessa instância, os autores registraram dois casos onde dois e três machos emergiram de *Cassida rubiginosa*, com tamanho do adulto entre um terço e metade do tamanho de um adulto de parasitoidismo solitário.

***Conura delumbis* (Cresson)**

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Lema daturaphila Kogan & Goeden
Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis delumbis*. ***Lema trilineata*.
Burks 1940: 343.

Lema nigrovittata (Sahlberg)
Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis delumbis*. Burks 1940: 343.

Neochlamisus gibbosus (Fabricius)
Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis delumbis*. ***Chlamys plicata*.
Burks 1940: 343.

Odontota dorsalis (Thunberg)
EUA. Pupa. Em *Robinia pseudoacacia* (Fabaceae). **Spilochalcis delumbis*. ***Xenochalepus dorsalis*. Weaver e Dorsey 1965: 934.

CURCULIONIDAE

Hypera rumicis (Linnaeus)
EUA. Pupa. **Spilochalcis delumbis*. Chamberlin 1933: 106.

LEPIDOPTERA

COLEOPHORIDAE

Coleophora ulmifoliella McDunnough
Canadá. **Spilochalcis delumbis*. Raizenne 1952: 250.

GELECHIIDAE

Anacampsis fragariella Busck
EUA. **Spilochalcis delumbis*. Knowlton 1937: 380.

PSYCHIDAE

Thyridopteryx ephemeraeformis (Haworth)
EUA. **Spilochalcis delumbis*. Sheppard e Stairs 1976: 472.

PYRALIDAE

Acrobasis rubrifasciella Packard
EUA. Pupa. Em *Alnus* sp. (Betulaceae). **Spilochalcis delumbis*. Balduf
1968: 472.

TORTRICIDAE

Ancylis comptana (Frölich)
EUA. **Spilochalcis nelumbis*. Lewis 1925: 611.

NOTA: Peck (1963) listou hospedeiros de *Co. delumbis* nas ordens Lepidoptera e Coleoptera, mas ele questionou a autenticidade dos primeiros. *Co. delumbis* destoa dos demais membros do grupo *side* por ser, até onde é conhecido, um parasitoide exclusivamente primário.

***Conura dema* (Burks)**

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Frumenta nundinella (Zeller)
EUA. **Spilochalcis dema*. ***Gelechia nundinella*. Burks 1940: 331.

***Conura flavopicta* (Cresson)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp.
Cuba. Ferrer 2010: 54.

Meteorus sp.
Cuba. Ferrer 2010: 54.

Meteorus laphygmae Viereck
EUA. HS: Leucaniini sp. (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis delira*.
Vickery 1915: 391.

ICHNEUMONIDAE

Campoplex frustanae Cushman

EUA. Pupa. HS: *Rhyacionia frustrana* (Comstock) (Lep.: Tortricidae). Em *Pinus taeda* (Pinaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Freeman e Berisford 1979: 512.

Diadegma insulare (Cresson)

EUA. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis delira*. ***Angitia plutellae*. ****Plutella maculipennis*. Marsh 1917: 8.

LEPIDOPTERA

BUCCULATRICIDAE

Bucculatrix sp.

Cuba. Ferrer 2010: 52.

COLEOPHORIDAE

Coleophora sp.

Cuba. Ferrer 2010: 52.

COSMOPTERIGIDAE

Anatrachyntis sp.

Cuba. ***Sathrobrotia* sp. Ferrer 2010: 53.

Anatrachyntis rileyi (Walsingham)

Porto Rico. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis flavopicta*.

***Pyroderces rileyi*. Wolcott 1951: 805.

Pyroderces sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

CRAMBIDAE

Cnaphalocrocis trapezalis (Guenée)

Spilochalcis flavopicta*. *Marasmis trapezalis*. De Santis 1979: 45.

Diaphania hyalinata (Linnaeus)

República Dominicana. **Spilochalcis flavopicta*. ***Margaronia hyalinata*. De Santis 1989: 11.

GELECHIIDAE

Anacampsis fragariella Busck

EUA. **Spilochalcis flavopicta*. Essig 1926: 851.

Anacampsis innocuella (Zeller)

EUA. Em *Populus grandidentata* (Salicaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Miller 1955: 622.

NOCTUIDAE

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

NOLIDAE

Nola cereella (Bosc)

EUA. **Spilochalcis delira*. ***Celama sorghiella*. Reinhard 1938: 31.

PIERIDAE

Pontia protodice (Boisduval & LeConte)

EUA. **Spilochalcis flavopicta*. ***Pieris protodice*. Bibby 1961: 331.

PSYCHIDAE

Astala confederata (Grote & Robinson)

EUA. Pupa. **Spilochalcis flavopicta*. ***Eurukuttarus confederatus*. Williams 1944: 50.

Cryptothoelea nigrita (Barnes & McDunnough)

**Spilochalcis flavopicta*. Krombein 1979: 867.

PYRALIDAE

Acrobasis sp.

Região Neártica. **Spilochalcis flavopicta*. Burks 1940: 334.

Acrobasis caryvorella Ragonot

EUA. Em *Carya illinoensis* (Juglandaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Nickels 1951: 434.

Acrobasis indigenella (Zeller)

EUA. **Spilochalcis flavopicta*. Neunzig 1972: 23.

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

EUA. Em *Arachis hypogaea* (Fabaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Wall e Berberet 1975: 879.

Homoesoma electellum (Hulst)

EUA. Larva. Em *Rudbeckia maxima* (Asteraceae). **Spilochalcis delira*. Bottimer 1926: 803.

TORTRICIDAE

Aethes sp.

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis flavopicta*. ***Phalonia* sp. Burks 1940: 334.

Ancylis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 52.

Ancylis comptana (Frölich)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis flavopicta*. Burks 1940: 334.

Argyrotaenia sp.

Cuba. Ferrer 2010: 52.

Argyrotaenia velutinana (Walker)

EUA. **Spilochalcis flavopicta*. Peck 1951: 590.

Epiblema scudderiana (Clemens)

EUA. Pupa. Em *Solidago leavenworthii* (Asteraceae). **Spilochalcis flavopicta*. Hoffmann 1945: 357.

Epiblema tripartinana (Zeller)

EUA. Pupa. Em *Solidago leavenworthii* (Asteraceae). **Spilochalcis flavopicta*. Hoffmann 1945: 357.

Grapholita molesta (Busck)

EUA. Pupa. Em *Prunus persica* (Rosaceae). **Spilochalcis delira*. Nettles 1934: 816.

Rhyacionia frustrana (Comstock)

EUA. Pupa. **Spilochalcis flavopicta*. McGraw et al 1974: 326. Em *Pinus taeda* (Pinaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Freeman e Berisford 1979: 512). Em *Pinus virginiana* (Pinaceae). **Spilochalcis delira*. Cushman 1927: 619.

Rhyacionia subtropica Miller

EUA. Pupa. **Spilochalcis flavopicta*. McGraw et al 1974: 326.

Sparganothis sulfureana (Clemens)

EUA. **Spilochalcis delira*. ***Dichelia sulfuriana*. Daecke 1902: 95.

DIPTERA

TACHINIDAE

Lixophaga mediocris Aldrich

EUA. Pupa. HS: *Rhyacionia frustrana* (Comstock) (Lep.: Tortricidae). Em *Pinus taeda* (Pinaceae). **Spilochalcis flavopicta*. Freeman e Berisford 1979: 512.

NOTA: O registro de *Rhyacionia frustrana* (Comstock) é de hospedeiro secundário, mas Cushman (1927) não menciona qual é o hospedeiro primário, apenas que é um parasita da pupa. Ele menciona dois parasitas primários de pupa, *Haltichella rhyacioniae* Gahan e *Itopectis conquisitor* (Say). É possível que o hospedeiro primário seja o último, uma vez que outra espécie do grupo *side*, *Co. albifrons*, é hiperparasita de uma espécie de Tortricidae, *Choristoneura rosaceana* (Harris) por meio de um *Itopectis*, *I. quadricingulata* (Provancher) (Schuh e Mote 1948). Bibby (1961) menciona que *Co. flavopicta* é, possivelmente, um hiperparasitoide de *Pontia protodice* (Boisduval & LeConte). De acordo com Delvare (1992), Burks (1940) erroneamente sinonimizou *Co. mendica* (Cresson) sob *Co. flavopicta* (Cresson), então

possivelmente alguns hospedeiros atribuídos a *Co. flavopicta* por Burks (1940) são de *Co. mendica*.

***Conura leptis* (Burks)**

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Anacampsis innocuella (Zeller)

EUA. Pupa. **Spilochalcis leptis*. Pogue 1985: 85.

TORTRICIDAE

Ancylis comptana (Frölich)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis leptis*. Burks 1940: 341.

Archips argyrospila (Walker)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis leptis*. ***Cacoecia argyrospila*. Burks 1940: 341.

Cnephasia longana (Haworth)

EUA. **Spilochalcis leptis*. Krombein 1979: 867.

Rhyacionia frustrana (Comstock)

EUA. **Spilochalcis leptis*. Krombein 1979: 867.

Spilonota ocellana (Denis & Schiffermüller)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis leptis*. ***Tmetocera ocellana*. Burks 1940: 341.

YPONOMEUTIDAE

Zelleria haimbachi Busck

EUA. **Spilochalcis leptis*. Burks 1940: 341.

***Conura porteri* (Brèthes)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Dinocampus coccinellae (Schrank)

Chile. **Spilochalcis porteri*. De Santis 1979: 51.

Perilitus stuardoi Porter

Chile. **Spilochalcis porteri*. Herting 1977: 75.

***Conura sanguiniventris* (Cresson)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Meteorus sp.

EUA. Pupa. HS: *Spodoptera eridania* (Stoll) (Lep.: Noctuidae). **Conura* sp. ****Prodenia eridania*. Chittenden e Russell 1909: 63.

ICHNEUMONIDAE

Bathyplectes sp.

EUA. HS: *Hypera eximia* (LeConte) (Col.: Curculionidae). **Spilochalcis sanguiniventris*. Puttler et al 1973: 1305.

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Exema conspersa (Mannerheim)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis sanguiniventris*. Burks 1940: 336.

Exema neglecta Blatchley

EUA. Em *Baccharis halimifolia* (Asteraceae). **Spilochalcis sanguiniventris*. Palmer e Bennett 1988: 225.

Gratiana pallidula (Boheman)

EUA. Pupa. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis sanguiniventris*. ***Nuzonia pallidula*. Rolston et al 1965: 366.

CURCULIONIDAE

Hypera eximia (LeConte)

EUA. **Spilochalcis sanguiniventris*. Puttler et al 1973: 1305.

Hypera paludicola Warner

EUA. **Spilochalcis sanguiniventris*. Puttler et al 1973: 1305.

LEPIDOPTERA

NOLIDAE

Garella nilotica (Rogenhofer)

EUA. Larva. Em *Salix* sp. (Salicaceae). **Spilochalcis sanguiniventris*.

***Characoma nilotica*. Brown e Allen 1974: 169.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

EUA. **Spilochalcis sanguiniventris*. ***Plutella maculipennis*. Krombein 1979: 867.

PYRALIDAE

Elasmopalpus lignosellus (Zeller)

EUA. Em *Arachis hypogaea* (Fabaceae). **Spilochalcis sanguiniventris*. Wall e Berberet 1975: 879.

TORTRICIDAE

Cochylis caulocatax Razowski

EUA. Em *Eustoma exaltatum* (Gentianaceae). **Spilochalcis sanguiniventris*. Pogue e Friedlander 1987: 326.

Conura side (Walker)

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Macrocentrus ancylivora Rohwer

EUA. HS: *Rhyacionia frustrana* (Comstock) (Lep.: Tortricidae). Em *Pinus taeda* (Pinaceae). ***Macrocentrus ancylivorus*. McCravy e Berisford 2000: 225.

ICHNEUMONIDAE

Diadegma insulare (Cresson)

EUA. Pupa. Lee e Heimpel 2004: 41.

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Gratiana boliviana Spaeth

EUA. Pupa. Em *Solanum viarum* (Solanaceae). Diaz et al 2012: 230.

LEPIDOPTERA

COLEOPHORIDAE

Coleophora klimeschiella Toll

EUA. Pupa. Em *Kali australe* (Amaranthaceae). **Spilochalcis side*. Halstead 1989: 635.

GRACILLARIIDAE

Phyllonorycter platani Staudinger

EUA. Em *Platanus racemosa* (Platanaceae). ***Phyllonorycter felinelle*. Gates et al 2002: 225.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

EUA. Pupa. Em *Brassica oleraceae* var. *acephala* (Brassicaceae). Mitchell et al 1997: 58.

PTEROLONCHIDAE

Coelopoeta glutinosi Walsingham

EUA. Em *Eriodictyon trichocalyx* (Boraginaceae). Gates et al 2002: 224.

TISCHERIIDAE

Tischeria sp.

EUA. Em *Quercus alvordiana* (Fagaceae). Gates et al 2002: 222. Em *Malacothamnus* sp. (Malvaceae). Gates et al 2002: 225.

DIPTERA

TACHINIDAE

Lixophaga mediocris Aldrich

EUA. HS: *Rhyacionia frustrana* (Comstock) (Lep.: Tortricidae). Em *Pinus taeda* (Pinaceae). McCravy e Berisford 2000: 225.

NOTA: Muitos registros na literatura atribuídos a *Co. side* pertencem, aparentemente, a *Co. torvina*. Delvare (1992), examinando material da Região Neártica, concluiu que: *Co. side* era tratado como *Co. flavopicta*; *Co. delira* e *Co. decempunctata* são sinônimos de *Co. flavopicta*; e *Co. torvina* era tratado como *Co. side*, incluindo o conceito de *Co. side* de Burks (1940). Assim, *Co. side* fica definido pelo material-tipo e lectótipos (Burks 1975), além do que era conhecido como *Co. flavopicta* (incluindo *Co. delira* e *Co. decempunctata*), enquanto *Co. torvina* é o que havia sido tratado como *Co. side* por autores prévios, como Burks (1940, 1979) e Peck (1963). No entanto, Ferrer (2010) afirma, por meio de uma comunicação pessoal de Delvare, que *Co. flavopicta* é uma espécie válida, e está presente nas Antilhas, onde *Co. side* está ausente. Portanto, *Co. torvina* corresponde em grande parte ao *Co. side* de Burks, *Co. flavopicta* é uma espécie válida, e *Co. side* está restrito a poucos registros. Halstead (1989) é o primeiro trabalho que identifica exemplares simpátricos como *Co. side* e *Co. torvina*. Gates et al (2002) afirmam que o exemplar de *Co. side* foi encontrado em uma folha contendo *Coelopoeta glutinosi* Walsingham e um Agromyzidae. Como não há registros de Chalcidinae parasitoides de Agromyzidae, entende-se que o lepidóptero minador de folhas é o hospedeiro. Lee e Heimpel (2004) listam as seguintes espécies como possíveis hospedeiros secundários de *Diadegma insulare* (Cresson): *Pieris rapae* (Linnaeus), *Trichoplusia ni* (Hübner), *Plutella xylostella* (Linnaeus).

***Conura torvina* (Cresson, 1872)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia sp.

EUA. Em *Ambrosia* sp. (Asteraceae). **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles* sp. Brimley 1942: 33.

Cotesia atalantae (Packard)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles atalantae*. Arthur 1958: 590.

Cotesia congregata (Say)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles congregatus*. Arthur 1958: 590.

EUA. HS: *Manduca sexta* (Linnaeus) (Lep.: Sphingidae). Em *Nicotiana* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles congregatus*. ****Protoparce sexta*. Fulton 1940: 233.

Cotesia glomerata (Linnaeus)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles glomeratus*. Arthur 1958: 590.

EUA. HS: *Pieris rapae* (Linnaeus) (Lep.: Pieridae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis torvina*. McDonald e Kok 1991: 172.

Cotesia medicaginis (Muesebeck)

EUA. HS: *Colias eurytheme* Boisduval (Lep.: Pieridae). Em *Medicago sativa* (Fabaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles medicaginis*. Allen e Smith 1958: 29.

Cotesia melanoscela (Ratzeburg)

EUA. HS: *Lymantria dispar* (Linnaeus) (Lep.: Erebididae). **Spilochalcis torvina*. ***Apanteles melanoscelus*. ****Porthetria dispar* Muesebeck e Dohanian 1927: 19.

Cotesia orobena (Forbes)

EUA. Pupa. HS: *Evergestis rimosalis* (Guenée) (Lep.: Crambidae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Gaines e Kok 1995: 579.

Cotesia rubecula (Marshall)

EUA. HS: *Pieris rapae* (Linnaeus) (Lep.: Pieridae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis torvina*. McDonald e Kok 1991: 172.

Glyptapanteles militaris (Walsh)

Região Neártica. **Spilochalcis side* misid. ***Apanteles militaris*. Burks 1940: 338.

Meteorus laphygmae Viereck

EUA. Pupa. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis torvina*. ****Laphygma frugiperda*. Luginbill 1928: 70.

Meteorus versicolor (Wesmael)

Região Neártica. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

ICHNEUMONIDAE

Bathyplectes curculionis (Thomson)

EUA. Pupa. HS: *Hypera postica* Gyllenhal (Col.: Curculionidae). **Spilochalcis side* misid. Pike e Burkhardt 1974: 954. Em *Medicago sativa* (Fabaceae). **Spilochalcis torvina*. Rethwisch e Manglitz 1986: 649.

Campoletis argentifrons (Cresson)

EUA. Pupa. HS: *Heliothis virescens* (Fabricius) (Lep.: Noctuidae). Em *Nicotiana* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Sagaritis provancheri*. Wene 1943: 333.

Campoletis sonoriensis (Cameron)

EUA. Pupa. HS: *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis side* misid. ****Heliothis zea*. McNeil e Brooks 1974: 198.

Diadegma insulare (Cresson)

Região Neártica. **Spilochalcis side* misid. ***Angitia plutellae*. Burks 1940: 338.

EUA. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Horogenes plutellae*. Allen 1962: 111. HS: *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lep.: Plutellidae). Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Gaines e Kok 1999: 20.

Indeterminado

EUA. HS: Lepidoptera sp. Em *Quercus* sp. (Fagaceae). **Smicra torvina*. Ashmead 1886: 125.

COLEOPTERA

Indeterminado

Canadá. **Spilochalcis side* misid. Arthur 1958: 590.

CHRYSOMELIDAE

Cassida rubiginosa Müller

EUA. Pupa. Em *Cirsium arvense* (Asteraceae). **Spilochalcis side* misid. Tipping 1993: 1405. Em *Cirsium arvense* (Asteraceae). Ang e Kok 1995.

CURCULIONIDAE

Ceutorhynchus obstrictus (Marsham)

Canadá. Em *Brassica napus* (Brassicaceae). Dossdall et al 2006: 999.

EUA. **Spilochalcis side* misid. ***Ceutorhynchus assimilis*. Carlson et al 1951: 964. Em *Brassica napus* (Brassicaceae). Gibson et al 2006: 193.

Hypera nigrirostris (Fabricius)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. ***Phytonomus nigrirostris*. Burks 1940: 338.

Hypera rumicis (Linnaeus)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

Orchestes pallicornis Say

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

LEPIDOPTERA

Indeterminado

EUA. Larva. Em *Quercus* sp. (Fagaceae). **Smicra torvina*. Ashmead 1886. Pupa. **Spilochalcis torvina*. Webster 1895: 68.

ARGYRESTHIIDAE

Argyresthia thuiella (Packard)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

BUCULATRICIDAE

Bucculatrix thurberiella Busck

Região Neártica. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

EUA. Pupa. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis side* misid. Clancy 1946: 328.

CHOREUTIDAE

Tebenna silphiella (Grote)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. ***Choreutis silphiella*. Burks 1940: 338.

COLEOPHORIDAE

Coleophora klimeschiella Toll

EUA. Pupa. Em *Kali australe* (Amaranthaceae). **Spilochalcis torvina*. Halstead 1989: 635.

Coleophora laricella (Hübner)

EUA. **Spilochalcis side* misid. Procter 1938: 424.

Coleophora multipulvella Chambers

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. ***Coleophora multipulvella*. Burks 1940: 338.

EUA. **Spilochalcis torvina*. ***Coleophora malivorella*. Gould e Geissler 1940: 851.

Coleophora pruniella Clemens

Canadá. Em *Malus domestica* (Rosaceae). **Spilochalcis torvina*. Petch e Armstrong 1926: 95.

EUA. Pupa. **Spilochalcis torvina*. Doner 1936: 226.

Coleophora serratella (Linnaeus)

EUA. **Spilochalcis torvina*. ***Coleophora salmani*. Procter 1938: 424.

Coleophora spinella (Schrank)

EUA. **Spilochalcis torvina*. ***Coleophora fletcherella*. Gillespie 1932: 15.

CRAMBIDAE

Ostrinia nubilalis (Hübner)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. ***Pyrausta nubilalis*. Arthur 1958: 590.

DEPRESSARIIDAE

Agonopterix heracliana (Linnaeus)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. Arthur 1958: 590.

GELECHIIDAE

Anarsia lineatella Zeller

EUA. **Spilochalcis side* misid. Peck 1951: 592.

Coleotechnites sp.

EUA. Pupa. Em *Pinus contorta* (Pinaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Recurvaria* sp. Arthur 1958: 590.

Coleotechnites milleri (Busck)

EUA. **Spilochalcis side* misid. ***Recurvaria milleri*. Struble e Bedard 1958: 183.

Coleotechnites piceaella (Kearfott)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. ***Recurvaria piceaella*. Burks 1940: 338.

Exoteleia pinifoliella (Chambers)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. ***Paralechia pinifoliella*. Burks 1940: 338.

GEOMETRIDAE

Fernaldella fimetaria (Grote & Robinson)

EUA. Em *Compositae* sp. (Asteraceae). **Spilochalcis side* misid. ***Narraga fimetaria*. DeLoach e Psencik 1982: 627.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Região Neártica. **Spilochalcis side* misid. ***Plutella maculipennis*. Burks 1940: 338.

EUA. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). **Spilochalcis side* misid. ***Plutella maculipennis*. Allen 1962: 111.

PSYCHIDAE

Astala confederata (Grote & Robinson)

EUA. **Spilochalcis side* misid. ***Eurukuttarus confederatus*. Schaffner 1959: 46.

PYRALIDAE

Ancylosis undulatella (Clemens)

EUA. Em *Beta vulgaris* (Amaranthaceae). **Spilochalcis torvina*. ***Hulstea undulatella*. Titus 1905: 39.

Ephestia kuehniella Zeller

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. ***Anagasta kühniella*. Arthur 1958: 590.

Galleria mellonella (Linnaeus)

Canadá. Pupa. **Spilochalcis side* misid. Arthur 1958: 590.

TORTRICIDAE

Ancylis comptana (Frölich)

EUA. **Spilochalcis torvina*. Parker e Lamerson 1937: 103.

Ancylis divisana (Walker)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis side* misid. Burks 1940: 338.

Argyrotaenia velutinana (Walker)

EUA. Em *Rubus* sp. (Rosaceae). **Smicra deliva*. ***Eulia velutinana*. Chittenden 1920: 11.

Choristoneura rosaceana (Harris)

EUA. Larva. **Spilochalcis torvina*. ***Archips rosaceana*. Davis 1912: 97.

Epinotia nanana (Treitschke)

EUA. **Spilochalcis side* misid. Schaffner 1959: 26.

Grapholita molesta (Busck)

EUA. **Spilochalcis torvina*. Weaver 1949: 154.

Rhyacionia frustrana (Comstock)

EUA. **Spilochalcis side* misid. Wells et al 2001.

Indeterminado

EUA. Pupa. Em *Beta vulgaris* (Amaranthaceae). **Spilochalcis torvina*. Titus 1905: 40.

NOTA: Rethwisch e Manglitz (1986) afirmam que casos de *Co. side* em *Bathyplectes curculionis* (Thomson) podem ser *Co. torvina* erroneamente identificados. Ashmead (1886) e Webster (1895) registram a ocorrência de *Co. torvina* em larva e pupa, respectivamente, de Lepidoptera indeterminados. Ashmead (1886) afirma que emergiram da pupa aproximadamente 50 exemplares de Ichneumonidae indeterminados, e que *Co. torvina* pode ser hiperparasitoide.

Grupo *tanais*

Conura tanais (Burks)

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Gnorimoschema sp.

EUA. Pupa. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). **Spilochalcis tanais*. Burks 1940: 310. Pupa. Em *Persicaria pennsylvannica* (Polygonaceae). **Spilochalcis tanais*. Burks 1940: 310.

Subgênero *Conura* Grupo *dares*

Conura dares (Walker)

ARANEAE

ARANEIDAE

Argiope argentata (Fabricius) **reg. nov.**

Brasil. LaBI 45331.

HYMENOPTERA

ICHNEUMONIDAE

Cryptus sp.

Brasil. Pupa. HS: Lepidoptera sp. **Phasgonophora variegata*. Sichel 1866: 383.

LEPIDOPTERA

Indeterminado

**Spilochalcis lenti*. De Santis 1980: 265.

NOTA: Sichel (1866) menciona apenas que *Co. dares* emergiu de um casulo de Lepidoptera indeterminado. Delvare (1992) validou um lectótipo para *Phasgonophora variegata*, designado por Steffan, com as seguintes informações na etiqueta: “Riv. Rio G P avec 2 Cryptus M et une Smicra” e “Tirés du cocon le 15 III 65”. Os dados da etiqueta revelam que *Co. dares* é parasitoide primário de *Argiope argentata* (Fabricius), emergindo de ootecas, mas é mais provável que exista um hospedeiro intermediário, provavelmente um Ichneumonidae, uma vez que são conhecidos por serem parasitoides de aranhas (Gauld e Dubois 2006), e uma interação dessa natureza ser conhecida para outra espécie em *Conura*, *Co. baturitei* (ver registro).

Grupo *maculata*

Conura acragae Delvare

LEPIDOPTERA

DALCERIDAE

Acraga sp.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

Acraga ochracea (Walker)

Colômbia. Pupa. ***Acraga ochracea*. Delvare e Genty 1992: 32.

NYMPHALIDAE

Opsiphanes cassina (Felder)

Colômbia. Delvare 1993: 366.

Conura bergi (Kirby)

LEPIDOPTERA

LASIOCAMPIDAE

Tolype pauperata (Burmeister)

Argentina. **Spilochalcis bergi*. De Santis e Esquivel 1966: 151.

PSYCHIDAE

Oiketicus kirbyi Guilding

Argentina. **Spilochalcis bergi*. ***Oeceticus kirbyi*. De Santis 1938: 269.

Oiketicus platensis Berg

Argentina. **Smicra bergi*. ***Oeceticus platensis*. Kirby 1885: 244.
Paraguai. **Spilochalcis bergi*. ***Oeceticus platensis*. Thompson 1955: 205.
Uruguai. **Smicra bergi*. ***Oeceticus platensis*. Dalla Torre 1898: 373.

***Conura chapadae* (Ashmead)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia sp.

Paraguai. HS: *Manduca quinquemaculata* (Haworth) (Lep.: Sphingidae). **Spilochalcis chapadae*. ***Apanteles* sp. Parker et al 1953: 44.

ICHNEUMONIDAE

Campoletis flavicincta (Ashmead)

Brasil. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis chapadae*. Patel e Habib 1986: 98.

Indeterminado

Argentina. Pupa. HS: *Alabama argillacea* (Hübner) (Lep.: Erebidae). **Spilochalcis chapadae*. Parker et al 1953: 53.

LEPIDOPTERA

EREBIDAE

Alabama argillacea (Hübner)

Argentina. Pupa. **Spilochalcis chapadae*. Parker et al 1953: 53.

GELECHIIDAE

Gnorimoschema sp.

Uruguai. Em *Dysphania ambrosioides* (Amaranthaceae). **Spilochalcis chapadae*. Parker et al 1953: 48.

Pectinophora gossypiella (Saunders)

Argentina. Pupa. **Spilochalcis chapadae*. Parker et al 1953: 50.

Brasil. Pupa. **Spilochalcis chapadae*. Parker et al 1953: 50.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

Uruguai. **Spilochalcis chapadae*. ***Plutella maculipennis*. Parker et al 1953: 51.

NOTA: De Santis (1979) informa registros de cinco espécies como hospedeiros de *Co. chapadae* (Ashmead) porém, de acordo com Delvare (1992), os registros não são verdadeiros. Os registros foram baseados em material do USNM que, de acordo com Delvare, estavam incorretamente identificados como *Co. chapadae*.

***Conura chapadensis* (Ashmead)**

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Pectinophora gossypiella (Saunders)

Brasil? **Spilochalcis chapadensis*. De Santis 1980: 260.

***Conura flavicans* Spinola**

LEPIDOPTERA

MIMALLONIDAE

Mimallo amilia (Cramer)

Brasil. Pupa. Em *Psidium guajava* (Myrtaceae). ***Mimallo amilia*. Sauer 1946: 13.

SATURNIIDAE

Rothschildia hesperus (Linnaeus)

Guiana Francesa. Pupa. ***Altarus hesperus*. Kirby 1883: 58.

***Conura igneoides* (Kirby)**

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Gnorimoschema gallaesolidaginis (Riley)

EUA. Em *Solidago* sp. (Asteraceae). **Spilochalcis igneoides*. Miller 1963: 70.

NOCTUIDAE

Helicoverpa armigera (Hübner)

EUA. **Spilochalcis igneoides*. ***Heliothis armigera*. Peck 1951: 591.

Ilhas Virgens Americanas. **Spilochalcis vittata*. ***Heliothis armigera*. Peck 1951: 591.

Helicoverpa zea (Boddie)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Região Neártica. **Spilochalcis igneoides*. ***Heliothis obsoleta*. Burks 1940: 303.

Porto Rico. **Spilochalcis igneoides*. ***Heliothis obsoleta*. Wolcott 1951: 806.

Heliothis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

EUA. **Spilochalcis igneoides*. ***Laphygma frugiperda*. Peck 1951: 591.

Ilhas Virgens Americanas. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis vittata*. ***Laphygma frugiperda*. Wilson 1923: 5.

Porto Rico. **Spilochalcis igneoides*. ***Laphygma frugiperda*. Wolcott 1951: 806.

PSYCHIDAE

Astala confederata (Grote & Robinson)

EUA. Pupa. **Spilochalcis igneoides*. ***Eurukuttarus confederatus*. Williams 1944: 50.

PYRALIDAE

Acrobasis caryivorella Ragonot

EUA. Em *Carya illinoensis* (Juglandaceae). **Spilochalcis igneoides*. Nickels 1951: 434.

Acrobasis indigenella (Zeller)

EUA. Em *Carya illinoensis* (Juglandaceae). **Spilochalcis vittata*. ***Acrobasis nebulella*. Gill 1917: 21.

Acrobasis juglandis (LeBaron)

EUA. **Spilochalcis vittata*. Thompson 1955: 207.

TORTRICIDAE

Ancylys sp.

Cuba. Ferrer 2010: 52.

Ancylys platanana (Clemens)

EUA. Pupa. Em *Platanus occidentalis* (Platanaceae). **Spilochalcis igneoides*. Thompson e Solomon 1986: 746.

Gretchena deludana (Clemens)

EUA. **Spilochalcis vittata*. ***Proteopteryx deludana*. Gossard 1905: 288.

DIPTERA

TACHINIDAE

Billaea sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Billaea claripalpis (Wulp)

Venezuela. HS: *Diatraea* sp. (Lep.: Crambidae). Em *Saccharum* sp. (Poaceae). **Spilochalcis igneoides*. ***Paratheresia claripalpis*. Guagliumi 1959: 1008.

***Conura maculata* (Fabricius)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado

Tavares e Aquino 2014: 148.

LIMACODIDAE

Limacodidae sp.

Argentina. **Spilochalcis maculata*. **Eucleidae. De Santis 1989: 12.

NOTODONTIDAE

Nystalea nyseus (Cramer) **reg. nov.**

Brasil. LaBI 43499–508.

NYMPHALIDAE

Brassolis sp. **reg. nov.**

Brasil. Em *Bactris gasipaes* (Arecaceae). LaBI 28263–4. Em *Musa* sp. (Musaceae). LaBI 30224–32.

Brassolis sophorae (Linnaeus)

Brasil. Em *Elaeis* sp. (Arecaceae). Sakazaki et al 2011: 431.

Caligo sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 25843–50.

Opsiphanes sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 22399.

Opsiphanes cassina (Felder)

Brasil. Pupa. Delvare e Genty 1992: 32.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

Costa Rica. Em *Amaranthus spinosus* (Amaranthaceae). Mexzón 1997: 30.

Panamá. Mexzón e Chinchilla 1996: 14.

Venezuela. Larva. Rodríguez Gonzáles et al 2012: 592.

Opsiphanes invirae (Hübner)

Argentina. Pupa. Em *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae). **Opsiphanes invirae amplificatus*. Gervazoni e Arbino 2018: 1157.

Brasil. Em *Elaeis* sp. (Arecaceae). Sakazaki et al 2011: 431).

Opsiphanes tamarindi (Felder)

Venezuela. Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). Domínguez-Gil et al 2006: 231.

Indeterminado

Brasil. Delvare 1993: 367.

NOTA: *Co. maculata* possui diversos registros de superparasitoidismo, com dezenas de espécimes oriundos do mesmo hospedeiro, entre 12 a 70 indivíduos emergindo da mesma pupa (Mexzón e Chinchilla 1996, Domínguez-Gil et al 2006, Gervazoni e Arbino 2018).

***Conura magistretti* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado. **reg. nov.**

Brasil. Larva. Em *Lycium europaeum* (Solanaceae). LaBI 9027–33.

EREBIDAE

Mocis latipes (Guenée) **reg. nov.**

Brasil. LaBI 31345–52.

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Argentina. ***Oeceticus* sp. Delvare 1992: 253

- Oiketicus geyeri* Berg,
Argentina. **Spilochalcis magistrettii*. De Santis e Esquivel 1966: 125.
- Oiketicus kirbyi* Guilding
Argentina. **Spilochalcis magistrettii*. Blanchard 1940a: 18.
- Oiketicus moyanoi* Mallea et al.
Argentina. **Spilochalcis magistretti*. Mallea et al 1977.
- Oiketicus platensis* Berg
Argentina. **Spilochalcis magistretti*. De Santis 1967: 212.

***Conura maria* (Riley)**

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Indeterminado

Venezuela. Pupa. **Spilochalcis trinidadensis*. Terán 1980: 299.

PSYCHIDAE

Oiketicus toumeyi Jones

EUA. Moitoza 1994: 176.

Thyridopteryx ephemeraeformis (Haworth)

América Central. **Spilochalcis mariae*. Dalla Torre 1898: 384).

EUA. Pupa. **Spilochalcis mariae*. Howard 1885: 6. Em *Salix* sp. (Salicaceae). **Spilochalcis mariae*. Balduf 1937: 180.

Indeterminado

EUA. **Spilochalcis mariae*. Viereck 1909: 649.

SATURNIIDAE

Actias luna (Linnaeus)

EUA. Moitoza 1994: 176.

Agapema anona (Ottolengui)

EUA. Peigler 1994: 55.

Agapema galbina (Clemens)

EUA. Moitoza 1994: 176.

Antheraea polyphemus (Cramer)

América Central. **Spilochalcis mariae*. Dalla Torre 1898: 384.

EUA. Pupa. **Chalcis maria*. Riley 1870: 102.

Callosamia angulifera (Walker)

EUA. Moitoza 1994: 176.

Callosamia promethea Drury

América Central. **Spilochalcis mariae*. Dalla Torre 1898: 384.

EUA. Pupa. **Chalcis maria*. Riley 1870: 102.

Hemileuca oliviae Cockerell

EUA. Moitoza 1994: 176.

México. Pupa. **Spilochalcis mariae*. Fritz et al 1986: 688.

Hemileuca tricolor (Packard)

EUA. Moitoza 1994: 176.

Hyalophora cecropia (Linnaeus)

América Central. **Spilochalcis mariae*. ***Samia cecropia*. Dalla Torre 1898: 384.

EUA. Pupa. **Chalcis maria*. Riley 1870: 102.

Rothschildia sp.

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis mariae*. Burks 1940: 306.

México. Pupa. **Spilochalcis mariae*. Peigler 1985: 100.

Rothschildia forbesi Benjamin

EUA. Pupa. **Spilochalcis mariae*. ***Rothschildia lebeauforbesi*. Peigler 1985: 10.

Samia sp.

EUA. Moitoza 1994: 176.

Samia cynthia (Drury)

América Central. **Spilochalcis mariae*. ***Attacus cynthia*. Dalla Torre 1898: 384.

EUA: Pupa. **Spilochalcis mariae*. ***Attacus cynthia*. Howard 1885: 6.

Indeterminado

EUA. *Spilochalcis mariae*. Viereck 1909: 649.

DIPTERA

TACHINIDAE

Indeterminado

EUA. Pupa. Moitza 1994: 176.

NOTA: *Co. maria* (Riley) possui diversos registros de superparasitoidismo, com dezenas de espécimes emergindo da mesma pupa (e.g., Riley 1870, Peigler 1994). Espécimes adultos parasitoides de *Samia cynthia* são aproximadamente metade do tamanho dos parasitoides de *Hyalophora cecropia* (Anônimo 1914).

