**TAXONOMIA E COMPORTAMENTO DO PARASITISMO DE EUCOILINAE
(HYMENOPTERA: CYNIPOIDEA: FIGITIDAE) PARASITÓIDES DE LARVAS
FRUGÍVORAS (DIPTERA)**

JORGE ANDERSON GUIMARÃES

Biólogo

Orientador: Prof. Dr. **ROBERTO ANTONIO ZUCCHI**

Co-orientador: Dra. **NORMA BEATRIZ DIAZ**

Tese apresentada à Escola Superior de
Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade
de São Paulo, para obtenção do título de
Doutor em Ciências, Área de Concentração:
Entomologia.

PIRACICABA

Estado de São Paulo - Brasil

Dezembro – 2002

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
DIVISÃO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - ESALQ/USP

Guimarães, Jorge Anderson

Taxonomia e comportamento do parasitismo de Eucilinae (Hymenoptera :
Cynipoidea : Figitidae) parasitoides de larvas frugívoras (Diptera) / Jorge Anderson
Guimarães. - Piracicaba, 2002.
130 p. : il.

Tese (doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2002.
Bibliografia.

1. Diptera 2. Comportamento de forrageamento animal 3. Hymenoptera 4. Insecta 5.
Mosca-das-frutas 6. Parasitismo 7. Zoologia (Classificação) I. Título

CDD 632.774

"Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte – O autor"

*“Nós poderíamos ser
muito melhores se não
quiséssemos ser tão bons”.*

Sigmund Freud

Aos meus pais, Adolfo e Selva,

Aos meus irmãos Celi, Ivete, Silvia e Cezar.

Às minhas sobrinhas Iara, Dayane e Lorena.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Roberto Antonio Zucchi, pela orientação, amizade, apoio e incentivo na realização deste trabalho, fundamentais para meu desenvolvimento profissional.

À Dra. Norma Beatriz Diaz, pela orientação, presteza na realização deste trabalho e pela amizade e apoio durante minha estada na Argentina.

À FAPESP – Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, pela bolsa de doutoramento (Proc. Nº 99/01107-4) e pelo suporte financeiro desta tese.

Ao Eng. Agr. M.Sc. Miguel F. de Souza Filho, Dr. Adalton Raga, Prof. Dr. Manoel A. Uchôa Fernandes, Dr. Luiz Antônio Salles, Dra. Regina L. Sugayama, Prof. Ayres O. Menezes Júnior, Prof. Dr. Carlos Marchiori (ILES); Dr. Paulo César Doimo Mendes (CENA/USP), Dr. Elton L. Araujo, Prof. Dr. Nelson Augusto Canal Daza, Dra. Elen L. Aguiar Menezes e ao Eng. Agr. Rômulo S. Carvalho, pelo envio de material.

Ao Dr. Robert Zuparko (CASC), Dr. David Furth (USNM), Dr. Hsien-Tzung Shih (TARI), Dr. Sebastião J. Oliveira (FIOC) e Dr. Miguel A. Monné (Museu Nacional - UFRJ) pelo empréstimo do material-tipo.

À Dra. Fabiana Gallardo e a Dra. Analia Lanteri (Museo de La Plata), pelas críticas e sugestões ao trabalho de revisão sistemática dos Eucoilinae.

Ao Prof. Dr. José Roberto P. Parra (ESALQ/USP), pela utilização das dependências e equipamentos do Laboratório de Biologia de Insetos.

Ao Dr. Júlio M. Walder (CENA/USP), pelo fornecimento de larvas de *C. capitata* e à bióloga Lia (Técnica - Cena) pela presteza no fornecimento deste material.

Ao Prof Dr. Luiz Carlos Marchini, pela utilização do microscópio para a realização das fotos das asas dos parasitóides.

Ao Prof. Dr. Celso Omoto, pela revisão do Summary.

Ao biólogo Heraldo Negri de Oliveira, pelas fotos utilizadas para a ilustração da seqüência comportamental de *G. pelleranoi*.

À bióloga M. Sc. Patrícia Milano, pelas ilustrações da seqüência comportamental de *O. albinerve* e *D. grenadensis*.

A todos os professores do Departamento de Entomologia Fitopatologia e Zoologia Agrícola - ESALQ/USP, pelos conhecimentos transmitidos.

À Regina C. de Moraes do Departamento de Entomologia Fitopatologia e Zoologia Agrícola - ESALQ/USP, pelo apoio na parte computacional.

Ao Prof. E. W. Kitajima (NAP/MEPA, ESALQ), pela orientação e auxílio na parte de microscopia eletrônica.

Ao Dr. Maurício S. Bento, pelo apoio na montagem e preparação do olfatômetro.

Ao Dr. Sergio Ovruski (CIRPON, Argentina), pelo auxilio na criação dos parasitóides e pelo envio de referências bibliográficas.

À bióloga Helen Miquelote, pelo carinho, companheirismo, dedicação e incentivo.

A todos os colegas da ESALQ (Entomologia), em especial à Ranyse B. Querino da Silva, Elton Lucio Araujo, Silvino G. Moreira, Miguel F. Souza Filho, Ricardo A. Polansky, Fernando Joly Campos, Roberto Kono, Marcelo Poletti, Enrique Castiglioni, Marina R. Frizzas, Rogério B. Lopes, Mônica Josene B. Pereira, Charles M. Oliveira, Jerson Guedes, Rosangela C. Marucci, Érica Frazão, Terezinha Giustolin, Manoel A. Uchôa, Martha R. Smith, Cláudia F. Marinho e Clarice D. Alvarenga, pela amizade, companheirismo e por todos os momentos agradáveis que compartilhamos durante estes últimos anos.

À Sônia Suarez, Fabiana Gallardo, Marta Loiácono, Nora Cabrera, Liliana, Silvana, Cecília e Alberto (Museo de La Plata), pela amizade e companheirismo durante minha estada na Argentina.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO	x
SUMMARY	xii
1 INTRODUÇÃO	1
2 REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1 Aspectos gerais	3
2.2 Parasitóides (Hymenoptera).....	4
2.3 Taxonomia de Eucoilinae	7
2.4 Espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera)	7
2.5 Aspectos biológicos	10
2.6 Comportamento de forrageamento	11
2.7 Comportamento de parasitismo	13
2.8 Controle biológico	14
3 MATERIAL E MÉTODOS	17
3.1 Revisão taxonômica das espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil	17
3.1.1 Obtenção das amostras	17
3.1.2 Terminologia	18
3.1.3 Ilustrações	21
3.2 Levantamento populacional	21
3.3 Preparação das amostras para identificação	23
3.4 Identificação dos parasitóides	23
3.5 Criação e manutenção dos Eucoilinae em laboratório	24
3.6 Resposta olfativa dos eucoilíneos aos semioquímicos de longa distância	25
3.7 Seqüência de parasitismo dos Eucoilinae sobre frutos em laboratório	29

4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	32
4.1	Revisão sistemática das espécies do gênero <i>Aganaspis</i> Lin, 1987	32
4.1.1	Caracterização dos grupos de espécies de <i>Aganaspis</i>	37
4.1.2	Espécies excluídas do gênero <i>Aganaspis</i>	38
4.1.3	Chave de identificação para as espécies estudadas dos gêneros <i>Aganaspis</i> , <i>Ganaspis</i> e <i>Trybliographa</i> (fêmeas)	50
4.2	Taxonomia dos Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil	51
4.2.1	Chave para as espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil (fêmeas)	69
4.3	Levantamento populacional	71
4.3.1	Espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil.	71
4.3.2	Espécies de moscas frugívoras associadas aos Eucoilinae	74
4.3.3	Associação Eucoilinae/larvas frugívoras/fruteiras	75
4.4	Manutenção dos Eucoilinae em laboratório	77
4.4.1	<i>Ganaspis pelleranoi</i>	77
4.4.2	<i>Odontosema albinerve</i>	78
4.4.3	<i>Dicerataspis grenadensis</i>	78
4.5	Comportamento de parasitismo de <i>G. pelleranoi</i> , <i>O. albinerve</i> e <i>D.</i> <i>grenadensis</i>	79
4.5.1	Resposta olfativa aos semioquímicos de longa distância	79
4.5.1.1	<i>Ganaspis pelleranoi</i>	79
4.5.1.2	<i>Dicerataspis grenadensis</i>	83
4.5.2	Estudo da seqüência do comportamento do parasitismo dos Eucoilinae	85
4.5.2.1	<i>Ganaspis pelleranoi</i>	86
4.5.2.2	<i>Odontosema albinerve</i>	89
4.5.2.3	<i>Dicerataspis grenadensis</i>	91
5	CONCLUSÕES	93
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	95
	APÊNDICE	114

**TAXONOMIA E COMPORTAMENTO DO PARASITISMO DE EUCOILINAE
(HYMENOPTERA: CYNIPOIDEA: FIGITIDAE) PARASITÓIDES DE LARVAS
FRUGÍVORAS (DIPTERA).**

Autor: JORGE ANDERSON GUIMARÃES

Orientador: Prof. Dr. ROBERTO ANTONIO ZUCCHI

Co-orientador: Dra. NORMA BEATRIZ DIAZ

RESUMO

Os eucoilíneos são endoparasitóides coinobiontes de larva-pupa de dípteros ciclorrafos. Várias espécies têm sido associadas às larvas de moscas frugívoras (Tephritidae, Lonchaeidae e Drosophilidae). Foram feitos estudos taxonômicos com as espécies de eucoilíneos e constatou-se que *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) e *Aganaspis nordlanderi* Wharton (neotropicais) não pertencem ao gênero *Aganaspis*, mas aos gêneros *Ganaspis* Förster e *Trybliographa* Förster, respectivamente. *Tropideucoila weldi* Costa Lima é sinônimo júnior de *Dettmeria weldi* (Costa Lima), *Lopheucoila truncicola* Weld é sinônimo júnior de *Lopheucoila anastrephae* (Rhower) e *Odontosema anastrephae* Borgmeier é sinônimo júnior de *Odontosema albinerve* Kieffer. Foram examinados 4.602 espécimes de eucoilíneos procedentes de 13 Estados de todas as regiões do País. Foram identificadas seis espécies: *Dicerataspis grenadensis* Ashmead, *Ganaspis pelleranoi* (Brèthes), *Leptopilina boulardi* (Barbotin, Carton & Kelner-Pillaut), *Lopheucoila anastrephae* (Rhower), *Odontosema albinerve* Kieffer e *Trybliographa infusca* Gallardo, Diaz & Uchôa. Foi elaborada uma chave para a identificação dessas espécies. As espécies mais numerosas nos levantamentos foram G.

pelleranoi (34,20%), *L. boulandi* (24,16%) e *D. grenadensis* (16,71%). Não foi possível associar nenhuma espécie de Eucoilinae às espécies de moscas-das-frutas (Tephritidae), devido à metodologia de coleta. Os parasitóides foram obtidos de larvas frugívoras coletadas de 36 espécies de frutos pertencentes a 14 famílias, sendo que os frutos de Myrtaceae e Anacardiaceae foram os mais atrativos. Em experimentos com olfatômetro de quatro braços, constatou-se *G. pelleranoi* é mais atraído pelos voláteis de goiabas infestadas do que pelas goiabas não-infestadas; não distingue os voláteis emitidos por goiabas infestadas por hospedeiros nativos (*Anastrepha* spp.) dos voláteis emitidos por goiabas infestadas por hospedeiro exótico (*Ceratitis capitata*) e não reconhece os voláteis de goiabas infestadas com larvas maduras dos voláteis de goiabas infestadas com larvas jovens. Constatou-se *D. grenadensis* é mais atraída por voláteis emitidos de goiabas podres infestadas com larvas de drosofilídeo do que pelos voláteis de goiabas podres não-infestadas e é capaz de distinguir entre os voláteis de goiabas podres infestadas com larvas de drosofilídeo dos voláteis de goiabas maduras infestadas com larvas de tefritídeos. Foi observado que *G. pelleranoi* e *O. albinerve* localizam as larvas hospedeiras nos frutos por meio de *vibrotaxia* e *D. grenadensis* localiza as larvas hospedeiras nos frutos com o ovipositor. Observou-se que *D. grenadensis* é parasitóide de larvas de Drosophilidae.