***Conura mendozaensis* (Cameron)**

LEPIDOPTERA

SATURNIIDAE

Rothschildia arethusa (Walker)

Argentina. Delvare 1992: 253.

NOTA: *Co. mendozaensis* (Cameron) oviposita na larva de *Rothschildia arethusa* (Walker) e emerge da pupa. É um parasitoide gregário (Peigler 1994).

***Conura miniata* (Cameron)**

HYMENOPTERA

CHALCIDIDAE

Conura sp. **reg. nov.**

Trinidad e Tobago. Pupa. HS: *Oiketicus kirbyi* Guilding (Lep.: Psychidae). ****Psychidosmicra* sp. [etiqueta]. LaBI 31887–8.

ICHNEUMONIDAE

Casitaria sp.

Colômbia. HS: *Euprosterina elaeasa* (Dyar) (Lep.: Limacodidae). Delvare 1993: 367.

LEPIDOPTERA

DEPRESSARIIDAE

Durrantia arcanella (Busck)

Colômbia. Pupa. ***Peleopoda arcanella*. Delvare e Genty 1992: 24.

PSYCHIDAE

Cryptothelea surinamensis (Möschler) **reg. nov.**

Trinidad e Tobago. Pupa. LaBI 31889.

Oiketicus kirbyi (Guilding) **reg. nov.**

Trinidad e Tobago. LaBI 31887–8.

TINEIDAE

Tiquadra circumdata (Zeller)

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

NOTA: Blanchard (1935) descreve o gênero *Psychidosmicra* contendo duas novas espécies, *australis* e *brethesi*, além de combinar uma existente, *Heptasmicra brasiliensis*. Atualmente os três nomes são reconhecidos como sinônimos de *Conura fortidens*. Décadas depois, Burks (1977) faz uma combinação para uma quarta espécie, *Smicra mexicana*, hoje *Conura mexicana*. Uma quinta espécie, *Psychidosmicra paraguayensis* foi reconhecida por Costa Lima (1962), hoje *Brachymeria paraguayensis*. É provável que o hospedeiro Chalcidinae de *Conura miniata* seja, portanto, *Conura fortidens*.

***Conura nigrifrons* (Cameron)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia paphi (Schrottky)

Argentina. **Spilochalcis nigrifrons*. ***Apanteles paphi*. Blanchard 1938a: 25.

LEPIDOPTERA

EREBIDAE

Alabama argillacea (Hübner)

Argentina. **Spilochalcis schultzi*. Blanchard 1940b: 27.

Arctiinae sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. Em *Tibouchina granulosa* (Melastomataceae). LaBI 22417–9.

Mocis sp.

Delvare 1992: 254.

Mocis latipes (Guenée) **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 28265.

HESPERIIDAE

Quinta cannae (Herrich-Schäffer)

Argentina. **Spilochalcis schultzi*. ***Cobalus cannae*. Blanchard 1940b: 27.

NYMPHALIDAE

Brassolis sp.

Brasil. Pupa. **Spilochalcis nigrifrons*. Mariconi e Zamith 1954: 166.

Brassolis astyra (Godart)

Brasil. **Spilochalcis nigrifrons*. Herting 1976: 186.

Brassolis sophorae (Linnaeus)

Brasil. Pupa. **Spilochalcis nigrifrons*. Lordello 1952: 24.

Opsiphanes sp.

Brasil. Pupa. Em *Musa* × *paradisiaca* (Musaceae). **Spilochalcis nigrifrons*. Sauer 1946: 14.

Opsiphanes cassiae (Linnaeus)

Nicarágua. **Spilochalcis nigrifrons*. Maes 1989: 65.

Opsiphanes cassina (Felder)

Colômbia. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez 1992: 39.

Nicarágua. **Spilochalcis nigrifrons*. Maes 1989: 65.

Opsiphanes invirae (Hübner)

Brasil. *Spilochalcis nigrifrons*. Mariconi e Zamith 1954: 199.

Colômbia. **Spilochalcis nigrifrons*. ***Opsiphanes envirae*. De Santis 1989: 12.

Opsiphanes tamarindi (Felder)

Costa Rica. Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). **Spilochalcis nigrifrons*. ***Opsiphanes tamarindi sikyon*. Young e Muyschondt 1975: 37.

Nicarágua. **Spilochalcis nigrifrons*. Maes 1989: 65.

PSYCHIDAE

Oiketicus sp. **reg. nov.**

Argentina. LaBI 4355, 4357.

TORTRICIDAE

Indeterminado

Brasil. **Spilochalcis nigrifrons*. ***Rhopalocera* sp. Parker et al 1953: 61.

NOTA: *Co. nigrifrons* (Cameron) é um parasitoide de hábito gregário, com 40–75 espécimes emergindo da mesma pupa (Young e Muyschondt 1975).

***Conura patagonica* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp. **reg. nov.**

Argentina. LaBI 4363–5.

Oiketicus kirbyi Guilding

Argentina. **Spilochalcis patagonica*. ***Oeceticus kirbyi*. Blanchard 1935a: 122.

Oiketicus platensis Berg

Argentina. **Spilochalcis patagonica*. De Santis 1967: 213.

NOTA: Na descrição original, Blanchard (1935a) afirmou que essa espécie é provavelmente parasita de *Psychidosmicra australis*, um sinônimo júnior de *Conura fortidens*. Em seus catálogos, tanto De Santis (1938) quanto Thompson (1955) repetiram a suspeita de Blanchard. Catálogos mais recentes – De Santis e Esquivel (1966), De Santis (1967), e Tavares e Aquino (2014) – listaram *Conura fortidens* sem essa observação.

***Conura phais* (Burks)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado

EUA. Pupa. **Spilochalcis phais*. ***Ceratocampidae*. Burks 1940: 307.

EREBIDAE

Phyprosopus pardan (Dyar)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

NOTODONTIDAE

Cerura sp.

EUA. Pupa. Moitza 1994: 177.

PSYCHIDAE

Oiketicus geyeri Berg

Brasil. **Spilochalcis phais*. De Santis 1981: 4.

Oiketicus kirbyi Guilding

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Grupo *nigricornis*

***Conura coccinea* (Cresson)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Leucophobetron sp.

Cuba. **Spilochalcis coccinea*. De Santis 1979: 41.

Leucophobetron argentiflua (Hübner)

Ferrer 2010: 53.

Indeterminado

Cuba. Pupa. Em *Acalypha wilkesiana* (Euphorbiaceae). **Pentasmicra coccinea*. Myers 1932: 134.

PTEROLONCHIDAE

Homaledra sabalella (Chambers)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

***Conura koehleri* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

EREBIDAE

Thagana sp.

Brasil. Em *Terminalia catappa* (Combretaceae). LaBI 29060–1.

LIMACODIDAE

Acharia nesea (Stoll)

Argentina. Pupa. **Spilochalcis koehleri*. Blanchard 1935a: 120.

***Conura lasnierii* (Guérin-Méneville)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Leucophobetron argentiflua (Hübner)

Cuba. Pupa. **Spilochalcis lasnieri*. Gahan 1934: 132.

***Conura martinezi* Delvare**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Leucophobetron sp.

Equador. Pupa. Delvare 1993: 364.

***Conura nigricornis* (Fabricius)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Adoneta sp.

EUA. Bouček e Delvare 1992: 29.

Adoneta spinuloides (Herrich-Schäffer)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis nigricornis*. Burks 1940: 282.

Apoda sp.

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis nigricornis*. ***Limacodes*. Burks 1940: 282.

Parasa sp.

EUA. Bouček e Delvare 1992: 29.

Parasa indetermina (Boisduval)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis nigricornis*. Burks 1940: 282.

SATURNIIDAE

Anisota sp. **reg. nov.**

EUA. LaBI 18128.

***Conura nortonii* (Cresson)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Apoda sp.

EUA. Larva. **Spilochalcis nortoni*. ***Limacodes*. Viereck 1916: 527.

Smicra nortoni*. *Limacodes*. Smith 1900: 554.

Phobetron pithecium (JE Smith)

EUA. **Spilochalcis nortoni*. Burks 1940: 290.

Prolimacodes badia (Hübner)

Região Neártica [EUA]. **Spilochalcis nortoni*. Burks 1940: 290.

***Conura phobetronae* Delvare**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Phobetron sp.

Equador. Pupa. Delvare 1993: 364.

Phobetron pithecium (JE Smith) **reg. nov.**

Equador. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). LaBI 42568.

***Conura rufa* (Gahan)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Alarodia sp.
Cuba. **Spilochalcis rufa*. Gahan 1934: 133.
Leucophobetron argentiflua (Hübner)
Cuba. **Spilochalcis rufa*. Gahan 1934: 133.

***Conura sibinecola* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

LIMACODIDAE

Acharia nesea (Stoll)

Argentina. Pupa. **Mixochalcis sibinecola*. ***Sibine nesea*. Blanchard 1935a: 116.

Indeterminado

Brasil. (!) LaBI 31567–78.

Ecuador. Pupa. **Conura napo*. Delvare 1993: 365.

NOTA: *Co. napo* é sinônimo de *Co. sibinecola*.

Grupo *oiketicusi*

***Conura basilica* (Walker)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Delvare 1992: 233.

***Conura elaeisis* Delvare**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus kirbyi Guilding

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24

Ecuador. Pupa. Delvare e Genty 1992: 33.

***Conura fortidens* (Cameron)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Argentina: Em *Tamarindus indica* (Fabaceae) (!) LaBI 3260, 4191–9.

Brasil. **Psychidosmicra brasiliensis*. ***Oeceticus* sp. Thompson 1955: 204.

Oiketicus geyeri Berg

Uruguai. **Psychidosmicra brasiliensis*. De Santis 1979: 55.

Oiketicus kirbyi Guilding

Argentina: Em *Taxodium distichum* (Cupressaceae). Saguiah 2015: 14.
Em *Tamarindus indica* (Fabaceae). Saguiah 2015: 14. **Psychidosmicra brethesi*. Blanchard 1935a: 113.

Brasil. **Heptasmicra brasiliensis*. ***Oeceticus* sp. Brèthes 1918: 9.

Costa Rica. Em *Musa* sp. (Musaceae). **Psychidosmicra brethesi*.
***Oeceticus kirbyi*. Stephens 1962: 384.

Uruguai. (!) LaBI 4202–4.

Oiketicus platensis Berg

Argentina. **Psychidosmicra australis*. **Psychidosmicra brasiliensis*.
**Psychidosmicra brethesi*. De Santis 1967: 210.

Uruguai. **Psychidosmicra brasiliensis*. De Santis 1979: 55.

Zamopsyche haywardi Köhler

Argentina. **Psychidosmicra brethesi*. Blanchard 1941: 16.

***Conura giraulti* (De Santis)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Delvare 1992: 233.

***Conura mexicana* (Cresson)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Delvare 1992: 233.

***Conura oiketicusi* (Cameron)**

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Oiketicus sp.

Guiana. **Conura basilica*. Saguiah 2015: 10.

Oiketicus kirbyi Guilding

Costa Rica. Em *Solanum jamaicense* (Solanaceae). **Conura oiketicusi*.
Mexzón 1997: 30.

Trinidad e Tobago. (!) LaBI 31821.

Indeterminado

Brasil. **Conura basilica*. Saguiah 2015: 10.

Trinidad e Tobago. Larva. **Conura basilica*. Saguiah 2015: 10.

Subgênero *Spilochalcis*

Grupo *blanda*

***Conura magdalenensis* Delvare**

LEPIDOPTERA

TINEIDAE

Tiquadra circumdata (Zeller)

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

Complexo *exinaniens*

Grupo *dimidiata*

***Conura dimidiata* (Fabricius)**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Ithomiini sp.

Brasil. Pupa. Em *Cestrum laevigatum* (Solanaceae). **Xanthomelanus miranda*. ***Ithomiidae* sp. Sauer 1946: 14.

PAPILIONIDAE

Indeterminado.

Bouček e Delvare 1992: 20.

***Conura testacea* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 26546.

NYMPHALIDAE

Ithomiini sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. ***Ithomiidae* sp. LaBI 11600.

Mechanitis lysimnia (Fabricius)

Brasil. Em Solanaceae. **Conura masus*. Tavares e Araújo 2007: 218.

Thyridia psidii (Linnaeus) **reg. nov.**

Brasil. LaBI 2076.
Brassolis astyra (Godart) **reg. nov.**
Brasil. LaBI 11498.

NOTA: *Co. masus* é sinônimo de *Co. testacea*.

Grupo *transitiva*

***Conura destinata* (Walker)**

LEPIDOPTERA

ATTEVIDAE

Atteva aurea (Fitch)

El Salvador. **Spilochalcis exornata*. De Santis 1989: 11.

CRAMBIDAE

Loxomorpha flavidissimalis (Grote)

EUA. **Spilochalcis exornata*. ***Mimorista flavidissimalis*. Burks 1940: 269.

***Conura eubule* (Cresson)**

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Aphrissa statira Cramer

Porto Rico. Em *Melicoccus bijugatus* (Sapindaceae). **Spilochalcis eubule*. ***Phoebis statira cubana*. Wolcott 1951: 805.

Eurema nicippe (Cramer)

EUA. **Spilochalcis eubule*. Burks 1958: 84.

Phoebis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Phoebis sennae (Linnaeus)

Cuba. Larva. **Smiera eubule*. ***Callidryas eubule*. Cresson 1865: 93.

EUA. **Spilochalcis eubule*. Burks 1958: 84.

Porto Rico. Pupa. **Smiera eubule*. ***Callidryas eubule*. Wolcott 1924: 59.

***Conura phoenica* (Burks)**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Chlosyne lacinia (Geyer)

EUA. **Spilochalcis phoenica*. ***Chlosyne lacinia crocale*. Burks 1940: 278.

***Conura transitiva* (Walker)**

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Phoebis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Phoebis sennae (Linnaeus)

América do Norte. **Spilochalcis transitiva*. ***Catopsilia eubule*. Burks 1975: 165.

Cuba. **Spilochalcis transitiva*. ***Catopsilia eubule*. Burks 1940: 276.

***Conura* sp. nov. 1**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Megeuptychia antonoe (Cramer) **reg. nov.**

Panamá. Pupa. LaBI 00568, 00571.

Conura sp. nov. 2

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Phoebis sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI.

EUA. Pupa. LaBI.

Conura sp. nov. 3

LEPIDOPTERA

NYPHALIDAE

Chlosyne lacinia (Geyer) **reg. nov.**

Brasil. Pupa. ***Chlosyne lacinia saundersii* [etiqueta]. LaBI.

Complexo *xanthostigma*

Grupo *aequalis*

Conura demota (Walker)

HYMENOPTERA

VESPIDAE

Eumenes sp.

Trinidad e Tobago. Delvare 1992: 287.

Grupo *apaiis*

Conura apaiis (Burks)

LEPIDOPTERA

Indeterminado

EUA. Em *Lantana horrida* (Verbenaceae). **Spilochalcis apaiis*.

***Microlepidoptera* sp. Burks 1940: 316.

Conura desmieri Delvare

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Hispoleptis sp.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

Hispoleptis subfasciata (Pic)

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 31.

Equador. Delvare 1993: 369.

Conura hispinephaga Delvare

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Hispoleptis sp.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 24.

Hispoleptis subfasciata (Pic)

Equador. Pupa. Delvare e Genty 1992: 31.

Grupo *biannulata*

Conura biannulata (Ashmead)

HYMENOPTERA

ICHNEUMONIDAE

Casitaria sp.

Colômbia. HS: *Euprosterina elaeasa* (Dyar) (Lep.: Limacodidae).

Delvare e Genty 1992: 24. HS: *Acharia* sp. (Lep.: Limacodidae).

****Sibine* sp. Delvare e Genty 1992: 24

LEPIDOPTERA

DEPRESSARIIDAE

Antaeotricha sp.

Colômbia. Pupa. ***Antaeotricha* sp. Delvare e Genty 1992: 24.

Stenoma impressella (Busck)

Colômbia. Pupa. ***Stenoma cecropia*. Delvare e Genty 1992: 33.

***Conura minuta* Delvare**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. Pupa. HS: *Parides ascanius* (Cramer) (Lep.: Papilionidae). LaBI 28703.

Grupo *carinata*

***Conura carinata* Delvare**

COLEOPTERA

BUPRESTIDAE

Indeterminado

Ecuador. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). Delvare 1992: 308.

Grupo *debilis*

***Conura cressoni* (Howard)**

LEPIDOPTERA

PTEROPHORIDAE

Megalorhipida leucodactyla (Fabricius)

Barbados. Pupa. **Ceratismicra cressoni*. ***Megalorhipidae defectalis*. Bennett e Alam 1985: 60.

***Conura debilis* (Say)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia sp.

Cuba. **Ceratismicra debilis*. ***Apanteles* sp. De Santis 1981: 4.

Meteorus sp.

Cuba. **Ceratismicra debilis*. De Santis 1981: 4.

ICHNEUMONIDAE

Casitaria sp.

Cuba. **Ceratismicra debilis*. De Santis 1981: 4.

LEPIDOPTERA

Indeterminado

EUA. Larva. **Spilochalcis debilis*. Viereck 1909: 649.

PTEROPHORIDAE

Oxyptilus sp.

Porto Rico. Pupa. Em *Caperonia palustris* (Euphorbiaceae). **Smiera cressoni*. Wolcott 1924: 59.

Stenoptilodes antirrhina (Lange)

EUA. Pupa. Em *Antirrhinum majus* (Plantaginaceae). **Ceratismicra debilis*. Halstead 1988: 195.

NOTA: Halstead (1988) examinou a pupa de *Stenoptilodes antirrhina* (Lange) e não encontrou sinais de hospedeiros primários Braconidae ou Ichneumonidae.

***Conura quadrilineata* (Cameron)**

LEPIDOPTERA

PTEROPHORIDAE

Indeterminado

Guiana. Larva. **Sayella quadrilineata*. Cameron 1913: 113.

Grupo *discolor*

Conura annulifera (Walker)

DIPTERA

MUSCIDAE

Philornis sp.

Brasil. Pupa. Em ninho de beija-flor-de-frente-violeta, *Thalurania glaucopis* (Gmelin) (Apodiformes: Trochilidae). Couri et al 2006: 554.

Trinidad e Tobago. Em ninho de caraxué, *Turdus nudigens* Lafresnaye (Passeriformes: Turdidae). **Spilochalcis ornitheia*. Burks 1960: 97.

Philornis downsi Dodge & Aitken

Ecuador. Pupa. Em ninho de manon, *Lonchura striata domestica* (Linnaeus) (Passeriformes: Estrildidae). Bulgarella et al 2017: 319.

NOTA: *Co. annulifera* (Walker) é um parasitoide típico de um grupo de moscas que parasitam filhotes de aves, ainda no ninho. Burks (1960), ao descrever *Spilochalcis ornitheia*, relata que o parasitoide ataca *Philornis* sp. em ninhos de: xexéu, *Cacicus cela* (Passeriformes: Icteridae); bem-te-vi, *Pitangus sulfuratus* (Passeriformes: Tyrannidae); e pipira-vermelha, *Ramphocelus carbo* (Passeriformes: Thraupidae). Exceto por um registro, todos são da ilha de Trinidad. A exceção é um registro em *Ramphocelus carbo* no Panamá, presumivelmente em pupário de *Philornis* sp., mas sem o registro do hospedeiro primário. Herting (1978), em seu catálogo, erroneamente assinalou a ocorrência dessa espécie no Japão, mas a referência (Burks 1960) deixa claro que se trata da ilha de Trinidad.

Grupo *maculipennis*

Conura adela (Burks)

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Pseudimatidium sp.

Colômbia. ***Demotispa* sp. Delvare 1993: 371.

Pseudimatidium pallida (Baly)

Colômbia. Pupa. **Conura elata*. ***Demotispa pallida*. Delvare e Genty 1992: 31.

Grupo *melana*

Conura melana (Burks)

COLEOPTERA

BUPRESTIDAE

Pachyschelus confusus Wellso & Manley **reg. nov.**

EUA. Em *Lespedeza capitata* (Fabaceae). LaBI 18021–2.

Pachyschelus laevigatus (Say)

EUA. **Spilochalcis melana*. Burks 1958: 84.

Grupo *odontotae*

Conura odontotae (Howard)

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Octotoma sp. **reg. nov.**

México. LaBI 18130.

Octotoma gundlachii Suffrian

Cuba. Pupa. Em *Lantana camara* (Verbenaceae). **Spilochalcis odontotae*. ***Octotoma gundlachi*. Krauss 1953: 124.

Odontota sp. **reg. nov.**

EUA. ***Chalepus* sp. LaBI 18132–3.
Odontota dorsalis (Thunberg)
EUA. Pupa. Em *Robinia pseudoacacia* (Fabaceae). **Spilochalcis odontotae*. ***Odontota scutellaris*. Howard 1885: 7.

Grupo paya

***Conura paya* (Burks)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado

EUA. Pupa. Em *Antirrhinum majus* (Plantaginaceae). **Ceratosmicra paya*. Halstead 1988: 196.

PTEROPHORIDAE

Hellinsia paleaceus (Zeller)

EUA. Em *Vernonia baldwinii* (Asteraceae). **Ceratosmicra paya*. ***Oidaematophorus paleaceus*. Schwitzgebel e Wilbur 1942: 197.

Oidaematophorus phalceliae McDunnough

EUA. **Ceratosmicra paya*. Halstead 1988: 195.

Grupo rufodorsalis

***Conura* sp. nov. 4**

COLEOPTERA

CHRYSOMELIDAE

Metriona elatior Klug **reg. nov.**

Brasil. Pupa. LaBI 155340.

Grupo xanthostigma

***Conura xanthostigma* (Dalman)**

HYMENOPTERA

ARGIDAE

Arge sp.

[**Suécia**]. Pupa. **Chalcis xanthostigma*. ***Hylotoma* sp. Dalman 1820: 142.

Arge luteiventris (Cameron)

Índia. Em *Rosa* sp. (Rosaceae). **Spilochalcis fletcheri*. **Tenthred [identificado por Pruthi e Mani 1940: 5]. Mani 1936: 340.

Arge metallica (Klug)

Europa. **Spilochalcis xanthostigma*. Habu 1960: 345.

Finlândia. **Spilochalcis xanthostigma*. Bouček 1952: 31.

URSS. **Spilochalcis xanthostigma*. Nikol'skaya 1960: 65.

***Conura* sp. nov. 5**

HYMENOPTERA

ARGIDAE

Indeterminado **reg. nov.**

Brasil. LaBI.

NOTA: Espécie ainda não descrita, pertence ao subgrupo *tridentata*.

***Conura* sp. nov. 6**

HYMENOPTERA

TENTHREDINIDAE

Indeterminado

Argentina. Alpoim 2016: 43.

NOTA: Espécie ainda não descrita, pertence ao subgrupo *tridentata*.

Complexo femorata
Grupo annulipes

Conura annulipes (Spinola)

LEPIDOPTERA

Indeterminado

Brasil. Pupa. **Smicra annulipes* Spinola 1851: 45.

NOTA: Spinola (1851) afirma que o hospedeiro de *Co. annulipes* (Spinola) “*semblé très-voisin des Lithosies*”, sugerindo que possa ser Erebidae, possivelmente da subtribo Lithosiina.

Grupo femorata

Conura acuta (Fabricius)

LEPIDOPTERA

CRAMBIDAE

Diatraea sp.

British Guiana [Guiana]. Pupa. **Spilochalcis dux*. Myers 1931: 275.

Trinidad e Tobago. Pupa. **Spilochalcis dux*. Myers 1931: 275.

Venezuela. Pupa. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). *Spilochalcis dux*. Box 1950: 45.

Diatraea albicrinella Box

Baixo Amazonas [Brasil]. **Spilochalcis dux*. Thompson 1955: 205.

Diatraea busckella Dyar & Heinrich

Nicarágua. **Spilochalcis dux*. Maes 1989: 63.

Venezuela. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). **Spilochalcis dux*. Guagliumi 1959: 1006.

Diatraea centrellus (Möschler)

British Guiana [Guiana]. **Spilochalcis dux*. ***Diatraea canella*. Thompson 1955: 205.

México. **Spilochalcis dux*. ***Diatraea canella*. De Santis 1981: 3.

Nicarágua. **Spilochalcis dux*. ***Diatraea canella*. Maes 1989: 63.

Diatraea considerata Heinrich

México. **Spilochalcis dux*. Herting 1975: 157). Pupa. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). Vejar-Cota et al 2005: 1124.

Diatraea grandiosella Dyar

México. Pupa. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). Vejar-Cota et al 2005: 1124.

Diatraea impersonatellus (Walker)

British Guiana [Guiana]. **Spilochalcis dux*. ***Diatraea impersonatella*. Thompson 1955: 206.

Nicarágua. **Spilochalcis dux*. ***Diatraea impersonatella*. Maes 1989: 63.

Venezuela. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). **Spilochalcis dux*. ***Diatraea impersonatella*. Guagliumi 1959: 1006.

Diatraea lineolata (Walker)

México. **Spilochalcis dux*. Herting 1975: 158.

Nicarágua. **Spilochalcis dux*. Maes 1989: 63.

Diatraea magnifactella Dyar

México. **Spilochalcis dux*. Herting 1975: 158.

Diatraea muellerella Dyar & Heinrich

México. **Spilochalcis dux*. Herting 1975: 158.

Diatraea pedibarbata Dyar

Nicarágua. **Spilochalcis dux*. Maes 1989: 63.

Venezuela. **Spilochalcis dux*. Herting 1975: 158.

Diatraea saccharalis (Fabricius)

Baixo Amazonas [Brasil]. **Spilochalcis dux*. Thompson 1955: 206.
Brasil. Pupa. **Enneasmicra incerta*. Parker et al 1953: 47.
British Guiana [Guiana]. **Spilochalcis dux*. Thompson 1955: 206.
EUA. **Spilochalcis dux*. Thompson 1955: 206.
México. **Spilochalcis dux*. De Santis 1981: 3.
Nicarágua. **Spilochalcis dux*. Maes 1989: 63.
Venezuela. **Spilochalcis dux*. Thompson 1955: 206.

Eorema loftini (Dyar)

México. Pupa. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). Vejar-Cota et al 2005: 1125.

NOTA: Vejar-Cota et al (2005) conduziram um experimento de cafeteria com *Conura acuta*, expondo fêmeas prontas para ovipor a pupas de cinco espécies de lepidópteros: *Diatraea grandiosella*, *D. considerata*, *D. saccharalis*, *Eorema loftini* e *Spodoptera frugiperda*. As duas primeiras foram parasitadas em aproximadamente 60% das oportunidades, *Eorema loftini* em 5%, e as demais não foram atacadas. *Eorema loftini* raramente foi coletada na cana-de-açúcar, e nenhuma pupa coletada em campo resultou na emergência de *Conura acuta*. Parker et al (1953) citam a ocorrência de *Enneasmicra incerta* (Ashmead) parasitoide de *Diatraea saccharalis* (Fabricius). De Santis (1980), em seu catálogo, registra o parasitoide incorretamente como *Spilochalcis incerta* (Kirby), atualmente *Co. incerta* (Kirby).

***Conura depicta* (Walker)**

LEPIDOPTERA

DEPRESSARIIDAE

Antaeotricha sp.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 33.

Durrantia arcanella (Busck)

Colômbia. Pupa. ***Peleopoda arcanella*. Delvare e Genty 1992: 33.

***Conura femorata* (Fabricius)**

LEPIDOPTERA

Indeterminado

Porto Rico. Pupa. **Smiera punctata*. Wolcott 1924: 59.

CRAMBIDAE

Herpetogramma bipunctalis (Fabricius)

Porto Rico. **Spilochalcis femorata*. ***Pachyzancla bipunctalis*. Wolcott 1924: 57. Em *Amaranthus* sp. (Amaranthaceae). **Spilochalcis femorata*. ***Psara bipunctalis*. Wolcott 1951: 806.

Herpetogramma perusiale Walker

Spilochalcis femorata*. *Herpetogramma perusialis*. De Santis 1979: 44.

Herpetogramma phaeopteralis (Guenée)

Trinidad e Tobago. **Spilochalcis femorata*. ***Pachyzancla phaeopteralis*. Herting 1975: 176.

Parapediasia ligonellus (Zeller)

Porto Rico. **Spilochalcis femorata*. ***Crambus ligonellus*. Herting 1975: 156.

EREBIDAE

Autophila sp.

Brasil. Tavares e Araújo 2007: 218.

Mocis latipes (Guenée)

Nicarágua. **Spilochalcis femorata*. Maes 1989: 64.

Venezuela. **Spilochalcis femorata*. Herting 1976: 86.

Mocis repanda (Fabricius)

Jamaica. **Spilochalcis femorata*. Thompson 1955: 206.

GELECHIIDAE

Pectinophora gossypiella (Saunders)

Brasil. Pupa. **Spilochalcis femorata*. Parker et al 1953: 50.

Colômbia. **Spilochalcis femorata*. De Santis 1981: 4.

Nicarágua. **Spilochalcis femorata*. Maes 1989: 64.

HYBLAEIDAE

Hyblaea puera (Cramer)

Jamaica. **Spilochalcis femorata*. Thompson 1955: 206.

NOCTUIDAE

Condica concisa (Walker)

Barbados. Pupa. **Spilochalcis femorata*. ***Platysenta concisa*. Bennett e Alam 1985: 60.

Helicoverpa armigera (Hübner)

Ilhas Virgens Americanas. **Spilochalcis femorata*. ***Heliothis armigera*. Thompson 1955: 206.

Helicoverpa zea (Boddie)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Nicarágua. **Spilochalcis femorata*. ***Heliothis zea*. Maes 1989: 64.

Porto Rico. **Spilochalcis femorata*. ***Heliothis obsoleta*. Wolcott 1951: 806.

Região Neártica. **Spilochalcis femorata*. ***Heliothis zea*. Burks 1940: 300.

Heliothis sp.

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Heliothis virescens (Fabricius)

Cuba. Ferrer 2010: 53.

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

Honduras. Cave 1993: 45.

Ilhas Virgens Americanas. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis femorata*. ***Laphygma frugiperda*. Wilson 1923: 5.

Jamaica. **Spilochalcis femorata*. ***Laphygma frugiperda*. Thompson 1955: 206.

Nicarágua. **Spilochalcis femorata*. Maes 1989: 64.

Porto Rico. **Spilochalcis femorata*. ***Laphygma frugiperda*. Wolcott 1951: 806.

Região Neártica. **Spilochalcis femorata*. ***Laphygma frugiperda*. Burks 1940: 300.

Venezuela. **Spilochalcis femorata*. ***Laphygma frugiperda*. Herting 1976: 63.

PSYCHIDAE

Oiketicus kirbyi Guilding

Nicarágua. **Spilochalcis femorata*. Maes 1989: 64.

PTEROLONCHIDAE

Homaledra sabalella (Chambers)

**Spilochalcis femorata*. De Santis 1979: 44.

NOTA: Stephens (1962) registrou a presença de *Co. femorata* (Fabricius) em uma gaiola contendo bichos-de-cesto, *Oiketicus kirbyi* Guilding, na Costa Rica, e menciona a possibilidade que se trata de um hospedeiro.

***Conura ferruginea* (Fabricius)**

DIPTERA

TACHINIDAE

Indeterminado

Cuba. HS: *Diaphania hyalinata* (Linnaeus) (Lep.: Crambidae).
Spilochalcis fulvescens*. **Margaronia hyalinata*. Myers 1932: 132.

NOTA: Myers (1931) afirmou que *Co. ferruginea* (Fabricius) emergiu de *Diaphania*, mas Myers (1932) verificou que na verdade há uma espécie de Tachinidae, que ataca a pupa de *Diaphania*, como hospedeiro primário.

***Conura hempeli* (Ashmead)**

LEPIDOPTERA

SATURNIIDAE

Hylesia sp.

Venezuela. **Spilochalcis muelleri*. De Santis 1989: 12.

Grupo *flava*

***Conura acuminata* (Ashmead)**

LEPIDOPTERA

CRAMBIDAE

Condylorrhiza vestigialis (Guenée) **reg. nov.**

Brasil. UFES 518–9, 521, 523.

***Conura amoena* (Say)**

LEPIDOPTERA

LYCAENIDAE

Atlides halesus (Cramer)

EUA. Pupa. Em *Phoradendron tomentosum* (Santalaceae). **Metadontia amoena*. Whittaker 1984: 183.

Calycopis cecrops (Fabricius)

Nicarágua. **Metadontia amoena*. ***Strymon cecrops*. Maes 1989: 62.

Região Neártica [EUA]. **Metadontia amoena*. ***Strymon cecrops*.
Burks 1940: 263.

Eumaeini sp.

Tavares e Aquino 2014: 147.

Rekoa palegon (Cramer)

Guiana. **Heptasmicra lycaenae*. ***Tmolus palegon*. Cameron 1913:
113.

Strymon sp.

EUA. Pupa. **Chalcis amoena*. ***Thecla* sp. Say 1836: 271.

Strymon melinus Hübner

EUA. Pupa. Em *Nolina microcarpa* (Asparagaceae). **Metadontia amoena*. Samuelson 1961: 190. Larva. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae).

Metadontia amoena*. *Uronotes melinus*. Sanderson 1906: 42.

Nicarágua. **Metadontia amoena*. Maes 1989: 62.

***Conura persimilis* (Ashmead)**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Hamadryas sp.

Venezuela. **Spilochalcis persimilis*. ***Ageronia* sp. De Santis 1989: 12.

Grupo *pygmaea*

***Conura fischeri* (Brèthes)**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Heliconius erato (Linnaeus) **reg. nov.**

Brasil. UFES 149485–6.

***Conura morleyi* (Ashmead)**

LEPIDOPTERA

NYMPHALIDAE

Brassolini sp.

***Brassolinae* sp. Tavares e Aquino 2014: 148.

Brassolis sp.

Argentina. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. ***Brassolidae*. De Santis 1971: 11.

Brasil. Pupa. Tibcherani et al 2016: 1.

Trinidad e Tobago. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. Waterston 1923: 104.

Brassolis astyra (Godart)

Brasil. Pupa. Em *Roystonea regia* (Arecaceae). **Spilochalcis morleyi*. Sauer 1946: 14. Pupa. Em *Cocos nucifera* (Arecaceae). **Spilochalcis morleyi*. Sauer 1946: 14.

Brassolis sophorae (Linnaeus)

Brasil. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. Lordello 1952: 25. Pupa. Em *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae). **Spilochalcis morleyi*. Ruzsarczyk 1996: 357.

British Guiana [Guiana]. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. Waterston 1923: 104.

Paraguai. Pupa. **Spilochalcis brassolis*. Schrottky 1909: 210.

Trinidad e Tobago. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. Lordello 1952: 25.

Opsiphanes invirae (Hübner)

Brasil. Pupa. **Spilochalcis morleyi*. Waterston 1923: 104. Pupa. Em *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae). **Spilochalcis morleyi*. Ruzsarczyk 1996: 357.

NOTA: *Co. morleyi* (Ashmead) é um parasitoide gregário. Marcicano et al (2007) registrou a emergência de 146 espécimes (73 machos e 73 fêmeas) de uma única pupa de *Brassolis sophorae* (Linnaeus).

***Conura pallens* (Cresson)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Aleiodes laphygmae (Viereck)

EUA. HS: *Spodoptera frugiperda*? (JE Smith) (Lep.: Noctuidae).

Spilochalcis pallens*. *Rogas laphygmae*. ****Laphygma frugiperda*.

Luginbill 1928: 74. Pupa. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). Em *Cynodon dactylon* (Poaceae). **Spilochalcis pallens*.

Rogas laphygmae*. *Laphygma frugiperda*. Vickery 1929: 50.

Apanteles sp.

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Cotesia americana (Lepeletier)

Cuba. **Spilochalcis pallens*. ***Apanteles americanus*. De Santis 1979: 50.

Cotesia marginiventris (Cresson)

EUA. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae).

Spilochalcis pallens*. *Apanteles marginiventris*. ****Laphygma frugiperda*. Luginbill 1928: 74.

Meteorus sp.

Cuba. **Spilochalcis pallens*. De Santis 1979: 50.

Meteorus laphygmae Viereck

EUA. HS: *Leucaniini* sp. (Lep.: Noctuidae). **Spilochalcis pallens*.

Vickery 1915: 391. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.:

Noctuidae). **Spilochalcis pallens*. ****Laphygma frugiperda*. Luginbill
1928: 74.

Rogas sp.

Cuba. **Spilochalcis pallens*. De Santis 1979: 50.

PARTE II: Registros dúbios

Gênero *Chalcis* Fabricius

Chalcis canadensis (Cresson)

COLEOPTERA

CURCULIONIDAE

Magdalis olyra (Herbst)

EUA. Larva. Em *Carya* sp. (Juglandaceae). **Simcra canadensis*. Hopkins 1893: 224.

NOTA: Hospedeiro incomum para *Chalcis*, sem nenhum comentário sobre o hospedeiro. Provável que seja uma espécie de *Brachymeria*.

Chalcis polyctor Walker

LEPIDOPTERA

PSYCHIDAE

Kotochalia junodi (Heylaerts)

África do Sul. Em *Acacia mearnsii* (Fabaceae). **Brachymeria polyctor*. Ossowski 1957: 144.

NOTA: Provavelmente é uma identificação errônea de alguma espécie de *Brachymeria*.

Gênero *Conura* Spinola

Subgênero *Ceratosmicra*

Grupo *immaculata*

Conura petioliventris (Cameron)

LEPIDOPTERA

NOCTUIDAE

Euphydrias chalcedona (Doubleday)

**Ceratosmicra campoplegicis*. Halstead 1988: 196.

NOTA: Halstead (1988) cita *Euphydrias chalcedona* (Doubleday) como hospedeiro secundário, atacado por *Cotesia koebelei*, por sua vez sendo parasitado por *Co. petioliventris*. Ele cita dois artigos de Burks (1968, 1979). O primeiro é a descrição original de *Ceratosmicra campoplegicis*, e não menciona o noctuídeo em momento algum. O segundo é um capítulo no “*Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*”, editado por Krombein. Nas duas linhas da obra, que contabiliza mais de 1200 páginas, apenas duas linhas tratam de *Ceratosmicra campoplegicis*, e *Euphydrias chalcedona* não está presente.

Grupo *side*

Conura albifrons (Walsh)

LEPIDOPTERA

Orgyia leucostigma (JE Smith)

EUA. **Spilochalcis albifrons*. ***Hemerocampa leucostigma*. Peck 1951: 589; Peck 1963: 870.

NOTA: Em seus dois catálogos, Peck (1951, 1963) menciona o parasitismo de *Conura albifrons* em *Hemerocampa leucostigma*. No trabalho de 1951 ele não menciona a fonte original, mas em 1963 menciona Walsh (1865). Não há menções a essa interação na referida fonte, apenas para *Leucania unipuncta* (= *Mythimna unipuncta*) (Haworth).

Conura flavopicta (Cresson)

COLEOPTERA

CURCULIONIDAE

Anthonomus grandis Boheman

EUA. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). **Spilochalcis* sp. Mitchell e Pierce 1911: 55.

DIPTERA

TEPHRITIDAE

Procecidochares sp.

EUA. Em *Ambrosia dumosa* (Asteraceae). **Spilochalcis flavopicta*. Silverman e Goeden 1980: 287.

NOTA: Burks (1940) identificou o espécime como *Spilochalcis flavopicta*. Um espécime morto foi encontrado dentro de uma cápsula de algodão, com os restos da pupa do besouro. A interação não é certa, mas a presença de parasitoides de Curculionidae em outras espécies do grupo *side*, como *Co. albifrons*, *Co. delumbis*, *Co. sanguiventris* e *Co. torvina* a tornam possível. Burks (1940) também lista um exemplar proveniente do Texas de hospedeiro não identificado de galha, possivelmente um Diptera. Silverman e Goeden (1980) registram *Co. flavopicta* parasitoide de *Procecidochares*, um Diptera de galhas, no estado da Califórnia. No entanto, os autores citam que larvas de espécies indeterminadas de Lepidoptera estavam na mesma galha, portanto é possível que *Co. flavopicta* emergiu de alguma dessas espécies de Lepidoptera.

***Conura torvina* (Cresson)**

HYMENOPTERA

ICHNEUMONIDAE

Diadegma insulare (Cresson)

Filipinas. **Spilochalcis side* misid. ***Angitia plutellae*. Thompson 1955: 206.

NOTA: A interação de *Conura torvina* e *Diadegma insulare* é conhecida (e.g., Burks 1940: 338), mas é improvável sua ocorrência nas Filipinas. É possível, porém improvável, que seja uma introdução acidental da espécie nas Filipinas.

**Subgênero *Conura*
Grupo *maculata***

***Conura chapadae* (Ashmead)**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia sp.

Spilochalcis chapadae*. *Apanteles* sp. De Santis 1979: 42.

ICHNEUMONIDAE

Indeterminado

**Spilochalcis chapadae*. De Santis 1979: 42.

LEPIDOPTERA

COLEOPHORIDAE

Indeterminado

**Spilochalcis chapadae*. De Santis 1979: 42.

GELECHIIDAE

Gnorimoschema sp.

**Spilochalcis chapadae*. De Santis 1979: 42.

PLUTELLIDAE

Plutella xylostella (Linnaeus)

**Spilochalcis chapadae*. De Santis 1979: 42.

NOTA: Delvare (1992) afirma que todos os registros em De Santis (1979) são “*certainly false*”. Os registros são plausíveis para a espécie, visto outras espécies do grupo *maculata*.

***Conura patagonica* (Blanchard)**

LEPIDOPTERA

XYLORYCTIDAE

Pansepta teleturga Meyrick **reg. nov.**

Papua Nova Guiné. Em *Theobroma cacao* (Malvaceae). LaBI 31926.

NOTA: O registro é baseado em um espécime observado na coleção entomológica da UFES. Não há registro prévio de *Co. chapadae* (Blanchard) fora do Novo Mundo. A etiqueta informa que provém de “New Britain, Rabaul, Kabeira ptn”. Localidades denominadas “New Britain” existem na América do Norte, especificamente nos estados estadunidenses de Connecticut e Pensilvânia, porém “Rabaul” deixa claro que é uma cidade na Papua Nova Guiné.

Subgênero *Spilochalcis*

Complexo *exinaniens*

Grupo *transitiva*

***Conura foveata* (Kirby)**

HYMENOPTERA

ARGIDAE

Sphacophilus centrus Smith **reg. nov.**

Brasil. Larva. LaBI 2565.

NOTA: A identificação da espécie está correta, mas é uma interação estranha para o grupo. Outros espécimes disponíveis na coleção, da mesma localidade e período, são *Co. xanthostigma*, que atacam Symphyta. Portanto, é provável que seja um erro na etiqueta.

Complexo *xanthostigma*

Grupo *xanthostigma*

***Conura subobsoleta* (Cresson)**

LEPIDOPTERA

SPHINGIDAE

Eumorpha sp.

EUA. Em *Vitis* sp. (Vitaceae). **Spilochalcis bioculata*. ***Philampelus* sp. Cockerell 1899: 213.

TORTRICIDAE

Archips semiferanus (Walker)

EUA. Em *Acer negundo* (Sapindaceae). **Chalcis flavipes*. ***Cacoecia semiferana*. Lugger 1896: 195.

NOTA: Registros estranhos para o grupo *xanthostigma*.

PARTE III: Registros com parasitoide desconhecido

Todos os registros seguintes podem ser entendidos como algum Chalcidinae, ainda que sua identificação seja incerta. A apresentação dos organismos é invertida nessa parte do catálogo, i.e., são listados os hospedeiros e seus parasitoides em seguida.

HEMIPTERA

FLATIDAE

Melormenis sp.

- *Conura* grupo *aequalis*

Porto Rico. Em *Citrus × paradisi* (Rutaceae). ***Ormenis*. Wolcott 1936: 537.

Melormenis infuscata (Stal)

- *Conura* grupo *aequalis*

Porto Rico. Em *Citrus × paradisi* (Rutaceae). ***Ormenis*. Wolcott 1936: 537.

NOTA: Delvare (1992, 2006) afirma ter visto espécimes do grupo *aequalis* que emergiram de pupas de Dryinidae. Algumas espécies desse grupo atacam percevejos Flatinae, com ao menos quatro espécies distintas atacando *Ormenis* sp. na ilha de Trinidad (Guglielmino et al 2013). É possível que os Hemiptera sejam hospedeiros primários dos Dryinidae que os membros do grupo *aequalis* atacam.

HYMENOPTERA

ARGIDAE

Sphacophilus centrus Smith **reg. nov.**

- *Conura* sp. grupo *xanthostigma*, subgrupo *juxta*

Brasil. LaBI 02566.

- *Conura* sp. grupo *xanthostigma*, subgrupo *pulchripes*

Brasil. Larva. LaBI 02853.

Triptenus humeralis (Beauvois)

- *Conura* sp. grupo *xanthostigma*, subgrupo *xanthostigma*

Brasil. Larva. LaBI 02554.

BRACONIDAE

Alphomelon talidicida (Wilkinson)

- *Spilochalcis* sp.

Trinidad e Tobago, Trinidad. ***Apanteles talidicida*. Thompson 1955: 205.

Apanteles sp.

- *Ceratosmicra* sp.

Brasil. Sauer 1946: 13. O espécime provém de Campinas, São Paulo. Foi identificado por AB Gahan, que considerou uma espécie nova.

- *Conura* grupo *side* sp. D

Cuba. Ferrer 2010: 54.

Apanteles fumiferanae Viereck

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. HS: *Choristoneura fumiferana* (Clemens) (Lep.: Tortricidae). ***Apanteles* sp. ****Archips fumiferana*. Wilkes et al 1948: 45; Herting 1977: 60.

Cotesia sp.

- *Conura* sp.

Venezuela. HS: *Opsiphanes tamarindi* (Felder) (Lep.: Nymphalidae). Em *Musa* sp. (Musaceae). ****Opsiphanes tamarindis*. Domínguez et al 1999: 99.

- *Conura* grupo *scutellaris* sp. E

Cuba. Ferrer 2010: 54. O grupo *scutellaris* foi proposto por Ferrer na mesma publicação.

Cotesia congregata (Say)

- *Ceratosmicra* sp. nov.

EUA. HS: *Manduca sexta* (Linnaeus) (Lep.: Sphingidae). Em *Nicotiana* sp. (Solanaceae). ***Apanteles congregatus*. ****Protoparce sexta*. Fulton 1940: 233. O espécime, proveniente de Raleigh, North Carolina, foi provavelmente identificado por AB Gahan.

Dinocampus coccinellae (Schrank)

- *Spilochalcis* sp.

Chile. HS: *Adalia deficiens* Mulsant (Col.: Coccinellidae). ***Perilitus coccinellae*. Parker et al 1953: 44; Herting 1977: 71.

Meteorus sp.

- *Conura* grupo *side* sp. D

Cuba. Ferrer 2010: 54.

CHALCIDIDAE

Conura fortidens (Cameron)

- *Spilochalcis* sp.

Costa Rica. Pupa. HS: *Oiketicus kirbyi* Guilding (Lep.: Psychidae). Em *Musa* sp. (Musaceae). ***Psychidosmicra brethesi*. Stephens 1962: 385. É possível que esse parasita seja *Conura patagonica* (Blanchard 1935a).

DRYINIDAE

Indeterminado

- *Conura* grupo *aequalis*

Porto Rico. HS: *Melormenis* sp. (Hemiptera: Flatidae). Em *Citrus × paradisi* (Rutaceae). ***Ormenis* sp. Wolcott 1936: 537. HS: *Melormenis infuscata* (Stal) (Hemiptera: Flatidae). Em *Citrus × paradisi* (Rutaceae). ***Ormenis* sp. Wolcott 1936: 537. ICHNEUMONIDAE

Campoletis flavicineta (Ashmead)

- *Conura* sp.

Brasil. Pupa. HS: *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lep.: Noctuidae). Dequech et al 2004: 1237.

Glypta fumiferanae (Viereck)

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. HS: *Choristoneura fumiferana* (Clemens) (Lep.: Tortricidae). ***Glypta* sp. ****Archips fumiferana*. Wilkes et al 1948: 145. Herting 1977: 49.

Hyposoter exiguae (Viereck)

- *Ceratosmicra* sp. nov.

EUA. Pupa. HS: *Neogalea sunia* Guenée (Lep.: Noctuidae). Em *Solanum* sp. (Solanaceae). ****Catabena esula*. Puttler 1961: 29. O espécime, proveniente da Califórnia, foi identificado por BD Burks.

COLEOPTERA

BUPRESTIDAE

Pachyschelus fisheri Vogt

- *Spilochalcis* perto de *odontotae*

EUA. Vogt 1949: 199.

CHRYSOMELIDAE

Baliosus sp.

- *Conura* sp.

Costa Rica. Cox 1994: 423.

Bruchinae sp.

- *Spilochalcis* sp.

Brasil. Em *Senna occidentalis* (Fabaceae). **Bruchidae sp. Sauer 1946: 14.

Chalepus sp.

- *Conura* sp.

Costa Rica. Cox 1994: 423.

Drepanocassis profana (Boheman)

- *Conura* sp.

Brasil. Em *Mesosphaerum suaveolens* (Lamiaceae). Cox 1994: 423.

Exema canadensis Pierce

- *Conura* sp.

Chaboo et al 2016: 163.

Heptispa sp.

- *Conura* sp.

Costa Rica. Cox 1994: 423.

Hispoleptis subfasciata (Pic)

- *Conura* sp.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 31.

Neochlamisus alni (Brown)

- *Conura* sp.

Chaboo et al 2016: 164.

Neochlamisus bebbianae (Brown)

- *Conura* sp.

Chaboo et al 2016: 164.

Ocotoma scabripennis Guérin-Ménéville

- *Spilochalcis* sp.

México. Larva. Em *Lantana camara* (Verbenaceae). Krauss 1964: 93.

Oxychalepus acuticornis (Chapuis)

- *Conura* sp.

Costa Rica. Cox 1994: 423.

Paraselenis flava (Linnaeus) **reg. nov.**

- *Conura* sp. grupo *xanthostigma*, subgrupo *adjuncta*

Brasil. Em *Ipomoea aristolochiifolia* (Convolvulaceae) LaBI 39087.

Stolas sp.

- *Spilochalcis* sp.

Brasil. Em *Ipomoea asarifolia* (Convolvulaceae). Carroll 1978: 81.

COCCINELLIDAE

Adalia deficiens Mulsant

- *Spilochalcis* sp.

Chile. Herting 1973: 8.

Epilachna sp.

- *Spilochalcis* perto de *juxta*

Brasil. ***Epilachna* near *humeralis*. Herting 1973: 7. Possivelmente um caso de hiperparasitismo, por meio de *Lydinolydella metallica* (Dip.: Tachinidae).

Epilachna eusema (Weise)

- *Spilochalcis* perto de *juxta*

Argentina. Herting 1973: 6.

Brasil. Herting 1978: 130.

CURCULIONIDAE

Hypera nigrirostris (Fabricius)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. Thompson 1943: 54.

LEPIDOPTERA

Indeterminado

- *Spilochalcis* sp.

Nicarágua. Maes 1989: 65.

Trinidad e Tobago. Myers 1932: 134. De acordo com a fonte, *Spilochalcis* sp. é hiperparasita em um casulo listrado, suspenso por um fio de seda de 65 mm de uma lâmina foliar.

ARGYRESTHIIDAE

Argyresthia sp.

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. Em *Thuja* sp. (Cupressaceae). ***Argyresthia freyella*. Silver 1957: 179. *Argyresthia freyella* continha também o que viria a ser *A. aureoargentella*, então a identificação do hospedeiro é incerta. Possivelmente é um registro de *Co. albifrons*, único em *Conura* que é parasitoide de *A. aureoargentella*.

- *Conura* grupo *scutellaris* sp. E

Cuba. Ferrer 2010: 52.

BEDELLIIDAE

Bedellia somnulentella (Zeller)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. Thompson 1955: 205.

BUCCULATRICIDAE

Bucculatrix thurberiella Busck

- *Smicra* sp.

EUA. Thompson 1955: 205. Possivelmente *Conura torvina*.

COLEOPHORIDAE

Coleophora laricella (Hübner)

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. Thompson 1955: 205.

Coleophora pruniella Clemens

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. Thompson 1955: 205.

CRAMBIDAE

Cnaphalocrocis trapezalis (Guenée)

- *Spilochalcis* sp.

Haiti. ***Marasmia trapezalis*. Thompson 1955: 205.

Diaphania hyalinata (Linnaeus)

- *Spilochalcis* sp.

Porto Rico. Pupa. Em *Cucurbita moschata* (Cucurbitaceae). Medina-Gaud et al 1989: 317.

Diatraea sp.

- *Spilochalcis* sp.

British Guiana [Guiana]. Thompson 1955: 205.

Diatraea bellifactella Dyar

- *Spilochalcis* sp.

Trinidad e Tobago. Thompson 1955: 205.

Diatraea brunnescens Box

- *Spilochalcis* sp.

Venezuela. Thompson 1955: 205.

Diatraea centrellus (Möschler)

- *Spilochalcis* sp.

British Guiana [Guiana]. ***Diatraea canella*. Herting 1975: 157.

Diatraea impersonatellus (Walker)

- *Spilochalcis* sp.

Venezuela. ***Diatraea impersonatella*. Thompson 1955: 205.

Diatraea saccharalis (Fabricius)

- *Spilochalcis* sp.

British Guiana [Guiana]. Larva. Em *Oryza sativa* (Poaceae). Myers 1931: 275.

Peru. Raven 1965: 156.

EREBIDAE

Alabama argillacea (Hübner)

- *Spilochalcis* sp.

Brasil. Pupa. Em *Gossypium* sp. (Malvaceae). Sauer 1946: 14.

Paraguai. Fry 1989: 100.

- *Ceratosmicra* aff. *immaculata*

Antichloris viridis Druce

- *Conura* sp.

Venezuela. Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). Ramírez et al 2003: 175.

Hypercompe sp.

- *Spilochalcis* sp.

Brasil. Pupa. ***Ecpantheria* sp. Sauer 1946: 14.

Mocis latipes (Guenée)

- *Spilochalcis* sp. nov. perto de *phais*

EUA. Pupa. Em *Saccharum* sp. (Poaceae). Hall 1985: 487.

GELECHIIDAE

Coleotechnites sp.

- *Conura* grupo *scutellaris* sp. E

Cuba. ***Recurvaria* sp. Ferrer 2010: 53.

Coleotechnites starki (Freeman)

- *Spilochalcis* sp. provável *albifrons*

Canadá. ***Recurvaria starki*. Stark 1961: 894.

Dichomeris sp.

- *Spilochalcis* sp.

Barbados. Pupa. Bennett e Alam 1985: 60.

Frumenta nundinella (Zeller)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. Em *Solanum carolinense* (Solanaceae). Montgomery 1933: 187.

Helcystogramma melissia (Walsingham)

- *Ceratosmicra* sp.

Barbados. Pupa. ***Trichotape melissia*. Bennett e Alam 1985: 60.

Tuta absoluta (Meyrick)

- *Conura* sp.

Brasil. Pupa. Em *Solanum lycopersicum* (Solanaceae). Marchiori et al 2004: 552.

GEOMETRIDAE

Brachurapteryx breviararia (Hübner)

- *Conura* sp.

Brasil. Em *Croton floribundus* (Euphorbiaceae). Pereira et al 2015: 786.

São duas espécies distintas, uma é parasitoide solitário; a outra, gregário.

GRACILLARIIDAE

Phyllocnistis citrella Stainton

- *Ceratosmicra* sp.

Brasil. Pupa. Em *Citrus* sp. (Rutaceae). Costa et al 1999: 238.

HESPERIIDAE

Calpodes ethlius (Stoll)

- *Spilochalcis* sp.

México. Pupa. Em *Canna indica* (Cannaceae). Young 1982: 111.

LIMACODIDAE

Acharia sp.

- *Ceratosmicra* sp.

Colômbia. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). ***Sibine pos. fusca*.
Zenner e Flórez 1992: 44.

- *Spilochalcis* sp.

Colômbia. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). ***Sibine pos. fusca*.
Zenner e Flórez 1992: 44.

Acharia fusca (Stoll)

- *Conura* sp.

Costa Rica. ***Sibine fusca*. Mexzón e Chinchilla 1996: 14.

Acharia hyperoche (Dognin)

- *Conura* sp.

Costa Rica. Em *Flemingia macrophylla* (Fabaceae). Mexzón 1997: 30.

Acharia megasomoides (Walker)

- *Conura* sp.

Costa Rica. ***Sibine megasomoides*. Mexzón e Chinchilla 1996: 14.

Acharia ophelians (Dyar)

- *Conura* sp.

Costa Rica. Em *Crotalaria pallida* (Fabaceae). Mexzón 1997: 30.

Euprosterna elaeasa (Dyar)

- *Conura* sp.

Colômbia. Mexzón e Chinchilla 1996: 14.

Costa Rica. Em *Scleria melaleuca*. Mexzón 1997: 30.

- *Psychidosmicra* sp.

Colômbia. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez
1992: 42.

- *Spilochalcis* sp.

Colômbia. Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez
1992: 42.

LYCAENIDAE

Rekoa marius (Lucas)

- *Conura* sp. nov.

Brasil. Monteiro 1991: 80.

Rekoa palegon (Cramer)

- *Conura* sp. nov.

Brasil. Monteiro 1991: 80.

Strymon crambusa (Hewitson)

- *Conura* sp.

Brasil. Pupa. Em *Oxalis densifolia* (Oxalidaceae). Silva et al 2016: 70.

NOCTUIDAE

Neogalea sunia Guenée

- *Ceratosmicra* sp. nov.

EUA. Em *Solanum* sp. (Solanaceae). ***Catabena esula*. Puttler 1961: 29.

Spodoptera frugiperda (JE Smith)

- *Conura* sp.

Brasil. Dequech et al 2004: 1237.

- *Conura* grupo *scutellaris* sp. E

Cuba. Ferrer 2010: 53.

NOLIDAE

Garella nilotica (Rogenhofer)

- *Conura* grupo *side* sp. D

Cuba. ***Characoma nilotica*. Ferrer 2010: 52.

NYMPHALIDAE

Brassolis sp.

- *Conura* sp.

Costa Rica. Mexzón e Chinchilla 1996: 14. Duas espécies distintas.

Brassolis sophorae (Linnaeus)

- *Conura* sp.
- Costa Rica.** Mexzón e Chinchilla 1996: 14.
- *Spilochalcis* sp.
- Brasil.** Fry 1989: 112.
- Colômbia.** Pupa. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez 1992: 36.
- Guiana.** Fry 1989: 112.
- Caligo mennon* (Felder)
 - *Spilochalcis* sp.
 - Venezuela.** Herting 1976: 187.
- Opsiphanes* sp.
 - *Spilochalcis* sp.
 - Brasil.** Pupa. Em *Musa × paradisiaca* (Musaceae). Sauer 1946: 14.
- Opsiphanes cassina* (Felder)
 - *Conura* sp.
 - Colômbia.** Pupa. Guerrero 1995: 259.
 - Costa Rica.** Mexzón e Chinchilla 1996: 14.
 - Venezuela.** Larva. Rodríguez Gonzáles et al 2012: 592.
 - *Spilochalcis* sp.
 - El Salvador.** Pupa. ***Opsiphanes cassina fabricii*. Young e Muyschondt 1975: 45.
- Opsiphanes tamarindi* (Felder)
 - *Conura* sp.
 - Venezuela.** Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). Domínguez et al 1999: 99.
- PAPILIONIDAE
 - Papilio anchisiades capys* (Hübner)
 - *Spilochalcis* sp.
 - Brasil.** Pupa. Em *Citrus* sp. (Rutaceae). Sauer 1946: 14.
- PIERIDAE
 - Eurema दौरa* (Godart)
 - *Metadontia* sp.
 - Barbados.** Pupa. Bennett e Alam 1985: 60.
 - *Spilochalcis* sp. *femorata*?
 - Barbados.** Pupa. Bennett e Alam 1985: 60.
- PLUTELLIDAE
 - Plutella xylostella* (Linnaeus)
 - *Conura* grupo *side* sp. D
 - Brasil.** Pupa. Em *Brassica oleraceae* (Brassicaceae). Guilloux et al 2003: 290.
 - *Conura* grupo *scutellaris* sp. E
 - Cuba.** Ferrer 2010: 53.
 - *Conura* grupo *scutellaris* sp. E
 - Cuba.** Ferrer 2010: 53.
- PSYCHIDAE
 - Oiketiscus kirbyi* Guilding
 - *Conura* sp.
 - Venezuela.** Pupa. Em *Musa* sp. (Musaceae). Domínguez et al 1999: 99.
 - *Psychidosmicra* sp.
 - Argentina.** De Santis e Esquivel 1966: 126.
 - Colômbia.** Larva. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez 1992: 44.
 - *Spilochalcis* sp.
 - Argentina.** De Santis e Esquivel 1966: 126.
 - Colômbia.** Larva. Em *Elaeis guineensis* (Arecaceae). Zenner e Flórez 1992: 44.

- Costa Rica.** Em *Musa* sp. (Musaceae). Stephens 1962: 385.
Oiketicus platensis Berg
 - *Conura* sp.
Argentina. Pupa. Baudino et al 2017: 293. Duas espécies distintas.
Perisceptis carnivora Davis
 - *Conura* grupo *immaculata*
Panamá. Pupa. Davis et al 2008: 700.
- PTEROLONCHIDAE
Coelopoeta sp.
 - *Conura* sp.
EUA. Em *Phacelia* sp. (Boraginaceae). Gates et al 2002: 224.
Homaledra sabalella (Chambers)
 - *Conura* (*Ceratosmicra*) sp.
República Dominicana. Larva. ****Homaledra sabulella.** Ferrer 2010: 49. Possivelmente *Conura coccois*.
- PTEROPHORIDAE
Sphenarches caffer (Zeller)
 - *Conura* bis. *cressoni*
Porto Rico. De Santis 1981: 3. É um registro estranho, não há registro de ocorrência de *S. caffer* fora do continente africano, mas pode ser uma ocorrência acidental devido a uma invasão na ilha de Porto Rico. Ou, pode ser que seja uma espécie do gênero *Oxyptilus*.
- PYRALIDAE
Elasmopalpus lignosellus (Zeller)
 - *Conura* grupo *scutellaris* sp. E
Cuba. ****Elasmopalpus lignosella.** Ferrer 2010: 53.
- SATURNIIDAE
Eacles magnifica Walker
 - *Spilochalcis* sp.
Brasil. Em *Mangifera indica* (Anacardiaceae). Sauer 1946: 14. De acordo com Peigler (1994), é possível tratar-se de *Conura mendozaensis*.
Agapema anona (Ottolengui)
 - *Spilochalcis* sp.
EUA. Peigler 1994: 55. Possivelmente *Conura maria*.
Rothschildia sp.
 - *Spilochalcis* sp.
Brasil. Peigler 1994: 55. Possivelmente *Conura mendozaensis*.
Costa Rica. Pupa. Young 1985: 328.
- SESIIDAE
Synanthedon pictipes (Grote & Robinson)
 - *Haltichellinae* sp. nov.
EUA. Viereck 1916: 527. A chave no artigo menciona um abdômen praticamente sésil, e a inserção das antenas próxima à boca, que pode descrever uma espécie de *Conura*. Thompson (1955) também cita a interação, sem mencionar a fonte original, sob o nome de *Sanninoidea pictipes*.
- SPHINGIDAE
Erinnyis ello (Linnaeus)
 - *Spilochalcis* sp.
Brasil. Pupa. Em *Manihot esculenta* (Euphorbiaceae). Sauer 1946: 14.
Manduca sexta (Linnaeus)
 - *Ceratosmicra* sp. nov.
EUA. Em *Nicotiana* sp. (Solanaceae). Fulton 1940: 233.
- Indeterminado
 - *Ceratosmicra* sp. nov.

Brasil. Sauer 1946: 13. De acordo com AB Gahan, é uma espécie nova.

TINEIDAE

Tiquadra circumdata (Zeller)

- *Conura* sp. nov.

Colômbia. Pupa. Delvare e Genty 1992: 33.

TISCHERIIDAE

Tischeria sp.

- *Conura* sp.

EUA. Em *Malacothamnus* (Malvaceae). Gates et al 2002: 238.

- *Spilochalcis* sp.

Brasil. Pupa. Em *Sida rhombifolia* (Malvaceae). Sauer 1946: 14.

Tischeria discreta (Braun)

- *Conura* sp.

EUA. Em *Quercus agrifolia* (Fagaceae). Gates et al 2002: 221.

TORTRICIDAE

Acleris albicomana (Clemens)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. Pupa. Em *Rosa californica* (Rosaceae). ****Cloeris albicomana.**
Powell 1962: 135.

Ancylis comptana (Frölich)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. ****Ancylis comptana fragariae.** Thompson 1955: 205.

Choristoneura fumiferana (Clemens)

- *Spilochalcis* sp.

Canadá. ****Archips fumiferana.** Wilkes et al 1948: 145.

Choristoneura pinus Freeman

- *Conura* perto de *sanguiniventris*

Canadá. Em *Pinus banksiana* (Pinaceae). Walley 1953: 152.

Rhyacionia frustrana (Comstock)

- *Spilochalcis* sp.

EUA. Thompson 1955: 205.

- *Conura* grupo *side* sp. D

Cuba. Ferrer 2010: 53.

- *Conura* grupo *scutellaris* sp. E

Cuba. Ferrer 2010: 53.

DIPTERA

Indeterminado

- *Ceratismicra* aff. *immaculata*

Argentina. HS: *Alabama argillacea* (Lep.: Erebidae). Parker et al 1953:
52.

SYRPHIDAE

Indeterminado

- *Spilochalcis* sp.

Nicarágua. Maes 1989: 65.

TACHINIDAE

Chaetonodexodes marshalli Aldrich

- *Spilochalcis* sp.

Trinidad e Tobago. Larva. HS: *Schematiza cordiae* (Col.:
Chrysomelidae). Simmonds 1948: 218.

Lydinolydella metallica Townsend

- *Spilochalcis* aff. *nigropleuralis*

Argentina. Pupa. HS: *Epilachna* sp. (Col.: Coccinellidae). Berry e
Parker 1949: 102.

Brasil. HS: *Epilachna* sp. (Col.: Coccinellidae). Parker et al 1953: 17.

PARTE IV: Registros com parasitoide *nomem nudum*

Ceratosmicra molesta Blanchard

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Cotesia paphi (Schrottky)

Argentina. ***Apanteles paphi*. Blanchard 1938a: 38.

LEPIDOPTERA

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Argentina. ***Phlegethontius sexta paphus*. De Santis e Esquivel 1966: 141.

Conura bauhiniae Sichel

LEPIDOPTERA

SATURNIIDAE

Epiphora bauhiniae (Guérin-Méneville)

Senegal. ***Attacus bauhiniae*. Girard 1866: 427.

Conura parides Tavares & Navarro-Tavares

LEPIDOPTERA

PAPILIONIDAE

Parides ascanius (Cramer)

Brasil. Pupa. Tavares et al 2006: 61.

DIPTERA

TACHINIDAE

Lespesia sp. **reg. nov.**

Brasil. Pupa. HS: *Parides ascanius* (Cramer) (Lep.: Papilionidae). LaBI 20446–8.

Schizosmicra tucumana Blanchard

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Phoebis sennae (Linnaeus)

Argentina. ***Phoebis sennae eubule*. De Santis e Esquivel 1966: 153.

Spilochalcis auripilosa Blanchard

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles sp.

Argentina. Blanchard 1938b: 37.

LEPIDOPTERA

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Argentina. ***Phlegethontius sextus paphus*. De Santis e Esquivel 1966: 141.

Spilochalcis denieri Blanchard

LEPIDOPTERA

HESPERIIDAE

Calpodes ethlius (Stoll)

Argentina. Blanchard 1940b: 27.

NYPHALIDAE

Opsiphanes sp.

Argentina. Costa Lima 1950: 354.
Opsiphanes invirae (Hübner)
Argentina. ***Opsiphanes invirae amplificatus*. Blanchard 1938a: 24.

***Spilochalcis eurhini* Blanchard**

COLEOPTERA

CURCULIONIDAE

Eurhinus viridis (Boheman)

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 164.

***Spilochalcis parabosqi* Blanchard**

HEMIPTERA

CICADELLIDAE

Indeterminado

Argentina. **jásido de la berenjena. Blanchard 1940c: 20.

***Spilochalcis pseudoparanensis* Blanchard**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Microplitis ayerzai Brèthes

Argentina. Blanchard 1939a: 31.

Microplitis chacoensis (Cameron)

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 184.

LEPIDOPTERA

GELECHIIDAE

Pectinophora gossypiella (Saunders)

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 132.

NOCTUIDAE

Helicoverpa gelotopoeon (Dyar)

Argentina. ***Thyreion gelotopoeon*. Blanchard 1939a: 31.

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Argentina. ***Phlegethontius sextus paphus*. De Santis e Esquivel 1966: 141.

TORTRICIDAE

Grapholita molesta (Busck)

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 135.

***Spilochalcis xanthocollaris* Blanchard**

HYMENOPTERA

BRACONIDAE

Apanteles lesbiae Blanchard

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 184.

LEPIDOPTERA

PIERIDAE

Colias lesbia (Fabricius)

Argentina. De Santis e Esquivel 1966: 153.