**TAXONOMY AND PARASITISM BEHAVIOUR OF EUCOILINAE
(HYMENOPTERA: CYNIPOIDEA: FIGITIDAE) PARASITOIDS OF
FRUGIVOROUS LARVAE (DIPTERA)**

Author: JORGE ANDERSON GUIMARÃES

Adviser: Prof. Dr. ROBERTO ANTONIO ZUCCHI

Co-adviser: Dra. NORMA BEATRIZ DIAZ

SUMMARY

Eucoilinae are koinobiont endoparasitoids of larva-pupal of dipterous Cyclorrapha. Several species have been associated to frugivorous fly larvae (Tephritidae, Lonchaeidae and Drosophilidae). Based on taxonomical studies, it was clarified that *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) and *Aganaspis nordlander* Wharton (neotropical species) do not belong to genus *Aganaspis*, but to genera *Ganaspis* Förster and *Trybliographa* Förster, respectively. *Tropideucoila weldi* Costa Lima is junior synonym of *Dettmeria weldi* (Costa Lima), *Lopheucoila truncicola* Weld is junior synonym of *Lopheucoila anastrephae* (Rhower) and *Odontosema anastrephae* Borgmeier is junior synonym of *Odontosema albinerve* Kieffer. It was examined 4.602 eucoilina specimens of 13 States from all Brazilian regions. It was identified six species: *Dicerataspis grenadensis* Ashmead, *Ganaspis pelleranoi* (Brèthes), *Leptopilina boulardi* (Barbotin, Carton & Kelner-Pillaut), *Lopheucoila anastrephae* (Rhower), *Odontosema albinerve* Kieffer and *Trybliographa infusca* Gallardo, Diaz & Uchôa. A key to identify these species was elaborated. The most common species were *G. pelleranoi* (34,20%), *L. boulardi* (24,16%) and *D. grenadensis* (16,71%). It was not possible to

associate any Eucilinae species to fruit fly species (Tephritidae), due to collecting methodology. The parasitoids were obtained from frugivorous larvae in 36 species of fruits belonging to 14 families. Fruits of Myrtaceae and Anacardiaceae were the most attractive ones for Eucilinae species. By using a four-arms olfactometer, it was verified that *G. pelleranoi* is more attracted by volatile of fruits with larvae than fruits without larvae. This species does not distinguish volatile emitted by fruits infested with native host larvae (*Anastrepha* spp.) from those infested by exotic larvae (*C. capitata*). Also it is unable to recognize the volatile emitted by fruits infested with mature larvae from the volatile of fruits infested with young larvae. It was also verified that *D. grenadensis* is more attracted for volatile emitted by rotten fruits with Drosophilidae larvae than the volatile of non-infested rotten fruits, distinguishing volatile of rotten fruits infested with Drosophilidae from the volatile from ripe fruits infested with Tephritidae larvae. It was observed that *G. pelleranoi* and *O. albinerve* locate the host larvae in the fruits through *vibrotaxia* and *D. grenadensis* finds host larvae in fruits by using the ovipositor. We observed that *D. grenadensis* is a parasitoid of Drosophilidae larvae.

1 INTRODUÇÃO

Eucoilinae é a subfamília mais diversa de Cynipoidea no Brasil, com cerca de 60 espécies em aproximadamente 28 gêneros (Diaz et al., 2000). Os representantes deste grupo comportam-se como endoparasitóides coinobiontes de dípteros ciclorrafos e juntamente com os Opiinae (Hymenoptera: Braconidae) são os mais importantes inimigos naturais das moscas-das-frutas (Tephritidae e Lonchaeidae) (Ovruski et al., 2000).

Estas moscas são as principais pragas da fruticultura de vários países e dificultam a exportação de frutos para os mercados da Europa e EUA (Aluja, 1994). Para controlá-las, utiliza-se principalmente o manejo integrado de pragas (MIP), que usa vários métodos de controle para reduzir as populações das pragas a níveis que não acarretam danos econômicos. Entre estes métodos, o controle biológico por meio de microimenópteros parasitóides pode ser uma alternativa para auxiliar no manejo. No entanto, para utilizar os parasitóides em programas de MIP de moscas-das-frutas há necessidade de realizar estudos básicos. No Brasil, o conhecimento sobre os Eucoilinae ainda é incipiente, tendo sido intensificado durante os últimos cinco anos (Guimarães, 1998; Guimarães & Periotto, 1998; Guimarães et al., 1999; Guimarães et al., 2000a; 2000b; Guimarães & Zucchi, 2001; 2002).

Portanto, tendo em vista o potencial do controle biológico para o manejo das moscas-das-frutas, torna-se de fundamental importância o conhecimento dos principais agentes de controle natural, entre eles, os Eucoilinae. Assim, este trabalho teve como objetivos:

- Revisar o gênero *Aganaspis* Lin, 1987: (1) Redescrever os gêneros desse complexo;
- (2) Revisar as seis espécies incluídas no gênero e ampliar suas descrições, considerando-

se os caracteres de maior valor diagnóstico; (3) Efetuar as mudanças de nomenclatura necessárias; (4) Descrever as espécies novas; (5) Atualizar, baseando-se no material estudado, as distribuições geográficas e (6) Elaborar uma chave de identificação.

→ Atualizar a taxonomia das espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas de moscas frugívoras no Brasil e fornecer uma chave para identificação destas espécies.

→ Conhecer a biodiversidade de Eucoilinae parasitóides de larvas de moscas frugívoras no Brasil.

→ Estudar a resposta olfativa e a seqüência de parasitismo de *Aganaspis pelleranoi*, *Dicerataspis grenadensis* e *Odontosema anastrephae*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos gerais

A fruticultura é uma atividade em amplo processo de expansão em países tropicais. Mesmo tendo um grande potencial para produção de frutos, o Brasil ocupa apenas a 20^a posição entre os países exportadores de frutos. Isto se deve em parte ao ataque de pragas, principalmente às moscas frugívoras (Daza, 1997; Souza Filho, 1999).

As moscas-das-frutas (Tephritidae) são as pragas-chave de várias fruteiras. No Brasil, ocorrem principalmente as moscas do gênero *Anastrepha* (92 spp.) e *Ceratitis capitata* (Wied.) (Zucchi, 2000). As larvas destas moscas danificam os frutos, tornando-os inviáveis tanto para o consumo *in natura* quanto para a industrialização. Além disso, dificultam a exportação dos frutos para os grandes mercados exteriores, devido às rígidas barreiras fitossanitárias (Araujo, 2002; Carey & Dowell, 1989; White & Elson-Harris, 1994).

O controle químico foi por muito tempo a única alternativa para o controle das moscas frugívoras. No entanto, em razão da resistência das moscas aos produtos químicos e da contaminação das frutas e do ambiente, estes produtos vêm sendo gradativamente substituídos por formas alternativas de controle. Além disso, vários países (EUA, Japão e os integrantes da Comunidade Européia) restringem a compra de produtos com resíduos de pesticidas (Branco et al., 2000; Carvalho et al., 2000; Malavasi, 2000; Nascimento & Carvalho, 2000; Walder, 2000).

Dessa forma, atualmente, emprega-se o MIP, por meio do uso racional dos inseticidas e técnicas de controle que causem menores danos ao ambiente e aos demais seres vivos. O uso de métodos culturais (ensacamento dos frutos, podas, coleta e

destruição dos frutos), plantas armadilhas e o controle biológico mostram-se bastante promissores. Dentre estes métodos, o controle biológico por meio da criação massiva de parasitóides, utilizando larvas irradiadas de moscas-das-frutas para a multiplicação dos parasitóides e o seu emprego em liberações inundativas, juntamente com moscas estéreis, vem alcançando resultados satisfatórios em vários países (Aluja, 1994; Nascimento & Carvalho, 2000; Reyes et al., 1998; Walder, 2000).

2.2 Parasitóides (Hymenoptera)

A guilda dos parasitóides de moscas frugívoras é constituída pelos parasitóides de ovos (Braconidae/Opiinae), pelos endoparasitóides coinobiontes de larva-pupa Braconidae (Opiinae e Alysiinae), Figitidae (Eucoilinae), Eulophidae (Tetrastichinae) e pelos parasitóides idiobiontes de pupas - Chalcididae, Pteromalidae (Miscogasterinae Pteromalinae) e Diapriidae (Diapriinae) (Ovruski et al., 2000).

Os opiíneos são o grupo mais abundante de parasitóides de Tephritidae e também o mais amplamente estudado e utilizado em programas de MIP (Clausen, 1956; Ovruski et al., 2000; Wharton & Gilstrap, 1983; Wharton, 1989; 1996). Os demais parasitóides, i.e., Eucoilinae, Eulophidae, Chalcididae, Pteromalidae e Diapriidae, são relegados a estudos secundários e às vezes, simplesmente descartados durante os levantamentos de moscas frugívoras. Conseqüentemente, pouco se conhece a respeito da real importância desses microimenópteros no controle natural das larvas frugívoras (Zucchi, 2000; Guimarães & Zucchi, 2001).

Os braconídeos das subfamílias Opiinae e Alysiinae formam um grupo monofilético, caracterizado pelo fato de serem endoparasitóides coinobiontes de dípteros ciclorrafos (Wharton, 1993; 1997a; 1997b). Esta subfamília possui aproximadamente 1.300 espécies, das quais, as espécies dos gêneros *Biosteres* Förster, 1862, *Diachasmimorpha* Viereck, 1913, *Doryctobracon* Enderlein, 1920, *Opius* Wesmael, 1835 e *Utetes* Förster, 1862 parasitam larvas-pupas de moscas frugívoras. As espécies do gênero *Fopius* Wharton, 1987 são endoparasitóides idiobiontes de ovos (Wharton, 1997a). A subfamília Alysiinae possui cerca de 1.000 espécies, no entanto, apenas dois

gêneros, *Asobara* Förster, 1862 e *Phaenocarpa* Förster, 1862 estão associados às moscas frugívoras (Wharton, 1997b).

Pteromalidae é a maior família de Chalcidoidea, com 4.115 espécies em todo o mundo (Loiácono et al., 2002). São maldefinidos taxonômica e biologicamente, com seus representantes atacando uma ampla variedade de hospedeiros em diversos habitats. É dividida em 14 subfamílias, das quais, os Miscogasterinae e Pteromalinae - *Pachycrepoideus vindemiae* (Rondani, 1875) parasitam pupas de dípteros (Tephritidae, Muscidae, Agromyzidae, Cecidomyiidae e Anthomyiidae) (Boucek, 1988; Gauld & Bolton, 1988; Grissel & Schauff, 1990). Eulophidae também pertence à superfamília Chalcidoidea e possui cerca de 3.900 espécies agrupadas em seis subfamílias (Loiácono et al., 2002; Gauld & Bolton, 1988; Grissel & Schauff, 1990). A maioria das espécies parasita ovos ou larvas de outros insetos. A subfamília Tetrastichinae apresenta duas espécies associadas às larvas de moscas frugívoras, *Aceratoneuromyia indica* (Silvestri, 1910) e *Tetrastichus giffardianus* Silvestri, 1915 (Costa Lima, 1962; Ovruski et al., 2000).

Diapriidae (Proctotrupeoidea), principalmente os da subfamília Diapriinae, agrupa endoparasitóides idiobiontes de pupas de dípteros ciclorrafos, e.g., Tephritidae (Ovruski et al., 2000). Algumas espécies atuam como hiperparasitóides, atacando os parasitóides primários (Braconidae) de moscas frugívoras (Costa Lima, 1962; Kazimírová et al., 1997; Morgan et al., 1990).

Figitidae (Cynipoidea) reúne parasitóides cosmopolitas, em 132 gêneros e 1.411 espécies (Diaz et al., 2002). Ronquist (1994) propôs uma nova classificação para os Cynipoidea, em dois grupos: macro e microcinipóides, de acordo com o tamanho dos insetos. Os macrocinipóides (Ibaliidae e Liopteridae) são insetos com mais de 5 mm, enquanto os microcinipóides medem até 5 mm. Estes últimos foram separados de acordo com o tipo de vida (parasitóides ou fitófagos). Assim, todos os microcinipóides parasitóides (Eucoilidae, Charipidae e Anacharitidae) foram agrupados na família Figitidae “*sensu lato*” (Tabela 1).

Eucoilinae é a maior subfamília de Cynipoidea, com aproximadamente 1.000 espécies em 82 gêneros distribuídos em todo o mundo (Ashmead, 1903; Fergusson, 1995; Gauld & Bolton, 1988; Quinlan, 1979; Ronquist, 1994; 1995).

Tabela 1. Comparação das diferentes classificações dos microcinipóideos (Cynipidae *sensu lato* e Figitidae *sensu lato*) desde 1950 (Ronquist, 1995).

Weld (1952)	Riek (1971)	Quinlan (1979)	Nordlander (1982)	Rasnitsyn (1988)	Ronquist (1995)
FIGITIDAE	FIGITIDAE	EUCOILIDAE	CYNIPIDAE	FIGITIDAE	CYNIPIDAE
Aspiceratinae	Eucoilinae	FIGITIDAE	Autrocynipinae	Eucoilinae	Hymalocynipidae
Anacharitinae	Charipinae	Aspiceratinae	Cynipinae	Charipinae	FIGITIDAE
Figitinae	Anacharitinae	Anacharitinae	FIGITIDAE	Anacharitinae	Figitinae
CYNIPIDAE	Figitinae	Figitinae	Aspiceratinae	Figitinae	Anacharitinae
Eucoilinae	Aspiceratini	Himalocynipinae	Figitinae	Aspiceratinae	Charipinae
Charipinae	Figitini	CYNIPIDAE	EUCOILIDAE	Pycnostigmatinae	Aspiceratinae
Pycnostigmatinae	CYNIPIDAE	Autrocynipinae	Alloxystinae	CYNIPIDAE	Pycnostigmatinae
Cynipinae	Autrocynipinae	Pycnostigmatinae	Charipinae	CHARIPIDAE	Eucoilinae
	Pycnostigmatinae	Charipinae			
	Cynipinae	Cynipinae			

Os figítideos da subfamília Eucoilinae representam um importante grupo de inimigos naturais de dípteros ciclorrafos em vários habitats. Estão associados às moscas das famílias Agromyzidae, minadoras de tecidos vegetais e também aos dípteros, que se desenvolvem em fezes e cadáveres, como os Sarcophagidae (De Santis et al., 1976; Diaz & Valladares, 1979; Diaz et al., 1996). Algumas espécies estão associadas exclusivamente aos dípteros que se desenvolvem em frutos sadios e em decomposição (Tephritidae, Lonchaeidae, Drosophilidae, Neriidae e Otitidae) (Clausen, 1978; Diaz, 1986; 1987; Wharton et al., 1998).

2.3 Taxonomia de Eucoilinae

Os Eucoilinae são um grupo monofilético com caracteres autapomórficos muito fortes, i.e., escutelo modificado em cúpula e desenvolverem-se como parasitóides internos de larvas de dípteros ciclorrafos. (Diaz, 1998).

São insetos escuros, com coloração variável nas antenas, pernas e gáster, porém, nunca de coloração metálica. Alcançam de 1,5 a 5 mm, as antenas das fêmeas são geralmente 13-segmentadas com o ápice dilatado, formando uma clava, que pode apresentar número variável de antenômeros. Os machos possuem antenas filiformes com 15 antenômeros, com rinários em todos os segmentos, exceto o escapo e o pedicelo. As asas anteriores apresentam um padrão de nervação reduzido, com uma célula radial (aberta ou fechada na margem costal) e sem célula cubital. Placa pronotal composta por duas áreas, uma anterior e a outra posterior, unidas pela ponte pronotal. Entre essas áreas, há orifícios, que podem ser totalmente abertos, semi-abertos ou completamente fechados. Mesoescuto geralmente liso e brilhante, porém carenado em alguns gêneros; notáulices representadas por linhas de pêlos eretos. Escutelo modificado em cúpula; as variações na morfologia dessa estrutura são de grande importância na separação de gêneros e espécies. Mesopleura apresentando ou não um orifício subalar e metapleura com carenas de forma e disposição variável. Gáster achatado lateralmente, com o terceiro tergito fundido ao quarto. Base do tergito III com ou sem anel piloso (Ashmead, 1903; Costa Lima, 1962; Fergusson, 1995; Gauld & Bolton, 1988; Quinlan, 1978; 1979; Ritchie, 1993; Weld, 1952).

2.4 Espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera)

São conhecidos aproximadamente 29 gêneros e 55 espécies de Eucoilinae no Brasil, dentre os quais, onze espécies de seis gêneros parasitam larvas de tefritóideos (De Santis, 1980; Guimarães, 1998; Guimarães et al., 1999; 2000a).

Aganaspis Lin, 1987 foi descrito para quatro espécies do sudeste asiático: *A. daci* (Weld, 1951) (originalmente como *Trybliographa daci*) e outras três espécies: *A.*

ocellata Lin, 1987 (espécie-tipo), *A. contracta* Lin, 1987 e *A. major* Lin, 1987. Nordlander (em Ovruski, 1994b) sugeriu que a espécie neotropical *Ganaspis pelleranoi* (Brèthes, 1924) poderia pertencer a este gênero e Ovruski (1994) formalizou a nova combinação (*Aganaspis pelleranoi*). Posteriormente, Wharton (em Wharton et al., 1998) descreveu *A. nordlanderi* aumentando para seis o número de espécies do gênero *Aganaspis*. Com base neste fato, Diaz & Gallardo (2001) ampliaram a diagnose do gênero.

Dettmeria Borgmeier, 1935 é um gênero Neotropical composto por duas espécies do Brasil, *D. rubriventris* Borgmeier, 1935 e *D. euxestae* Borgmeier, 1935. De acordo com Diaz & Gallardo (1997; 1998), este gênero integra o grupo *Zaeucoila*, que inclui os gêneros *Zaeucoila* Ashmead, 1903, *Agrostocynips* Diaz, 1976, *Lopheucoila* Weld, 1951, *Moneucoila* Dalla Torre & Kieffer, 1910, *Rhabdeucoila* Kieffer, 1907, *Penteucoila* Weld, 1951, *Tropideucoila* Ashmead, 1903 e *Dettmeria* Borgmeier, 1935, endêmicos da região Neotropical. Borgmeier (1935) ressaltou ainda que *Dettmeria* é muito semelhante a *Tropideucoila* Ashmead, 1903, diferindo deste pelo formato do escutelo.

Dicerataspis Ashmead, 1896 foi descrito para a espécie *D. grenadensis* Ashmead, 1896. Em 1909, Kieffer descreveu *Dissodontaspis* monobásico para *D. flavipes* Kieffer, 1909. Em 1952, Weld estabeleceu a sinonímia destes gêneros, portanto, *D. flavipes* foi transferida para *Dicerataspis*. Há dúvidas quanto à associação das espécies de *Dicerataspis* aos hospedeiros, ou seja se são parasitóides de Tephritidae ou de Drosophilidae (Guimarães et al., 1999; Wharton et al., 1998).

Ganaspis Förster, 1869 é composto por três espécies neárticas, 15 neotropicais, cinco orientais, uma etiópica e cinco paleárticas, totalizando 29 espécies (Masner, 1958). *Ganaspis* é pobremente definido taxonômica e biologicamente, com seus representantes parasitando uma ampla gama de hospedeiros (Drosophilidae e Tephritidae) em diversos habitats (De Santis, 1980; Masner, 1958). Este gênero pertence ao grupo *Ganaspis*, juntamente com *Tetramerocera* Ashmead, 1896, *Paramiomoea* Ashmead, 1896, *Pentamerocera* Ashmead, 1896, *Coneucoela* Kieffer, 1909, *Didyctium* Riley, 1879, *Hexacola* Förster, 1869 e *Hypodiranchis* Ashmead, 1896 (ver Nordlander, 1982a).

Leptopilina foi descrito por Förster (1869) e revisado por Nordlander (1980). É constituído por 31 espécies espalhadas por todo o mundo. São parasitóides de drosofilídeos associados à matéria orgânica em decomposição, i.e., frutos podres (Nordlander, 1980). Pertence ao grupo *Rhoptromeris*, juntamente com os gêneros *Cothonaspis* Harting, 1840, *Rhoptromeris* Förster, 1869 e *Trichoplasta* Benoit, 1956 (Nordlander, 1982a; 1982b).

Lopheucoila Weld, 1951 foi recentemente revisado por Diaz & Gallardo (1999). É constituído por três espécies neotropicais, *L. anastrephae* (Rhower, 1919), *L. mexicana* Weld, 1951 e *L. truncicola* Weld, 1951. No Brasil, *L. anastrephae* (anteriormente *Diglyphosema anastrephae*) está associada às moscas das famílias Tephritidae e Lonchaeidae (De Santis, 1980; Diaz & Gallardo, 1999).

Odontosema Kieffer, 1909 é um gênero neotropical, composto por apenas duas espécies, *O. albinerve* Kieffer, 1909 e *O. anastrephae* Borgmeier, 1935 (Borgmeier, 1935; Costa Lima, 1948). Exemplares de *Odontosema* foram obtidos de larvas de Tephritidae no México (Hernández-Ortiz et al., 1994), na Costa Rica (Wharton et al., 1981) e no Brasil (Salles, 1996).

Tropideucoila Ashmead, 1903 possui três espécies, *T. rufipes* Ashmead, 1903, *T. angrensis* Borgmeier, 1935 e *T. weldi* Costa Lima, 1940 (Ashmead, 1903; Borgmeier, 1935; De Santis, 1980; Costa Lima, 1940; Weld, 1921). *T. weldi* está associada ao lonqueídeo *Neosilba pendula* (Bezzi, 1919) (como *Silba pendula*) (Ashmead, 1903a; Borgmeier, 1935; De Santis, 1980; Lima, 1940; McAlpine & Steyskal, 1982; Weld, 1921).

Trybliographa Förster, 1869 foi revisado por Nordlander (1981). Pertence ao grupo *Trybliographa* juntamente com os gêneros *Eucoila* Westwood, 1833 e *Bothrochacis* Cameron, 1904. É constituído basicamente por espécies holárticas (Nordlander, 1981). No entanto, Gallardo et al. (2000) descreveram *Trybliographa infuscata* Gallardo, Diaz & Uchôa, 2000, associada às larvas de *Neosilba* sp. (Lonchaeidae) no Brasil, ampliando assim, a distribuição geográfica do gênero à Região Neotropical.

2.5 Aspectos biológicos

O ovo é eucoiliforme, caracterizado por um pedúnculo bem desenvolvido. Cada fêmea deposita apenas um ovo no interior das larvas hospedeiras (Eskafi & Legner, 1974; James, 1928; Ovruski, 1994b).

O desenvolvimento larval é do tipo hipermetabólico. As larvas de primeiro e segundo ínstares são do tipo eucoiliforme, com apêndices torácicos e caudal; ânus dorsal e ausência de espiráculos (respiração cutânea). A larva do terceiro instar é um tipo de transição de eucoiliforme para o tipo himenopteriforme, que apresenta respiração por meio de espiráculos, que se desenvolvem à partir desse estágio. A larva de quarto instar apresenta espiráculos em todos os segmentos corporais e se desenvolve sobre a pupa do hospedeiro, alimentando-se externamente dela, porém permanecendo ainda dentro do pupário do hospedeiro. Posteriormente, a larva madura entra em fase de pré-pupa e após um curto período atinge o estágio de pupa (exarada), que dura de 9 a 14 dias (Eskafi & Legner, 1974; James, 1928; Ovruski, 1994b; Weld, 1952; Wishart & Monteith, 1954).

Decorridos aproximadamente 26 dias do desenvolvimento, o adulto emerge do pupário, rompendo-o com as mandíbulas. São parasitóides protélicos (vida livre) e os machos geralmente emergem antes das fêmeas (Ovruski, 1994b).

Após emergirem, os adultos iniciam o processo de busca pelo sexo oposto para reprodução. Quase toda informação disponível a respeito do comportamento de cópula dos eucoilíneos é baseada em estudos com *Leptopilina heterotoma* (Thompson), *Aganaspis daci*, *Rhoptromeris strobigena* Nordlander, 1991 e *Aganaspis pelleranoi*. Há um padrão geral de corte, que se inicia com o macho sobre o dorso da fêmea, em seguida o macho começa a girar rapidamente as antenas e a vibrar as asas simultaneamente, efetuando sucessivas cópulas muito rápidas (Ovruski & Aluja, 2002).

A utilização ativa das antenas durante a cópula pode estar relacionada à presença de glândulas nos flagelômeros 1 e 2 dos machos, que seriam utilizados para o reconhecimento entre machos e fêmeas (Ovruski & Aluja, 2002). De acordo com Ronquist & Nordlander (1989), é altamente provável que haja envolvimento de feromônios (produzidos pelas glândulas dos flagelômeros 1 e 2) na comunicação entre

os sexos em Cynipoidea. Tal fato é bastante comum entre os vários grupos de Hymenoptera Parasítica, e.g., Scelionidae, Diapriidae, Platygastriidae e Ichneumonidae (Isidoro et al., 1996; Ovruski & Aluja, 2002).

2.6 Comportamento de forrageamento

Os estágios iniciais do processo de forrageamento consistem na localização do hábitat e do hospedeiro, os quais envolvem freqüentemente deslocamento a longas distâncias, usualmente através do vôo, enquanto o forrageamento a curta distância envolve o caminhar sobre o substrato infestado pelos hospedeiros (Vinson, 1985).

Após a eclosão, as fêmeas dos parasitóides têm de se confrontar com a disponibilidade de hospedeiros. Se a fêmea emergir diretamente no hábitat do hospedeiro, não terá que percorrer longas distâncias à procura deles. Caso contrário, a fêmea terá que deslocar por longas distâncias no hábitat para encontrá-los. A chance de um parasitóide emergir diretamente no hábitat do hospedeiro é influenciada por vários fatores, incluindo a biologia do parasitóide e a estabilidade do hábitat onde o hospedeiro se desenvolve. Espécies que vivem em ecossistemas agrícolas e utilizam hospedeiros em plantas cultivadas, particularmente as culturas anuais, têm maiores chances de emergirem em locais isentos de hospedeiros do que aqueles que se desenvolvem em ambientes estáveis ou culturas perenes (Powell & Poppy, 2001).