SPHINGIDAE

Manduca sexta (Linnaeus)

Argentina. ***Phlegethontius sextus paphus*. De Santis e Esquivel 1966: 141.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abu, J.F. & Ellis, C.R. (1975) Biology of *Bathyplectes curculionis* (Thomson) (Hymenoptera: Ichneumonidae) a parasitoid of the alfalfa weevil in Ontario. *Proceedings of the Entomological Society of Ontario* 106, 8–12.
- Allen, H.W. (1962) Parasites of the oriental fruit moth in the eastern United States. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Technical Bulletins* 1265, 1–139.
- Allen, W.W. & Smith, R.F. (1958) Some factors influencing the efficiency of *Apanteles medicaginis* Muesebeck (Hymenoptera: Braconidae) as a parasite of the alfalfa caterpillar, *Colias philodice eurytheme* Boisduval. *Hilgardia* 28, 1–42.
- Andrews, R.J. & Geistlinger, N.J. (1969) Parasites of the larch casebearer, *Coleophora laricella* (Hbn.), in British Columbia (Lep., Coleophoridae). *Journal of the Entomological Society of British Columbia* 66, 50–51.
- Ang, B.M. & Kok, L.T. (1995) Seasonal mortality of *Cassida rubiginosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) due to incomplete development and parasitism in southwestern Virginia. *Journal of Entomological Science* 30, 9–17.
- Anon (1904) *Entomological News* 25, 428–429.
- Arthur, A.P. (1958) Development, Behaviour, and Descriptions of Immature Stages of *Spilochalcis side* (Walk.) (Hymenoptera: Chalcididae). *The Canadian Entomologist* 90, 590–595. <https://doi.org/10.4039/Ent90590-10>
- Ashmead, W.H. (1886) Studies on the North American Chalcididae, with descriptions of a new species from Florida. *Transactions of the American Entomological Society* 13, 125–135.
- Askew, R.R. (1962) Chalcidoidea (Hymenoptera) in the Manchester Museum (Part 1). *Entomologist* 95, 97–99.
- Balduf, W. V. (1937) Bionomic notes on the common bagworm, *Thyridopteryx ephemeraeformis* Haw., (Lepid., Psychidae) and its insect enemies (Hym., Lepid.). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 39, 169–184. <https://doi.org/10.1126/science.3.60.294>
- Balduf, W. V. (1968) Bionomic notes on the hexapodous parasites of *Acrobasis rubrifasciella*. *Annals of the Entomological Society of America* 61, 463–474.
- Baudino, E.M., Martínez, J.J., Geist, Y.H., Gallardo, H.E. & Reimer, A. (2017) Parasitoides del bicho canasto, *Oiketicus platensis* (Lepidoptera: Psychidae) en el caldenal pampeano. *Revista de Investigaciones Agropecuarias* 43, 291–296.
- Beacher, J.H. (1947) Studies of Pistol Case-Bearer Parasites. *Annals of the Entomological Society of America* 40, 530–544. <https://doi.org/10.1093/aesa/40.3.530>
- Becker, M. (1989) Uma nova espécie do gênero *Spilochalcis* Thomson, 1876 (Hymenoptera, Chalcididae). *Revista Brasileira de Entomologia* 33, 337–340.
- Bennett, F.D. & Alam, M.M. (1985) *An annotated check-list of the insects and allied terrestrial arthropods of Barbados*. Caribbean Agricultural Research and Development Institute, 81 pp.
- Bennett, F.D. & Yaseen, M. (1972) Parasite introductions for the biological control of three insect pests in the Lesser Antilles and British Honduras. *PANS Pest Articles & News Summaries* 18, 468–474. <https://doi.org/10.1080/09670877209412708>

- Berry, P.A. & Parker, H.L. (1949) Investigations on a South American *Epilachna* sp. and the importation of its parasite *Lydinolydella metallica* Tns. into the United States. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 51, 93–103. <https://doi.org/10.1126/science.3.60.294>
- Bibby, F.F. (1961) Notes on miscellaneous insects of Arizona. *Journal of Economic Entomology* 54, 324–333. <https://doi.org/10.1093/jee/54.2.324>
- Bischoff, H. (1927) Biologie der Hymenopteren *Biologie der Hymenopteren eine naturgeschichte der hautflüger*. Verlag von Julius Springer, Berlin, 598 pp.
- Blanchard, E.E. (1935a) Apuntes sobre Calcididos Argentinos (Hym. Chalc.). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 7, 103–122.
- Blanchard, E.E. (1935b) Apuntes sobre Calcidoideos argentinos, nuevos y conocidos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 8, 7–32.
- Blanchard, E.E. (1938a) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 3, 21–27.
- Blanchard, E.E. (1938b) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 5, 34–40.
- Blanchard, E.E. (1939) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 6, 27–35.
- Blanchard, E.E. (1940a) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 11, 18–24.
- Blanchard, E.E. (1940b) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 11, 26–35.
- Blanchard, E.E. (1940c) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 13, 20–28.
- Blanchard, E.E. (1941) *Boletín Informativo de la Dirección de Sanidad Vegetal* 17, 16–21.
- Blanchard, E.E. (1943) Un Díptero y seis Himenopteros argentinos, nuevos para la ciencia. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 12, 92–104.
- Blanchard, E.E. (1947) Nuevos géneros y especies de insectos parásitos (Hymenoptera & Diptera) del Uruguay. *Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo* 2, 1–19.
- Blanchard, E.E. & Santis, L. de (1963) Himenópteros argentinos parásitos de *Coleophora haywardi*. *Revista de Investigaciones Agrícolas* 17, 113–123.
- Bodkin, G.B. (1918) Notes on some British Guiana Hymenoptera (exclusive of the Formicidae). *Transactions of the Entomological Society of America* 65, 297–321.
- Botoc, M. (1968) New contributions to the study of chalcids in the Socialist Republic of Romania. *Studia Universitatis Babeş-Bolyai (Ser. Biol.)* 13, 95–98.
- Bottimer, L.J. (1926) Notes on some Lepidoptera from eastern Texas. *Journal of Agricultural Research* 33, 797–819.
- Bouček, Z. (1952) The first revision of the European species of the family Chalcididae (Hymenoptera). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae* 27, 1–108, pl. i–xvii.
- Bouček, Z. (1966) Materialy po faune chalcid (Hymenoptera, Chalcidoidea) Moldavskoy SSR. 2. *Trudy Moldavskogo Nauchno-Issledovatel'skogo Instituta Sadovodstva, Vinogradarstva i Vinodeliya. Kishinev.* 13, 15–38.
- Bouček, Z. (1977) A faunistic review of the Yugoslavian Chalcidoidea (Parasitic Hymenoptera). *Acta Entomologica Jugoslavica* 7, 1–145.
- Bousfield, W.E. & Lood, R.C. (1973) Parasites of the larch casebearer in Montana, Idaho, and Washington. *Environmental Entomology* 2, 212–213. <https://doi.org/10.1093/ee/2.2.212>

- Box, H.E. (1950) The more important insect pests of sugar cane in northern Venezuela. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society* 14, 41–50.
- Brèthes, J. (1918) Sobre algunos Heminópteros utiles del sud del Brasil. *Anales de la Sociedad Rural Argentina* 52, 7–11.
- Brimley, C.S. (1942) *Supplement to Insects of North Carolina*. North Carolina Department of Agriculture, North Carolina, 39 pp.
- Brown, R.L. & Allen, R.T. (1974) Larval foodplants and parasites of some Lepidoptera in southeast Arkansas. *Journal of the Lepidopterists' Society* 28, 168–170.
- Bulgarella, M., Quiroga, M.A., Boulton, R.A., Ramírez, I.E., Moon, R.D., Causton, C.E. & Heimpel, G.E. (2017) Life cycle and host specificity of the parasitoid *Conura annulifera* (Hymenoptera: Chalcididae), a potential biological control agent of *Philornis downsi* (Diptera: Muscidae) in the Galápagos Islands. *Annals of the Entomological Society of America* 110, 317–328. <https://doi.org/10.1093/aesa/saw102>
- Burks, B.D. (1940) Revision of the chalcid-flies of the tribe Chalcidini in America north of Mexico. *Proceedings of the United States National Museum* 88, 237–354.
- Burks, B.D. (1958) Superfamily Chalcidoidea. In: K. V. Krombein (Ed), *Hymenoptera of America north of Mexico. Synoptic catalogue. 1st supplement*. United States Government Printing Office, Washington, DC, pp. 62–84.
- Burks, B.D. (1960) A Spilochalcis parasitic on flies that infest bird nests (Hymenoptera, Chalcididae). *Acta Hymenopterologica* 1, 95–97.
- Burks, B.D. (1968) New North American species of *Ceratismicra* Ashmead (Hymenoptera: Chalcididae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 70, 170–174.
- Burks, B.D. (1975) The species of Chalcidoidea described from North America north of Mexico by Francis Walker (Hymenoptera). *Bulletin of the British Museum (Natural History) (Entomology)* 32, 139–170.
- Cameron, P. (1884) *Biologia Centrali-Americana. Insecta. Hymenoptera (Families Tenthredinidae - Chrysididae)*. Vol. I. 487 pp.
- Cameron, P. (1913) The Hymenoptera of the Georgetown Museum. Part V. *Timehri* 3, 105–137.
- Carlson, E.C., Lange, H.W. & Sclaroni, R.H. (1951) Distribution and control of the cabbage seedpod weevil in California. *Journal of Economic Entomology* 44, 958–966. <https://doi.org/10.1093/jee/44.6.958>
- Carroll, C.R. (1978) Beetles, parasitoids and tropical morning glories: a study in host discrimination. *Ecological Entomology* 3, 79–85. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1978.tb00906.x>
- Castineiras, A. & Hernandez, L.R. (1980) Nuevos hospederos de *Spilochalcis hirtifemora* (Ashmead) (Hymenoptera: Chalcididae). *Poeyana, La Habana* 209, 1–9.
- Cave, R.D. (1993) Parasitoides larvales y pupales de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en Centro America con una clave para las especies encontradas en Honduras. *CEIBA* 34, 33–56.
- Chaboo, C.S., Chamorro, M.L. & Schöller, M. (2016) Catalogue of known immature stages of camptosomate leaf beetles (Coleoptera, Chrysomelidae, Cryptocephalinae and Lamprosomatinae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 118, 150–217. <https://doi.org/10.4289/0013-8797.118.1.150>

- Chamberlin, T.R. (1933) Some observations on the life history and parasites of *Hypera rumicis* (L) (Coleoptera: Curculionidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 35, 101–109.
- Chavez, T., Diaz, F.A. & Briceño, R.A. (1993) Introduction to Venezuela and biology of *Cotesia plutellae* Kurdj. (Hymenoptera: Braconidae), parasitoid of *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae). *Manejo Integrado de Plagas* 29, 24–27.
- Chittenden, F.H. (1920) The red-banded leaf-roller. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Department Bulletin* 914, 1–14.
- Chittenden, F.H. & Russell, H.M. (1909) The semitropical army worm (*Prodenia eridania* Cram.). *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Bureau of Entomology* 66, 53–70.
- Clancy, D.W. (1946) Natural enemies of some Arizona cotton insects. *Journal of Economic Entomology* 39, 326–328. <https://doi.org/10.1093/jee/39.3.326>
- Cockerell, T.D.A. (1899) A first list of the hymenopterous families Tenthredinidae, Siricidae, Chrysididae, Proctotrypidae, Cynipidae, Chalcididae and Braconidae collected in New Mexico. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 16, 212–216.
- Cordero, J. & Cave, R.D. (1992) Natural enemies of *Plutella xylostella* (Lep.: Plutellidae) on crucifers in Honduras. *Entomophaga* 37, 397–407. <https://doi.org/10.1007/BF02373113>
- Costa, V.A., Sá, L.A.N., LaSalle, J., Nardo, E.A.B., Arellano, F. & Fuini, L.C. (1999) Indigenous parasitoids (Hym., Chalcidoidea) of *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lep., Gracillariidae) in Jaguariúna, São Paulo State, Brazil: preliminary results. *Journal of Applied Entomology* 123, 237–240.
- Costa Lima, A.M. (1950) *Insetos do Brasil. Tomo 6, Capítulo XXVIII. Lepidópteros, 2ª parte.* Escola Nacional de Agronomia, 417 pp.
- Couri, M.S., Tavares, M.T. & Stenzel, R.R. (2006) Parasitoidism of chalcidid wasps (Hymenoptera, Chalcididae) on *Philornis* sp. (Diptera, Muscidae). *Brazilian Journal of Biology* 66, 553–557. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842006000300022>
- Cowan, D.P. (1979) The function of enlarged hind legs in oviposition and aggression by *Chalcis canadensis* (Hymenoptera: Chalcididae). *The Great Lakes Entomologist* 12, 133–136.
- Cox, M.L. (1994) The Hymenoptera and Diptera parasitoids of Chrysomelidae. *Novel aspects of the biology of Chrysomelidae*, 419–467. https://doi.org/10.1007/978-94-011-1781-4_35
- Cresson, E.T. (1865) On the Hymenoptera of Cuba. *Proceedings of the Entomological Society of Philadelphia* 4, 1–200.
- Cushman, R.A. (1927) The parasites of the pine tip moth, *Rhyacionia frustrana* (Comstock). *Journal of Agricultural Research* 34, 615–622.
- Daecke, E. (1902) *Entomological News* 13, 95.
- Dalla-Torre, C.G. (1898) *Catalogus Hymenopterum hucusque descriptorum systematicus et synonymicus. V. Chalcididae et Proctotrupidae.* Leipzig, 598 pp.
- Dalman, J.V. (1820) Försök till Uppställning af Insect-familjen Pteromalini, i synnerhet med afseende på de i Sverige funne Arter. *Kungliga Svenska Vetenskapsakademiens Handlingar* 41, 123–182.
- Davis, J.J. (1912) Report on insects injurious to flowering and ornamental greenhouse plants in Illinois. *Report of the State Entomologist on the Noxious and Beneficial Insects of the State of Illinois* 27, 83–143.

- Davis, D.R., Quintero A., D., Cambra T., R.A. & Aiello, A. (2008) Biology of a new Panamanian bagworm moth (Lepidoptera: Psychidae) with predatory larvae, and eggs individually wrapped in setal cases. *Annals of the Entomological Society of America* 101, 689–702. [https://doi.org/10.1603/0013-8746\(2008\)101\[689:BOANPB\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0013-8746(2008)101[689:BOANPB]2.0.CO;2)
- De Santis, L. (1938) Lista de himenopteros parasitos, primarios y secundarios, de algunos insectos utiles y perjudiciales a la agricultura en la Republica Argentina. *Anuario Rural, Provincia de Buenos Aires* 6, 263–284.
- De Santis, L. (1967) *Catalogo de los Himenopteros Brasilenos de la serie Parasitica incluyendo Bethyloidea*. Gobernacion Provincia de Buenos Aires, La Plata, 337 pp.
- De Santis, L. (1979) *Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos*. Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires, La Plata, 488 pp.
- De Santis, L. (1980) *Catalogo de los Himenopteros Brasilenos de la serie Parasitica incluyendo Bethyloidea*. Editora da Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 395 pp.
- De Santis, L. (1981) Catalogo de los himenopteros calcidoideos de America al sur de los Estados Unidos - Primer Suplemento. *Revista Peruana de Entomología* 24, 1–38.
- De Santis, L. (1987) Himenópteros parasitoides e hiperparasitoides de *Anacraga* sp. (Lepidoptera, Dalceridae) en Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia* 31, 97–99.
- De Santis, L. (1989) Catalogo de los Himenopteros Calcidoideos (Hymenoptera) al sur de los Estados Unidos. Segundo Suplemento. *Acta Entomologica Chilena* 15, 9–90.
- De Santis, L. & Esquivel, L. (1966) Tercera lista de himenopteros parasitos y predadores de los insectos de la republica Argentina. *Revista del Museo de la Plata (Nueva Serie)* 9, 47–215.
- De Santis, L. & Fidalgo, P. (1994) Catalogo de Himenopteros Calcidoideos. *Serie de la Academia Nacional de Agronomia y Veterinaria* 13, 1–154.
- De Santis, L. & De Sureda, A.G. (1984) La falsa oruga de los sauces y álamos (*Nematus desantisi*). *Academia Nacional de Agronomia y Veterinaria* 38, 5–22.
- Dequech, S.T.B., Silva, R.F.P. da & Fiuza, L.M. (2004) Ocorrência de parasitoides de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lep., Noctuidae) em lavouras de milho em Cachoeirinha, RS. *Ciência Rural* 34, 1235–1237.
- DeLoach, C.J. & Psencik, R.E. (1982) Field Biology and Host Range of the Green Broomweed Looper, *Narraga fimetaria* (Lepidoptera: Geometridae), in Central Texas. *Annals of the Entomological Society of America* 75, 623–630. <https://doi.org/10.1093/aesa/75.6.623>
- Delvare, G. (1992) A reclassification of the Chalcidini with a checklist of the New World species. *Memoirs of the American Entomological Institute* 53, 119–466.
- Delvare, G. (1993) Les Chalcididae d'importance économique dans les palmeraies d'Amérique tropicale (Hymenoptera). *Bulletin de la Société Entomologique de France* 97, 349–372.
- Delvare, G. & Genty, P. (1992) Interés de las plantas atractivas para la entomofauna benéfica de las plantaciones de palma, en América tropical. *Palmas* 13, 23–33.
- Diaz, R., Hibbard, K., Samayoa, A. & Overholt, W.A. (2012) Arthropod community associated with tropical soda apple and natural enemies of *Gratiana boliviana* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Florida. *Florida Entomologist* 95, 228–232. <https://doi.org/10.1653/024.095.0141>

- Domínguez, O., Ramírez, R., Liscano, O., Vilchez, M. & Urdaneta, R. (1999) Parasitoides de lepidópteros defoliadores del plátano (*Musa* AAB, cv. *Hartón*) en el sur del Lago de Maracaibo, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía LUZ* 16, 95–101.
- Domínguez-Gil, O., Ramírez, R., Burgos, M.E. & Inciarte, E. (2006) Parasitoides de *Opsiphanes tamarindi* en el plátano, estado Zulia, Venezuela. *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas* 40, 227–241.
- Doner, M.H. (1936) Hymenopterous parasites of *Coleophora pruniella* Cl., and parasites recorded from other species of *Coleophora*. *Annals of the Entomological Society of America* 29, 224–244.
- Dosdall, L.M., Ulmer, B.J., Gibson, G.A.P. & Cárcamo, H.A. (2006) The spatio-temporal distribution dynamics of the cabbage seedpod weevil, *Ceutorhynchus obstrictus* (Coleoptera: Curculionidae), and its larval parasitoids in canola in western Canada. *Biocontrol Science and Technology* 16, 987–1006. <https://doi.org/10.1080/09583150600828320>
- Dunnam, E.W. (1927) Notes on the life history and control of the strawberry leaf roller. *Journal of Agricultural Research* 34, 149–156.
- Eidt, D.C. & Sippell, W.L. (1961) The life history, parasites, and economic status of the larch shoot moth, *Argyresthia laricella* Kft. (Lepidoptera, Yponomeutidae), and comparisons with *A. laevigatella* H.-S. *Canadian Entomologist* 93, 7–24. <https://doi.org/10.4039/Ent937-1>
- Erdős, J. (1955) Magyarország Allatvilága. XII. Kötet. Hymenoptera II. 2. Füzet. Fémfürkészek I. Chalcidoidea I. *Fauna Hungariae* 2, 1–48.
- Essig, E.O. (1926) *Insects and mites of western North America*. Maxmillan, New York, 1035 pp.
- Ferrer, E.P. (2010) Composición de la familia Chalcididae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en Cuba. *Cocuyo* 18, 48–54.
- Forbes, A.A. & Funk, D.J. (2013) Aspects of the Natural History of *Neochlamisus* (Coleoptera: Chrysomelidae) II: Characterization of Parasitoid Guilds from Different Plant Hosts. *Annals of the Entomological Society of America* 106, 818–831. <https://doi.org/10.1603/AN12151>
- Frana, J.E. & O'Neil, R.J. (1993) Parasitism of late instar larvae of the Cattail Caterpillar, *Simyra henrici* (Grote) (Lepidoptera: Noctuidae) in Indiana. *Journal of the Kansas Entomological Society* 66, 399–404.
- Freeman, B.L. & Berisford, C.W. (1979) Abundance and parasitic habits of some parasitoids of the Nantucket pine tip moth (Lepidoptera: Tortricidae). *Canadian Entomologist* 111, 509–514. <https://doi.org/10.4039/Ent111509-4>
- Fritz, G.N., Frater, A.P., Owens, J.C., Huddleston, E.W. & Richman, D.B. (1986) Parasitoids of *Hemileuca oliviae* (Lepidoptera: Saturniidae) in Chihuahua, Mexico. *Annals of the Entomological Society of America* 79, 686–690. <https://doi.org/10.1093/aesa/79.4.686>
- Fry, J.M. (1989) *A catalogue of natural enemies of arthropods derived from records in the CIBC Natural Enemy Data bank*. CAB International, 185 pp.
- Fulton, B.B. (1940) The Hornworm Parasite, *Apanteles congregatus* Say and the Hyperparasite, *Hypopteromalus tabacum* (Fitch). *Annals of the Entomological Society of America* 33, 231–244. <https://doi.org/10.1093/aesa/33.2.231>
- Gahan, A.B. (1934) Descriptions of some new species of Chalcidoidea from Cuba and Puerto Rico. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural* 8, 125–134.

- Gaines, D.N. & Kok, L.T. (1995) *Cotesia orobenae* (Hymenoptera: Braconidae), a gregarious endoparasitoid of *Evergestis rimosalis* (Lepidoptera: Pyralidae), and hyperparasitoids in Virginia *Brassica* crops. *Biological Control* 5, 573–580.
- Gates, M.W., Heraty, J.M., Schauff, M.E., Wagner, D.L., Whitfield, J.B. & Wahl, D.B. (2002) Survey of the parasitic Hymenoptera on leafminers in California. *Journal of Hymenoptera Research* 11, 213–270.
- Gates, M.W., Lill, J.T., Kula, R.R., O’Hara, J.E., Wahl, D.B., Smith, D.R., Whitfield, J.B., Murphy, S.M. & Stoepler, T.M. (2012) Review of parasitoid wasps and flies (Hymenoptera, Diptera) associated with Limacodidae (Lepidoptera) in North America, with a key to genera. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 114, 24–110. <https://doi.org/10.4289/0013-8797.114.1.24>
- Gauld, I.D. & Dubois, J. (2006) Phylogeny of the Polysphincta group of genera (Hymenoptera: Ichneumonidae; Pimplinae): A taxonomic revision of spider ectoparasitoids. *Systematic Entomology* 31, 529–564. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.2006.00334.x>
- Gerstaecker, A. (1867) Ueber die Gattung *Oxybelus* Latr. und die bei Berlin vorkommenden Arten derselben. *Zeitschrift für die Gesamten Naturwissenschaften* 30, 1–96.
- Gervazoni, P.B. & Arbino, M.O. (2018) First record of *Conura (Conura) maculata* (Fabricius, 1787) (Hymenoptera, Chalcididae) parasitizing *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel, 1904 (Lepidoptera, Nymphalidae) in the province of Corrientes, Argentina. *Check List* 14, 1155–1159. <https://doi.org/10.15560/14.6.1155>
- Gibson, G.A.P. (1997) Morphology and Terminology. In: G. A. P. Gibson, J. T. Huber, and J. B. Woolley (Eds), Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). NRC Research Press, Ottawa, Ontario, pp. 16–44.
- Gibson, G.A.P., Gates, M.W. & Buntin, G.D. (2006) Parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of the cabbage seedpod weevil (Coleoptera: Curculionidae) in Georgia, USA. *Journal of Hymenoptera Research* 15, 187–207.
- Gijswijt, T. (2003) Naamlijst van de Nederlandse bronswespen (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Nederlandse Faunistische Mededelingen* 18, 17–79.
- Gill, J.B. (1917) Important Pecan Insects and their Control. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Farmer’s Bulletin* 843, 1–48.
- Gillespie, A.M. (1932) The birch casebearer in Maine. *Maine Science Bulletin* 7, 1–23.
- Girard, M.M. (1866) Notes diverses sur la sériciculture. *Annales de la Société Entomologique de France (Series 4)* 6, 427. <https://doi.org/10.1080/00379271.2003.10697387>
- Girault, A.A. (1920) New serphidoid, cynipoid, and chalcidoid Hymenoptera. *Proceedings of the United States National Museum* 58, 177–216. <https://doi.org/10.5479/si.00963801.2332.177>
- Gossard, H.A. (1905) Insects of the pecan. *Bulletin of the Florida Agricultural Experiment Station* 79, 281–318.
- Gould, E. & Geissler, G.H. (1940) Parasites of the pistol case-bearer. *Journal of Economic Entomology* 33, 814–815. <https://doi.org/10.1093/jee/33.5.814>
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005) *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, New York, 755 pp.
- Guagliumi, P. (1959) Actual situation of entomology of sugar cane in Venezuela. In: *Proceedings 10th Congress of the International Society of Sugar Cane Technologists*, pp. 1000–1011.

- Guerrero, H.C. (1995) Manejo integrado de plagas de palma de aceite. *Palmas* 16, 255–264.
- Guilloux, T., Monnerat, R., Castelo-Branco, M., Kirk, A. & Bordat, D. (2003) Population dynamics of *Plutella xylostella* (Lep., Yponomeutidae) and its parasitoids in the region of Brasilia. *Journal of Applied Entomology* 127, 288–292. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0418.2003.00746.x>
- Habu, A. (1960) A revision of the Chalcididae (Hymenoptera) of Japan, with descriptions of sixteen new species. *Bulletin of National Institute of Agricultural Sciences, Tokyo (C)* 11, 131–359.
- Hall, D.G. (1985) Parasitoids of grasshopper prepupae and pupae in south Florida sugarcane. *Florida Entomologist* 68, 486–487.
- Halstead, J. (1986) On the distribution of *Ceratosmicra meteori* and *Ceratosmicra paya* (Hymenoptera: Chalcididae) in North America. *Entomological News* 97, 99–100.
- Halstead, J. (1988) First records of *Platychalcis* in North America and new host records of *Ceratosmicra* spp. and *Brachymeria ovata* (Hymenoptera: Chalcididae). *Entomological News* 99, 193–198.
- Halstead, J.A. (1989) Hymenoptera associated with a California population of the Russian thistle biological control agent *Coleophora klimeschiella* Toll (Lepidoptera: Coleophoridae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 91, 635–636.
- Hansen, J.D. (1980) The life history and behavior of *Spilochalcis albifrons* (Hymenoptera: Chalcididae), a parasite of the larch casebearer, *Coleophora laricella* (Lepidoptera: Coleophoridae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 53, 553–566.
- Hart, C.A. (1895) On the entomology of the Illinois River and adjacent waters. *Bulletin of the Illinois State Laboratory of Natural History* 4, 149–273.
- Heraty, J.M., Burks, R.A., Cruaud, A., Gibson, G.A.P., Liljeblad, J., Munro, J., Rasplus, J.-Y., Delvare, G., Janšta, P., Gumovsky, A., Huber, J.T., Woolley, J.B., Krogmann, L., Heydon, S., Polaszek, A., Schmidt, S., Darling, D.C., Gates, M.W., Mottern, J., Murray, E., Dal Molin, A., Triapitsyn, S., Baur, H., Pinto, J.D., van Noort, S., George, J. & Yoder, M. (2013) A phylogenetic analysis of the megadiverse Chalcidoidea (Hymenoptera). *Cladistics* 29, 466–542. <https://doi.org/10.1111/cla.12006>
- Herting, B. (1973) *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods. Section A. Host or Prey/Enemy, Vol. 3. Coleoptera to Strepsiptera*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 185 pp.
- Herting, B. (1975) *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods. Section A. Host or Prey/Enemy, Volume VI, Lepidoptera, Part 1 (Microlepidoptera). Lepidoptera, Part 1 (Microlepidoptera)*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 218 pp.
- Herting, B. (1976) *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods. Section A. Host or Prey/Enemy, Vol. 7. Lepidoptera, Part 2 (Macrolepidoptera)*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 221 pp.
- Herting, B. (1977) *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods. Section A. Host or Prey/Enemy, Vol. 4. Hymenoptera*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 206 pp.
- Herting, B. (1978) *A Catalogue of Parasites and Predators of Terrestrial Arthropods*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, 156 pp.

- Hoffmann, C.H. (1945) Insect pests of cultivated goldenrod. *Journal of Economic Entomology* 38, 355–358. <https://doi.org/10.1093/jee/38.3.355>
- Hofmaster, R.N. & Greenwood, D.E. (1949) Fall armyworm control on forage and truck crops. *Journal of Economic Entomology* 42, 502–506. <https://doi.org/10.1093/jee/42.3.502>
- Hopkins, A.D. (1893) Catalogue of West Virginia forest and shade tree insects. *Bulletin of the West Virginia Agricultural Experimental Station* 32, 171–251.
- Horn, D.J. (1987) Vegetational background and parasitism of larval diamond-back moth on collards. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 43, 300–303. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1987.tb02228.x>
- Howard, L.O. (1885) Descriptions of North American Chalcididae from the collections of the U.S. Department of Agriculture and of Dr C.V. Riley, with biological notes. (First paper). Together with a list of the described North American species of the family. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Division of Entomology* 5, 1–47.
- Howard, L.O. (1897) A study in insect parasitism: a consideration of the parasites of the white-marked tussock moth, with an account of their habits and interrelations, and with descriptions of new species. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Division of Entomology, Technical Series* 5, 1–57.
- Huber, J.T., Eveleigh, E., Pollock, S. & McCarthy, P. (1996) The chalcidoid parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of *Choristoneura* species (Lepidoptera: Tortricidae) in America North of Mexico. *Canadian Entomologist* 128, 1167–1220.
- Janzen, D.H., Walker, A.K., Whitfield, J.B., Delvare, G. & Gauld, I.D. (2003) Host-specificity and hyperparasitoids of three new Costa Rican species of *Microplitis* Foerster (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae), parasitoids of sphingid caterpillars. *Journal of Hymenoptera Research* 12, 42–76.
- Judd, W.W. (1953) A Study of the Population of Insects Emerging as Adults from the Dundas Marsh, Hamilton, Ontario, During 1948. *American Midland Naturalist* 49, 801–824. <https://doi.org/10.2307/2485209>
- Kirby, W.F. (1883) Remarks on the genera of the subfamily Chalcidinae, with synonymic notes and descriptions of new species of Leucospinae and Chalcidinae. *Journal of the Linnean Society (Zoology)* 17, 53–78.
- Kirby, W.F. (1885) Descriptions of two new species of Chalcididae. *Annals and Magazine of Natural History (Series 5)* 15, 243–244.
- Knowlton, G.A. (1937) Strawberry leaf roller parasites. *Journal of Economic Entomology* 30, 379–380.
- Krauss, N.L.H. (1953) Notes on insects associated with *Lantana* in Cuba. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society* 15, 123–125.
- Krauss, N.L.H. (1964) Some leaf-mining chrysomelids of *Lantana* (Coleoptera). *Coleopterists Bulletin* 18, 92–94.
- Krombein, K. V. (1979) *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico. Vol 1. Symphyta and Apocrita (Parasitica)*. K. V. Krombein, P. D. Hurd, D. R. Smith, and B. D. Burks (Eds). Smithsonian Institution Press, Washington, DC, 1198 pp.
- Kulman, H.M. (1965) Natural Control of the Bagworm and Notes on Its Status as a Forest Pest. *Journal of Economic Entomology* 58, 863–866. <https://doi.org/10.1093/jee/58.5.863>
- Lee, J.C. & Heimpel, G.E. (2004) Dynamics of parasitoids and nectar sources. In: *IV California Conference on Biological Control*, pp. 40–44.

- Lewis, H.C. (1925) Parasitism of the Strawberry Leaf-Roller *Ancylis comptana* Frohl. *Journal of Economic Entomology* 18, 609–612. <https://doi.org/10.1093/jee/18.4.609>
- Lingren, P.D. (1977) *Campoletis sonorensis*: Maintenance of a population on tobacco budworms in a field cage. *Environmental Entomology* 6, 72–76. <https://doi.org/10.1093/ee/6.1.72>
- Lordello, L.G.E. (1952) Sôbre os inimigos naturais da lagarta das palmáceas *Brassolis sophorae sophorae* (L.) (Lep., Brassolidae). *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz* 9, 23–30. <https://doi.org/10.1590/s0071-12761952000100002>
- Lucchini, F. & Almeida, A.A. (1980) Parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae), fall armyworm, found in Ponta Grossa, Paraná, Brazil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 9, 115–122.
- Lugger, O. (1896) Insects injurious in 1895. *Bulletin of the Minnesota Agricultural Experiment Station* 43, 100–251.
- Luginbill, P. (1928) The fall army worm. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Technical Bulletins* 34, 1–91.
- Maes, J.-M. (1989) Catalogo de los insectos controladores biológicos en Nicaragua. Volumen III. Insectos parasitoides. *Revista Nicaragüense de Entomología* 10, 1–138.
- Mallea, A.R., Mácola, G.S., García, J.G., Bahamondes, L.A. & Suárez, J.H. (1977) *Spilochalcis magistretti* Blanchard (Chalcididae-Hymenoptera), on *Oiketicus geyeri* Berg. (Psychidae-Lepidoptera). *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias* 20, 11–13.
- Mani, M.S. (1936) Some new and little known parasitic Hymenoptera from India. *Records of the Indian Museum* 38, 333–340.
- Marchiori, C.H., Silva, C.G. & Lobo, A.P. (2004) Parasitoids of *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) collected on tomato plants in Lavras, state of Minas Gerais, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 64, 551–552. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842004000300018>
- Marcicano, M.D.L., Lima, I.M.M., Tavares, M.T. & Casagrande, M.M. (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. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2007000400026>
- Mariconi, F.A.M. & Zamith, A.P.L. (1954) Contribuição para o conhecimento da *Brassolis sophorae* (Linnaeus, 1758), *B. astyra* Godart, 1821 (Lepid. - Brassolidae) e de seus inimigos naturais. *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz* 11, 159–214.
- Marsh, H.O. (1917) Life history of *Plutella maculipennis*, the diamond-back moth. *Journal of Agriculture Research* 10, 1–10.
- McCravy, K.W. & Berisford, C.W. (2000) Parasitoids of the Nantucket pine tip moth (Lepidoptera: Tortricidae) in the coastal plain of Georgia. *Journal of Entomological Science* 35, 220–226. <https://doi.org/10.18474/0749-8004-35.3.220>
- McDonald, R.C. & Kok, L.T. (1991) Hyperparasites attacking *Cotesia glomerata* (L.) and *Cotesia rubecula* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae) in Southwestern Virginia. *Biological Control* 1, 170–175. [https://doi.org/10.1016/1049-9644\(91\)90116-H](https://doi.org/10.1016/1049-9644(91)90116-H)
- McGraw, J.R., Wilkinson, R.C. & Grissell, E.E. (1974) Hymenopterous parasites of *Rhyacionia* sp. (Lepidoptera, Olethreutidae) in Florida. *Florida Entomologist* 57, 326.
- McGugan, B.M. (1951) *Forest Lepidoptera of Canada*. 39–65 pp.

- McNeil, J.N. & Brooks, W.M. (1974) Interactions of the hyperparasitoids *Catolaccus aeneoviridis* (Hym., Pteromalidae) and *Spilochalcis side* (Hym., Chalcididae) with microsporidians *Nosema heliothidis* and *N. campoletidis*. *Entomophaga* 19, 195–204.
- McNeil, J.N. & Rabb, R.L. (1973) Life histories and seasonal biology of four hyperparasites of the tobacco hornworm, *Manduca sexta* (Lepidoptera: Sphingidae). *Canadian Entomologist* 105, 1041–1052.
- McPheron, B.A. (1985) Parasitoids of the leaf mining beetles *Sumitrosis inaequalis* and *S. rosea* (Coleoptera: Chrysomelidae) in east-central Illinois. *Journal of the Kansas Entomological Society* 58, 367–369.
- Medina-Gaud, S., Abreu, E., Gallardo, F. & Franqui, R.A. (1989) Natural enemies of the melonworm, *Diaphania hyalinata* L. (Lepidoptera: Pyralidae) in Puerto Rico. *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 73, 313–320.
- Melo, G.A.R., Aguiar, A.P. & Garcete-Barrett, B.R. (2012) Hymenoptera Linnaeus, 1758. In: J. A. Rafael, G. A. R. Melo, C. J. B. Carvalho, S. A. Casari, and R. Constantino (Eds), *Insetos do Brasil*. Holos Editora, São Paulo, pp. 553–612.
- Mexzón, R. (1997) Pautas de manejo de las mazelas para incrementar las poblaciones de insectos benéficos en el cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacquin). *Agronomía Mesoamericana* 8, 21–32.
- Mexzón, R. & Chinchilla, C. (1996) Enemigos naturales de los artrópodos perjudiciales a la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América tropical. *ASD Oil Palm Papers* 13, 9–33.
- Miller, W.E. (1955) Biology of *Anacampsis fragariella* (Zeller), a leafroller on Aspen. *Journal of Economic Entomology* 48, 622–623.
- Miller, G.E. & Finlayson, T. (1977) Distribution of *Coleophora laricella* (Lepidoptera: Coleophoridae) and its major parasites in the crowns of western larch in British Columbia. *Journal of the Entomological Society of British Columbia* 74, 10–15.
- Mitchell, J.D. & Pierce, W.D. (1911) The weevils of Victoria County, Texas. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 13, 45–62.
- Mitchell, E.R., Hu, G.Y. & Okine, J.S. (1997) Diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) infestation and parasitism by *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae) in collards and adjacent cabbage fields. *Florida Entomologist* 80, 54–62. <https://doi.org/10.2307/3495976>
- Moitza, F.J. (1994) A revision of the *C. maculata* species group of *Conura* Spinola in America, North of Mexico, and a new species of the *C. immaculata* species group of *Conura* (Hymenoptera: Chalcididae). *Pan-Pacific Entomologist* 70, 168–182.
- Monteiro, R.F. (1991) Cryptic larval polychromatism in *Rekoa marius* Lucas and *R. palegon* Cramer (Lycaenidae: Theclinae). *Journal of Research on the Lepidoptera* 29, 77–84.
- Montgomery, B.E. (1933) Preliminary studies of insect parasites in Indiana. *Canadian Entomologist* 68, 185–190.
- Muesebeck, C.F.W. & Dohanian, S.M. (1927) A study in hyperparasitism, with particular reference to the parasites of *Apanteles melanoscelus* (Ratzeburg). *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Department Bulletin* 1487, 1–35.
- Myers, J.G. (1931) Descriptions and Records of parasitic Hymenoptera from British Guiana and the West Indies. *Bulletin of Entomological Research* 22, 267–277. <https://doi.org/10.1017/S0007485300035252>

- Myers, J.G. (1932) Biological observations on some Neotropical parasitic Hymenoptera. *Transactions of the Entomological Society of London* 80, 121–136.
- Nettles, W.C. (1934) Pupal parasites of the oriental fruit moth in South Carolina - a preliminary report. *Journal of Economic Entomology* 27, 814–817. <https://doi.org/10.1093/jee/27.4.814>
- Neunzig, H. (1972) Taxonomy of *Acrobasis* larvae and pupae in eastern North America (Lepidoptera: Pyralidae). *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Technical Bulletins* 1457, 1–158.
- Nickels, C.B. (1951) Notes on the Life History and Habits of the Pecan Nursery Casebearer in Texas. *Journal of Economic Entomology* 44, 433–434. <https://doi.org/10.1093/jee/44.3.433>
- Nikol'skaya, M.N. (1960) Hymenoptera 7, 5. Chalcids of fam. Chalcididae and Leucospidae. *Fauna SSSR (n.s.)* 76, 1–221.
- Ossowski, L.L.J. (1957) Über *Kotochalia junodi* (Heyl.) - Psychidae - einen Grossschädling in Schwarzakazienwäldern von Südafrika. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie* 41, 139–152.
- Palmer, W.A. & Bennett, F.D. (1988) The phytophagous insect fauna associated with *Baccharis halimifolia* L. in the eastern United States. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 90, 216–228.
- Parker, R.L. & Lamerson, P.G. (1937) Study of the biology and control of fruit and vegetable insects. *Biennial Reports, Kansas Agricultural Experiment Station* 8, 103–104.
- Parker, H.L., Berry, P.A. & Guido, A.S. (1953) Host-parasite and parasite-host lists of insects reared in South American parasite laboratory during the period 1940–1946. *Revista de la Asociación (Federación) Rural del Uruguay (Ingenieros Agrónomos)* 92, 1–101.
- Patel, P.N. & Habib, M.E.M. (1986) Levantamento e eficiência de insetos parasitas de *Spodoptera frugiperda* (Abbot & Smith, 1797) (Lepidoptera, Noctuidae). *Brazilian Journal of Agriculture* 61, 93–100.
- Peck, O. (1951) Superfamily Chalcidoidea. In: C. F. W. Muesebeck, K. V. Krombein, and H. K. Townes (Eds), *Hymenoptera of America north of Mexico. Synoptic catalogue*. United States Government Printing Office, Washington, DC, pp. 410–594.
- Peigler, R.S. (1985) Recent records for parasitism in Saturniidae (Lepidoptera). *Nachrichten des Entomologischen Vereins Apollo, Frankfurt (Neue Folge)* 5, 95–105.
- Peigler, R.S. (1994) Catalog of Parasitoids of Saturniidae of the World. *Journal of Research on the Lepidoptera* 33, 1–121.
- Pereira, A.G., Silva, R.B., Dias, M.M. & Penteado-Dias, A.M. (2015) Study on the Hymenoptera parasitoid associated with Lepidoptera larvae in reforestation and agrosilvopastoral systems at Fazenda Cachim (Embrapa Pecuária Sudeste) São Carlos, SP, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 75, 783–789. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.21913>
- Petch, C.E. & Armstrong, T. (1926) *Coleophora pruniella* Clemens; a new pest of apple in Quebec. *Report of the Quebec Society for the Protection of Plants* 18, 93–95.
- Pike, K.S. & Burkhardt, C.C. (1974) Hyperparasites of *Bathyplectes curculionis* in Wyoming. *Environmental Entomology* 3, 953–956.
- Pogue, M.G. (1985) Parasite complex of *Archips argyrospilus*, *Christoneura rosaceana* (Lepidoptera: Tortricidae) and *Anacamptis innocuella* (Lepidoptera: Gelechiidae) in Wyoming shelterbelts. *Entomological News* 96, 83–86.