A biologia do parasitóide também influencia na localização do hospedeiro. As espécies multivoltinas (ciclo de vida curto) podem adaptar seu comportamento de forrageamento de geração a geração para se ajustarem às mudanças no hábitat e à disponibilidade de hospedeiros. As espécies univoltinas, que possuem ciclos de vida mais longos, passando por longos períodos de pupa no solo ou em diapausa durante períodos desfavoráveis, têm muito mais chances de ao emergirem encontrar o ambiente completamente diferente daquele no qual se desenvolveram (Powell & Poppy, 2001).

As fêmeas de parasitóides usam uma grande variedade de pistas químicas durante o forrageamento à procura de hospedeiros. Esta informação química pode ser originária do próprio hospedeiro ou da planta sob ataque de herbívoros. Os estágios

iniciais do forrageamento, os quais requerem movimentos a longas distâncias são mediados principalmente por voláteis químicos. Durante esta fase, o parasitóide é submetido a uma grande variedade de compostos voláteis presentes no ar. Dessa forma, para conseguir extrair informações realmente importantes desta mistura de voláteis, os parasitóides têm de lidar com o problema da confiabilidade/detectabilidade dos voláteis (Vet & Dicke, 1992). As plantas liberam uma enorme quantidade de voláteis no ar, assim, estes sinais são altamente detectáveis, no entanto, como estas informações não são originárias diretamente do hospedeiro, elas são pouco confiáveis quanto à informação da presença do hospedeiro. Por outro lado, os hospedeiros liberam através das fezes, exúvias, etc., informações altamente confiáveis quanto à sua presença, mas, devido ao pequeno tamanho, liberam uma pequena quantidade de voláteis (pouco detectáveis) e, assim, dificultam a sua utilização pelos parasitóides a longas distâncias. De acordo com Vet & Dicke (1992), os parasitóides utilizam tanto as informações pouco confiáveis mas altamente detectáveis como as informações altamente confiáveis, mas pouco detectáveis para maximizar a eficiência na busca por hospedeiros.

A associação coevolutiva entre plantas e insetos originou, com o passar do tempo, uma elaborada comunicação entre esses organismos biologicamente tão distintos. Essa comunicação ocorre através de substâncias químicas (semioquímicos) produzidas pelas plantas em resposta aos danos causados por organismos herbívoros (sinomônios). Dessa forma, esses sinomônios (informação da planta + herbívoro) são liberados pelas plantas e utilizados pelos inimigos naturais para localização precisa do hábitat do seu hospedeiro (estímulos de longa distância) (Lewis & Sheehan, 1997; Price et al., 1980).

Os parasitóides de moscas frugívoras, ao chegarem no hábitat do hospedeiro, utilizam-se principalmente da *vibrotaxia* (estímulo de curta distância) para encontrarem as larvas das moscas no interior do fruto. Assim, por meio de sensilos presentes nas antenas e nos tarsos anteriores, estes parasitóides conseguem perceber os sons emitidos pelas larvas das moscas no interior do fruto (segundo estímulo) e assim, detectam com precisão o local onde o hospedeiro está alojado (Canale & Raspi, 2000; Ovruski, 1994a).

Um fato muito importante, que não deve ser negligenciado durante os estudos para utilização de parasitóides em programas de controle biológico é a capacidade de

aprendizagem. Estes insetos são capazes de associar cores, texturas e odores a seus hospedeiros (Tumlinson et al., 1993). Dessa forma, sabendo-se quais são os sinônimos (informação da planta + larva hospedeira) que exercem maior resposta sobre os parasitóides (aprendizado associativo), seria possível utilizar essas substâncias para "treinar" os parasitóides criados em laboratório, antes de sua liberação no campo. Como resultado, seriam obtidos parasitóides mais eficientes na busca por seus hospedeiros, evitando-se a dispersão destes da área alvo (Lewis & Sheehan, 1997; Price et al., 1980; Vet & Dicke, 1992; Tumlinson et al., 1993).

2.7 Comportamento de parasitismo

Há dois padrões básicos de comportamento de parasitismo entre os eucoilíneos parasitóides de larvas de moscas frugívoras (Vet & Alphen, 1985):

- Espécies que se utilizam da *vibrotaxia* (movimentos produzidos pelas larvas no interior de determinado substrato) como fator principal na busca por hospedeiros. Geralmente apresentam uma forte reação aos movimentos realizados pelos hospedeiros no interior do substrato, verificado quando a fêmea do parasitóide muda abruptamente de direção, indo para o local próximo onde se encontram as larvas hospedeiras. Para localizar as larvas, os parasitóides desse grupo utilizam-se principalmente da busca com as antenas (antenação). Nesse caso, as fêmeas agitam ritmicamente as antenas, com movimentos verticais, golpeando-as contra o substrato.

- Espécies que se utilizam da busca com o ovipositor. Neste caso, a fêmea introduz ritmicamente a ponta do ovipositor no substrato, mesmo enquanto caminha. Nesse tipo de comportamento, as antenas ficam geralmente levantadas durante o caminhar.

Outro fator que atua no comportamento dos parasitóides é a competição interespecífica. Portanto, espécies que compartilham o mesmo habitat (simpátricas) geralmente apresentam padrões comportamentais distintos. Entretanto, por meio da convergência adaptativa, espécies pouco aparentadas filogeneticamente podem apresentar semelhanças na utilização do ambiente, enquanto espécies muito aparentadas

(mesmo gênero) podem por radiação adaptativa apresentar padrões comportamentais completamente distintos (Vet, 1985).

2.8 Controle Biológico

A maior parte do controle de moscas-das-frutas é feito com produtos químicos (iscas tóxicas e pulverização em cobertura). No entanto, a aplicação desses produtos traz como conseqüências, o aumento da resistência das populações de moscas-das-frutas aos inseticidas; contaminação dos frutos e desequilíbrio das cadeias tróficas, com grandes prejuízos para os insetos benéficos, como os polinizadores e os inimigos naturais (Nascimento & Carvalho, 2000; Purcell et al., 1994).

O manejo das moscas-das-frutas é bastante dificultado pelo fato delas permanecerem na cultura após as colheitas, em plantas nativas presentes nas vizinhanças dos pomares. Além disso, a maioria dos parasitóides de moscas frugívoras é generalista, tanto em relação aos hospedeiros quanto aos frutos e, assim, dificulta o seu uso para o controle dessas pragas, pois dispersam da espécie-alvo. Outro fator, que atua dificultando o manejo destas pragas, é a exigência de níveis de danos muito baixos para a fruticultura, o que torna o uso de agentes biológicos, inviável como único meio de controle (Aluja, 1994).

Mesmo assim, há uma tendência de se adotar o Manejo Integrado de Pragas (MIP), por meio do uso de diversos métodos de controle, como, culturais (limpeza do pomar, ensacamento dos frutos); legislativos (políticas fitossanitárias mais rigorosas); biológicos (inimigos naturais) entre outros como, variedades resistentes, feromônios e a técnica do inseto estéril. O uso de alguns destes métodos em conjunto pode ser a melhor alternativa para a supressão das populações de tefritídeos-praga (Nascimento & Carvalho, 2000).

Dessa forma, para incorporar o controle biológico aos programas de MIP de moscas frugívoras, estão sendo utilizadas táticas de criação de insetos mais eficientes, ou seja, uso de larvas e de pupas irradiadas para a multiplicação dos parasitóides e o seu emprego em liberações inundativas, juntamente com a liberação de moscas estéreis.

Nestes programas, utilizam-se principalmente espécies exóticas, e.g., *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905), e com isso, têm-se obtido resultados satisfatórios em vários países, com sensível redução dos custos com controle (Aluja, 1994; Ovruski et al., 2000; Reyes et al., 1998).

As espécies neotropicais (*Doryctobracon* spp., *A. pelleranoi* e parasitóides de pupas - Diapriidae) apresentam grande potencial para serem incorporadas aos programas de controle. Dessa forma, o desenvolvimento de estudos visando à criação e a multiplicação destes insetos em laboratório é de fundamental importância (Ovruski et al., 2000).

O programa, que visa erradicar espécies de moscas-das-frutas de importância quarentenária do México vem obtendo bons resultados com a utilização de *D. longicaudata*. Concomitantemente estão sendo feitas tentativas de se multiplicar e liberar espécies nativas de parasitóides, *A. pelleranoi* e *P. vindemiae* para incrementar estes programas de controle (Ovruski et al., 2000; Reyes et al. 1998; Wharton et al., 1998).

A iniciativa de se utilizar parasitóides para controlar moscas-das-frutas é bastante antiga. Enfatizando apenas as tentativas de utilização de eucoilíneos, verifica-se que já na década de 30, tentou-se criar e multiplicar *A. pelleranoi* e *A. daci*, além de outros parasitóides nativos, para o controle de espécies de *Anastrepha* em pomares de citros em Tucumán, Argentina (Schultz, 1938; Ovruski et al., 2000; Wharton et al., 1998;).

Nos anos 1935 e 1936, foram enviadas duas espécies de Eucoilinae do Brasil para Porto Rico, *Eucoila* (*Hexamerocera*) sp. e *Ganaspis* sp. Nesse mesmo período, foram introduzidas em Porto Rico, *Pseudeucoila brasiliensis* (Ihering, 1914) e *Eucoila* sp., para incrementar o controle de espécies de *Anastrepha* (Bartlett, 1941).

Em 1942, *A. pelleranoi* foi exportada da província de Tucumán (Argentina) para o Peru, para implementar o programa de controle biológico de *Anastrepha fraterculus* (Wied.). Houve o estabelecimento desse parasitóide naquele país, porém apenas em *Anastrepha striata* Schiner (Clausen, 1956; 1978; Haywardi, 1943; Ovruski & Fidalgo, 1994).

Aganaspis daci (como *Trybliographa daci*) foi observada parasitando espécies de *Dacus* em Kuala Lumpur na Malásia. Em 1949, foi introduzida no Havaí, sendo criada em laboratório para liberações (Weld, 1951). Posteriormente, essa espécie foi criada e liberada na Flórida (1977 a 1979), juntamente com outros parasitóides, para controlar *Anastrepha suspensa* (Loew) (Baranowski et al., 1933; Clausen, 1978; Lin, 1987).

No Brasil, a partir da década de 90, houve uma retomada dos estudos taxonômicos e comportamentais sobre os eucoilíneos (Guimarães, 1998; Guimarães et al., 1999; 2000a; 2000b; 2001; 2002). Este fato deverá incentivar o desenvolvimento de estudos ecológicos e biológicos, gerando dessa forma, o conhecimento necessário para maximizar a utilização destes parasitóides em programas de manejo integrado de moscas frugívoras.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Revisão taxonômica das espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil

Foram revisados os gêneros *Aganaspis*, *Lopheucoila*, *Odontosema* e *Dicerataspis*. Para os demais grupos associados às moscas frugívoras (*Dettmeria*, *Trybliographa*, *Ganaspis* e *Leptopilina*) foi fornecida uma atualização dos dados taxonômicos, hospedeiros associados e distribuição geográfica no Brasil.

3.1.1 Obtenção das amostras

Foram examinados 2.881 espécimes de eucoilíneos. Dentre estes, foram examinados os tipos e os exemplares depositados em coleções entomológicas das seguintes instituições:

- Argentina: Museo de La Plata (MLP).
- Brasil: Fundação do Instituto Oswaldo Cruz (FIOC); Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ) e Escola Superior de Entomologia “Luiz de Queiroz” (ESALQ).
- EUA: California Academy of Sciences (CASC) e National Museum of Natural History (USNM).
- República da China: Taiwan Agriculture Research Institute (TARI).

3.1.2 Terminologia

Os termos utilizados foram baseados em Nordlander (1982a; 1982b).

(1) Sulco malar: Sulco que se estende da margem ventral dos olhos compostos à base das mandíbulas (Figura 1).

(2) Placa pronotal: Parte do pronoto que se articula com a cabeça e com a parte anterior do mesoescuto, separando as laterais do pronoto. É constituída pelas partes anterior e posterior, unidas pela ponte pronotal (Figuras 1 e 2A).

(3) Notáulices: Um par de sulcos convergentes no mesoescuto, dividindo-o em duas partes, mediana e lateral. Representado por linhas de pêlos em algumas espécies (Figura 2A).

(4) Cúpula escutelar: Projeção da cutícula do escutelo, variável em forma e tamanho (Figuras 1 e 2A).

(5) Disco escutelar: Região do escutelo que circunda a cúpula. Apresenta variações em sua superfície, podendo ser areolada, pontuada, rugosa e estriada (Figura 2A).

(6) Fôveas basais: Orifícios de forma variada, presentes em número de dois na parte anterior do escutelo (Figura 2A).