- Pogue, M.G. & Friedlander, T.P. (1987) *Cochylis caulocatax* Razowski (Lepidoptera: Tortricidae: Cochylini): a description of the male with new descriptions of the female, larva, and pupa. *Journal of the New York Entomological Society* 95, 320–327.
- Poinar, G.O. & Gyrisco, G.G. (1963) Hymenopterous parasites of the alfalfa weevil, *Hypera postica*, in New York. *Journal of Economic Entomology* 56, 533–534.
- Poos, F.W. (1940) The Locust Leaf Miner as a Pest of Soybean. *Journal of Economic Entomology* 33, 742–745. <https://doi.org/10.1093/jee/33.5.742>
- Powell, J.A. (1962) Host-parasite relationships of California Tortricinae (Lepidoptera: Tortricidae). *Pan-Pacific Entomologist* 38, 131–140.
- Procter, W. (1938) *Biological survey of the Mount Desert region Part VI. The insect fauna with references to methods of capture, food plants, the flora and other biological features*. The Wistar Institute of Anatomy and Biology, Corfield, Bar Harbor, Maine, 496 pp.
- Pruthi, H.S. & Mani, M.S. (1940) Biological notes on Indian parasitic Chalcidoidea. *Imperial Council for Agricultural Research, Miscellaneous Bulletin* 30, 1–44.
- Puttler, B. (1961) Biology of *Hyposoter exiguae* (Hymenoptera: Ichneumonidae), A Parasite of Lepidopterous Larvae. *Annals of the Entomological Society of America* 54, 25–30. <https://doi.org/10.1093/aesa/54.1.25>
- Puttler, B. (1966) Biological Notes on Some Hyperparasites of *Bathyplectes curculionis* (Thomson). *Journal of Economic Entomology* 59, 483–484. <https://doi.org/10.1093/jee/59.2.483>
- Puttler, B., Thewke, S.E. & Warner, R.E. (1973) Bionomics of Three Nearctic Species, One New, of *Hypera* (Coleoptera: Curculionidae), and Their Parasites. *Annals of the Entomological Society of America* 66, 1299–1306. <https://doi.org/10.1093/aesa/66.6.1299>
- Raizenne, H. (1952) *Forest Lepidoptera of southern Ontario and their parasites received at the Ottawa Forest Insect Survey Laboratory from 1937 to 1948*. 277 pp.
- Ramírez, R., Domínguez, O., Inciarte, E. & Burgos, M. (2003) Parasitoides de *Antichloris viridis* Druce, 1884 (Lepidoptera: Arctiidae) defoliador del cultivo plátano (*Musa* AAB, subgrupo plátano cv. *Hartón*) en la zona sur y este del lago de Maracaibo, Venezuela. *Entomotropica* 18, 169–175.
- Raske, A.G. (1978) Parasites of birch casebearer larvae in Newfoundland (Lep.: Coleophoridae). *Entomophaga* 23, 103–108.
- Raven, K.G. (1965) Lista de especies de la Super-Familia Chalcidoidea registradas en el Perú con la inclusión de recientes identificaciones. *Revista Peruana de Entomología* 8, 145–156.
- Reinhard, H.J. (1938) The sorghum webworm (*Celama sorghiella* Riley). *Bulletin of the Texas Agricultural Experiment Station* 559, 1–35.
- Rethwisch, M.D. & Manglitz, G.R. (1986) Parasitoids of *Bathyplectes curculionis* (Hymenoptera: Ichneumonidae) in southeastern Nebraska. *Journal of the Kansas Entomological Society* 59, 648–652.
- Riggin, T.M., Wiseman, B.R., Isenhour, D.J. & Espelie, K.E. (1992) Incidence of Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) Parasitoids on Resistant and Susceptible Corn Genotypes. *Environmental Entomology* 21, 888–895. <https://doi.org/10.1093/ee/21.4.888>
- Riley, C.V. (1870) The cecropia moth. *American Entomologist* 2, 97–102.
- Riley, C.V. (1887) Report of the entomologist. *Annual Report of the U.S. Department of Agriculture* 1886, 459–592.

- Riotte, J.C.E. & Peigler, R.S. (1981) A revision of the American genus *Anisota* (Saturniidae). *Journal of Research on the Lepidoptera* 19, 101–180.
- Roaf, J.R., Dimick, R.E. & More, D.C. (1937) The Cotoneaster Webworm, *Cremona cotoneaster* Busck. *Journal of Economic Entomology* 30, 134–136. <https://doi.org/10.1093/jee/30.1.134>
- Rodríguez González, G., Silva Acuña, R., Cásares Moizant, R., Barrios Maestre, R., Díaz Quintana, A. & Fariñas Marcano, J. (2012) Tecnología agronómica de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) y manejo integrado de su defoliador *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) en plantaciones comerciales del estado Monagas, Venezuela. *Revista Científica UDO Agrícola* 12, 584–598.
- Rolston, L.H., Mayes, R., Edwards, P. & Wingfield, M. (1965) Biology of the eggplant tortoise beetle (Coleoptera: Chrysomelidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 38, 362–366.
- Root, R.B. & Messina, F.J. (1983) Defensive Adaptations and Natural Enemies of A Case-Bearing Beetle, *Exema canadensis* (Coleoptera: Chrysomelidae). *Psyche* 90, 67–80. <https://doi.org/10.1155/1983/47471>
- Ruschka, F. (1920) Chalcididen-Studien. *Neue Beiträge zur Systematischen Insektenkunde* 19–20, 145–147.
- Ruszczyk, A. (1996) Spatial patterns in pupal mortality in urban palm caterpillars. *Oecologia* 107, 356–363. <https://doi.org/10.1007/BF00328452>
- Saguiah, P.M. (2015) Taxonomia das espécies do grupo *oiketicusi* de *Conura* (Chalcididae, Hymenoptera). Universidade Federal do Espírito Santo.
- Saguiah, P.M., Dal Molin, A. & Tavares, M.T. (2020) The South American species of *Chalcis* Fabricius (Hymenoptera: Chalcididae). *Zootaxa* 4885, 353–383. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4885.3.3>
- Sakazaki, A.Y., Ribeiro, R.C., Tinôco, R.S., Lemos, W. de P. & Zanuncio, J.C. (2011) Registro de espécies de *Conura* spp., parasitóides e hiperparasitóides em insetos-praga em cultivos da palma do óleo na região Amazônica. In: *III Simpósio Brasileiro de Agropecuário Sustentável (SIMBRAS)*, pp. 429–431.
- Samuelson, G.A. (1961) *Strymon melinus* on bear-grass, an ant symbiont, and parasites from rearings in Arizona (Lepidoptera: Lycaenidae). *Pan-Pacific Entomologist* 37, 189–190.
- Sanderson, E.D. (1906) Report on miscellaneous cotton insects in Texas. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Bureau of Entomology* 57, 1–61.
- Santos, B.M., Sánchez, L., Reyes, M., Pérez, Q. & Castillo, M. (2000) Parasitoides de *Plutella xylostella* en República Dominicana. *Manejo Integrado de Plagas* 58, 76–77.
- Sauer, H.F.G. (1938) Inimigos naturais da “*Platyedra gossypiella* (Saunders)” no estado de São Paulo. Vespas depredadoras e especies de parasitas com notas sobre sua biología. *Arquivos do Instituto Biológico* 9, 187–199.
- Sauer, H.F.G. (1946) Constatação de himenópteros e dípteros entomófagos no estado de São Paulo. *Boletim Fitossanitário* 3, 7–23.
- Say, T. (1836) Descriptions of new species of North American Hymenoptera, and observations on some already described. *Boston Journal of Natural History* 1, 209–305.
- Schaffner, J. V. (1959) Microlepidoptera and their parasites reared from field collections in the northeastern United States. *Miscellaneous Publications. United States Department of Agriculture* 767, 1–97.

- Schremmer, F. (1960) Beitrag zur Biologie der in Stratiomyiden-larven parasitierenden Chalcididen der Gattung *Smicra* Spin. (Chalcis F.). *Entomologisches Nachrichtenblatt Österreichischer und Schweizer Entomologen* 12, 83–89.
- Schrottky, C. (1909) Hymenoptera nova. *Anales de la Sociedad Científica Argentina* 67, 209–228.
- Schuh, J. & Mote, D.C. (1948) The oblique-banded leaf roller on red raspberries. *Oregon Agricultural Experiment Station Technical Bulletin* 13, 1–43.
- Schwitzgebel, R.B. & Wilbur, D.A. (1942) Lepidoptera, Hemiptera and Homoptera associated with Ironweed, *Vernonia interior* Small in Kansas. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 45, 195–202.
- Sheppard, R.F. & Stairs, G.R. (1976) Factors affecting the survival of larval and pupal stages of the bagworm, *Thyridopteryx ephemeraeformis* (Lepidoptera: Psychidae). *Canadian Entomologist* 108, 469–473.
- Sichel, J. (1866) Etudes Hyménoptérologiques. II. Essai d'une monographie des genres *Phasganophora* Westwood, et *Conura* Spinola. Hyménoptères de la famille des Chalcidides. *Annales de la Société Entomologique de France (Series 4)* 5, 331–492.
- Silva, N.A.P., Lapesqueur, C., Souza, A.R. & Morais, H.C. (2016) Biology of the immature stages of *Strymon crambusa* (Lycaenidae, Theclinae) on Oxalidaceae. *Revista Brasileira de Entomologia* 60, 68–72. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2015.11.003>
- Silver, G.T. (1957) Studies on the Arborvitae Leaf Miners in New Brunswick (Lepidoptera: Yponomeutidae and Gelechiidae). *Canadian Entomologist* 89, 171–182. <https://doi.org/10.4039/Ent89171-4>
- Silverman, J. & Goeden, R.D. (1980) Life history of a fruit fly, *Procecidochares* sp., on the ragweed, *Ambrosia dumosa*, in southern California, USA (Diptera: Tephritidae). *Pan-Pacific Entomologist* 56, 283–288.
- Simmonds, F.J. (1948) The effective Control by Parasites of *Schematiza cordiae*, Barber, in Trinidad. *Bulletin of Entomological Research* 39, 217–220. <https://doi.org/10.1017/S0007485300022367>
- Smith, J.B. (1900) Insects of New Jersey. A list of species occurring in New Jersey with notes on those of economic importance. *Annual Report of the New Jersey State Board of Agriculture* 27, 1–755.
- Smith, R.C. (1938) A preliminary report on the insects attacking bindweed, with special reference to Kansas. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 41, 183–191.
- Snodgrass, B.R.E. (1942) The Skeleto-Muscular Mechanisms of the Honey Bee. *Annals of the Entomological Society of America* 35, 396–396. <https://doi.org/10.1093/aesa/35.4.396>
- Spinola, M. (1851) Compte-rendu des Hyménoptères inédits provenant du voyage entomologique de M. Ghiliani dans la Para en 1846. *Extrait des Mémoires de l'Académie des Sciences de Turin* 13, 3–78.
- Stark, R.W. (1961) Notes on the Parasite Complex of *Evagora (Recurvaria) starki* Freeman in Canadian Rocky Mountain Parks. *Canadian Journal of Zoology* 39, 893–904. <https://doi.org/10.1139/z61-083>
- Stephen, F.M. (1973) *Ceratasmicra campoplegicis* Burks, a hyperparasite of *Perilitus coccinella* (Schrank) (Hymenoptera: Chalcididae, Braconidae). *Pan-Pacific Entomologist* 49, 395.
- Stephens, C.S. (1962) *Oiketicus kirbyi* (Lepidoptera: Psychidae) A Pest of Bananas In Costa Rica. *Journal of Economic Entomology* 55, 381–386. <https://doi.org/10.1093/jee/55.3.381>

- Struble, G.R. & Bedard, W.D. (1958) Arthropod enemies of the lodgepole needle miner, *Recurvaria milleri* Busck. *Pan-Pacific Entomologist* 34, 181–186.
- Tavares, M.T. & Aquino, D.A. (2014) Chalcididae. In: S. Roig-Juñent, L. E. Claps, and J. J. Morrone (Eds), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 3*. Editorial INSUE - UNT, San Miguel de Tucumán, pp. 139–148.
- Tavares, M.T. & Araujo, B.C. (2007) Espécies de Chalcididae (Hymenoptera, Insecta) do estado do Espírito Santo, Brasil. *Biota Neotropica* 7, 213–220.
- Tavares, M.T., Navarro-Tavares, A.B. & Almeida, G. de S.S. (2006) The species of Chalcididae (Hymenoptera) parasitoids of *Parides ascanius* (Cramer), an endangered Papilionidae (Lepidoptera) from restingas of Southeastern Brazil. *Zootaxa* 63, 55–63.
- Tavares, M.T., Villanueva-Bonilla, G.A. & Sobczak, J.F. (2019) *Conura baturitei* sp. nov. (Hymenoptera: Chalcididae): a hyperparasitoid of spiders through *Zatypota riverai* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zootaxa* 4624, 267–274. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4624.2.9>
- Terán, J. (1980) Lista preliminar de Hymenoptera parasitos de otros insectos en Venezuela. *Revista Facultad de Agronomía, Maracay* 11, 283–389.
- Thompson, W.R. (1943) *A catalogue of the parasites and predators of insect pests. Parasites of the Arachnida and Coleoptera*. The Imperial Parasite Service, Ottawa, Ontario, 151 pp.
- Thompson, W.R. (1955) Hosts of the Hymenoptera (Calliceratid to Evaniid). In: *A catalogue of the parasites and predators of insect pests*. The Commonwealth Institute of Biological Control, Ottawa, Ontario, pp. 191–332.
- Triplehorn, C.A. & Jonnson, N.F. (2011) *Estudo dos Insetos*. 7ed ed. Cengage Learning, São Paulo, 809 pp.
- Thompson, L.C. & Solomon, J.D. (1986) Parasitoids Reared from *Ancylis platanana* (Clemens) (Lepidoptera: Tortricidae), a Defoliator of Sycamore Trees. *Journal of the Kansas Entomological Society* 59, 745–749.
- Tibcherani, M., Aranda, R. & Mello, R.L. (2016) First record of *Conura morleyi* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Chalcididae) parasitizing *Brassolis* sp. (Lepidoptera: Nymphalidae) for Mato Grosso do Sul, Brazil. *Check List* 12, 10–13. <https://doi.org/10.15560/12.5.1981>
- Tilden, J.W. (1951) The insect associates of *Baccharis pilularis* De Candolle. *Microentomology* 16, 149–188.
- Tipping, P.W. (1993) Field Studies with *Cassida rubiginosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Canada Thistle. *Environmental Entomology* 22, 1402–1407. <https://doi.org/10.1093/ee/22.6.1402>
- Titus, E.S.G. (1905) The sugar-beet crown-borer (*Hulstia undulatella* Clemens.). *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Bureau of Entomology* 54, 34–40.
- Townes, H.K. (1944) A catalogue and reclassification of the Nearctic Ichneumonidae (Hymenoptera). Part I. The subfamilies Ichneumoninae, Tryphoninae, Cryptinae, Phaeogeninae and Lissonotinae. *Memoirs of the American Entomological Institute* 11, 1–477.
- Turnbow, R.H. & Franklin, R.T. (1981) Bionomics of *Brachys tessellatus* in Coastal Plain Scrub Oak Communities. *Annals of the Entomological Society of America* 74, 351–358. <https://doi.org/10.1093/aesa/74.4.351>
- Vejar-Cota, G., Echeverría, N.E. & Rodríguez-Del-Bosque, L.A. (2005) Parasitism and development of *Conura acuta* (Hymenoptera: Chalcididae) on sugarcane stalkborers

- (Lepidoptera: Crambidae) in Mexico. *Environmental Entomology* 34, 1122–1128. <https://doi.org/10.1093/ee/34.5.1122>
- Vickery, R.A. (1915) Notes on three species of *Heliophila* which injure cereal and forage crops at Brownsville, Texas. *Journal of Economic Entomology* 8, 389–392.
- Vickery, R.A. (1929) Studies on the fall army worm in the Gulf Coast district of Texas. *Bulletin of the United States Department of Agriculture, Technical Bulletins* 138, 1–63.
- Viereck, H.L. (1909) Order Hymenoptera. In: J. B. Smith (Ed), *Annual Report of the New Jersey Museum*. MacCrellish & Quigley, New Jersey, pp. 185–190.
- Viereck, H.L. (1916) Chalcidoidea. In: *Bulletin. Connecticut State Geological and Natural History Survey.* , pp. 443–528.
- Vogt, G.B. (1949) A biologically annotated list of the Buprestidae of the lower Rio Grande Valley, Texas. *Annals of the Entomological Society of America* 42, 191–202.
- Waddell, D.B. (1952) Biology and control of the cherry casebearer, *Coleophora pruniella* Clemens, in British Columbia. *Proceedings of the Entomological Society of British Columbia* 48, 85–89.
- Wall, R. & Berberet, R.C. (1975) Parasitoids Associated with Lepidopterous Pests on Peanuts; Oklahoma Fauna. *Environmental Entomology* 4, 877–882. <https://doi.org/10.1093/ee/4.6.877>
- Walley, S.G. (1953) Hymenopterous parasites of *Choristoneura pinus* Free. (Lepidoptera: Tortricidae) in Canada. *Canadian Entomologist* 85, 152.
- Walsh, B.D. (1861) Insects injurious to vegetation in Illinois. *Transactions of the Illinois State Agricultural Society* 4, 335–372. <https://doi.org/10.1017/S0007485300018083>
- Ward, R.H. & Pienkowski, R.L. (1978) Mortality and parasitism of *Cassida rubiginosa*, a Thisle-feeding shield beetle accidentally introduced into North America. *Environmental Entomology* 7, 536–540. <https://doi.org/10.1093/ee/7.4.536>
- Waterston, J. (1923) Notes on parasitic Hymenoptera. *Bulletin of Entomological Research* 14, 103–118.
- Weaver, C.R. (1949) Some aspects of the distribution of larval parasites of the oriental fruit moth in Ohio. *Ohio Journal of Science* 49, 154–159.
- Weaver, J.E. & Dorsey, C.K. (1965) Parasites and predators associated with five species of leaf-mining insects in black locust. *Annals of the Entomological Society of America* 58, 933–934.
- Webster, F.M. (1895) Notes on some reared Hymenoptera, largely parasitic, and chiefly from Ohio. *Canadian Entomologist* 27, 67–68.
- Wells, M.L., Hagan, D. V. & McPherson, R.M. (2001) Survey of parasitoids associated with *Rhyacionia frustrana* (Comstock) in Bulloch County, Georgia. *Journal of Entomological Science* 36, 101–104.
- Wene, G. (1943) *Sagaritis provancheri* (D.T.), an important parasite of the tobacco budworm. *Journal of Economic Entomology* 36, 333–334.
- Whittaker, L. (1984) Population biology of the great purple hairstreak, *Atlides halesus*, in Texas (Lycaenidae). *Journal of the Lepidopterists' Society* 38, 179–185.

- Wilkes, A., Coppel, H.C. & Mathers, W.G. (1948) Notes on the insect parasites of the spruce budworm *Choristoneura fumiferana* (Clem.) in British Columbia. *Canadian Entomologist* 80, 138–155.
- Williams, J.L. (1944) Hymenopterous parasites obtained from stored cases of *Eurukuttarus confederata* Grt. (Lepid.: Psychidae) collected in Chester County, Pennsylvania. *Proceedings of the Pennsylvania Academy of Science* 18, 50–51.
- Wilson, C.E. (1923) Insect pests of cotton in St. Croix and means of combating them. *Bulletin of the Virgin Islands Agricultural Experiment Station* 3, 1–20.
- Wilson, J.W. (1932) Notes on the biology of *Laphygma exigua* Huebner. *Florida Entomologist* 16, 33–39.
- Wiśniowski, B. & Dobosz, R. (1998) *Chalcis sispes* (Linnaeus, 1761) (Hymenoptera: Chalcidoidea) - a new to the Polish fauna chalcid-wasp species. *Wiadomości Entomologiczne* 17, 55–58.
- Wolcott, G.N. (1924) Insectae Portoricenses: a preliminary annotated check-list of the insects of Porto Rico, with descriptions of some new species. *Journal of the Department of Agriculture of Porto Rico* 7, 5–69.
- Wolcott, G.N. (1936) “Insectae Borinquenses”. “A revision of Insectae Portoricensis”. A preliminary annotated check-list of the insects of Porto Rico, with descriptions of some new species and “First supplement to Insectae Portoricensis.” *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 20, 1–627.
- Wolcott, G.N. (1951) The insects of Puerto Rico. *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 32, 749–975.
- Young, A.M. (1982) Notes on the interaction of the skipper butterfly *Calpodus ethlius* (Lepidoptera: Hesperidae) with its larval host plant *Canna edulis* (Cannaceae) in Mazatlan, State of Sinaloa, Mexico. *Journal of the New York Entomological Society* 90, 99–114.
- Young, A.M. (1985) Notes on the parasitism of *Rothschildia* sp. pupae (Saturniidae) in Guanacaste Province, Costa Rica. *Journal of the Lepidopterists' Society* 39, 328.
- Young, A.M. & Muyschondt, A. (1975) Studies on the Natural History of Central American Butterflies in the Family Cluster Satyridae-Brassolidae-Morphidae (Lepidoptera: Nymphalidae). III. *Opsiphanes tamarindi* and *Opsiphanes cassina* in Costa Rica and El Salvador. *Studies on Neotropical Fauna* 10, 19–55. <https://doi.org/10.1080/01650527509360481>
- Zenner, I. & Flórez, F.J.P. (1992) *Manejo de Insectos, Plagas y Beneficos, de la Palma Africana*. Instituto Colombiano Agropecuario, Santafé de Bogotá, 124 pp.

CAPÍTULO 2: FORMA E FUNÇÃO EM CHALCIDINAE (HYMENOPTERA, CHALCIDIDAE)

RESUMO

Chalcididae é uma das famílias mais diversas de Hymenoptera, com 1474 espécies descritas de vespas parasitoides e hiperparasitoides. Chalcidinae é uma subfamília contendo 386 espécies descritas, e constitui o grupo mais comum e mais diverso no Novo Mundo. Os Chalcidinae apresentam uma variedade grande de hospedeiros conhecidos, em todas as ordens megadiversas de Holometabola. Essa heterogeneidade de hospedeiros é acompanhada de uma diversidade morfológica singular entre os Chalcididae, levantando a questão de qual é a relação entre forma e função em Chalcidinae. Aqui, é apresentado um estudo baseado nos hospedeiros conhecidos e na morfologia, utilizando Morfometria Geométrica. Chalcidinae apresenta estruturação morfológica moderada quando considerados os agrupamentos taxonômicos, e um padrão mais tênue quando considerados os agrupamentos ecológicos. Somente as interações parasitoide-hospedeiro não explicam completamente a variação da forma. Efeitos alométricos são de pouca influência. Essa dissociação sugere que os grupos de espécie de *Conura* não representam grupos especializados em hospedeiros. Ainda, sugere que formas similares entre suas espécies sejam produtos de convergência evolutiva.

ABSTRACT

Chalcididae is one of the most diverse Hymenoptera families, containing 1,474 described species of parasitoid and hyperparasitoid wasps. One of its subfamilies is Chalcidinae, represented by 386 described species. The Chalcidinae is among the commonest and most diverse group of Chalcididae in the New World. Its species present a great diversity of known hosts, pertaining to all megadiverse Holometabola orders. This heterogeneity of hosts is accompanied by a great diversity of morphologies, unique among the Chalcididae, raising the question of what is the relationship between form and function in the Chalcidinae. Herein a study is presented based on the known hosts of Chalcidinae and their morphology, through a Geometric Morphometrics approach. Chalcidinae shows a moderate morphologic structure when taxonomic groupings are considered, and a tenuous pattern when ecological groupings are considered. Parasitoid-host interactions only do not fully explain form variation. Allometric effects are of little influence. This dissociation between morphologic and ecological structuring suggests that

species groups of *Conura* are not specialized host-wise. Furthermore, it suggests that similar forms between their species are derived from convergent evolution.

INTRODUÇÃO

Chalcididae Latreille, 1817 é uma das famílias mais diversas de Hymenoptera, com 1474 espécies descritas de vespas parasitoides e hiperparasitoides, reunidas em pelo menos 93 gêneros, distribuídas ao redor do mundo em todos os continentes, exceto Antártida (Aguiar *et al.* 2013). Atualmente, o grupo é dividido em oito subfamílias (Cruaud *et al.* 2020), dentre as quais está Chalcidinae, contendo seis gêneros: *Chalcis* Fabricius, *Conura* Spinola, *Melanosmicra* Ashmead, *Corumbichalcis* Delvare, *Pilismicra* Bouček, e *Stenosmicra* Bouček & Delvare. Das 386 espécies descritas, mais de 80% pertence a *Conura* (Delvare 1992, 1993, 1997, Tavares *et al.* 2006, 2019, Saguiah *et al.* 2020).

O primeiro e mais abrangente estudo sistemático dos Chalcidini foi conduzido por Delvare (1992). Por julgar que o número de homoplasias é elevado, e que a regra evolutiva para os Chalcidini é o paralelismo, ele utilizou um método conhecido como análise de compatibilidade, ou análise em clique (Strauch 1984). Apesar de Delvare não ter demonstrado a ocorrência de paralelismo por meio de análises, ele forneceu alguns exemplos. Por exemplo, padrões na forma do corpo podem ser resultado da exploração de um mesmo nicho ecológico, como o achatamento dorsoventral presente em parasitas de minadores de folhas. Ainda, Delvare (1992) utilizou dois caracteres em sua reconstrução filogenética a respeito dos hospedeiros dos Chalcidini, “*Niche of hosts*” (66) e “*Hosts*” (67).

Estudos do comportamento e ciclo de vida em Chalcidinae são raros. Em *Chalcis*, são conhecidos relatos para *Ch. canadensis* (Hart 1895), *Ch. sispes* (Bischoff 1927) e *Ch. myrifex* (Schremmer 1960). Para *Conura*, há principalmente observações da emergência de adultos (e.g., Tibcherani *et al.* 2016, Gervazoni e Arbino 2018), todavia há uma espécie estudada profundamente, *Co. albifrons* (Hansen 1980). Ainda que faltem estudos detalhados do ciclo de vida, há uma quantidade considerável de registros na literatura para interações com os hospedeiros (ver Capítulo 1). Apenas *Chalcis* e *Conura* possuem registros de hospedeiros conhecidos da literatura. As espécies de *Chalcis* são uniformes na escolha de seus hospedeiros, possuindo maior especificidade com as moscas-soldado

da família Stratiomyidae (Diptera), atuando como parasitoides coinobiontes ovo-pupais ou larva-pupais (Hart 1895, Cowan 1979). Não há uniformidade similar em *Conura*. Suas espécies atuam principalmente como parasitoides e hiperparasitoides de pupas de Lepidoptera (pelo menos 37 famílias), mas também atacam outras ordens, incluindo Hymenoptera (N = 6), Diptera (N = 5), Coleoptera (N = 4) e Aranea (N = 1) (ver Capítulo 1). A recém-descrita *Conura baturitei* Tavares, 2019 é um hiperparasitoide de Ichneumonidae, com uma espécie de aranha como hospedeiro secundário (Tavares *et al.* 2019), um tipo de associação até então inédito para o grupo. Diferente da homogeneidade de *Chalcis*, com seus hospedeiros Stratiomyidae, os hábitos de vida dos hospedeiros de *Conura* são muito diversos, o que é refletido nas suas estratégias de parasitoidismo (Delvare 1992).

Essa heterogeneidade de *Conura* não é limitada apenas ao rol de seus hospedeiros e as estratégias de parasitoidismo. O gênero apresenta também uma enorme diversidade morfológica, de forma singular entre os Chalcididae. Uma vez que a morfologia das estruturas corporais dos insetos está intrinsecamente associada às suas funções biológicas, isso imediatamente levanta a questão: qual é a associação entre forma e função nos Chalcidinae?

O exoesqueleto rígido e pouco deformável presente na maioria dos adultos torna os insetos candidatos ideais para o estudo da forma por meio da morfometria geométrica (Tatsuta *et al.* 2018). Para a morfometria geométrica, a “Forma” é definida pela configuração de um conjunto de pontos denominados landmarks, após a eliminação dos fatores de translação, escala e rotação dos dados (Kendall 1977). Atualmente, a técnica algébrica mais utilizada neste processo é a Análise de Procrustes Generalizada (GPA). A GPA fornece também o tamanho do centroide (CS), uma grandeza calculada como a raiz quadrada da distância média, ao quadrado, de cada landmark ao centroide da configuração (Bookstein 1986). Este valor é rotineiramente entendido como “Tamanho”, geralmente após uma transformação via logaritmo natural (lnCS) (Zelditch *et al.* 2002, Klingenberg 2016). Assim, forma e tamanho são independentes do ponto de vista estatístico, mas não do biológico, podendo ser analisados em conjunto. Essas características tornam a morfometria geométrica uma ferramenta prática e poderosa, exigindo minimamente as configurações de landmarks e informações acerca dos grupos, se prestando a diversas análises (Adams *et al.* 2013).

Assim, aqui é apresentado o primeiro estudo comparativo dos Chalcidinae, relacionando sua forma com aspectos de sua ecologia e taxonomia, utilizando a morfometria geométrica para verificar padrões na forma dos Chalcidinae. O objetivo foi analisar se há estruturação morfológica entre os agrupamentos taxonômicos e os agrupamentos ecológicos dos Chalcidinae, assim como verificar qual é o papel do tamanho sobre a forma. Ainda, foi analisada se existe integração morfológica e restrições evolutivas presentes nos Chalcidinae. Finalmente, um modelo de classificação para 43 espécies com hospedeiro desconhecido é fornecido.

MATERIAL E MÉTODOS

DESENHO GERAL

Todos os espécimes utilizados estavam disponíveis para estudo na Coleção Entomológica da Universidade Federal do Espírito Santo, por meio do Laboratório de Biodiversidade de Insetos (LaBI). Para os gêneros *Conura* e *Chalcis*, foi desejado obter ao menos um exemplar de todas as espécies com hospedeiro conhecido. Para os demais Chalcidinae, foi buscado ao menos um exemplar de cada gênero ou, para o caso de *Conura*, um exemplar de cada grupo de espécie. Um quadro contendo uma lista de todas os táxons utilizados neste trabalho pode ser encontrado no Material Suplementar. Preferencialmente, os espécimes escolhidos foram fêmeas, devido a três motivos: (i) são as fêmeas que lidam diretamente com o hospedeiro, durante a oviposição; (ii) a taxonomia dos Chalcidinae é, em sua grande maioria, baseada em espécimes fêmeas; (iii) o uso de apenas um sexo evita a introdução de viés amostral por dimorfismo sexual.

Foram catalogados dados taxonômicos (e.g., gênero, subgênero, grupos de espécie) e ecológicos (i.e., guilda taxonômica). Os dados taxonômicos são baseados na classificação (Delvare 1992), e dados ecológicos são baseados na inspeção do catálogo de interações dos Chalcidinae e seus hospedeiros (ver Capítulo 1). Os exemplares foram então fotografados em um sistema multifocal, e a imagem final resultante foi utilizada para coleta dos landmarks. Uma Análise de Procrustes Generalizada foi realizada para padronizar as informações, gerando dados de Forma e Tamanho. Esses quatro conjuntos de dados foram submetidos às análises estatísticas (Fig. 1).

COLETA DE DADOS

Forma

Aquisição das imagens

Três regiões do corpo foram escolhidas para as análises: Cabeça, em vista frontal, Mesossoma e Metatíbia, ambos em vista lateral. A escolha dessas regiões foi norteada por três princípios:

- I. **Articulação:** idealmente, estruturas não articuladas ou de pouca articulação são desejáveis para Morfometria Geométrica. A cabeça possui articulações fixas; mesossoma possui articulações que permitem apenas movimentos restritos; metatíbia é um segmento da perna rígido.
- II. **Anatomia comparável:** as regiões escolhidas devem possuir locais apropriados para a inserção dos landmarks presente em todos os espécimes.
- III. **Função:** as estruturas devem, de alguma forma, estar relacionadas com funções do parasitoidismo. A forma da cabeça traz informações sobre a musculatura e comprimento das mandíbulas, assim como da inserção das antenas, estando associadas principalmente com o momento de emergência do adulto das pupas de seus hospedeiros. A forma do mesossoma é também informativa da musculatura subjacente, estando associada com a dureza do substrato explorado, e possivelmente com o tipo de ambiente onde estão seus hospedeiros. Para a metatíbia, não há dados concretos relacionando sua forma com o parasitoidismo em Chalcidinae, sendo explorada de forma inédita neste trabalho.

As imagens foram obtidas por meio de um sistema multifocal automatizado LAS Montage, acoplado a um estereomicroscópio Leica Z16 APO e uma câmera DFC495. Foi utilizado um iluminador em domo (modificado de Kawada e Buffington 2016), com três anéis de LED com acionamentos independentes e posições distintas: um na base, um na parede lateral, e outro ao redor da abertura superior do domo. Um tubo de material acrílico foi colocado entre o espécime e os anéis de LED para difundir a luz e reduzir o reflexo no tegumento dos exemplares. Para obtenção da imagem final, as imagens de diferentes planos focais foram combinadas por meio do programa Helicon Focus 6 (HeliconSoft) utilizando o Método C, piramidal, mais indicado para estruturas mais complexas. Uma escala foi adicionada a cada imagem final.

De maneira a padronizar a posição das estruturas nas imagens, o seguinte procedimento foi realizado.

Cabeça: A face, de acordo com a definição de Gibson (1997), foi alinhada ao eixo da visão. A estrutura foi considerada alinhada quando, sob aumento no estereomicroscópio, as seguintes regiões da face estavam no mesmo foco: extremidades laterais dos olhos, extremidade inferior do ocelo mediano, canto superior da fossa oral.

Mesossoma: Não foi possível utilizar o método de “marcos anatômicos no mesmo plano em foco” para o mesossoma, pois não há estruturas morfológicas que cumpram esse requisito disponíveis em todos os espécimes. Portanto, foi desenvolvido um aparato para alinhar o espécime no plano sagital (Fig. 2). O aparato possui uma forma de “L”, com duas superfícies perpendiculares. Uma das faces internas possui uma região para encaixe de alfinete entomológico com a superfície quadriculada. O aparato era então posicionado de maneira que as linhas verticais desse quadriculado estivessem paralelas às linhas do graticulo na ocular do estereomicroscópio. O espécime foi considerado alinhado quando a distância, medida pelo graticulo, era igual para duas estruturas pareadas presentes em vista dorsal (e.g., manchas, tégulas, margem do pronoto) (Fig. 2A). Uma vez alinhado no plano sagital, o aparato era girado em 90°, de maneira que a vista lateral do mesossoma estivesse alinhada ao eixo da visão (Fig. 2B).

Metatíbia: Foi considerada alinhada quando as extremidades proximal e distal se encontravam no mesmo foco, uma vez que todos os espécimes possuem a face externa da metatíbia plana.

Landmarks

Para a inserção dos landmarks nas imagens, foram utilizados dois programas, tpsUtil 1.78 e tpsDig 2.31 (Rohlf 2017, 2019). O primeiro cria um arquivo TPS contendo informações sobre o endereço do arquivo de cada imagem final no sistema. Cada um desses arquivos foi, então lido pelo tpsDig, que permite adicionar informações de forma (landmarks e semilandmarks), e tamanho (escala).

Foram adicionados 14 landmarks para a cabeça, 16 landmarks para o mesossoma, e 5 landmarks e duas curvas – 10 semilandmarks cada – para a metatíbia. Uma visualização geral dos landmarks é apresentada na Figura 3, e uma breve descrição de cada um na Tabela 1.

Tabela 1. Landmarks e numeração para as três regiões analisadas. Números correspondem aos da Figura 2.

LM	Cabeça	Mesosoma	Metatíbia
1	Ponto mediano da margem anterior do ocelo mediano	Ponto mediano da margem posterior do pronoto	Vértice proximal posterior da metatíbia
2	Ponto mediano da margem anterior do ocelo lateral esquerdo	Vértice posteroventral do painel lateral do pronoto	Vértice distal posterior da metatíbia
3	Ponto mediano da margem anterior do ocelo lateral direito	Vértice anterodorsal da mesopleura, próximo ao pronoto e mesoescuto	Base do espinho apical da metatíbia
4	Ponto mais lateral do olho esquerdo	Vértice posteroventral da mesopleura	Ápice do espinho apical da metatíbia
5	Ponto mais lateral do olho direito	Encontro da mesopleura, metapleura e propódeo	Ápice proximal ventral da metatíbia
6	Ponto mais ventral do olho esquerdo	Vértice anteroventral da acropleura	-
7	Ponto mais ventral do olho direito	Vértice anterolateral do mesoescuto, próximo ao pronoto	-
8	Centro do tórulo esquerdo	Ponto de inflexão na margem inferior do lobo lateral do mesoescuto	-
9	Centro do tórulo direito	Ponto de encontro das carenas paraescutal e axilar	-
10	Fossa tentorial esquerda	Ponto mediano da sutura transescutal	-
11	Fossa tentorial direita	Ponto mediando da margem anterior do dorselo	-
12	Ponto mediano da sutura clipeo-labro	Ponto mediano da margem posterior do dorselo	-
13	Canto superior esquerdo da fossa oral, justo acima do côndilo mandibular	Espiráculo do propódeo, margem ventral/posterior	-
14	Canto superior direito da fossa oral, justo acima do côndilo mandibular	Espiráculo do propódeo, margem dorsal/anterior	-
15	-	Ponto ventral do limite metapleura e propódeo	-
16	-	Ponto mediano da margem posterior do propódeo, dorsal ao forame do pecíolo	-

Sempre que possível, as imagens de cada estrutura foram tomadas duas vezes para cada espécime, assim como os seus landmarks foram inseridos duas vezes, sempre pela mesma pessoa, em eventos não consecutivos, com o intuito de evitar introdução de vies amostral. Não foi possível gerar uma segunda imagem da cabeça para cinco espécimes (4,81%) e de nove espécimes para a imagem do mesossoma (8,65%). Uma inspeção das imagens de mesossoma revelou que uma fração apresentou diferenças no alinhamento

das duas imagens. Assim, outras 20 espécies foram também representadas por apenas uma imagem, perfazendo 24,04% do total.

Sempre que possível, parte do corpo dos espécimes (e.g., antenas, asas, pernas, entre outros) foram deslocadas ou removidas para permitir a visualização plena das estruturas na imagem. No entanto, quando o procedimento foi considerado arriscado para a integridade do espécime, por se tratar de exemplar único ou muito raro na coleção, a imagem foi feita com as estruturas parcialmente obstruídas. Nesses casos, os landmarks foram classificados como ausentes.

Tratamento dos dados

Primeiramente, os landmarks ausentes tiveram sua posição estimada, de acordo com a configuração dos demais, por meio da função *estimate.missing*, utilizando o método TPS (thin-plate spline). Em seguida, foi realizada uma Análise de Procrustes Generalizada (GPA), por meio da função *gpagen*.

Para todos os conjuntos de dados, foi computado, quando necessário, o valor médio das duas configurações de landmarks para cada espécie, assim como o tamanho.

Função

O que é tratado como “Função”, nesse estudo, é basicamente a guilda taxonômica que os Chalcidinae pertencem. Esta categorização é baseada nas estratégias adotadas por seus hospedeiros para evitar o parasitoidismo.

O termo “guilda” é aplicado em diferentes sentidos na Ecologia, e muitas vezes acaba sendo utilizado como sinônimo de vários outros termos similares, portanto é conveniente explicar sua base teórica. A origem do termo remonta a Root (1967), em um estudo da exploração de nicho por balança-rabos (Aves: Polioptilidae). De acordo com o autor:

“A guild is defined as a group of species that exploit the same class of environmental resources in a similar way. This term groups together species, without regard to taxonomic position, that overlap significantly in their niche requirements”. (Root 1967, p. 335)

O termo é comparável ao conceito de nicho ecológico de Elton (1927), definido como o lugar do animal em seu meio biótico, sua relação com o alimento e seus inimigos.

Vários estudos abordam “exploração de recursos” como “relação com o alimento”, levando a uma sobreposição desses conceitos que acarretou em uma confusão dos termos na literatura (Simberloff e Dayan 1991).

Outros termos confundidos com “guilda” são “comunidade”, “assembleia” e “ensemble”, o que levou Fauth *et al.* (1996) a uma tentativa de padronização da terminologia na Ecologia. Os autores partiram inicialmente de três recortes, “Filogenia”, “Geografia” e “Recursos”, e definiram os termos de acordo com as interseções (e.g., “assembleia” como a interseção entre filogenia e geografia). No entanto, não houve uma definição para guilda e filogenia, desconsiderando a geografia. Anos mais tarde, Stroud *et al.* (2015) fez uma nova revisão, e propuseram a divisão do conceito de guilda em dois subgrupos: “*guilda funcional*” e “*guilda taxonômica*”. O primeiro é similar ao conceito de guilda já discutido. O último acrescenta um viés taxonômico, definindo-o como:

“[...] *a group of taxonomically related species that exploit the same class of resources in a similar way*”. (Stroud *et al.* 2015, p. 4762).

O conceito utilizado nesse trabalho é, portanto, a guilda taxonômica, doravante referido apenas como “guilda”.

Para realizar essa categorização, primeiro foi levantada uma relação parasitoide-hospedeiro dos Chalcidinae (para detalhes consultar o Capítulo 1). Em seguida, foram analisadas as estratégias dos hospedeiros para evitar o parasitoidismo, com o intuito de categorizar padrões dos hábitos destes hospedeiros (Tabela 2). Assim, cada espécie de Chalcidinae foi relacionada a uma das 13 guildas, por sua vez agrupadas em duas categorias mais inclusivas, de acordo com a rigidez do substrato físico (ver Tabela 2).

Cabe ressaltar que a categorização deve ser entendida para todas as guildas, exceto G14, como “parasitoides que atacam a guilda X”. Por exemplo, espécies de *Chalcis* estão classificadas na guilda G05, pois seus hospedeiros, Stratiomyidae, possuem larvas aquáticas.

Tabela 2. Classificação dos Chalcidinae de acordo com os padrões adotados por seus hospedeiros para evitar o parasitoidismo.

Código	Substrato	Guilda	Descrição
G01	Macio	Enrolador de folhas	Fios de seda para enrolar folhas, criando um tubo que abriga a larva/pupa hospedeira
G02	Macio	Minador de folhas	Hospedeiro se abriga dentro do tecido foliar
G03	Macio	Brocador de tecidos	Brotos, botões florais, entre outros
G04	Macio	Hiperparasitoide	O hospedeiro é um parasitoide

G05	Duro	Larva aquática	Larva emerge para empupar. Adotado pelos Stratiomyidae
G06	Duro	<i>Casebearer</i>	Pode ser feito de seda pura, ou agregando pequenos fragmentos minerais ou vegetais
G07	Duro	Pupa	Principalmente crisálidas de Lepidoptera
G08	Duro	Casulo	Sólido, envolve a pupa. Inclusos os pupários de Diptera e escudos fecais de Cassidinae
G09	Duro	Casulo em rede	As dimensões do casulo são maiores que as da pupa, porém sua parede se apresentam como a malha de uma rede
G10	Duro	Brocador de semente	
G11	Duro	Brocador de madeira	
G12	Duro	Galha	Hospedeiro se desenvolvendo dentro de galhas (galhador ou inquilino)
G13	Generalista		
G14	Desconhecido		

ANÁLISES ESTATÍSTICAS

A variação morfométrica nos Chalcidinae foi avaliada por meio de uma ANOVA, com a “Forma” como efeito (representada pelas coordenadas alinhadas via GPA), e “Grupos” como fator. Foram analisados tantos os grupos de espécie de Chalcidinae (agrupamentos taxonômicos), quanto as guildas e substratos (agrupamentos ecológicos). Uma ANOVA foi realizada para cada conjunto de dados de cada estrutura: Cabeça, Mesossoma e Metatúbia. Tendências alométricas foram verificadas por meio de uma regressão multivariada do “Tamanho” (representado por $\ln CS$) sobre a “Forma”. Primeiro, foi analisada se havia uma tendência alométrica geral nos Chalcidinae. Em seguida, foi verificada se haviam diferenças alométricas entre os diferentes agrupamentos – taxonômicos e ecológicos – adicionando uma interação “*grupo*tamanho*” e verificando a inclinação e significância. Resultados significativos denotam tendências alométricas únicas entre os grupos analisados, enquanto resultados não significativos mostram um padrão comum para os Chalcidinae como um todo. Para essas análises, foi utilizada a função *procD.lm*.

A função *varpart* foi utilizada para analisar como cada variável explica a “Forma”, foi aplicada uma partição da variância (Borcard *et al.* 1992), utilizando como fatores “Tamanho” ($\ln CS$), “Substrato” e “Taxonomia” (grupos de espécies).

A partição da variância compartilhada pelas variáveis explanatórias **não** é um termo de interação. Trata-se apenas da variância da "Forma" que é explorada por ambos os

fatores. Valores elevados nessa partição compartilhada são indicativos de colinearidade entre as variáveis.

As restrições na evolução morfológica foram analisadas por meio da soma da variância ocupada no morfoespaço por agrupamentos ecológicos (guildas e substrato) e taxonômicos (gênero, subgêneros e grupos de espécies). Para testar a significância, foi utilizado um bootstrap: foram geradas 10 000 repartições do mesmo tamanho de cada categoria analisada, amostradas a partir dos táxons remanescentes. Então, foi calculada a razão da variância observada sobre a estimada. Apenas agrupamentos contendo pelo menos cinco representantes foram testados.

Integração morfológica é a tendência de estruturas diferentes variarem em conjunto (Klingenberg 2014). Esta foi testada por meio do coeficiente de Escoufier (RV) (Escoufier 1973, Zelditch *et al.* 2002) para todas as combinações possíveis: Cabeça-Mesossoma, Cabeça-Metatíbia, Mesossoma-Metatíbia e todas as estruturas em conjunto, utilizando a função *integration.test*. Resultados significativos indicam uma integração das estruturas analisadas, isto é, alterações em um módulo são acompanhadas de alterações nos demais que estão integrados.

Por fim, foi criado um modelo de classificação da “Função” em relação a “Forma”, utilizando uma Análise Linear Discriminante (LDA), por meio da função *lda*. Primeiro, os dados de cabeça e de mesossoma foram divididos em dois conjuntos, um com as espécies de hospedeiro desconhecido (GHD), e outro com as espécies de hospedeiros conhecidos (GHC). Em seguida, GHC foi subdividido em um subconjunto para treino (GHC-T) e outro para teste do modelo (GHC-M), com a proporção 60/40%, aleatoriamente, por meio da função *sample*. Foi feita uma PCA sobre os dados de "Forma" dos três conjuntos (GHD, GHC-T, GHC-M). O modelo foi primeiro avaliado por meio de uma AUC utilizando a função *roc*, e então os coeficientes da LDA do GHC-T são aplicados ao GHD, para estimar suas “Funções”, por meio da função *predict*.

Todas as análises foram realizadas na plataforma R 4.0.2 (2020), utilizando os pacotes *geomorph* (Adams *et al.* 2020), *pROC* (Robin *et al.* 2011), *RRPP* (Collyer e Adams 2018, 2020), *vegan* (Oksanen 2019) e *MASS* (Venables e Ripley 2002).

RESULTADOS

Foram avaliadas 106 espécies de Chalcidinae. Destas, 71 foram identificadas como espécies descritas, e 35 em morfoespécies, sendo que ao menos seis destas foram confirmadas como espécies inéditas, ainda a serem descritas. Todas estas últimas foram identificadas em nível de grupo ou subgrupo de espécie. Aliadas à diversidade de Chalcidinae descrita, de 386 espécies (ver Introdução), estas seis espécies contabilizam um total de 392 espécies para a subfamília. Dessa forma, pelo menos 27% da diversidade conhecida dos Chalcidinae foi avaliada neste trabalho.

Uma pequena fração dos landmarks foi classificada como ausente e precisou ser estimada por funções estatísticas. Para a cabeça, o índice foi de 6,23%. A maioria dessas ausências foi devido a um dos lados da cabeça estar obstruído. No mesossoma, esse índice foi de 4,47%. Aqui, os landmarks com maior ausência foram na região posterior, obstruídos pelas asas e/ou pelas pernas posteriores. Ainda, alguns landmarks na região dorsal foram ausentes devido ao alfinete entomológico ter alterado a forma original.

PCA

Os Chalcidinae se mostraram relativamente bem distribuídos no morfoespaço definido pelas componentes principais. Para a cabeça (Fig. 4), o primeiro componente representou 33,11% da variância, descrevendo principalmente o posicionamento dos tórulos e a altura da cabeça. A segunda representou 28,69% da variância, descrevendo a largura. A terceira representou 11,54% da variância, e basicamente descreve o posicionamento do ocelo mediano e a distância entre os cantos superiores dos sulcos orais. As seis primeiras componentes são responsáveis por mais de 90% da variância na cabeça dos Chalcidinae. É possível visualizar uma separação das espécies de *Chalcis* dos demais Chalcidinae, com a presença da espécie representante de *Corumbichalcis* próxima. *Melanosmicra* e *Stenosmicra* também formam agrupamentos, apesar de mais tênues.

Para o mesossoma, a primeira componente foi responsável por 35,27% da variância, descrevendo principalmente o aspecto, com espécies com formato mais cuboide associados a escores maiores. A segunda componente, representando 15,84% da variância, está associada com a área do lobo médio do mesoescuto e da mesopleura. A terceira componente representou 10,26% da variância, descrevendo a distância do dorselo ao ápice do propódeo, próximo à articulação com o pecíolo. As 10 primeiras componentes somam mais de 90% da variância entre as amostras. Um padrão similar de ocupação do

morfoespaço é visível no mesossoma (Fig. 5), com os *Chalcis* ocupando a região central superior, com escores mais elevados para a segunda componente principal. Assim como para a cabeça, *Chalcis* forma um agrupamento distinto dos demais Chalcidinae, com a presença próxima do representante de *Corumbichalcis*. Além disso, *Melanosmicra* e *Stenosmicra* formam agrupamentos, desta vez com maior proximidade de seus membros, e com separação mais nítida dos demais Chalcidinae.

Para a metatíbia, a primeira componente carrega uma quantia considerável de variância, 60,75% do total, representando principalmente o tamanho do esporão da metatíbia. A segunda componente, com 17,59% da variância, representou a concavidade da metatíbia. A terceira, carregando 8,47% da variância, basicamente descreve a largura. Para essa estrutura, as quatro primeiras componentes principais descrevem mais de 90% da variância da forma. As espécies estão bem dispersas ao longo da primeira componente, e razoavelmente concentradas nas regiões centrais na segunda, exceto por um representante do grupo *aequalis* (Fig. 6).

No geral, há uma separação razoável das espécies quando consideradas por agrupamento taxonômico, seja em nível de gênero (*Chalcis* e *Conura*), seja em nível de subgênero (*Ceratosmicra*, *Conura*, *Spilochalcis*), ainda que haja considerável sobreposição entre os grupos.

ANOVA

As análises de variância (ANOVA) foram quase unânimes em relevar uma distinção da forma entre os diferentes grupos analisados, exceto para a forma da metatíbia entre os gêneros, substratos e guildas.

Agrupamentos taxonômicos. Foram testadas a distinção em dois níveis, gênero e grupos de espécie. Para os gêneros, foram encontradas diferenças na forma da cabeça ($F_{4,103} = 3,829$, $p = 0,001$) e do mesossoma ($F_{4,103} = 5,137$, $p = 0,001$), mas não para a metatíbia ($F_{3,45} = 1,225$, $p = 0,275$). Para os grupos de espécie, foram encontradas diferenças significativas para as três estruturas: cabeça ($F_{60,104} = 2,205$, $p = 0,001$), mesossoma ($F_{60,104} = 2,507$, $p = 0,001$) e metatíbia ($F_{35,45} = 2,608$, $p = 0,008$).

Grupos ecológicos. Quando considerados os diferentes substratos explorados, foram encontradas diferenças significativas para a cabeça ($F_{2,61} = 4,378$, $p = 0,002$) e mesossoma ($F_{2,61} = 3,209$, $p = 0,001$), mas não para a metatíbia ($F_{2,24} = 1,693$, $p = 0,120$).

Foi encontrado um padrão similar para as guildas, com cabeça ($F_{9,61} = 2,909$, $p = 0,001$) e mesossoma ($F_{9,61} = 2,309$, $p = 0,001$) com diferenças significativas, e ausência de diferenças significativas para a metatíbia ($F_{8,24} = 1,096$, $p = 0,366$).

Alometria

Foram realizadas duas análises para detectar tendências alométricas nos Chalcidinae. A primeira testou uma alometria em comum, levando em consideração o grupo como um todo. A segunda foi testando por tendências alométricas únicas, de acordo com diferentes agrupamentos (Fig. 7).

Alometria comum. Foi encontrada uma tendência alométrica comum a todos os Chalcidinae, nas três regiões analisadas: cabeça ($F_{1,103} = 14,343$, $p = 0,001$), mesossoma ($F_{1,103} = 20,347$, $p = 0,001$) e metatíbia ($F_{1,45} = 6,954$, $p = 0,002$).

Alometria única. Quando considerados os agrupamentos taxonômicos, não foram encontradas diferenças entre as tendências alométricas. Para gênero, não foi observado na cabeça ($F_{3,103} = 0,731$, $p = 0,685$), mesossoma ($F_{3,103} = 1,247$, $p = 0,202$) e metatíbia ($F_{1,45} = 0,126$, $p = 0,976$). Tampouco foi encontrada diferenças para os grupos de espécie: cabeça ($F_{17,103} = 0,509$, $p = 0,962$), mesossoma ($F_{17,103} = 1,201$, $p = 0,285$) e metatíbia ($F_{4,45} = 0,554$, $p = 0,734$).

Foram encontradas algumas diferenças significativas entre agrupamentos ecológicos. Considerando o substrato, esse padrão foi presente para o mesossoma ($F_{2,61} = 1,736$, $p = 0,043$) e metatíbia ($F_{1,24} = 2,830$, $p = 0,034$), mas não para a cabeça ($F_{2,61} = 1,800$, $p = 0,064$). Para as guildas, foram encontradas diferenças entre a forma da cabeça ($F_{6,61} = 1,604$, $p = 0,046$) e mesossoma ($F_{6,61} = 1,641$, $p = 0,015$), mas não para a metatíbia ($F_{4,24} = 1,265$, $p = 0,289$).

Partição da variância

Para a forma da cabeça e do mesossoma, foram consideradas três variáveis explanatórias da variância da forma: Tamanho, Substrato e Grupos de Espécie. Para a forma da metatíbia houve colinearidade entre as duas últimas. Portanto, são apresentados os resultados da partição da variância envolvendo Tamanho e Substrato, e Tamanho e Grupos de Espécie para a metatíbia.

De forma geral, a forma das estruturas é influenciada em grande parte pelos Grupos de Espécie, com 30,2% para a cabeça e 23,2% para o mesossoma. Em contrapartida, o

Tamanho possui pouco poder explicativo, não explicando mais que 2% da Forma em nenhuma das análises (Fig. 8).

Restrição da evolução morfológica

Não foram observadas restrições na ocupação do morfoespaço em praticamente todas as combinações de estruturas e grupos analisados, com a exceção do gênero *Conura* para a metatíbia.

Para a cabeça e mesossoma, foram testados os seguintes agrupamentos: Duro, Macio e Generalista (Substrato). Casulo, Hiperparasitoide, Larva aquática, Minador de folha e Pupa (Guilda). *Chalcis* e *Conura* (Gênero). *Ceratosmicra*, *Conura* e *Spilochalcis* (Subgênero). Para a metatíbia, apenas os seguintes agrupamentos foram analisados: Duro e Macio (Substrato). Casulo (Guilda). *Chalcis* e *Conura* (Gênero). *Conura* e *Spilochalcis* (Subgênero).

Foi observada uma restrição morfológica aparente apenas para a forma da metatíbia no gênero *Conura* ($V_{\text{Não } Conura}/V_{\text{Conura}} = 0,455$, $p = 0,028$). Não foram encontrados efeitos significativos de restrição morfológica em nenhum outro agrupamento e região considerada (Tabela 3).

Tabela 3: Restrição da evolução morfológica em Chalcidinae. V_g = Variação das espécies de um determinado agrupamento. V_{ng} = Variação das espécies fora desse agrupamento. V_{ng}/V_g = Razão entre as variâncias.

Região	Categoria	Divisão	V_{ng}	V_g	V_{ng}/V_g	p-valor
Cabeça	Substrato	Duro	0.010	0.010	1.007	0.356
		Macio	0.011	0.010	1.051	0.489
		Generalista	0.011	0.008	1.315	0.441
	Guilda	Larva aquática	0.010	0.010	1.009	0.429
		Casulo	0.010	0.012	0.849	0.482
		Hiperparasita	0.011	0.010	1.039	0.460
		Minador de folhas	0.011	0.008	1.397	0.440
		Pupa	0.013	0.004	2.924	0.480
		Gênero	<i>Chalcis</i>	0.009	0.008	1.071
		<i>Conura</i>	0.011	0.009	1.259	0.148
	Subgênero	<i>Conura</i>	0.010	0.007	1.298	0.486
		<i>Ceratosmicra</i>	0.009	0.012	0.777	0.448
		<i>Spilochalcis</i>	0.011	0.007	1.589	0.411
	Mesossoma	Substrato	Duro	0.007	0.007	0.997
Mesossoma	Substrato	Macio	0.007	0.008	0.854	0.487
		Generalista	0.008	0.004	1.795	0.457
Guilda	Guilda	Larva aquática	0.008	0.004	1.911	0.459
		Casulo	0.007	0.008	0.911	0.481
Guilda	Guilda	Hiperparasita	0.008	0.007	1.119	0.468
		Minador de folhas	0.007	0.011	0.701	0.463
		Pupa	0.008	0.006	1.421	0.484

Tabela 3: Restrição da evolução morfológica em Chalcidinae. V_g = Variação das espécies de um determinado agrupamento. V_{ng} = Variação das espécies fora desse agrupamento. V_{ng}/V_g = Razão entre as variâncias.

Região	Categoria	Divisão	V_{ng}	V_g	V_{ng}/V_g	p-valor
Metatíbia	Gênero	<i>Chalcis</i>	0.009	0.005	1.855	0.432
		<i>Conura</i>	0.011	0.008	1.389	0.169
	Subgênero	<i>Conura</i>	0.009	0.006	1.565	0.466
		<i>Ceratosmicra</i>	0.009	0.006	1.642	0.443
		<i>Spilochalcis</i>	0.010	0.008	1.168	0.394
	Substrato	Duro	0.008	0.005	1.545	0.257
		Macio	0.005	0.009	0.579	0.496
	Guilda	Casulo	0.007	0.006	1.147	0.456
	Gênero	<i>Chalcis</i>	0.008	0.004	2.029	0.458
		<i>Conura</i>	0.004	0.008	0.455	0.028
	Subgênero	<i>Conura</i>	0.008	0.005	1.637	0.452
		<i>Spilochalcis</i>	0.005	0.009	0.603	0.309

Integração morfológica

As análises de PLS revelaram uma integração morfológica para quase todos os módulos analisados.

Foram encontrados sinais de integração morfológica para os seguintes módulos: Cabeça e mesossoma ($r = 0,585$, $p = 0,001$). Mesossoma e metatíbia ($r = 0,629$, $p = 0,003$). Cabeça, mesossoma e metatíbia ($r = 0,917$, $p = 0,001$). A exceção foram os módulos cabeça e metatíbia ($r = 0,393$, $p = 0,304$) (Fig. 9).

Modelo de classificação

Os modelos de classificação baseados nas LDA tiveram desempenho moderado a fraco na avaliação. Tanto para a cabeça quanto para o mesossoma, o grupo com hospedeiros conhecidos foi de 62 espécies, das quais 37 foram utilizadas para treino, e as 25 demais para o teste. Os dados para substrato foram melhores que para guilda.

Para a cabeça, o modelo classificou corretamente apenas 60% das espécies (AUC = 0,580, IC = 0,329 – 0,831) para o substrato. Para a guilda, apenas 12% foi classificado corretamente (AUC = 0,606, IC = 0,259 – 0,953). Para o mesossoma, os resultados foram similares, com 40% das espécies classificadas corretamente para o substrato (AUC = 0,667, IC = 0,445 – 0,889), e 12% da guilda (AUC = 0,621, IC = 0,132 – 1,000).

O índice de classificação correta baixo, aliado a intervalos de confiança muito amplos, indicam que os resultados dos modelos são pouco confiáveis (Fig. 10).

DISCUSSÃO

Padrões observados

O estudo comparativo por meio da morfometria geométrica revela uma estruturação morfológica moderada nos Chalcidinae quando considerados os agrupamentos taxonômicos, e um padrão mais tênue quando considerados os agrupamentos ecológicos. O padrão de distribuição desses agrupamentos no morfoespaço foi similar para a cabeça e para o mesossoma, com as espécies distribuídas ao longo das duas primeiras componentes principais, e uma tendência de membros de um agrupamento se encontrarem próximos a seus congêneres. É possível observar que a grande maioria das espécies está concentrada na região central do morfoespaço, com registros mais esparsos nas extremidades (Fig. 4, 5). Para a metatíbia, não houve uma separação distinta ou a formação de agrupamentos, tanto taxonômicos quanto ecológicos. A maioria das espécies está distribuída ao longo da primeira componente principal, ocupando apenas uma faixa estreita ao longo da segunda componente, exceto por dois representantes, um do grupo *aequalis*, outro do grupo *carinata*, no quadrante inferior esquerdo (Fig. 6). Porém, apenas 46 espécies possuem a forma da metatíbia quantificada, assim não é possível concluir se a variação morfológica da metatíbia é reduzida, ou se isso é um artefato oriundo da baixa amostragem. Logo, a forma da metatíbia não foi considerada para a discussão de forma e função em Chalcidinae.

Notavelmente, é perceptível uma separação das regiões ocupadas pelas espécies de *Chalcis* das espécies de *Conura*. Enquanto os *Conura* encontram-se mais dispersos, *Chalcis* ocupam uma região distintamente menor e relativamente separada. *Chalcis* é único dentre os Chalcidinae, e possivelmente entre os Chalcididae, a respeito de sua guilda. São os únicos parasitoides ovo-pupais (Schremmer 1960; mas também parasitam larvas, ver Cowan 1979) conhecidos entre os Chalcididae. As pupas de Stratiomyidae são rígidas ou, quando macias, são envoltas pela última ecdise larval, que se torna rígida (Hart 1895). Assim, é coerente a proximidade de *Chalcis* com outros agrupamentos taxonômicos que exploram substratos duros, como os grupos de espécie *nigricornis* e *xanthostigma*, em relação a forma da cabeça (Fig. 4) e do mesossoma (Fig. 5). Essas espécies possuem a cabeça larga, com a área da face inferior (Gibson 1997) relativamente grande, especialmente na distância entre a extremidade inferior dos olhos e os cantos superiores das fossas orais. A linha imaginária entre esses dois landmarks corresponde aproximadamente à margem anterior da gena, uma área associada com a inserção da

musculatura de adução e abdução das mandíbulas (Mikó *et al.* 2007). Outra distância relevante é entre os cantos superiores das fossas orais e o ponto mediano da sutura cíleo-labro, que corresponde aproximadamente ao comprimento das mandíbulas. Estas espécies que exploram substrato duro possuem essas medidas comparativamente maiores. Assim, essas configurações sugerem que as espécies possuem musculatura forte que, aliadas às mandíbulas robustas (Delvare 1992), as tornam adaptadas para explorar substratos duros.

As mandíbulas são relevantes no momento da emergência do parasitoide, uma vez que os indivíduos adultos precisam romper as pupas e casulos de seus hospedeiros, que podem ser muito duros. Delvare (1992, 2006) discute esse papel das mandíbulas em específico para o grupo de espécies *nigricornis*, cujos hospedeiros, das famílias Limacodidae e Megalopygidae (Lepidoptera) possuem casulos extremamente duros. Existem outras duas possibilidades para a robustez das mandíbulas. Uma é sua utilização para romper barreiras físicas que ocultam o hospedeiro, antes da oviposição. Esse comportamento é desconhecido em *Conura*, mas já foi registrado em *Brachymeria villosa* (Oliver) (= *Ceyxia villosa*), espécie relativamente próxima aos Chalcidinae (Peruquetti 2001). Um adulto desse Brachymeriinae foi observado utilizando suas mandíbulas para romper parte da parede do ninho de seu hospedeiro, *Trypoxylon albitarse* Fabricius (Hymenoptera: Sphecidae). Uma terceira possibilidade é a alimentação dos insetos adultos em Chalcidinae, com as mandíbulas sendo utilizadas para manipular e processar o alimento. Diversos Hymenoptera “Parasítica” utilizam as mandíbulas para romper o tegumento de seus hospedeiros e se alimentar da hemolinfa exsudada, e alguns Chalcidinae já foram observados mutilando massas de ovos de Stratiomyidae para alimentação (Hart 1895). Porém, os adultos podem utilizar o próprio ferimento do ovipositor para obter alimento (Sharkey e Fernández 2006). Outro fato que não corrobora essa hipótese é que, do pouco que se conhece dos hábitos alimentares dos Chalcidinae, seus adultos basicamente utilizam dieta líquida, sendo muito comuns em plantas com nectários ativos. Possivelmente, dieta sólida está restrita à *Chalcis* e, ainda, talvez apenas a *Ch. canadensis*.

Ainda assim, é visível uma separação entre *Chalcis* dos demais Chalcidinae. As adaptações necessárias para explorar ovos e larvas aquáticas provavelmente surgiu na espécie ancestral de *Chalcis*, uma vez que essa associação não está presente em nenhuma outra espécie com ecologia conhecida. Essa hipótese é reforçada pela análise filogenética de Cruaud *et al.* (2020), que recuperou *Chalcis* e *Melanosmicra* como grupos-irmãos, e é

visível a separação no morfoespaço dos representantes desses dois gêneros (Fig. 4, 5). Uma possibilidade é que fatores intrínsecos ligados ao desenvolvimento nas demais espécies impeçam a exploração desse nicho, e que as espécies de *Chalcis* sobrepujaram essa restrição em algum momento de sua história evolutiva. Um padrão similar foi encontrado nas espécies do grupo *Gabunia* (Hymenoptera: Ichneumonidae), que exploram hospedeiros escondidos na madeira e ocupam uma região restrita do morfoespaço quando comparadas com seu grupo-irmão, o grupo de espécies *Cryptus*, cujas espécies são generalistas e estão amplamente distribuídas no morfoespaço (Santos *et al.* 2019). Todavia, o desenvolvimento é apenas uma das várias possibilidades, e é possível que a morfologia desempenhe um papel pequeno ou mesmo inexistente nessa questão. As espécies de *Chalcis* são as únicas coinobiontes conhecidas em Chalcididae. Assim, elas precisam lidar com o sistema imunológico ativo de seus hospedeiros, o que por si só já delimita seu rol de hospedeiros e difere *Chalcis* dos demais Chalcidinae.

Melanosmicra foi classificado como grupo-irmão de *Chalcis* por Delvare (1992), baseado na morfologia das mandíbulas e do hipopígio. Esse clado foi recuperado na análise filogenética concatenando dados moleculares e morfológicos de Cruaud *et al.* (2020), onde a morfologia do hipopígio foi recuperada como sinapomorfia de ambos. Uma vez que *Chalcis* exploram hospedeiros em ambiente semiaquático, é possível que as cerdas abundantes presentes na extremidade do hipopígio atuem como proteção, mantendo a estrutura seca enquanto eles manipulam e ovipositam nos ovos e larvas de Stratiomyidae. A mesma estrutura está presente em *Melanosmicra*, então é plausível que suas espécies apresentem hábitos similares. Delvare (1992) cita que o propódeo de *Melanosmicra* é muito semelhante ao de algumas espécies de *Chalcis*, e que alguns *Chalcis* primitivos possuem *habitus* similar ao de *Melanosmicra*, ainda que sem mencionar quais seriam esses *Chalcis*, ou o que determina seu status de primitivo. Os resultados mostram uma distância entre os membros dos dois gêneros (Fig. 4, 5), com as espécies de *Melanosmicra* mais próximas entre si na forma do mesossoma. Três espécies de *Melanosmicra* foram utilizadas no estudo: *M. bilobata*, *M. immaculata* e *M. polita*. As espécies foram escolhidas por apresentarem hipopígio piloso (Navarro-Tavares e Tavares 2008). O modelo de classificação prevê, a partir da forma do mesossoma, que essas espécies explorem substrato duro ($p = 1$, $p = 0,990$ e $p = 0,990$, respectivamente).

Corumbichalcis está localizado na região central inferior do morfoespaço da cabeça, e no quadrante superior direito do mesossoma. A espécime analisada possui

cabeça larga e o mesossoma com aspecto cuboide. A cabeça é similar a apresentada em *Chalcis* e em grupos de espécie que exploram substrato duro em *Conura*, como *nigricornis*, *oiketicusi* e *xanthostigma*, especialmente *Conura pulchripes*. O mesossoma é similar, mas muito mais próximo de espécies de *nigricornis*, *philippia* e *transidiata*. Isso sugere que *Corumbichalcis* possuem hospedeiros de substrato duro, o que é corroborado pela previsão do modelo de classificação ($p = 1$) para a forma da cabeça. Notavelmente, a forma do mesossoma sugere que essa espécie explora substrato macio ($p = 0,706$), especificamente atacando enroladores de folhas ($p = 0,471$).

É notável a proximidade entre as espécies generalistas do grupo de espécies *side* (*Conura albifrons*, *Co. side* e *Co. torvina*) e as hiperparasitas dos grupos de espécie *side* (*Co. porteri*), *immaculata* (*Co. pseudofulvovariegata*) e *femorata* (*Co. ferruginea*) (Fig. 4, 5). Todas possuem interações onde são hiperparasitoides, frequentemente por Ichneumonidae ou Braconidae (Hymenoptera), mas também por Tachinidae (Diptera). É possível que, devido à proximidade no morfoespaço, as três últimas também possuam hábitos generalistas, mas que a biologia dessas espécies ainda esteja em muito desconhecida. Outra possibilidade advém do histórico taxonômico convoluto das espécies do grupo *side* (Delvare 1992, Ferrer 2010; ver Capítulo 1).

Delvare (1992) também agrupou as espécies dos grupos *odontotae*, *apaiis*, *melana*, *carinata* e *nigropetiolata*, devido a características compartilhadas e, especificamente, ao hospedeiro explorado, besouros “Hispiinae” (Coleoptera: Cassidinae) minadores de folhas. Representantes dessas espécies estão relativamente próximos no morfoespaço, mas não necessariamente formam um grupo bem distinto (Fig. 11A, 11B). No morfoespaço da cabeça, *apaiis* e *melana* estão mais próximas, enquanto que no mesossoma, *apaiis* e *odontotae* estão mais próximas. A forma relativamente distante acompanhada da exploração da mesma guilda, o único critério utilizado por Delvare (1992) para agrupar essas espécies, sugere que se trata de uma convergência evolutiva.

Em sua categorização do gênero *Conura*, Delvare (1992) afirmou que há uma relação muito próxima entre as espécies dos grupos de espécie *rufoscutellaris*, *elongata* e *maculipennis*, com as duas últimas formando grupos-irmãos. Em sua dissertação, Dias (2017) conduziu um estudo filogenético baseado na morfologia dessas espécies, assim como do gênero *Stenosmicra*. Em comum, todas possuem um mesossoma alongado e achatado na região superior. A autora sugere uma possível relação de grupos-irmãos entre os três grupos de espécies e *Stenosmicra*, ainda que ressalte que os valores de bootstrap

da filogenia foram baixos. Foram utilizados um representante de cada um desses grupos de espécie, assim como três espécies de *Stenosmicra* – *S. tenuis* e duas não descritas, sp. 02 e sp. 03 de Dias (2017). Essas espécies ocupam o quadrante superior esquerdo do morfoespaço (Fig. 11D), caracterizado por um mesossoma alongado e deprimido, e um aumento da área da mesopleura. Três espécies, *Stenosmicra* sp. 03, e os representantes dos grupos de espécie *rufoscutellaris* e *maculipennis* obtiveram valores similares para a primeira componente principal, e valores crescentes ao longo da segunda, mostrando uma tendência tanto ao achatamento dorsoventral. Ainda, as espécies de *Stenosmicra* e o representante do grupo *elongata* se apresentam ocupando uma diagonal ao longo da segunda componente principal no morfoespaço. O alongamento nesse eixo é explicado pelo tamanho crescente do prepecto, que desloca posteriormente os landmarks. Notavelmente, a espécie de *Stenosmicra* sp. 03, de prepecto menor, destoa da forma típica do gênero, e se aproxima muito mais das espécies do grupo *side* do que de seus congêneres, sendo muito similar a *Co. torvina*. O aspecto alongado sugere que essas espécies exploram ambientes estreitos, como frestas e galerias na madeira ou outros substratos, uma guilda que não foi prevista em nossas análises, pois não aparenta estar presente entre os hospedeiros dos Chalcidinae conhecidos (ver Capítulo 1). É possível que a forma do corpo não esteja diretamente ligada ao hospedeiro. Besouros do gênero *Hispoleptis* possuem corpo achatado e tipicamente habitam ambientes estreitos, mas seus parasitoides em Chalcidinae possuem mesossoma de aspecto cuboide, como *Co. immaculata* (Sakazaki *et al.* 2011), *Co. desmieri* e *Co. hispinephaga* (Delvare 1993).