(7) Fôvea cupular: Orifício localizado na parte posterior da cúpula escutelar (Figura 2A).

(8) Barras laterais: Porção póstero-lateral do mesoescuto, usualmente triangulares, localizadas lateralmente às fôveas basais do escutelo (Figura 2A).

(9) Téguas: Escleritos arredondados que cobrem a base das asas anteriores (Figuras 1 e 2A).

(10) Orifício subalar: Orifício localizado na parte superior da mesopleura, logo abaixo das téguas de algumas espécies.

(11) Cavidade ântero-ventral: Orifício localizado na parte inferior da metapleura, logo abaixo das carenas metapleurais de algumas espécies.

(12) Carenas metapleurais: Carenas longitudinais presentes na metapleura.

(13) Radial: Nervura que fecha a célula radial na margem costal (Figura 2B).

(14) 1ª abscissa da radial: Nervura que compõem a célula radial, disposta em continuidade à nervura subcostal (Figura 2B).

(15) 2ª abscissa da radial: Nervura que compõem a célula radial (Figura 2B).

(16) Anel piloso: Pêlos distribuídos em forma de anel (completo ou não) na base do tergito III do gáster. Pode ser bastante denso (lanoso) ou composto por pêlos esparsos (Figura 1).

Figura 1 - Eucoilinae, fêmea – asas retiradas (vista lateral, 72x).

1- cabeça, 2- placa pronotal, 3- mesoescuto, 4- notáulices, 5- escutelo, 6- disco escutelar, 7- barras laterais, 8- fôveas basais, 9- cúpula escutelar, 10- fôvea cupular, 11- tégula.

1- nervura subcostal, 2- nervura basal, 3- radial, 4- 1^a abscissa da radial, 5- 2^a abscissa da radial, 6- célula radial.

Figura 2 - A. Mesoescuto e escutelo (vista dorsal, 172x). B. Asa anterior (10x).

3.1.3 Ilustrações

Os eucoilíneos foram montados em bases apropriadas de alumínio (*stubs*) por meio de fita adesiva de dupla face. Essas amostras foram recobertas com uma fina camada de ouro no metalizador utilizado como *sputter coater* e, assim, examinadas ao microscópio eletrônico de varredura (Zeiss - DSM940A e LEO 435VP) pertencentes ao Núcleo de Apoio à Pesquisa, Microscopia Eletrônica Aplicada à Pesquisa Agropecuária (NAP/MEPA) – ESALQ/USP.

As asas anteriores foram retiradas dos exemplares, distendidas em lâmina de microscopia, cobertas com uma gota de glicerina e com lamínula. Foram utilizadas para preparação das fotografias, realizadas com uma câmera de vídeo adaptada ao microscópio óptico conectado ao computador.

As figuras das espécies de *Aganaspis* foram adaptadas de Lin (1987).

3.2 Levantamento populacional

Para a obtenção dos Eucoilinae, frutos maduros ou em fase de maturação foram coletados no Estado de São Paulo e Minas Gerais. Além dessas, amostras de eucoilíneos foram enviadas por pesquisadores de várias localidades do Brasil (Quadro 1).

Os frutos foram coletados aleatoriamente das árvores e/ou do solo (Figuras 3A e 3B), acondicionados em bandejas plásticas (separados por espécie ou variedade) contendo cerca de 2 cm de vermiculita, cobertos com organza e mantidos em casa de vegetação (Figura 3C). Após aproximadamente 15 dias, a vermiculita foi peneirada para a retirada dos pupários. Estes foram contados e transferidos para recipientes de vidro, contendo uma camada de vermiculita úmida e cobertos com organza (Figura 3D). As amostras de frutos foram separados em, coletados diretamente na árvore ou no solo. Os pupários dos tefritídeos e dos drosofilídeos foram separados durante as triagens e mantidos em frascos distintos até a emergência das moscas e/ou dos parasitóides. Com isto, para verificar a qual grupo de dípteros algumas espécies de Eucoilinae estão naturalmente associadas.

Figura 3 - A. Frutos na árvore. B. Frutos no solo. C. Bandeja plástica com vermiculita para acondicionamento dos frutos. D. Frasco de vidro com vermiculita úmida para emergência das moscas e/ou dos parasitóides.

Os eucoilíneos foram contados, catalogados e identificados para o estabelecimento da sua diversidade no Brasil.

Os exemplares de *A. pelleranoi*, *D. grenadensis* e *O. anastrephae* foram utilizados para o estabelecimento e manutenção das criações em laboratório. Antes de serem colocadas nas gaiolas de criação, os dados de ocorrência e associação com hospedeiros e fruteiras foram devidamente registrados. As demais espécies de eucoilíneos e os parasitóides de outras famílias, (Braconidae, Pteromalidae, Eulophidae

e Diapriidae) foram identificados e acondicionados em frascos com álcool 70% e depositados na coleção da ESALQ.

Os tefritídeos e os lonqueídeos foram fixados em álcool 70% e utilizados no estabelecimento da relação parasitóide/hospedeiro. A associação entre a espécie de parasitóide e de moscas frugívoras só foi considerada, quando no recipiente de emergência havia apenas uma espécie de mosca e uma de parasitóide.

3.3 Preparação das amostras para identificação

Os eucoilíneos foram preparados em dupla montagem, fixados em triângulos na região da mesopleura, com cola branca ou esmalte incolor. Após a montagem, os exemplares foram devidamente etiquetados e acondicionados em caixas entomológicas e depositados na coleção da ESALQ.

3.4 Identificação dos parasitóides

A identificação dos gêneros foi baseada em Weld (1952). A identificação específica foi baseada nas descrições originais e também por comparações com exemplares da coleção da ESALQ.

As identificações foram confirmadas pela Dra. Norma Beatriz Diaz, Museo de La Plata, Argentina.

3.5 Criação e manutenção dos *Eucoilinae* em laboratório

Os exemplares de *A. pelleranoi*, *O. anastrephae* e *D. grenadensis*, obtidos nos levantamentos realizados no Estado de São Paulo, foram mantidos em laboratório para viabilizar os estudos de comportamento de parasitismo e de olfatometria.

A técnica de criação dos parasitóides foi baseada em Ovruski (1994b). Após a emergência, os eucoilíneos foram capturados com auxílio de aspirador bucal e identificados com auxílio de microscópio estereoscópico. As espécies foram separadas e mantidas em gaiolas de PVC, medindo 30 x 15 cm para *A. pelleranoi* e *O. anastrephae* e 15 x 8 cm para *D. grenadensis* (Figuras 4A e 4B). Utilizaram-se gaiolas menores para *D. grenadensis*, visando economizar espaço na sala de criação, pois esses insetos são bem menores que *A. pelleranoi*. Foi fornecido diariamente água e mel a 30% como suprimento alimentar. A criação foi mantida em laboratório com temperatura de $25^{\circ} \pm 3^{\circ}$ C, umidade relativa de $75\% \pm 5\%$ e fotofase de 14 horas.

Para a manutenção dos parasitóides, foram utilizadas larvas de 3^o instar de *C. capitata* obtidas das criações do Centro de Energia Nuclear na Agricultura (CENA-USP) e de *Anastrepha* spp., obtidas de frutos coletados no campo. Para *D. grenadensis*, foram oferecidas larvas de *Drosophilidae*, da criação do Setor de Entomologia (ESALQ-USP).

As larvas de *C. capitata* e de espécies de *Anastrepha* foram envolvidas em organza (Figura 4C) e oferecidas às fêmeas de *A. pelleranoi* e *O. anastrephae*. Para as fêmeas de *D. grenadensis* foram fornecidas larvas no interior de goiabas (*Psidium guajava* L.) partidas ao meio (Figura 4D). As larvas foram oferecidas para os parasitóides duas a três vezes por semana e permaneciam na gaiola dos parasitóides por aproximadamente 4 horas. Logo em seguida, as larvas das moscas eram transferidas para frascos de vidro contendo uma camada de 3 cm de vermiculita úmida, cobertos com organza e mantidas em laboratório.

Figura 4 - A. Gaiola de PVC com manga de tecido para manutenção de *A. pelleranoi*; B. Gaiola de plástico usada na manutenção de *D. grenadensis*; C. Dispositivo para parasitismo de *A. pelleranoi*; D. Goiaba com larvas de moscas frugívoras.

3.6 Resposta olfativa dos eucoilíneos aos semioquímicos de longa distância

Para estudar a resposta olfativa dos eucoilíneos aos voláteis liberados da associação larvas frugívoras e fruto hospedeiro (voláteis de longa distância) foi utilizado o olfatômetro de quatro braços a vácuo (Vet et al., 1983). Esse aparelho impede a mistura dos odores, como acontece nos olfatômetros em forma de Y e T. Além disso, no olfatômetro de quatro vias, o inseto pode caminhar dentro de uma arena, que apresenta quatro campos de odores distintos, permitindo a possibilidade de escolher livremente o campo de odor mais atrativo (Vet et al., 1983).

O olfatômetro é constituído por uma arena central com quatro saídas, em forma de estrela (Figuras 5A e 5B). A arena central foi construída por meio de quatro semicírculos de acrílico (arco de 90°, raio de 135 mm) colados sobre uma chapa de acrílico de 3 mm. Cada extremidade da arena apresenta um orifício (5 mm de altura) para o acoplamento da mangueira dos tubos laterais contendo as amostras-teste. No centro da arena há um orifício (5 mm) para o acoplamento da mangueira de vácuo. O teto da arena é constituído por uma chapa de acrílico de 3 mm. Para assegurar a completa vedação do sistema, utiliza-se vaselina para unir a base (arena central) ao teto. Cada braço da câmara é conectado a uma série de três tubos de vidro (50 ml.) (Figura 5B). O tubo mais próximo da câmara tem como função capturar o inseto que responde positivamente ao odor testado. No segundo tubo é onde se coloca a amostra a ser estudada e no terceiro tubo é colocada água destilada, para umedecer o ar e também para filtrar impurezas que penetram no sistema (Figuras 5B e 5C). Em cada braço do olfatômetro foi acoplado um fluxômetro para medir e regular a velocidade de ar que entra na arena central (Figura 5D). A velocidade do ar em cada braço do olfatômetro deve ser de 300 ml/min. (Vet et al., 1983). O fluxo de ar foi obtido por meio de uma bomba-de-vácuo acoplada ao orifício inferior localizado na parte central da arena (Figura 5E). O olfatômetro foi calibrado pelo teste de fumaça (HCl + NH₄OH), que permite observar a velocidade e o comportamento da pluma de odores no interior da arena.

Utilizaram-se apenas fêmeas de *Eucoilinae* (acasaladas e com 2-10 dias de idade) para o estudo da resposta olfativa aos diferentes voláteis (frutos e larvas hospedeiras). Os espécimes utilizados não possuíam nenhum tipo de experiência prévia, nem com larvas de moscas nem com frutos (*naive*). Cada fêmea foi testada uma única vez no olfatômetro, para evitar qualquer tipo de aprendizado associativo e conseqüentemente, resultados tendenciosos (Eiras & Neto, 2001).

As amostras-teste consistiram-se de larvas de *Tephritidae* (*Anastrepha* e *C. capitata*) e de *Drosophilidae* (*Z. indianus*) em substrato (goiaba) em distintos estágios de maturação (madura e em decomposição). Testaram-se larvas de *Tephritidae* vs *Drosophilidae* em goiaba madura e podre, principalmente para verificar a reação de *D.*

grenadensis aos voláteis, visando esclarecer a associação desta espécie ao hospedeiro natural.

Figura 5 - Olfatômetro de quatro braços. A. Câmara central (vista superior); B. Vista geral do aparelho (sem os fluxômetros); C. Detalhe de um dos tubos laterais (50 ml.); D. fluxômetro; E. Bomba de vácuo.

Após a montagem do olfatômetro com as amostras-teste e estabelecido o vácuo necessário, a fêmea do parasitóide era introduzida na arena central, pelo orifício localizado na parte inferior do aparelho. Para isso, a mangueira era rapidamente desconectada e a fêmea, devido a reação geotrópica positiva penetrava no interior da arena. Assim que o inseto se deslocava ao redor de 5 mm do orifício central, a mangueira era reconectada e o vácuo restabelecido. Quando o parasitóide atravessava a linha arbitrária da “primeira escolha”, registrava-se o campo correspondente e iniciava-se a marcação do tempo de permanência da fêmea em cada campo de odores (I; II, III ou IV) (Figura 6). Cada fêmea permaneceu na arena por 10 minutos. Caso penetrasse em

um dos braços laterais, deixando a arena central, antes do final do tempo determinado, estabelecia-se a “escolha final” e o tempo restante de observação era acrescido ao setor escolhido. Após cada tratamento, o olfatômetro e os tubos laterais eram lavados com detergente neutro e desinfetados com álcool 90% (Alphen et al., 1991 e Vet et al., 1983).

Figura 6 - Esquema do olfatômetro de quatro braços (vista superior), com as linhas da primeira escolha, os limites dos campos de voláteis e a direção do fluxo de ar (setas).

Cada tratamento constou no mínimo de 40 repetições, para análise estatística. Para calcular a diferença entre as percentagens de tempo gasto em cada um dos campos de voláteis (I, II, III e IV), utilizou-se o Teste de Friedman (Alphen et al., 1991; Vet, 1983; 1985; Vet et al., 1983). As análises estatísticas foram efetuadas por meio do programa “BioEstat” versão 1.0 para Windows.

3.7 Seqüência de parasitismo dos Eucoilinae sobre frutos em laboratório

Estudou-se o comportamento dos eucoilíneos em resposta aos estímulos de curta distância. Estes sinais, ao contrário dos voláteis de longa distância, são mais difíceis de serem percebidos (baixa detectabilidade) pelos parasitóides, necessitando que estes se aproximem bastante ou tenham contato direto com o estímulo em questão (Tumlinson et al., 1993). Baseado nisto, estudou-se a seqüência comportamental utilizada por *A. pelleranoi*, *D. grenadensis* e *O. anastrephae* durante o processo de forrageamento sobre frutos de goiaba infestada com larvas frugívoras.

Este estudo foi dividido em duas etapas:

1) Estabelecimento de um padrão comportamental para *A. pelleranoi*, *D. grenadensis* e *O. anastrephae*. Para isto, verificou-se, principalmente, a forma com que estes insetos buscam as larvas no interior do fruto. Geralmente, os eucoilíneos parasitóides de larvas frugívoras utilizam-se de dois padrões de busca por hospedeiros: *vibrotaxia* e busca com o ovipositor (Vet & Alphen, 1985).

Aqueles que se utilizam da *vibrotaxia* apresentam forte reação aos movimentos dos hospedeiros no interior do fruto. Para isto, os parasitóides desse grupo utilizam-se principalmente da busca com as antenas ou "antenação". Nesse caso, as fêmeas agitam ritmicamente as antenas, com movimentos verticais, batendo-as levemente contra o substrato (Vet & Alphen, 1985).

Os parasitóides, que localizam a larva hospedeira por meio do exame da superfície do substrato com o ovipositor, tocam a superfície do fruto com a ponta do ovipositor, que permanece extrovertido e voltado para frente, mesmo durante o caminamento. Nesse tipo de comportamento, as antenas parecem não desempenhar uma função muito importante, pois, permanecem grande parte do tempo levantadas (Vet & Alphen, 1985).

2) A segunda etapa do estudo da seqüência de parasitismo pelos eucoilíneos visou quantificar os movimentos realizados durante o processo de parasitismo (Vet & Bakker, 1985).

Dessa forma, as larvas das moscas foram acondicionadas em placa de Petri (3,5 cm de diâmetro) sobre uma camada fina de goiaba madura (substrato) e recoberta com papel vegetal, para impedir que os parasitóides ficassem aderidos à polpa liquefeita da goiaba.

As fêmeas dos parasitóides foram colocadas individualmente na placa (arena experimental) e permitiu-se que estas se adaptassem à arena por um período de cinco minutos. Terminado este período, iniciou-se o registro do comportamento, feito com auxílio de um microscópio estereoscópico adaptado à uma câmera de vídeo (Figura 7). Assim, registrou-se em fita VHS, todos os movimentos realizados pelos parasitóides durante o parasitismo. Cada fêmea permaneceu na arena por 10 minutos. A fita de vídeo foi analisada, utilizando-se um cronômetro, para registrar a repetição e a frequência dos movimentos realizados pelos parasitóides. Foram observados os seguintes parâmetros (Vet & Bakker, 1985):

- 1) Frequência e duração dos movimentos de busca do hospedeiro.
- 2) Frequência e duração das “provas” do substrato e do hospedeiro.
- 3) Frequência e duração da limpeza.

Figura 7 - Conjunto utilizado no estudo do comportamento de parasitismo dos *Eucoilinae*. A) câmera filmadora acoplada ao microscópio estereoscópico; B) monitor de vídeo; C) vídeo cassette; D) iluminador de fibra óptica. (Laboratório de Biologia de Insetos/ESALQ-USP).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Revisão sistemática das espécies do gênero *Aganaspis* Lin, 1987

Gênero *Aganaspis*

Aganaspis Lin, 1987

(Figuras 8-22)

Redescrição: Corpo mais ou menos comprimido lateralmente, liso e brilhante.

Cabeça. (Figuras 8-12, 15^A e 15B). Em vista dorsal (Figuras 8 e 9) mais comprida que larga ou subigual; área lateral da face com uma fileira de pêlos longos; sulco malar presente (Figura 10); gena convexa, arredondada posteriormente, praticamente glabra. Olho grande (Figuras 8 e 9), mais ou menos proeminente, com pêlos escassos. Vértice e occipício também com pêlos escassos. Antena da fêmea 13-segmentada (Figuras 11 e 12), curta (menor que o comprimento da cabeça mais tórax), pilosa; segmento 3 mais longo que o 4; clava conspícua com 8 a 9 segmentos, moniliformes, com rinários. Antena do macho 15-segmentada, pilosa, filiforme, com flagelômeros elípticos; segmento 3 maior ou muito maior que o 4 (Figuras 15^A e 15B), encurvado e dilatado distalmente, com os demais subiguais em comprimento; segmentos 3-15 com rinários.

Mesossoma (Figuras 13-14, 16-18). Robusto ou alongado. Placa pronotal grande (Figura 13), não se projetando acima da margem anterior do mesonoto (Figura 14); ponte pronotal larga, com fôveas abertas lateralmente; margem dorsal da parte posterior da placa pronotal amplamente côncava; margens laterais retas; parte lateral do pronoto com densa pubescência anterior e pêlos esparsos na parte posterior. Mesonoto

moderadamente convexo (Figura 14); linhas paralelas anteriores débeis ou ausentes; notáulices inteiramente ausentes ou substituídas por linhas de pêlos; linhas laterais presentes. Barras laterais alcançando quase a metade do escutelo, lisa, posteriormente divergentes (Figuras 16 e 17); depressão lateral bem definida posteriormente (Figura 14), circular e pubescente. Fóvea escutelar grande, profunda, lisa, pouco mais comprida que larga, com orifício completamente aberto abaixo das barras laterais. Cúpula escutelar muito grande (Figuras 16 e 17), achatada, ultrapassando o disco escutelar, arredondada, afilando-se e declinando-se anteriormente, com uma estreita margem pálida, superfície dorsal lisa e convexa longitudinalmente com 2 ou 3 pêlos laterais; fôvea posterior grande, aproximadamente circular, com fundo levemente esculpado. Disco do escutelo areolado-rugoso (Figuras 16 e 17), perpendicular lateral e posteriormente, com pêlos dorsais curvados e unisseriados. Metanoto inteiramente escondido sob o escutelo. Mesopleura moderadamente convexa ou achatada (Figura 14); orifício subalar ausente; sulco mesopleural curvado. Metapleura lisa (Figura 14); cavidade ântero-ventral grande; sutura metapleural deprimida posteriormente; margem posterior elevada, reta, com uma conspícua interrupção na extremidade posterior da sutura metapleural; margem pósterio-ventral inferior pubescente. Propódeo curto (Figura 18), densamente pubescente; carenas submedianas divergentes, dilatadas posteriormente, delimitando uma área trapezoidal, com pêlos longos entre ambas.

Asa anterior (Figuras 19-20). Pubescente, normal, com extremidade apical arredondada e cílios marginais curtos ou asa pubescente, alongada com cílios marginais longos. Célula radial profunda ou pouco profunda, completamente aberta na margem frontal; primeira abscissa da radial mais curta que a segunda.

Perna (Figura 21). Normal, relativamente curta; coxa mediana com área pubescente dorso-lateral; coxa posterior com uma fileira de pêlos unisseriados na margem pósterio-dorsal.

Metassoma. Comprimido lateralmente, quase tão longo quanto o tórax. Base do tergito III com anel de pêlos; superfície do tergito com alguns pêlos esparsos posteriormente ao anel piloso.

Comprimento do corpo. 1,7 a 3,0 mm.

Coloração. *Aganaspis contracta*, *A. daci* e *A. major* apresentam a cabeça e o mesossoma pretos; metassoma com a superfície dorsal preta e a ventral avermelhada; antenas e pernas ferruginosas ou foscas. Asas hialinas com nervuras marrom-foscas. *Aganaspis ocellata* apresenta mesossoma e metassoma totalmente pretos; antenas, tégula, coxa mediana e posterior foscas; mandíbulas e pernas ferruginosas. Asas hialinas com nervuras foscas.

Hospedeiros. *A. daci* parasita *Bactrocera dorsalis* (Hendel) e *Anastrepha suspensa* (Loew) (Tephritidae). Os registros de hospedeiros para as demais espécies são desconhecidos (Lin, 1987).

Distribuição Geográfica. Principalmente Oriental, entretanto, *A. daci* foi introduzida nos EUA (Flórida e Havaí); México e Costa Rica (Lin, 1987; Wharton et al., 1998; Ovruski et al., 2000).

Figuras 8-15 – *Aganaspis*. 8. *A. contracta* – cabeça, vista dorsal; 9. *A. major*, cabeça, vista dorsal; 10. *A. contracta*, cabeça, vista lateral; 11. *A. contracta*, antena da fêmea; 12. *A. daci*, antena da fêmea; 13. *A. ocellata*, placa pronotal; 14. *A. ocellata*, mesossoma, vista lateral; 15^A. *A. contracta*, antena do macho; 15B. *A. daci*, antena do macho (adaptadas de Lin, 1987).

Figuras 16-22 – *Aganaspis*. 16. *A. contracta*, escutelo, vista dorsal; 17. *A. major*, escutelo vista dorsal; 18. *A. major*, propódeo; 19. *A. contracta*, asa anterior; 20. *A. major*, asa anterior; 21. Coxas mediana e posterior; 22. *A. contracta*, mesossoma, vista lateral. (adaptadas de Lin, 1987).

4.4.1 Caracterização dos grupos de espécies de *Aganaspis* (Figuras 8-9, 11-17, 19-20 e 22)

Grupo *contracta*. Fêmea com o corpo fortemente comprimido lateralmente (Figuras 8 e 16); macho com corpo levemente comprimido. Cabeça da fêmea em vista dorsal (Figura 8) mais comprida que larga (proporção: 3,5:2,8); macho com cabeça tão larga quanto comprida. Antena da fêmea com clava de 8 segmentos (Figura 11); antenômero 3 do macho (Figura 15A) mais longo que o 4 (proporção: 5:3,7). Asa anterior (Figura 19) pubescente, alongada e com extremidade apical arredondada, com cílios marginais longos. Célula radial pouco profunda. Cúpula escutelar elíptica (Figura 16); margem posterior do escutelo inclinada póstero-anteriormente em relação à cúpula (Figura 22).

Espécie. *A. contracta*

Observação. A caracterização acima foi baseada na descrição original da espécie (Lin, 1987). Nenhuma exemplar deste grupo foi examinado.

Grupo *daci*. Fêmea e macho normais (corpo não comprimido lateralmente). Cabeça em vista dorsal (Figura 9) um pouco mais larga que comprida (proporção: 4,5:3). Antena da fêmea com clava de 9 segmentos (Figura 12); antenômero 3 do macho (Figura 15B) muito mais longo que o 4 (proporção: 8,3:4,8). Asa anterior (Figura 20) pubescente, alongada e com extremidade apical arredondada; cílios marginais curtos. Célula radial profunda. Cúpula escutelar oblongo-ovalada (Figura 17); margem posterior do escutelo perpendicular em relação à cúpula (Figura 14).

Espécies. *A. daci*, *A. ocellata* e *A. major*

Material-tipo examinado. - *A. daci*: Parátipo (1 fêmea, obtida de pupário de *Dacus dorsalis*). EUA. **Honolulu**: I-III.1949, (Plant Pest Control Branch, Division of Plant Industry, State of Department of Agriculture), (NMNH).

- *A. ocellata*: Parátipos (1 macho e 1 fêmea). TAIWAN. **Tungpu**: 23-27.VII.1984, col. K.C. Choug & C.H. Yang, (TARI).

- *A. major*: Parátipo (1 macho). TAIWAN. **Lushan**: 27-31.V.1980, col. K.S. Lin & L.Y. Chou, (1 macho); **Hoshe**: 22.VII.1982, col. L.H. Chou & T. Lin, (TARI).

4.1.2 Espécies excluídas do gênero *Aganaspis*

Ganaspis pelleranoi (Brèthes, 1924) comb. reest.