Para alguns agrupamentos taxonômicos, houve tanto uma proximidade de seus membros no morfoespaço, mostrando maior similaridade na forma, e concordância com a guilda explorada. Exemplos dessa consonância incluem os grupos de espécie *nigricornis*, *side* e, para a forma da cabeça, *oiketicusi*. O mesmo para o gênero *Chalcis*. Isso sugere que espécies com hospedeiros desconhecido, mas com padrões de ocupação do morfoespaço similares, possuem também uniformidade na guilda, como os gêneros *Stenosmicra* e *Melanosmicra*. Os demais grupos de espécie, no entanto, mostraram uma dissociação entre forma e função. Alguns possuem uma coesão na guilda, mas estão dispersos no morfoespaço, como é o caso dos grupos *xanthostigma*, *pygmaea* e *immaculata*. Em outros a dissonância é completa, como no grupo de espécies *debilis*. Enquanto *Co. debilis* é um hiperparasitoide endófago, *Co. quadrilineata* possui hospedeiros que são enroladores de folhas, e ambas estão distantes no morfoespaço.

Essa discordância entre os hospedeiros explorados, forma do corpo, e distância de algumas espécies de outras de seu grupo levanta algumas possibilidades acerca dos Chalcidinae. Primeiro, nem todos os grupos de espécies parecem formar grupos naturais. Assim como vários outros táxons em Hymenoptera, há uma quantidade considerável de homoplasias em Chalcidinae, podendo gerar várias configurações de forma e função de maneira independente. A definição dos grupos de espécie em *Conura* segue o trabalho de Delvare (1992), que considerou o paralelismo e quantidade de homoplasias no grupo rompante. Apesar do autor levantar cautela quanto à possível convergência, citando adaptações similares de minadores de folhas, ele próprio inclui dois caracteres relativos ao tipo de hospedeiro. Grupos que, entre outros, possuem um desses caracteres para defini-los incluem: *nigricornis* (parasitas de Limacodidae e Megalopygidae), *oiketicusi* (Psychidae: *Oiketicus*), *debilis* (Pterophoridae) e *cocois* (hiperparasitas de Lepidoptera por Ichneumonoidea). Alguns (e.g., *nigricornis*, *oiketicusi*) formam grupos coesos morfológicamente e em relação aos hospedeiros, mas em outros isso não é observado (e.g., *melana* + *carinata*). Estudos filogenéticos recentes não conseguiram resolver completamente a monofilia de alguns grupos (Dias 2017, Brotto 2018, Saguiah 2019). Uma segunda possibilidade, não mutuamente exclusiva com a primeira, é que há grande plasticidade evolutiva nos grupos. Isto é, seus membros não estão restritos evolutivamente a ocupar o mesmo nicho de seus ancestrais, como aparenta ser o caso de *Chalcis* e seus hospedeiros Stratiomyidae. Dos 63 grupos de espécies em *Conura*, 28 possuem pelo menos uma espécie com hospedeiro conhecido, sendo que em 13, apenas uma espécie tem hospedeiro conhecido dentro o grupo inteiro: *cocois*, *fusiformis*, *dares*, *blanda*, *aequalis*, *carinata*, *discolor*, *maculipennis*, *melana*, *odontotae*, *paya*, *rufodorsalis* e *annulipes*. Em quatro, o grupo é coeso na guilda e possui mais de uma espécie com registro: *oiketicusi*, *dimidiata*, *apaiis* e *flava*. Ou seja, em 11 dos grupos há diversidade de hábitos conhecidos: *immaculata*, *side*, *maculata*, *nigricornis*, *vau*, *transitiva*, *biannulata*, *debilis*, *xanthostigma*, *femorata* e *pygmaea*. Uniformidade nas guildas não é a norma nos grupos de espécie de *Conura* e, se for presumida a monofilia dos mesmos, isso implica em plasticidade evolutiva.

Alometria

O conceito de alometria surge na obra seminal que deu início a toda a ciência do estudo das dimensões biológicas (Morfometria): *Of Growth and Form*, de D'Arcy Thompson (1917). Logo no segundo capítulo, *On Magnitude*, são abordados os conceitos

de área e volume dos organismos, e como diferentes forças atuam nessas grandezas. Enquanto a área aumenta com ao quadrado, o volume aumenta ao cubo. Organismos pequenos vivem sob forças que atuam sobre a superfície do corpo, tais como a tensão superficial e difusão, enquanto os maiores são regidos por forças que atuam no volume, principalmente a gravidade. Mudanças de tamanho sem alterações da forma são classificadas como transformações isométricas. Quando há alterações, classificamos como uma transformação alométrica. A alometria é, de longe, o padrão preponderante nos seres vivos (Gould 1966).

As análises de partição da variância revelaram que ainda que o Tamanho contribua para explicar a forma, essa contribuição tende a ser pequena, e parte dela não é separável dos outros fatores analisados, o Substrato e Grupos de Espécie, indicando que o tamanho e, por conseguinte a alometria, possuem papel reduzido na compreensão da forma dos Chalcidinae. De fato, alguns pares de espécies possuem forma muito similar, ainda que o tamanho absoluto seja bem diferente. Para a cabeça, é possível citar *Co. pulchripes* e *Corumbichalcis*, com a segunda com aproximadamente com o dobro do tamanho. Para o mesossoma, a forma de *Stenosmicra* e *Co. torvina* é muito similar, ainda que a primeira tenha aproximadamente 2,5 vezes o tamanho da última. Um padrão similar de significância, mas com contribuição baixa para a explicação da forma, foi encontrado em um estudo recente sobre evolução e ecologia de serpentes (da Silva *et al.* 2018).

Foi encontrada uma tendência alométrica comum para os Chalcidinae para as três regiões analisadas. Tendências alométricas únicas foram encontradas apenas para agrupamentos ecológicos, sendo estes a forma do mesossoma e metatíbia, com a cabeça mostrando resultado quase significativo (agrupamento: substrato), e forma da cabeça e do mesossoma (agrupamento: guilda). Para a cabeça, podemos notar uma distinção aparente das espécies de *Chalcis* das demais, e também entre os *Conura* de substrato duro dos demais. Assim como no morfoespaço, *Corumbichalcis* foi recuperado muito próximo das espécies de *Chalcis*, e *Melanosmicra* próximo a espécies que exploram substrato duro (Fig. 7A). Para o mesossoma, os mesmos padrões de *Chalcis* e *Conura* são visíveis, porém com separação mais distinta (Fig. 7C). *Corumbichalcis* foi novamente recuperado próximo às espécies de *Chalcis*. As tendências alométricas entre os grupos podem ser melhor analisadas a partir da análise dos valores previstos para a forma da cabeça e mesossoma a partir de regressões espécie-específicas (Fig. 7B, 7D). Em comum, *Conura* e *Chalcis* possuem inclinação similar, ainda que com interceptos distintos, para a forma

da cabeça e do mesossoma, indicando que respondem à alometria com a mesma magnitude. *Corumbichalcis* está representado por apenas uma espécie, que se encontra próximo à *Chalcis* quando analisamos a forma da cabeça, e próximo à *Conura* concernente ao mesossoma. *Melanosmicra* e *Stenosmicra* apresentaram comportamento mais destoante. Os dois gêneros mostraram uma inclinação mais inclinada do que os demais para a alometria da forma da cabeça (Fig. 7B), com a mesma apresentando sinal contrário (i.e., descendente) para a forma do mesossoma (Fig. 7D). É possível que efeitos alométricos únicos entre os gêneros existam, mas não foram detectados devido ao tamanho amostral reduzido para esses agrupamentos taxonômicos.

No entanto, apesar desse efeito alométrico demonstrado, a alometria é de pouca influência para explicar a variedade morfológica, conforme a partição da variância demonstra (Fig. 8). Assim, mesmo que efeitos alométricos únicos sejam reais entre os agrupamentos de Chalcidinae, é provável que eles não expliquem muito da forma e função desta subfamília.

Limitações

Diversos fatores foram limitantes na exploração da forma e função nos Chalcidinae. O principal é a limitação do conhecimento acerca da biologia do grupo. Das 392 espécies de Chalcidinae, 286 não possuem quaisquer hospedeiros conhecidos, o que representa 72,96% da diversidade. Isso certamente limita a diversidade de táxons que podem ser analisados, e conseqüentemente diminui a extrapolação de padrões encontrados na amostragem para os Chalcidinae como um todo. Alguns dos táxons utilizados nesse trabalho foram identificados apenas em nível de grupo ou subgrupo de espécies, apesar desses táxons estarem representando o grupo em questão. Presume-se que as guildas sejam similares entre os membros de um grupo de espécies, mas isso não é uma constante (e.g., grupo *debilis*). Para outros grupos de espécie, nem mesmo um exemplar pôde ser identificado. Soluções para esse fator envolvem incrementar o conhecimento acerca das interações biológicas dos Chalcidinae, assim como obtenção de mais espécimes e espécies para estudo.

Um segundo fator foi a metodologia empregada. A morfometria geométrica é uma ferramenta poderosa para capturar similaridades e diferenças de forma, mas é também limitada. Apesar dos Chalcidinae apresentarem uma diversidade estupefante de formas, nem sempre as estruturas eram viáveis para o estudo em 2D, que exigem estruturas rígidas

e planas, com marcos anatômicos compartilhados entre todos e distinguíveis em todos os espécimes. Portanto, as regiões focadas nesse estudo podem não ser as estruturas que realmente estão relacionadas com os hábitos ecológicos dos Chalcidinae. Um estudo em 3D captaria muito mais informações sobre a forma, sem muitas das dificuldades que enfrentamos para captar informações bidimensionais. No entanto, demandaria consideráveis recursos financeiros e tecnológicos que não estavam disponíveis.

Terceiro, espécies e táxons superiores extintos são desconhecidos para Chalcidinae. Dessa forma, é impossível obter conhecimento direto acerca da forma dos ancestrais do grupo. É possível que aparentes restrições (ou a ausência delas) no morfoespaço sejam devido à ausência de grupos que outrora os ocupavam e estão extintos atualmente. Essa limitação de forma alguma é restrita aos Chalcidinae. É, na verdade, uma das grandes questões da Evolução e da Biologia, imbuída em toda a história da vida conhecida. Afinal, quão representativo e documentado é o registro fóssil em relação a história evolutiva? Apenas quatro espécies fósseis são conhecidas para a subfamília Chalcidinae, todas provenientes da mesma localidade (Florissant, Colorado, EUA), descritas no início do século XIX em dois trabalhos, Cockerell 1907 (*Ch. praevolans*) e Brues 1910 (*Ch. tortilis*, *Ch. perdita* e *Ch. scudderi*). Ainda que não houvesse material algum, há ferramentas disponíveis para estimar a forma dos ancestrais, mas esse tipo de análise impede de um conjunto de dados que ainda falta para os Chalcidinae: uma filogenia.

Até o momento da finalização dessa tese, existem algumas análises filogenéticas disponíveis que incluem espécies de Chalcidinae, mas elas são limitadas em sua abrangência da diversidade taxonômica do grupo. Dessa forma, é impossível verificar a existência de fatores históricos, é impossível inferir estados ancestrais da forma e da função, e é impossível verificar se há convergência evolutiva de forma e função nos Chalcidinae.

CONCLUSÃO

Este é o primeiro estudo comparativo de Chalcidinae por meio de morfometria geométrica. Três regiões do corpo foram analisadas, cabeça, mesossoma e metatúbia. As duas primeiras apresentaram grande diversidade morfométrica, com estruturação moderada para agrupamentos taxonômicos e ecológicos, enquanto a metatúbia foi pouco variante, possivelmente devido ao tamanho amostral reduzido, mas também pela

quantidade reduzida de informação que carrega. A forma da cabeça e do mesossoma também apresentou integração morfológica entre si, indicando que mudanças em um módulo são acompanhadas por mudanças correlacionadas no outro.

Forma e função estão relacionadas, mas a magnitude dessa relação é moderada. Somente as interações biológicas com seus hospedeiros não explica a variedade de formas nos Chalcidinae. Há uma tendência alométrica comum, e tendências alométricas únicas para agrupamentos ecológicos. Não houve o mesmo comportamento para agrupamentos taxonômicos, apesar dos gêneros *Stenosmicra* e *Melanosmicra* apresentarem inclinações e interceptos aparentemente distintos dos demais Chalcidinae. Todavia, a partição da variância demonstra que mesmo quando existentes, o tamanho é de pouca influência para explicar a variação na forma.

A dissociação de estruturação entre grupos taxonômicos e grupos ecológicos no gênero *Conura* sugere uma ausência de especialização em suas divisões. Ainda, sugere que as formas similares apresentadas entre seus membros sejam produtos de convergência evolutiva. Para resolver a questão da relação de forma e função nos Chalcidinae, é necessário um estudo com mais informações sobre a história evolutiva, com uma filogenia do grupo, e mais informações sobre a forma, preferencialmente dados de morfometria geométrica em três dimensões.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adams, D.C., Collyer, M.L. & Kaliontzopoulou, A. (2020) Geomorph: Software for geometric morphometric analysis. R package version 3.2.1.
- Adams, D.C., Rohlf, F.J. & Slice, D.E. (2013) A field comes of age: Geometric morphometrics in the 21st century. *Hystrix* 24, 7–14. <https://doi.org/10.4404/hystrix-24.1-6283>
- Aguiar, A.P., Deans, A.R., Engel, M.S., Forshage, M., Huber, J.T., Jennings, J.T., Johnson, N.F., Lelej, A.S., Longino, J.T., Lohrmann, V., Mikó, I., Ohl, M., Rasmussen, C., Taeger, A. & Yu, D.S.K. (2013) Order Hymenoptera. *Zootaxa* 3703, 51–62. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3703.1.12>

- Bischoff, H. (1927) Biologie der Hymenopteren *Biologie der Hymenopteren eine naturgeschichte der hautflüger*. Verlag von Julius Springer, Berlin, 598 pp.
- Bookstein, F.L. (1986) Size and shape spaces for landmark data in two dimensions. *Statistical Science* 2, 181–242.
- Borcard, D., Legendre, P. & Drapeau, P. (1992) Partialling out the spatial component of ecological variation. *Ecology* 73, 1045–1055. <https://doi.org/10.2307/1940179>
- Brotto, T.R. de A. (2018) Filogenia de *Conura* (*Conura*) (Hymenoptera, Chalcididae, *Conura* Spinola). Universidade Federal do Espírito Santo.
- Brues, C.T. (1910) The parasitic Hymenoptera of Florissant, Colorado. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard College* 54, 3–125.
- Cockerell, T.D.A. (1907) Some fossil arthropods from Florissant, Colorado. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 23, 605–616.
- Collyer, M.L. & Adams, D.C. (2018) RRPP: An R package for fitting linear models to high-dimensional data using residual randomization. *Methods in Ecology and Evolution* 9, 1772–1779. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13029>
- Collyer, M.L. & Adams, D.C. (2020) RRPP: Linear model evaluation with randomized residuals in a permutation procedure.
- Cowan, D.P. (1979) The function of enlarged hind legs in oviposition and aggression by *Chalcis canadensis* (Hymenoptera: Chalcididae). *The Great Lakes Entomologist* 12, 133–136.
- Cruaud, A., Delvare, G., Nidelet, S., Sauné, L., Ratnasingham, S., Chartois, M., Blaimer, B.B., Gates, M., Brady, S.G., Faure, S., Noort, S., Rossi, J. & Rasplus, J. (2020) Ultra-Conserved Elements and morphology reciprocally illuminate conflicting phylogenetic hypotheses in Chalcididae (Hymenoptera, Chalcidoidea). *Cladistics*, cla.12416. <https://doi.org/10.1111/cla.12416>

- Da Silva, F.O., Fabre, A.C., Savriama, Y., Ollonen, J., Mahlow, K., Herrel, A., Müller, J. & Di-Poi, N. (2018) The ecological origins of snakes as revealed by skull evolution. *Nature Communications* 9, 1–11. <https://doi.org/10.1038/s41467-017-02788-3>
- Delvare, G. (1992) A reclassification of the Chalcidini with a checklist of the New World species. *Memoirs of the American Entomological Institute* 53, 119–466.
- Delvare, G. (1993) Les Chalcididae d'importance économique dans les palmeraies d'Amérique tropicale (Hymenoptera). *Bulletin de la Société Entomologique de France* 97, 349–372.
- Delvare, G. (1996) Description de *Conura initia* n. sp. d'Amérique tropicale (Hymenoptera, Chalcididae). *Bulletin de la Société Entomologique de France* 101, 499–504.
- Delvare, G. (2006) Familia Chalcididae. In: P. E. Hanson and I. D. Gauld (Eds), *Memoirs of the American Entomological Institute*. , pp. 333–341.
- Dias, B.Z.K. (2017) Relações filogenéticas de *Stenosmicra* Bouček & Delvare (Hymenoptera; Chalcididae). Universidade Federal do Espírito Santo.
- Elton, C.S. (1927) *Animal Ecology*. The Macmillan Company, New York, 260 pp.
- Escoufier, Y. (1973) Le Traitement des Variables Vectorielles. *Biometrics* 29, 751–760.
- Fauth, J.E., Bernardo, J., Camara, M., Resetarits, W.J., Van Buskirk, J. & McCollum, S.A. (1996) Simplifying the jargon of community ecology: a conceptual approach. *American Naturalist* 147, 282–286. <https://doi.org/10.1126/science.26.678.918>
- Ferrer, E.P. (2010) Composición de la familia Chalcididae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en Cuba. *Cocuyo* 18, 48–54.
- Gervazoni, P.B. & Arbino, M.O. (2018) First record of *Conura* (*Conura*) *maculata* (Fabricius, 1787) (Hymenoptera, Chalcididae) parasitizing *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel, 1904 (Lepidoptera, Nymphalidae) in the province of

Corrientes, Argentina. *Check List* 14, 1155–1159.
<https://doi.org/10.15560/14.6.1155>

Gibson, G.A.P. (1997) Morphology and Terminology. In: G. A. P. Gibson, J. T. Huber, and J. B. Woolley (Eds), *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, pp. 16–44.

Gould, S.J. (1966) Allometry and size in ontogeny and phylogeny. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society* 41, 587–640. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185x.1966.tb01624.x>

Hansen, J.D. (1980) The life history and behavior of *Spilochalcis albifrons* (Hymenoptera: Chalcididae), a parasite of the larch casebearer, *Coleophora laricella* (Lepidoptera: Coleophoridae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 53, 553–566.

Hart, C.A. (1895) On the entomology of the Illinois River and adjacent waters. *Bulletin of the Illinois State Laboratory of Natural History* 4, 149–273.

Kawada, R. & Buffington, M.L. (2016) A scalable and modular dome illumination system for scientific microphotography on a budget. *PLoS ONE* 11, 1–20. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0153426>

Kendall, D.G. (1977) The Diffusion of Shape. *Advances in Applied Probability* 9, 428–430.

Klingenberg, C.P. (2014) Studying morphological integration and modularity at multiple levels: Concepts and analysis. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 369, 33–35. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0249>

Klingenberg, C.P. (2016) Size, shape, and form: concepts of allometry in geometric morphometrics. *Development Genes and Evolution* 226, 113–137. <https://doi.org/10.1007/s00427-016-0539-2>

Mikó, I., Vilhelmsen, L., Johnson, N.F., Masner, L. & Péntzes, Z. (2007) Skeletomusculature of Scelionidae (Hymenoptera: Platygastroidea): Head and mesosoma. *Zootaxa* 1571, 1–78. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1571.1.1>

- Navarro-Tavares, A.B. & Tavares, M.T. (2008) Revisão das espécies de *Melanosmicra* Ashmead (Hymenoptera, Chalcididae). *Revista Brasileira de Entomologia* 52, 550–574. <https://doi.org/10.1590/S0085-56262008000400005>
- Oksanen, J., Blanchet, F.G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., Minchin, P.R., O’Hara, R.B., Simpson, G.L., Solymos, P., Stevens, M.H.H., Szoecs, E. & Wagner, H. (2019) vegan: Community Ecology Package. R package version 2.5-6.
- Peruquetti, R.C. (2001) Comportamento de oviposição e tempo de desenvolvimento de *Brachymeria villosa* (Oliver) (Hymenoptera, Chalcididae). *Revista Brasileira de Zoologia* 18, 695–697. <https://doi.org/10.1590/s0101-81752001000300005>
- Robin, X., Turck, N., Hainard, A., Tiberti, N., Lisacek, F., Sanchez, J.-C. & Müller, M. (2011) pROC: an open-source package for R and S+ to analyze and compare ROC curves. *BMC Bioinformatics* 12, 77. <https://doi.org/10.1186/1471-2105-12-77>
- Rohlf, F.J. (2017) tpsDig2 2.31.
- Rohlf, F.J. (2019) tpsUtil 1.78.
- Root, R.B. (1967) The niche exploitation pattern of the Blue-Gray Gnatcatcher. *Ecological Monographs* 37, 317–350.
- Saguiah, P.M. (2019) Sistemática de *Chalcis* Fabricius (Hymenoptera: Chalcididae). Universidade Federal do Espírito Santo.
- Saguiah, P.M., Dal Molin, A. & Tavares, M.T. (2020) The South American species of *Chalcis* Fabricius (Hymenoptera: Chalcididae). *Zootaxa* 4885, 353–383. <https://doi.org/10/11646/zootaxa.4885.3.3>
- Sakazaki, A.Y., Ribeiro, R.C., Tinôco, R.S., Lemos, W. de P. & Zanuncio, J.C. (2011) Registro de espécies de *Conura* spp., parasitóides e hiperparasitóides em insetos-praga em cultivos da palma do óleo na região Amazônica. In: *III Simpósio Brasileiro de Agropecuário Sustentável (SIMBRAS)*, pp. 429–431.
- Santos, B.F., Perrard, A. & Brady, S.G. (2019) Running in circles in phylomorphospace: Host environment constrains morphological diversification in parasitic wasps.

- Schremmer, F. (1960) Beitrag zur Biologie der in Stratiomyiden-larven parasitierenden Chalcididen der Gattung *Smicra* Spin. (Chalcis F.). *Entomologisches Nachrichtenblatt Österreichischer und Schweizer Entomologen* 12, 83–89.
- Simberloff, D. & Dayan, T. (1991) The guild concept and the structure of ecological communities. *Annual Review of Ecological Systematics* 22, 115–143.
- Strauch, J.G. (1984) Use of homoplastic characters in compatibility analysis. *Systematic Biology* 33, 167–177. <https://doi.org/10.1093/sysbio/33.2.167>
- Stroud, J.T., Bush, M.R., Ladd, M.C., Nowicki, R.J., Shantz, A.A. & Sweatman, J. (2015) Is a community still a community? Reviewing definitions of key terms in community ecology. *Ecology and Evolution* 5, 4757–4765. <https://doi.org/10.1002/ece3.1651>
- Tatsuta, H., Takahashi, K.H. & Sakamaki, Y. (2018) Geometric morphometrics in entomology: Basics and applications. *Entomological Science* 21, 164–184. <https://doi.org/10.1111/ens.12293>
- Tavares, M.T., Navarro-Tavares, A.B. & Almeida, G. de S.S. (2006) The species of Chalcididae (Hymenoptera) parasitoids of *Parides ascanius* (Cramer), an endangered Papilionidae (Lepidoptera) from restingas of Southeastern Brazil. *Zootaxa* 63, 55–63.
- Tavares, M.T., Villanueva-Bonilla, G.A. & Sobczak, J.F. (2019) *Conura baturitei* sp. nov. (Hymenoptera: Chalcididae): a hyperparasitoid of spiders through *Zatypota riverai* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zootaxa* 4624, 267–274. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4624.2.9>
- Thompson, D.W. (1917) *On Growth and Form*. 1ed ed. Cambridge University Press, 1096 pp.
- Tibcherani, M., Aranda, R. & Mello, R.L. (2016) First record of *Conura morleyi* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Chalcididae) parasitizing *Brassolis* sp.

(Lepidoptera: Nymphalidae) for Mato Grosso do Sul, Brazil. *Check List* 12, 10–13.
<https://doi.org/10.15560/12.5.1981>

Venables, W.N. & Ripley, B.D. (2002) *Modern Applied Statistics with S*. 4ed. Springer, New York. Available from: <http://www.stats.ox.ac.uk/pub/MASS4>

Zelditch, M., Swiderski, D. & Sheets, H. (2012) *Geometric Morphometrics for Biologists*. 2 edition. Academic Press, 478 pp.

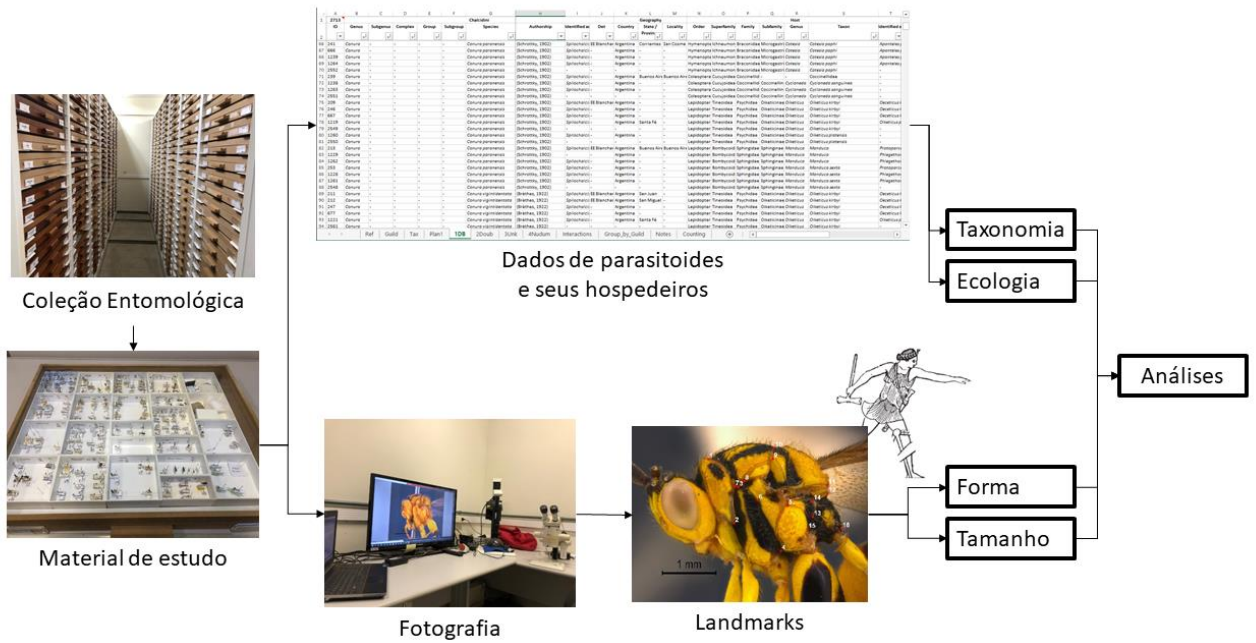


Figura 1: Desenho geral do estudo. Obtenção, organização, e etapas da coleta de dados até as análises.

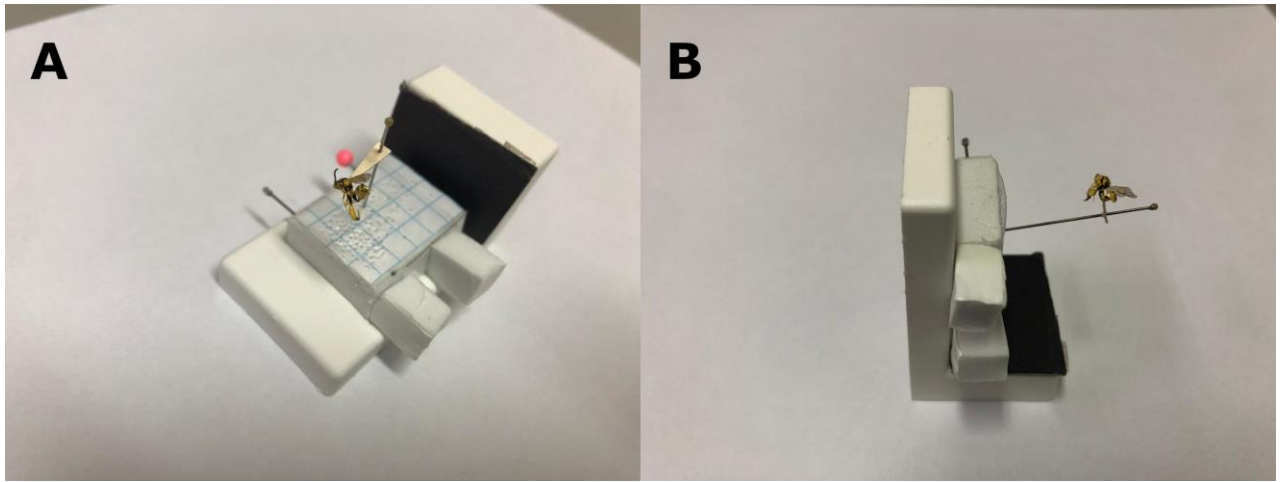


Figura 2: Aparato para alinhamento da vista lateral do mesossoma. **A.** Posição para alinhamento no plano sagital. **B.** Perpendicular com a vista lateral no eixo da visão.

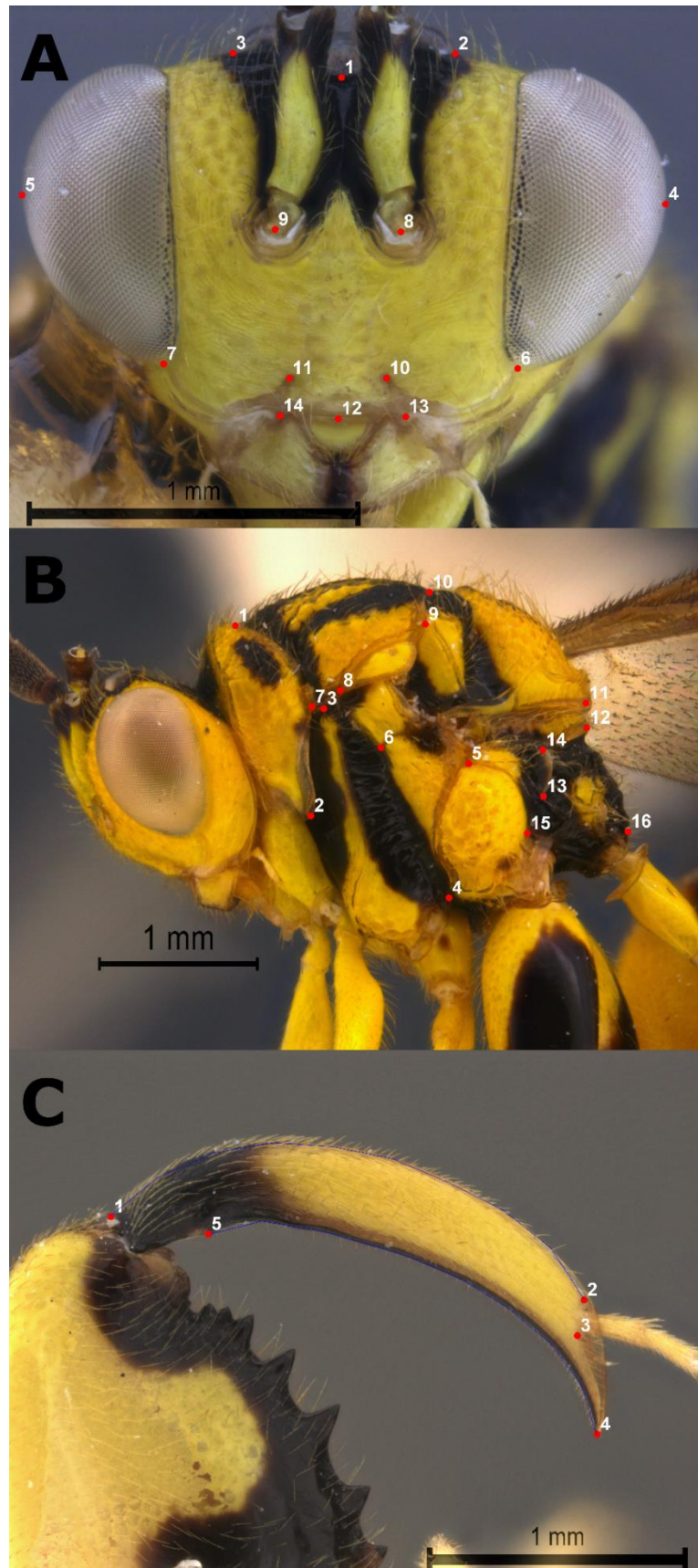


Figura 3: Landmarks utilizados no trabalho em um espécime de *Conura nigricornis*. **A.** Cabeça, vista frontal. **B.** Mesossoma, vista lateral. **C.** Metatíbia, vista lateral. Uma descrição dos landmarks está disponível na Tabela 1. Escala = 1 mm.

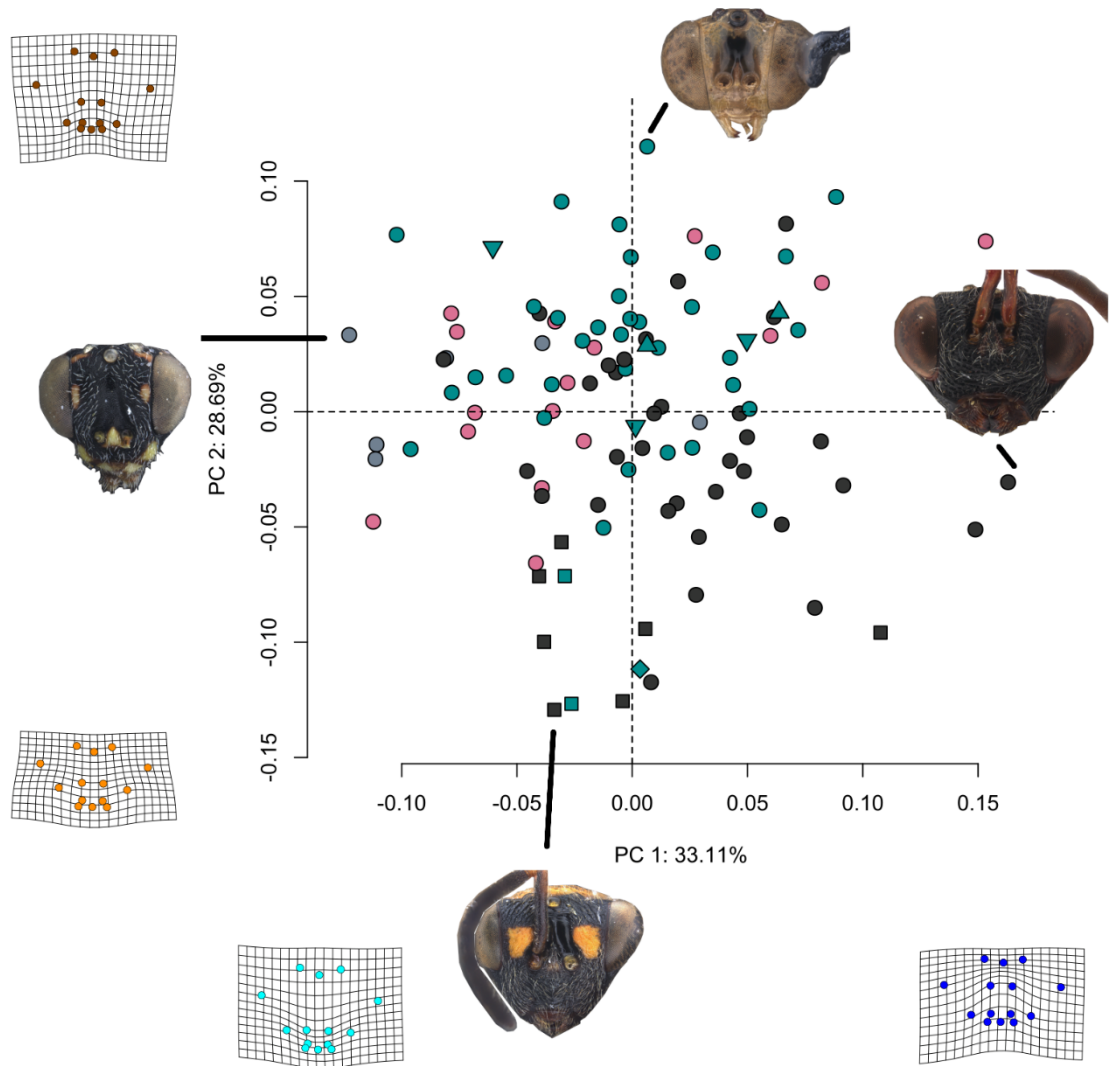


Figura 4: Morfoespaço da forma da cabeça em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativas dos nos extremos. Superior = *Co. decisa*; esquerdo = *Co. torvina*; direito = *Co. koehleri*; inferior = *Ch. pilicauda*.