(Figuras 23-33)

Eucoila (*Psichacra*) *pelleranoi* Brèthes, 1924: 10

Ganaspis carvalhoi Dettmer, 1929: 70

Psichacra pelleranoi; Weld, 1952: 78

Ganaspis pelleranoi; De Santis, 1965: 74

Aganaspis pelleranoi; Ovruski, 1994: 124

Redescrição. Corpo normalmente comprimido lateralmente, liso e brilhante.

Cabeça (Figuras 23-26). Em vista dorsal mais larga que comprida (proporção: 80:40); em vista frontal mais comprida que larga (Figuras 23 e 24). Vértice e occipício sem pêlos. Face com carenas suaves abaixo dos escrobos das antenas, estendendo-se em dois sulcos superficiais até próximo do clipeo. Área lateral da face com uma fileira de pêlos longos, sulco malar presente; gena convexa e arredondada posteriormente. Olho grande, mais ou menos proeminentes, glabro (Figuras 23 e 24). Antena da fêmea 13-segmentada (Figura 25); flagelômeros subcilíndricos (proporção: 8; 6; 6; 6; 6; 6; 6; 6; 6; 6; 6; 8), escassamente pilosa; segmento 3 mais longo que o 4 (proporção: 8:6); clava conspícua com 7 segmentos, com rinários. Antena do macho 15-segmentada, filiforme, pilosa, com flagelômeros cilíndricos; segmento 3 (Figura 26) geralmente maior que o 4 (proporção: 23:22), pouco encurvado; com os demais antenômeros subiguais; segmentos 3-15 com rinários.

Mesossoma (Figuras 27-31). Robusto, não alongado. Placa pronotal grande (Figura 27), não ultrapassando a margem anterior do mesonoto; ponte pronotal larga, fôveas abertas lateralmente, margem dorsal da parte posterior levemente côncava, margem lateral emarginada; parte lateral do pronoto com densa pubescência anterior e com pêlos esparsos na parte posterior. Mesonoto moderadamente convexo (Figura 28); linhas paralelas anteriores débeis; notáulices substituídas por linhas de pêlos; linhas laterais presentes. Escutelo (Figura 29) com barras laterais alcançando quase a metade

do escutelo, lisas, posteriormente divergentes; depressão lateral circular bem definida posteriormente, pubescente. Fóvea escutelar grande, profunda, lisa, pouco mais larga que comprida (proporção: 15:10), com orifício completamente aberto abaixo das barras laterais. Cúpula escutelar grande, achatada, não ultrapassando a margem posterior do disco escutelar, arredondada, afinando-se e declinando-se anteriormente, com uma estreita margem pálida; superfície dorsal lisa e levemente côncava longitudinalmente com 2 ou 3 pêlos de cada lado; fóvea posterior grande, aproximadamente circular, com fundo levemente esculpado. Disco escutelar arredondado posteriormente, areolado-rugoso, inclinado ântero-posteriormente, marginado, com pêlos dorsais curvados e unisseriados. Metanoto inteiramente escondido sob o escutelo. Mesopleura achatada (Figuras 28 e 30); orifício subalar ausente; sulco mesopleural encurvado. Metapleura lisa (Figuras 28 e 30); cavidade ântero-ventral grande; sutura metapleural deprimida posteriormente, margem posterior elevada, reta, com uma interrupção pouco conspícua na extremidade posterior da sutura metapleural; margem póstero-ventral inferior pubescente. Propódeo (Figura 31) curto, carenas dilatadas medianamente, delimitando uma área quase romboidal.

Asa anterior (Figura 32). Pubescente. Extremidade apical arredondada; cílios marginais curtos. Célula radial profunda, fechada na margem frontal; primeira abscissa radial mais curta que a segunda.

Perna (Figura 33). Relativamente curta. Coxa mediana com um tufo de densa pubescência látero-posterior; coxa posterior com tufo bem delimitado de pêlos na margem póstero-dorsal.

Metassoma (Figuras 28 e 30). Comprimido lateralmente, quase tão longo quanto o mesossoma (60:64). Base do tergito III com anel piloso.

Comprimento do corpo. Fêmea, 2,8 a 3,44 mm e macho, 2,28 a 2,84 mm.

Coloração. Cabeça preta e brilhante. Antena com coloração uniforme, marrom-avermelhada ou marrom-escura. Mesossoma completamente preto, exceto a metapleura, que é levemente avermelhada. Perna marrom-clara ou escura. Metassoma marrom-avermelhado a marrom-escuro, com mancha escura na superfície dorsal do macho. Asa anterior hialina com nervuras marrom-escuras.

Figuras 23-29 - *Ganaspis pelleranoi*. 23. Cabeça, vista dorsal (100x, 100 μ m); 24. Cabeça, vista frontal (170x, 100 μ m); 25. Antena da fêmea (97x, 100 μ m); 26. Antena do macho (130x, 100 μ m); 27. Placa pronotal (288x, 100 μ m); 28. Cabeça e mesossoma, vista lateral (48x, 250 μ m); 29. Mesossoma, vista dorsal (64x, 250 μ m).

Figuras 30-33 - *Ganaspis pelleranoi*. 30. Habitus, vista lateral (29x, 500 μ m); 31. propódeo, vista dorsal (150x, 100 μ m); 32. Asa anterior (10x, 0,5mm); 33. Coxas mediana e posterior (163x, 100 μ m).

Hospedeiros. Tephritidae: *Ceratitis capitata* (Wied.), *Rhagoletis turpiniae* Hernández-Ortiz, *Anastrepha ludens* (Loew), *A. obliqua* (Mcquart), *A. serpentina* (Wied.), *A. striata* (Schiner), *A. distincta* Greene, *A. fraterculus* (Wied.), *A. amita* Zucchi, *A. bahiensis* Costa Lima. Lonchaeidae: *Neosilba* spp. (em Diaz & Gallardo, 2001).

Nota. A coloração e tamanho dos exemplares de *G. pelleranoi* coletados no Brasil variam sem nenhuma correlação com os fatores biogeográficos.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: México, Belize, Guatemala, El Salvador, Costa Rica, Panamá, Colômbia, Venezuela, Brasil, Peru, Bolívia e Argentina (Diaz & Gallardo, 2001). No Brasil encontra-se distribuída pelos Estados do Amazonas, Pará, Amapá, Bahia, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Espírito Santo, São Paulo, Rio de Janeiro, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (Guimarães et al., 2000a).

Comentários. *Ganaspis* Förster, 1869 é um gênero cosmopolita com inúmeras espécies. O estudo do material-tipo das espécies de *Aganaspis* e o exame de um grande número de exemplares de *G. pelleranoi* coletados no Brasil permitiram concluir que esta espécie realmente pertence ao gênero *Ganaspis*, com base nos seguintes caracteres: Olho grande e glabro; vértice e occipício sem pêlos. Antena da fêmea com clava de 7 segmentos subcilíndricos, escassamente pilosos. Antena do macho com segmentos 3 e 4 subiguais. Cúpula escutelar grande, moderadamente elevada, não ultrapassando o disco escutelar. Disco escutelar inclinado ântero-posteriormente, marginado. Margem posterior da metapleura com uma moderada interrupção na extremidade posterior da sutura metapleural. Asa anterior com célula radial completamente fechada na margem frontal. Coxa mediana com tufo de pêlos látero-posteriores e coxa posterior com um tufo de pêlos na margem pósterio-dorsal. Esses caracteres enquadram esta espécie no gênero *Ganaspis*, de acordo com as descrições realizadas por Nordlander (1982a; 1982b).

Ganaspis pelleranoi (como *A. pelleranoi*) vêm sendo bastante estudada devido ao seu potencial para controle biológico de tefritídeos-praga (Diaz & Gallardo, 2001; Guimarães et al., 1999; 2000a; 2000b; Guimarães & Zucchi, 2001; Ovruski, 1994a;

1994b; Ovruski & Fidalgo, 1994; Ovruski, 1995; Ovruski et al., 2000; Ovruski & Aluja, 2002; Wharton et al., 1998).

Material-tipo examinado. Parátipos (6 fêmeas, obtidas de pupários de *A. fraterculus*). BRASIL. **São Paulo:** 20.III.1929, col. Miguel Carvalho Leite, (UFRJ).

Material examinado. ARGENTINA. **Buenos Aires:** Jose. C. Paz, V.1961, (2 machos, 5 fêmeas), col. Turica. **Corrientes**, Bella Vista, (2 machos, 1 fêmea). **Misiones:** Loreto, (3 machos, 24 fêmeas), col. Oglobin. **Tucumán:** San Miguel de Tucumán, XII.1956, (10 machos, 7 fêmeas); III.1961, (18 machos, 10 fêmeas); III.1963, (3 machos, 3 fêmeas), col. Turica - Material comparado com os tipos por Luis De Santis. (MLP). BRASIL. **Amazonas:** Manaus, 27.XII.1991, (1 macho, 2 fêmeas); 29.V.1991, (1 macho); 27.XII.1991, (3 machos, 2 fêmeas); 20.II.1992, (1 macho, 1 fêmea); 16.I.1992, (3 machos, 9 fêmeas); 30.I.1992, (1 macho); 29.I.1992, (2 machos, 2 fêmeas), col. N.M. Silva. (ESALQ). **Amapá:** Oiapoque, II.2000, (4 machos), col. R.S. Carvalho. (ESALQ). **Bahia:** Conceição de Almeida, (13 machos, 6 fêmeas), col. W.J. Matrangolo, IX.1997, (4 machos, 9 fêmeas); VII.1997, (3 machos, 1 fêmea); 23.XII.1999, (1 fêmea); 5.XI.1999, (1 fêmea); 13.VI.2000, (1 macho), col. R. S. Carvalho. (ESALQ). **Goiás:** Goiândira, 20.V.1998, (3 machos), col. L.R. Valle. (ESALQ). **São Paulo:** Amparo, I.VII.1997, (3 machos); II.1977, (5 machos), col. Pavan; Santo Antônio de Jesus, 20.V.1980, (3 machos, 1 fêmea); Campinas, 7.X.2000, (1 macho); 2.IV.1998, (1 macho, 1 fêmea); 27.III.1996, (5 machos, 1 fêmea); 17.III.1997, (3 machos, 3 fêmeas); 19.XII.1996, (5 machos, 3 fêmeas); 27.III.1996, (4 machos, 1 fêmea); 24.XI.1997, (2 machos); 19.XI.1997, (2 machos); 20.XI.1997, (10 machos, 7 fêmeas); 11.II.1998, (1 macho); 12.I.1995, (3 machos, 5 fêmeas); São Paulo, 4.XI.1993, (1 macho); 21.II.1995, (1 macho); Sorocaba, 5.XII.1996, (1 fêmea); São Bento do Sapucaí, 3.II.2000, (1 macho); 27.I.1995, (3 machos); Mogi das Cruzes, 18.I.2001, (2 machos); Monte Alegre do Sul, 16.XI.1999, (2 machos); III.2001, (10 machos, 1 fêmea); 6.IV.2000, (2 machos); 29.XI.2000, (1 macho); Badid Bassit, 9.IV.1997, (1 macho); Atibaia, 7.IV.1998, (1 macho); Ubatuba, 2.II.2000, (1 macho, 1 fêmea); Mirandópolis, 22.XI.2000, (1 macho); Monte Mor, 16.XI.1999, (1 macho), col. M.F. Souza Filho & A. Raga; Piracicaba, 10.II.2000, (1 fêmea); 13.III.2001, (1 macho, 1 fêmea); 7.VI.2000, (1 macho, 1 fêmea),

col. J.A. Guimarães. (ESALQ). **Rio de Janeiro:** Campo Grande, 5.II.1995, (2 machos, 1 fêmea); col. J.P. Araújo; Seropédica, 31.III.2000, (2 machos, 4 fêmeas), col. E.L. Aguiar-Menezes. (ESALQ). **Minas Gerais:** XII.2000, (3 machos, 12 fêmeas), col. J.A. Guimarães. (ESALQ). **Paraná:** Londrina, 10.II.1996, (2 machos, 3 fêmeas), col. A. Menezes Junior. (ESALQ). **Santa Catarina:** Caçador, XII.1993, (5 machos, 1 fêmeas,); Iomerê, 18.IV.1994; (44 machos, 54 fêmeas), 23.IX.1994, (1 macho, 1 fêmea); 23.IX.1994, (5 machos, 3 fêmeas); Videira, 23.IX.1994; (1 macho, 1 fêmea), col. I. Nora. (ESALQ). **Rio Grande do Sul:** Vacaria, XII.1997, (4 machos, 9 fêmeas), R.L. Sugayama; Pelotas, 21.XI.1997, (1 macho); 27.XI.1997, (2 fêmeas); 25 XI.1997, (1 fêmea); 19.XI.1997, (5 machos, 15 fêmeas); 19.XI.1997, (1 macho, 17 fêmeas); 25.XI.1997, (122 machos, 164 fêmeas); 28.I.1997, (2 fêmeas); 21.XI.1997, (13 machos, 28 fêmeas); 20.III.1998, (4 machos), col. L.A.B. Salles. (ESALQ).