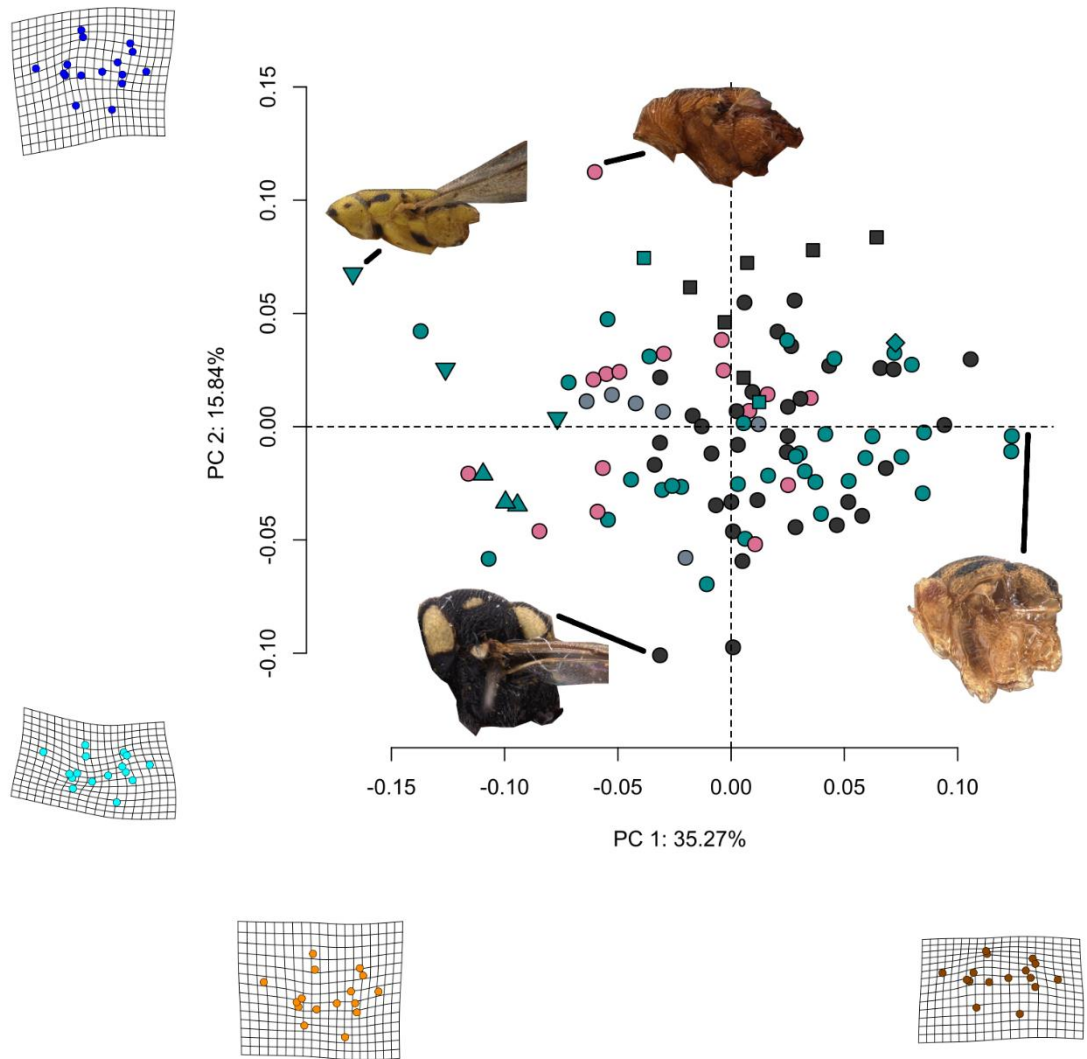


Figura 5: Morfoespaço da forma do mesossoma em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativas dos nos extremos. Superior = *Co. maculipennis* (g); esquerdo = *S. tenuis*; direito = *Co. decisa*; inferior = *Co. subobsoleta*.

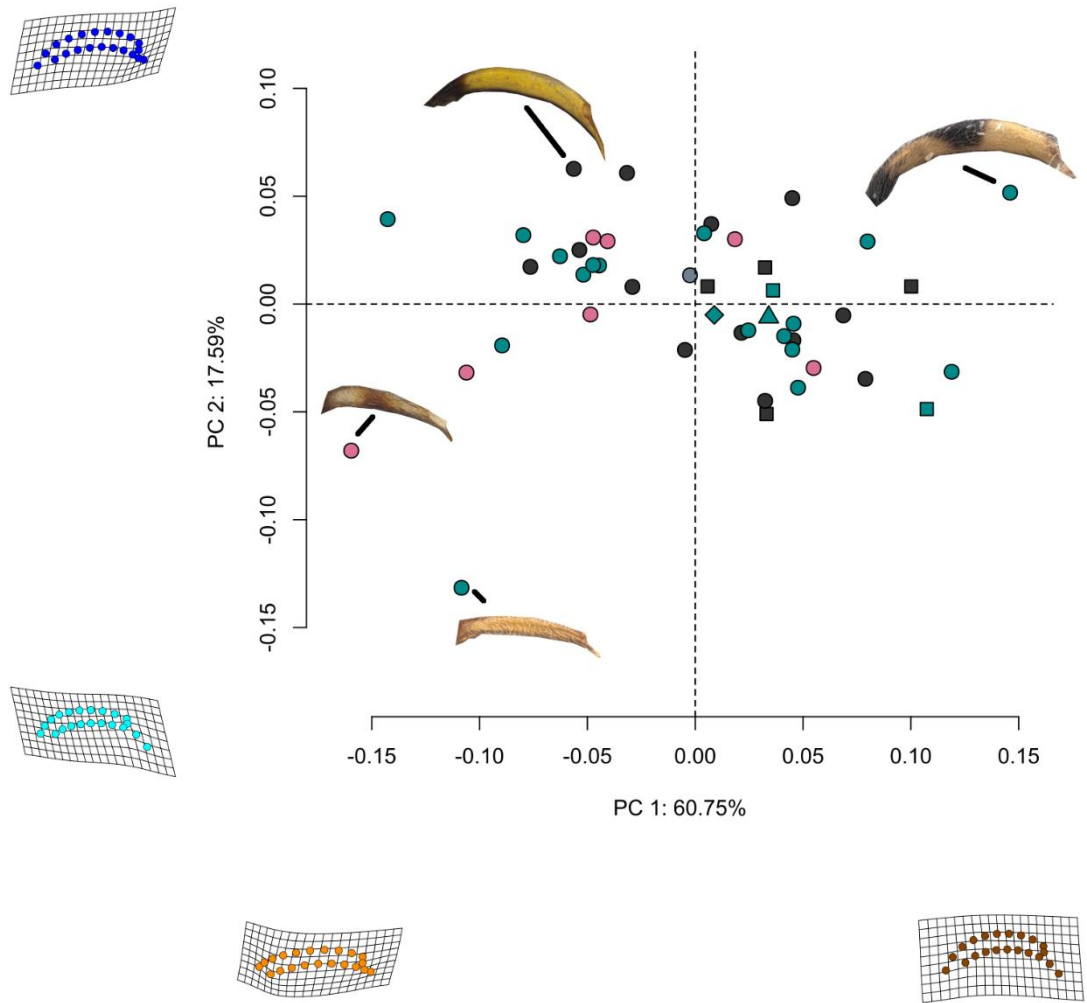


Figura 6: Morfoespaço da forma da metatibia em Chalcidinae. Nos extremos das componentes principais está a forma esperada. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido. Espécies representativas dos nos extremos. Superior = *Co. transitiva*; esquerdo = *Co. carinata* (g); direito = *Co. tygen* (g); inferior = *Co. aequalis* (g).

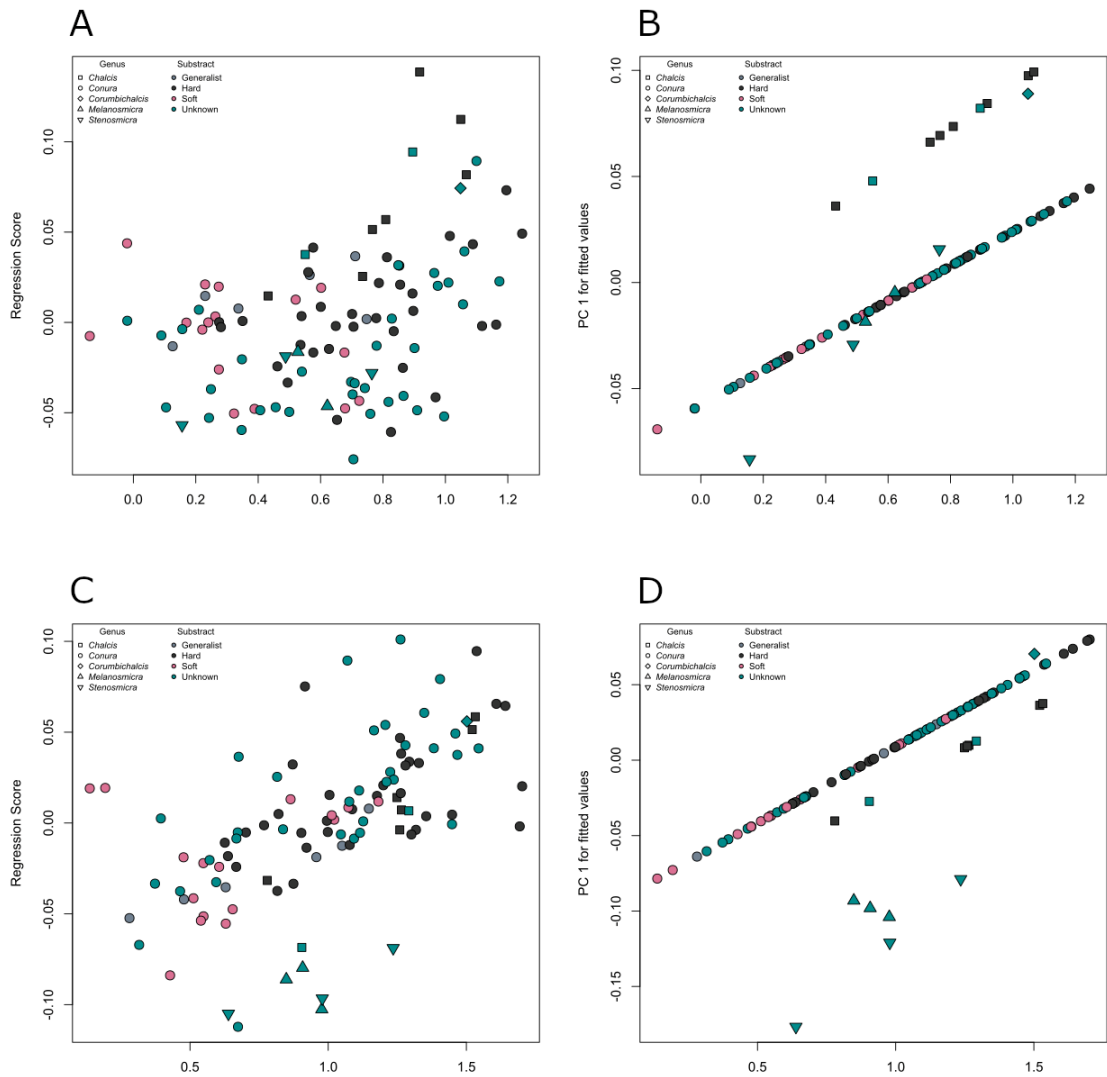


Figura 7: Alometria em Chalcidinae. **A e B.** Alometria na forma da cabeça. **A.** Escores de regressão. **B.** Valores ajustados para regressão. **C e D.** Alometria na forma do mesossoma. **C.** Escores de regressão. **D.** Valores ajustados para regressão. Quadrado = *Chalcis*; Círculo = *Conura*; Triângulo = *Melanosmicra*; Triângulo invertido = *Stenosmicra*; Losango = *Corumbichalcis*. Cores indicam substrato: Preto = duro; magenta = macio; cinza = generalista; verde = desconhecido.

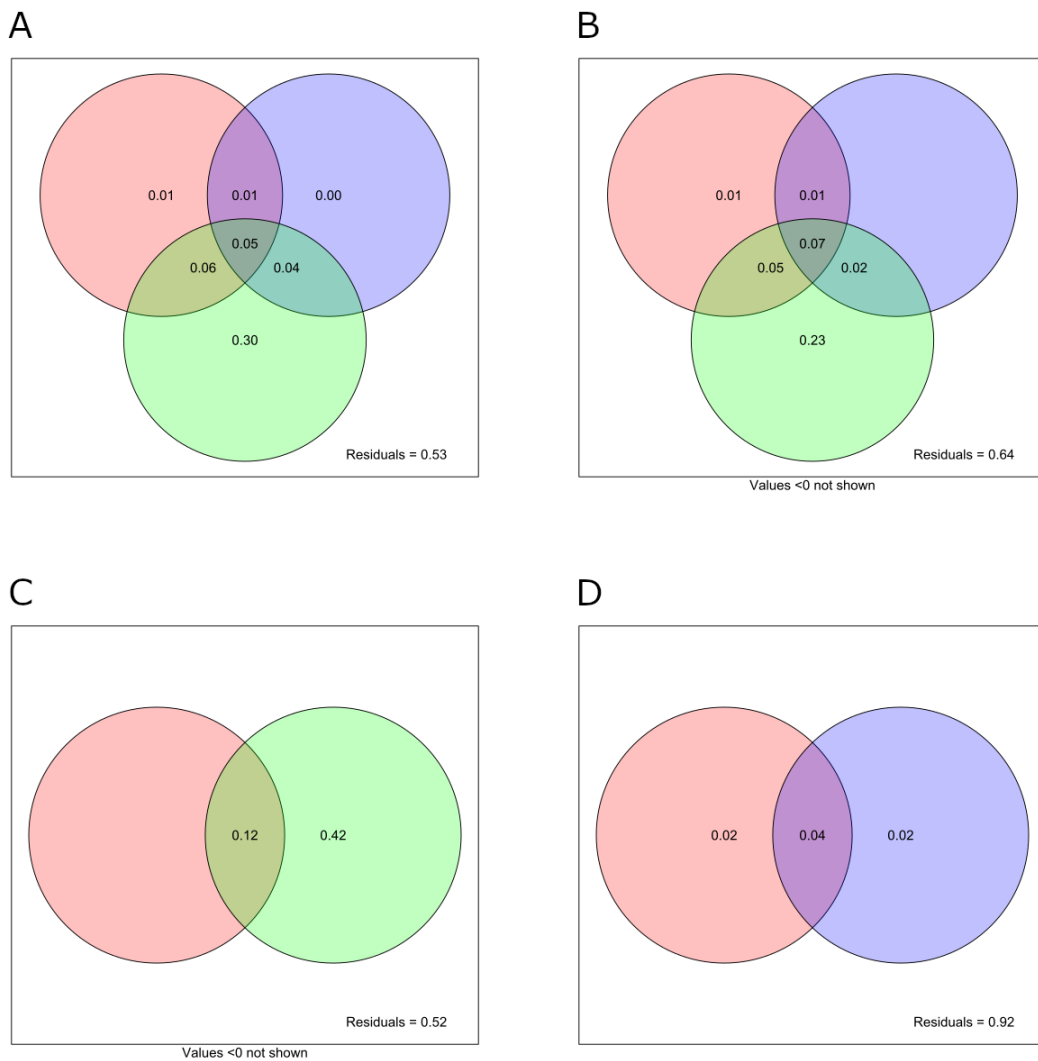


Figura 8: Análises de partição de variância para Chalcidinae. Valores indicam a proporção da variância da forma explicada por cada uma das variáveis. **A.** Forma da cabeça. **B.** Forma do mesossoma. **C e D.** Forma da metatúbia. Vermelho = tamanho; verde = substrato; azul = grupos de espécie.

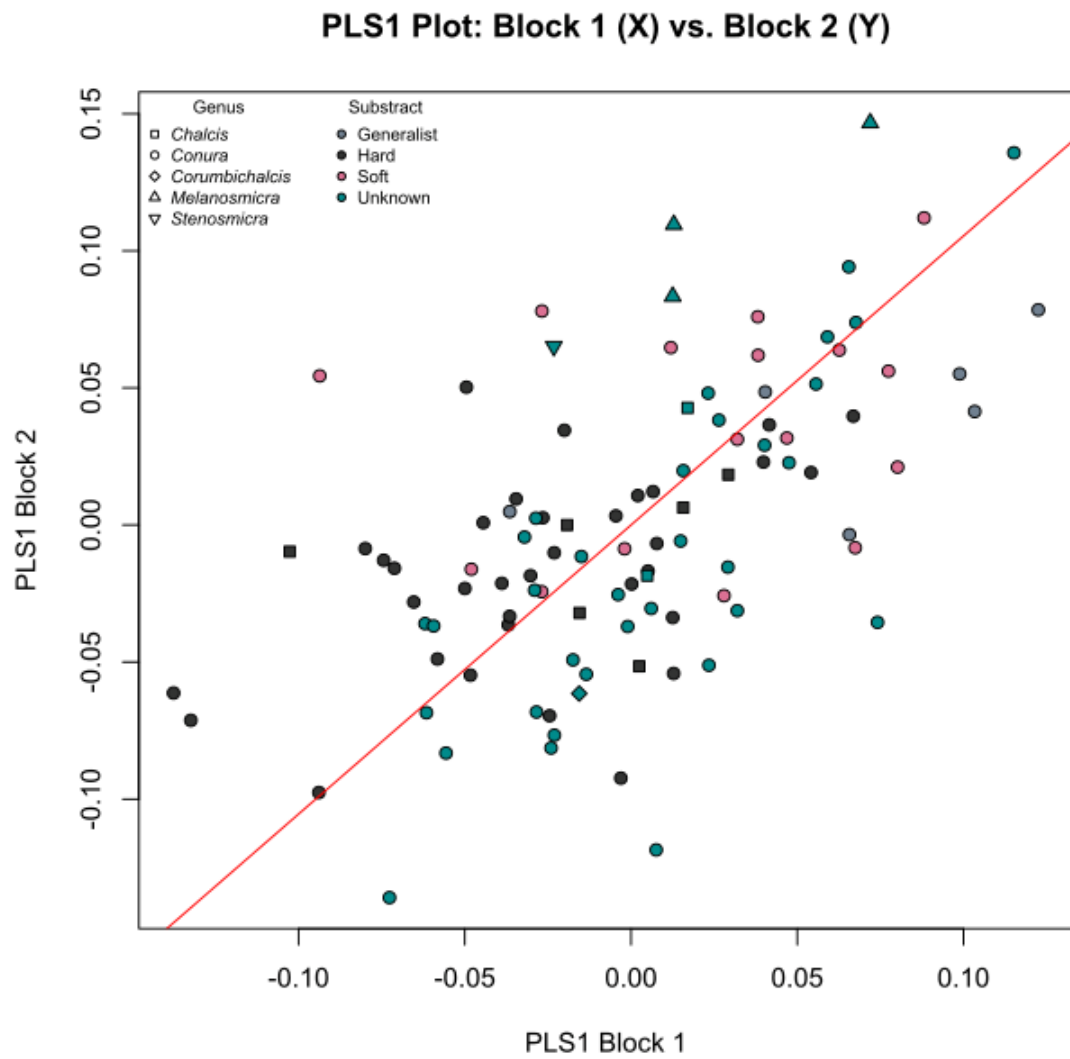


Figura 9: Integração morfológica entre a forma da cabeça (Bloco 1) e forma do mesossoma (Bloco 2).

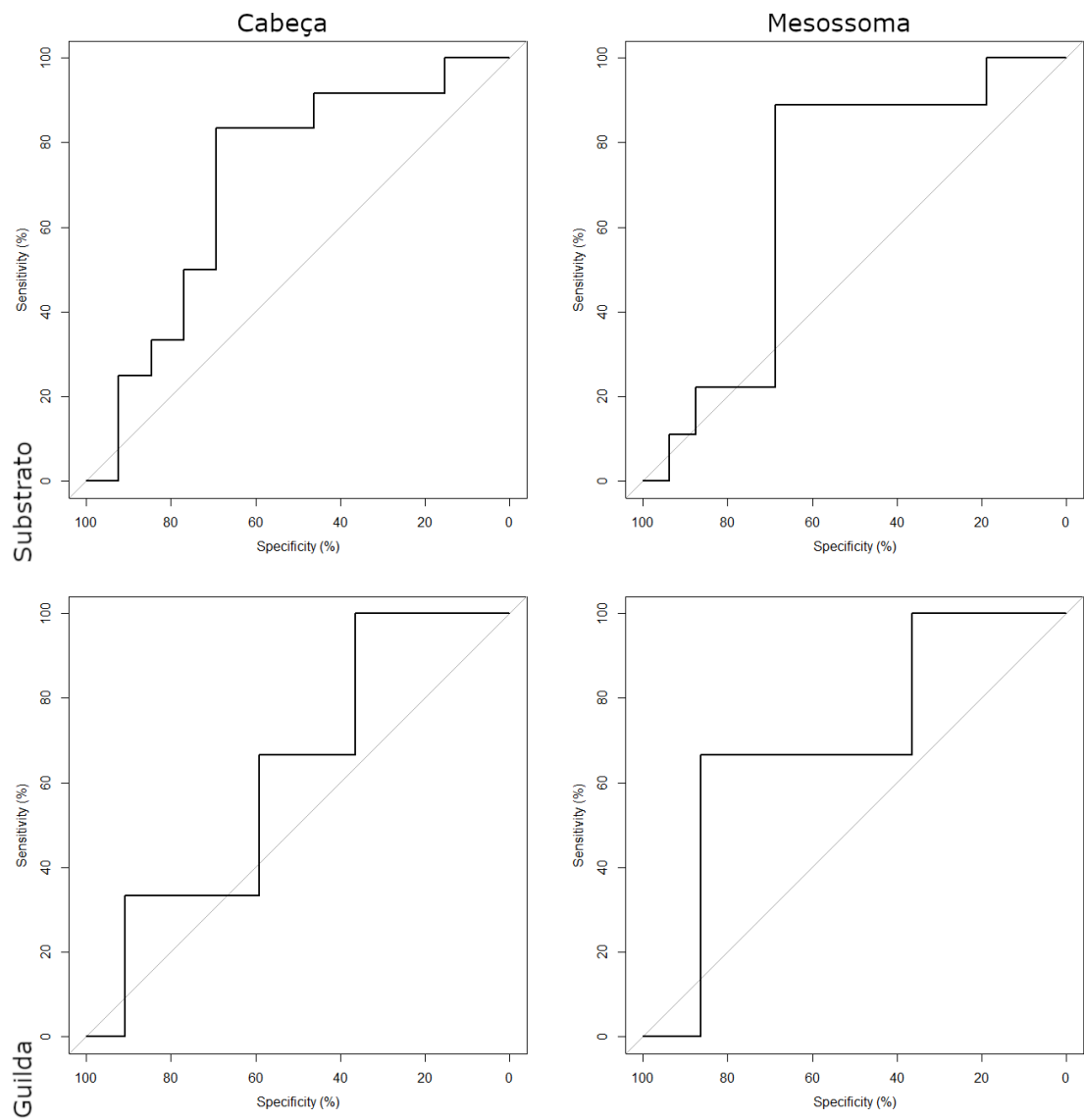


Figura 10: Curvas ROC para avaliação do modelo de classificação.

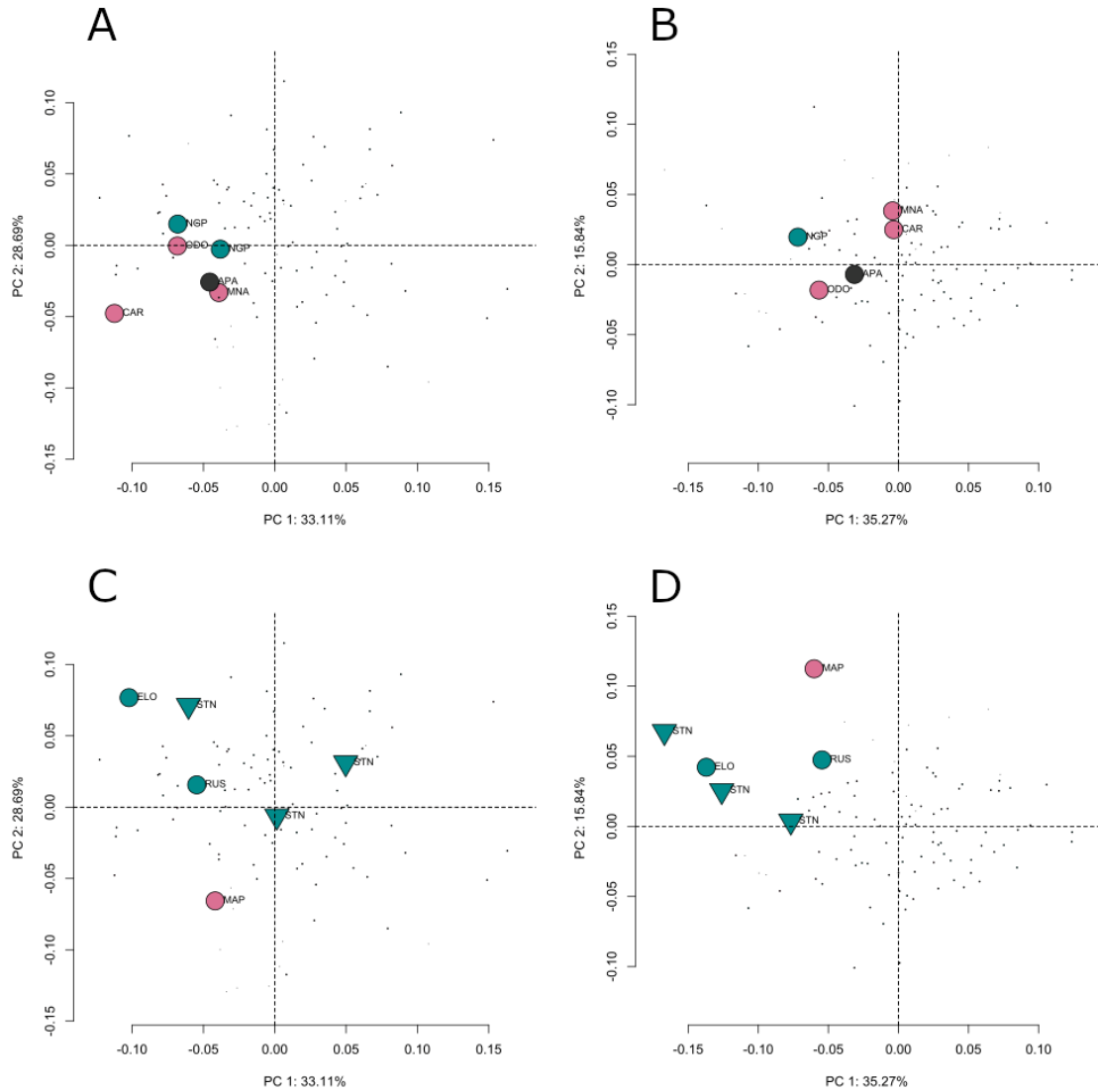


Figura 11: Morfoespaço da forma da cabeça e da forma do mesossoma para ênfase em agrupamentos em Chalcidinae. **A e B.** Grupos de espécie: APA = *apais*; CAR = *carinata*; MNA = *melana*; NGP = *nigropetiolata*; ODO = *odontotae*. **A.** Forma da cabeça. **B.** Forma do mesossoma. **C e D.** Grupos de espécie: ELO = *elongata*; MAP = *maculipennis*; RUS = *rufoscutellaris*; STN = *Stenosmicra*. **C.** Forma da cabeça. **D.** Forma do mesossoma.

MATERIAL SUPLEMENTAR

Tabela S1: Espécies utilizadas no estudo, contendo número de tombo, classificação taxonômica de gênero a subgrupo. (g) = identificado em nível de grupo de espécie; (sg) = subgrupo de espécie

Tombo	Gênero	Subgênero	Complexo	Grupo	Subgrupo	Espécie / Táxon
LaBI 19604	<i>Stenosmicra</i>	-	-	-	-	<i>Stenosmicra</i> sp02
LaBI 3076	<i>Stenosmicra</i>	-	-	-	-	<i>Stenosmicra</i> sp03
LaBI 534	<i>Stenosmicra</i>	-	-	-	-	<i>Stenosmicra tenuis</i>
UFES 23168	<i>Melanosmicra</i>	-	-	-	-	<i>Melanosmicra bilobata</i>
UFES 23178	<i>Melanosmicra</i>	-	-	-	-	<i>Melanosmicra polita</i>
UFES 23227	<i>Melanosmicra</i>	-	-	<i>immaculata</i>	-	<i>Melanosmicra immaculata</i>
LaBI 18661	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis barbara</i>
LaBI 21720	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis biguttata</i>
LaBI 36724	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis biguttata</i>
LaBI 18177	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis canadensis</i>
LaBI 18687	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis megalomis</i>
LaBI 42176	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis myrifex</i>
LaBI 3280	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis pilicauda</i>
LaBI 36707	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis sispes</i>
LaBI 36705	<i>Chalcis</i>	-	-	-	-	<i>Chalcis sispes</i>
LaBI 18165	<i>Chalcis</i>	-	-	<i>divisa</i>	-	<i>Chalcis barbara</i>
NMPC	<i>Chalcis</i>	-	-	<i>divisa</i>	-	<i>Chalcis ornatifrons</i>
LaBI 18180	<i>Chalcis</i>	-	-	<i>microgaster</i>	-	<i>Chalcis phoenicapoda</i>
LaBI 38821	<i>Corumbichalcis</i>	-	-	-	-	<i>Corumbichalcis</i>
LaBI 20800	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>fusiformis</i>	-	<i>Conura fusiformis</i>
UFES 159525	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>immaculata</i>	-	<i>Conura baturitei</i>
UFES 641	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>immaculata</i>	<i>fulvovariegata</i>	<i>Conura pseudofulvovariegata</i>
LaBI 43316	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>immaculata</i>	<i>fulvovariegata</i>	<i>Conura ruffinellii</i>
LaBI 11102	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>immaculata</i>	<i>immaculata</i>	<i>Conura comescens</i>
UFES 676	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>immaculata</i>	<i>immaculata</i>	<i>Conura immaculata</i>
LaBI 36814	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>onorei</i>	-	<i>Conura onorei</i> (g)
LaBI 45491	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>side</i>	-	<i>Conura albifrons</i>
UFES 150872	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>side</i>	-	<i>Conura porteri</i>
LaBI 36964	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>side</i>	-	<i>Conura side</i>
LaBI 21594	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>side</i>	-	<i>Conura torvina</i>
LaBI 10009	<i>Conura</i>	<i>Ceratosmicra</i>	-	<i>tanais</i>	-	<i>Conura tanais</i> (g)
LaBI 9530	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>bouceki</i>	-	<i>Conura bouceki</i>
LaBI 45331	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>dares</i>	-	<i>Conura dares</i>
LaBI 10708	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura bergi</i>
LaBI 36752	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura igneoides</i>
UFES 85142	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura maculata</i>
LaBI 2667	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura maria</i>
LaBI 31928	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura mendozaensis</i>
UFES 27290	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>maculata</i>	-	<i>Conura nigrifrons</i>
LaBI 22204	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>nigricornis</i>	-	<i>Conura koehleri</i>
LaBI 2254	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>nigricornis</i>	-	<i>Conura martinezi</i>
LaBI 18124	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>nigricornis</i>	-	<i>Conura nigricornis</i>
LaBI 18128	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>nigricornis</i>	-	<i>Conura nortonii</i>
LaBI 11359	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>nigricornis</i>	-	<i>Conura sibinecola</i>
LaBI 11839	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>oiketicusi</i>	-	<i>Conura basilica</i>
LaBI 3009	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>oiketicusi</i>	-	<i>Conura fortidens</i>
LaBI 38827	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>philippia</i>	-	<i>Conura philippia</i>
LaBI 43434	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>steffani</i>	-	<i>Conura steffani</i>
LaBI 11234	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>toluca</i>	-	<i>Conura toluca</i> sp01
UFES 152654	<i>Conura</i>	<i>Conura</i>	-	<i>vau</i>	-	<i>Conura parides</i>
UFES 55184	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	-	<i>blanda</i>	-	<i>Conura blanda</i> (g)
LaBI 11156	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	-	<i>picta</i>	-	<i>Conura picta</i>

Tombo	Gênero	Subgênero	Complexo	Grupo	Subgrupo	Espécie / Táxon
LaBI 1381	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	-	<i>tygen</i>	-	<i>Conura tygen</i> (g)
LaBI 9965	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>chrysomera</i>	-	<i>Conura chrysomera</i>
LaBI 20199	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>dimidiata</i>	-	<i>Conura dimidiata</i>
LaBI 20155	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>dimidiata</i>	-	<i>Conura testacea</i>
LaBI 1126	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>exinaniens</i>	-	<i>Conura exinaniens</i> (g)
LaBI 20941	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>exinaniens</i>	-	<i>Conura pylas</i>
LaBI 31843	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>huberi</i>	-	<i>Conura huberi</i>
LaBI 7044	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>leucotela</i>	-	<i>Conura pseudoleucotela</i>
LaBI 20487	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>referator</i>	-	<i>Conura referator</i>
UFES 115530	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>similis</i>	-	<i>Conura similis</i> (g)
LaBI 6695	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>surumuae</i>	-	<i>Conura surumuae</i> (g)
UFES 25732	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>transidiata</i>	-	<i>Conura transidiata</i> sp23
UFES 28671	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>transitiva</i>	-	<i>Conura decisa</i>
LaBI 2561	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>transitiva</i>	-	<i>Conura foveata</i>
UFES 29057	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>transitiva</i>	-	<i>Conura phoenica</i>
LaBI 18031	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>transitiva</i>	-	<i>Conura transitiva</i>
UFES 133723	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>exinaniens</i>	<i>vesicula</i>	-	<i>Conura vesicula</i>
LaBI 46763	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>aequalis</i>	-	<i>Conura aequalis</i> (g)
LaBI 22162	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>apais</i>	-	<i>Conura apais</i>
LaBI 10042	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>arcuaspinga</i>	-	<i>Conura arcuaspinga</i> (g)
UFES 23755	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>biannulata</i>	<i>biannulata</i>	<i>Conura biannulata</i>
UFES 60738	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>carinata</i>	-	<i>Conura carinata</i> (g)
LaBI 21120	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>carinifera</i>	-	<i>Conura carinifera</i> (g)
LaBI 10037	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>contributa</i>	-	<i>Conura contributa</i> (g)
? 36948	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>debilis</i>	<i>debilis</i>	<i>Conura debilis</i>
UFES 46492	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>debilis</i>	<i>debilis</i>	<i>Conura quadrilineata</i>
LaBI 39087	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>discolor</i>	<i>adjuncta</i>	<i>Conura adjuncta</i> (sg)
UFES 159380	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>discolor</i>	<i>discolor</i>	<i>Conura annulifera</i>
LaBI 19628	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>elongata</i>	-	<i>Conura elongata</i>
UFES 27386	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>maculipennis</i>	-	<i>Conura maculipennis</i> (g)
LaBI 1452	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>media</i>	-	<i>Conura media</i> (g)
LaBI 45494	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>melana</i>	-	<i>Conura melana</i>
LaBI 9866	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>nigropetiolata</i>	-	<i>Conura nigropetiolata</i>
LaBI 18138	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>nigropetiolata</i>	-	<i>Conura nigropetiolata</i> (g)
LaBI 18130	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>odontotae</i>	-	<i>Conura odontotae</i>
UFES 576	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>paya</i>	-	<i>Conura paya</i>
LaBI 2795	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>planifrons</i>	-	<i>Conura planifrons</i> (g)
UFES 26898	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>propodea</i>	-	<i>Conura propodea</i> (g)
LaBI 36832	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>rasplusi</i>	-	<i>Conura rasplusi</i> (g)
LaBI 46745	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>rufodorsalis</i>	-	<i>Conura rufodorsalis</i> (g)
UFES 155340	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>rufodorsalis</i>	-	<i>Conura rufodorsalis</i> sp. nov.
LaBI 11168	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>rufoscutellaris</i>	-	<i>Conura rufoscutellaris</i> (g)
LaBI 3150	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>tricolorata</i>	-	<i>Conura tricolorata</i> (g)
LaBI 2566	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>juxta</i>	<i>Conura juxta</i> (sg)
LaBI 2853	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>pulchripes</i>	<i>Conura pulchripes</i> (sg)
LaBI 32647	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>tridentata</i>	<i>Conura tridentata</i> (sg)
LaBI 21922	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>Conura subobsoleta</i>
LaBI 2554	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>xanthostigma</i>	<i>Conura xanthostigma</i> (sg)
LaBI 10032	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>annulipes</i>	<i>annulipes</i>	<i>Conura annulipes</i> (g)
UFES 28420	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>femorata</i>	<i>femorata</i>	<i>Conura femorata</i>
UFES 159372	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>femorata</i>	<i>femorata</i>	<i>Conura ferruginea</i>
LaBI 36942	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>flava</i>	<i>amoena</i>	<i>Conura amoena</i>
UFES 522	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>flava</i>	<i>flava</i>	<i>Conura acuminata</i>
LaBI 1357	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>grisselli</i>	-	<i>Conura grisselli</i> (g)
LaBI 7320	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>hollandi</i>	-	<i>Conura hollandi</i> (g)
UFES 149486	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>pygmaea</i>	-	<i>Conura fischeri</i>
LaBI 43546	<i>Conura</i>	<i>Spilochalcis</i>	<i>femorata</i>	<i>pygmaea</i>	-	<i>Conura morleyi</i>