***Trybliographa nordlander* (Wharton, 1998) n. comb.**

(Figuras 34-43)

Aganaspis nordlander Wharton, 1998: 106 **n. syn.**

Redescrição. Corpo normalmente comprimido lateralmente, liso e brilhante.

Cabeça (Figuras 34-37). Em vista dorsal mais larga que comprida (Figura 34); em vista frontal usualmente arredondada (Figura 35). Vértice e occipício sem pêlos. Face com esculturações suaves entre os escrobos das antenas e órbitas internas que se estendem em dois sulcos superficiais até perto do clipeo. Área lateral da face com uma fileira de pêlos longos; sulco malar presente. Gena com pêlos esparsos, arredondada posteriormente. Olho grande e glabro (Figuras 34 e 35). Antena da fêmea 13-segmentada (Figura 36), longa (mais comprida que a cabeça mais tórax); flagelômeros subcilíndricos (proporção: 16; 15; 15; 13; 13; 14; 14; 14; 13; 13; 17), escassamente pilosa; clava com 10 segmentos, inconspícua com rinários. Antenômeros 3 e 4 subiguais. Antena do macho 15-segmentada, quase glabra, filiforme; antenômero 3 (Figura 37)

pouco maior que o 4 (proporção: 30:28), levemente encurvado; segmentos 4-15 subiguais com rinários.

Mesossoma (Figuras 38-41). Robusto, não alongado. Placa pronotal grande (Figura 38), projetando-se acima da margem anterior do mesoescuto (Figura 40); margem dorsal da parte posterior da placa pronotal côncava; parte lateral do pronoto com densa pubescência anterior e pêlos esparsos na parte posterior; presença de carenas na parte posterior convergindo-se para a margem frontal do mesonoto (Figuras 39 e 40). Mesonoto moderadamente convexo (Figura 40); linhas paralelas anteriores débeis; notáulices substituídas por linhas de pêlos; linhas laterais presentes. Barras laterais alcançam a metade do comprimento do escutelo, lisas (Figura 39); depressão lateral bem definida posteriormente, circular e pubescente. Fóvea escutelar grande, profunda, lisa, tão larga quanto comprida (proporção: 11:11), com orifício completamente aberto abaixo das barras laterais. Cúpula escutelar grande, elevada, não ultrapassando a margem posterior do disco escutelar, arredondada, em vista dorsal apresenta forma de gota ou quase circular, com uma estreita margem pálida; superfície dorsal lisa e levemente côncava; fóvea posterior aproximadamente circular, levemente escavada e levemente escultrada. Disco escutelar, em vista dorsal, emarginado posteriormente; superfície finamente areolada-rugosa, marginado lateralmente e inclinado ântero-posteriormente, com pêlos dorsais curvados e unisseriados (Figura 39). Metanoto inteiramente escondido sob o escutelo. Mesopleura achatada (Figura 40); orifício subalar grande; sulco mesopleural curvado. Metapleura lisa, com uma grande cavidade ântero-ventral (Figura 40); sutura metapleural deprimida posteriormente; margem posterior elevada, reta; margem póstero-ventral inferior pubescente. Propódeo curto (Figura 41); carenas dilatadas medianamente, delimitando uma área quase romboidal.

Asa anterior (Figura 42). Pubescente e arredondada apicalmente. Cerdas marginais curtos. Célula radial profunda, primeira abscissa da radial mais curta que a segunda, aberta na margem frontal.

Perna (Figura 43). Relativamente curta. Coxa mediana com pubescência dorso-lateral; coxa posterior com uma fileira de pêlos unisseriados na margem póstero-dorsal.

Figuras 34-39 - *Trybliographa nordlanderii*. 34. Cabeça, vista dorsal (105x, 100 μ m); 35. Cabeça, vista frontal (174x, 100 μ m); 36. Antena da fêmea (66x, 250 μ m); 37. Antena do macho (84x, 100 μ m); 38. Placa pronotal (105x, 100 μ m); 39. Mesossoma, vista dorsal (74x, 250 μ m).

Figuras 40-43 - *Trybliographa nordlanderi*. 40. Habitus (35x, 500 μ m); 41. Propódeo, vista dorsal (150, 100 μ m); 42. Asa anterior (10x, 0,5mm); 43. Coxas mediana e posterior (120x, 100 μ m).

Metassoma. (Figura 40). Comprimido lateralmente, quase tão longo quanto o mesossoma (60:65). Base do tergito III com anel piloso denso de aspecto lanoso.

Comprimento do corpo. Fêmea: 2,3 a 3,5 mm e macho: 2,55 a 3,00 mm.

Coloração. Cabeça negra, mandíbulas marrom-escuras. Antenas dos machos e das fêmeas de coloração uniforme (marrom-escura a quase negras). Mesossoma completamente negro. Pernas marrom-escuras, levemente avermelhadas. Metassoma dos machos marrom-escuro com uma grande mancha negra no terço apical; fêmeas com metassoma marrom-avermelhado. Asa anterior hialina, enfumaçada no terço basal; nervação marrom-escura.

Hospedeiros. Tephritidae: *Ceratitis capitata* (Wied.), *Anastrepha striata* (Schiner) e *A. bahiensis* Costa Lima. Lonchaeidae: *Neosilba* spp. (em Diaz & Gallardo, 2001).

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: Costa Rica e Brasil. (Diaz & Gallardo, 2001). No Brasil, está distribuída nos Estados do Amazonas, Mato Grosso do Sul e São Paulo (Guimarães et al., 2000a; Diaz & Gallardo, 2001).

Comentários. *Aganaspis nordlanderi* foi descrito por Wharton (em Wharton et al., 1998), que comentou que esta espécie compartilha vários caracteres com *A. pelleranoi* (sic), sugerindo assim, que estas espécies são mais intimamente relacionadas entre si, que com as demais espécies orientais do gênero *Aganaspis* Lin, 1987. Posteriormente, Diaz & Gallardo (2001) corroboraram com tal hipótese e sugeriram que as duas espécies pertencem ao mesmo grupo, diferindo daquelas do Velho Mundo.

Após a análise de vários exemplares coletados no Brasil, concluiu-se que *A. nordlanderi* é muito mais próximo às espécies do gênero *Trybliographa* baseando-se nos seguintes caracteres: Olho grande e glabro; vértice e occipício sem pêlos; antenas das fêmeas com clava de 10 segmentos subcilíndricos, com pêlos escassos, curtos e eretos. Antenas dos machos com segmentos 3 e 4 subiguais. Cúpula escutelar grande, consideravelmente elevada, não ultrapassando o disco escutelar. Disco escutelar emarginado, inclinado ântero-posteriormente. Mesopleura com orifício subalar presente; margem posterior da metapleura reta não interrompida na extremidade posterior da sutura metapleural. Asa anterior enfumaçada na parte basal; célula radial completamente

aberta na margem frontal. Coxa mediana com pubescência dorso-lateral; coxa posterior com uma fileira de pêlos unisseriados. De acordo com Nordlander (1981), a presença destes caracteres justifica a inclusão desta espécie no gênero *Trybliographa*.

Trybliographa nordlanderi (como *A. nordlanderi*) vêm sendo coletada regularmente nos levantamentos realizados no Brasil (Diaz & Gallardo, 2001; Guimarães & Periotto, 1998; Guimarães et al., 1999; 2000a).

Material-tipo examinado. Holótipo: (1 fêmea), COSTA RICA. **Cartago**: Turrialba, Catie, 10.VII.1980, ex: goiaba, col. R. Chaves, (USNM).

Material examinado. BRASIL. **Amazonas**: Manaus, 27.XII.1991, (8 machos, 1 fêmea); 20.II.1992, (6 machos, 2 fêmeas); 16.I.1996, (2 machos, 7 fêmeas); 30.I.1992, (1 macho); Iranduba, 27.II.1992, (2 machos), col. N.M. Silva. (ESALQ). **Mato Grosso do Sul**: Anastácio, Sítio Carandazal, 30.III.1993, (1 macho, 1 fêmea); 18.X.1993, (1 macho); 28.V.1995, (2 fêmeas); Terenos, 22.III.1994, (1 fêmea), col. M.A. Uchôa F. (ESALQ). **São Paulo**: Luiz Antônio, 19.XII.1992, (3 machos), col. N.W. Periotto; Pindorama, 9.V.1994, (1 macho), col. M.F. Souza Filho (MLP e ESALQ).

4.1.3 Chave de identificação para as espécies estudadas dos gêneros *Aganaspis*, *Ganaspis* e *Trybliographa* (fêmeas).

- 1 Olho com pêlos esparsos, cúpula escutelar ultrapassando a margem posterior do disco escutelar. Orientais. 2
- Olho glabro, cúpula escutelar não ultrapassando a margem posterior do disco escutelar. Neotropicais. 5

- 2 Corpo fortemente comprimido lateralmente, antena com clava 8-segmentada, cúpula elíptica, asas alongada, cerdas marginais longos *Aganaspis contracta* Lin
- Corpo normalmente comprimido lateralmente, antena com clava 9-segmentada, cúpula escutelar ovalada ou oblongo-ovalada, asas normais, cílios marginais curtos. 3

- 3 Placa pronotal com a parte anterior distintamente mais estreita que a parte posterior, cúpula escutelar ovalada *Aganaspis ocellata* Lin
- Placa pronotal com a parte anterior subigual à parte posterior, cúpula escutelar oblongo-ovalada 4

- 4 Antena com segmentos 8-12 mais compridos que largos. *Aganaspis major* Lin
- Antena com segmentos 8-12 mais largos que compridos. *Aganaspis daci* (Weld)

- 5 Antena com clava conspícua, cúpula escutelar achatada, disco escutelar arredondado, orifício subalar ausente, margem posterior da metapleura levemente interrompida, asa anterior hialina, célula radial fechada, coxas mediana e posterior com tufo de pêlos ântero e póstero-dorsais, respectivamente. *Ganaspis pelleranoi* comb. reest.
- Antena com clava inconspícua, cúpula escutelar elevada, disco escutelar emarginado, orifício subalar presente, margem posterior da metapleura reta, não interrompida, asa anterior enfumaçada na parte basal, célula radial aberta, coxa mediana com área pubescente dorso-lateral e coxa posterior com uma fileira de pêlos unisseriados na margem póstero-dorsal. *Trybliographa nordlanderi* n. comb.

4.2 Taxonomia dos Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil

Lopheucoila anastrephae (Rhower, 1919)

(Figuras 44-51)

Diglyphosema anastrephae Rhower, 1919: 156

Lopheucoila anastrephae; Weld, 1951: 224

Lopheucoila truncicola Weld, 1951: 223 **n. syn.**

Diagnose. Corpo robusto. Cabeça (Figura 44) com gena emarginada. Olho glabro. Antena da fêmea (Figura 45) com clava 9-segmentada, inconspícua. Antena do macho (Figura 46) com o terceiro segmento levemente encurvado, dilatado distalmente, um pouco mais longo que o quarto; artículos 5-13 da fêmea e 4-15 do macho glabros; achatados. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 47) com três emaginações; lados do pronoto com carena longitudinal. Mesoescuto (Figuras 48 e 49) fortemente arqueado em perfil, com cinco carenas longitudinais. Disco do escutelo (Figura 48) estriado radialmente; borda posterior emarginada, com quatro ângulos posteriormente. Cúpula escutelar (Figura 48) pequena, bastante elevada, com um dente ultrapassando o orifício circular central. Mesopleura (Figura 49) com um orifício subalar. Metapleura (Figura 49) esculturada. Asa anterior (Figura 50) completamente hialina; pontuada, ciliada na margem apical; célula radial aberta na margem frontal e parcialmente na base; nervuras incolores. Coxa mediana (Figura 51) com uma porção pilosa dorso-lateralmente; coxa posterior (Figura 51) com uma fileira de pêlos ao longo da margem posterior. Tergito III do metassoma (Figura 49) com um anel piloso delgado e com dois sulcos estriados na base, pontuado distalmente.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: México, Costa Rica, Trinidad & Tobago, Panamá, Venezuela, Brasil, Peru e Argentina (Gallardo & Diaz, 1999). No Brasil, está distribuída nos Estados do Mato Grosso do Sul, Rio de Janeiro, São Paulo, Santa Catarina (Guimarães et al., 2000a) e Minas Gerais (novo registro).

Hospedeiros. Tephritidae: *Anastrepha* sp. (em Rhower, 1919); *A. fraterculus* (em Weld, 1951); *A. pseudoparallela* e *A. amita* (em Guimarães et al., 2000a). Lonchaeidae: *Neosilba batesi* (em Wharton et al., 1998) e *Neosilba* spp. (Guimarães et al., 1999, 2000a).

O material estudado foi obtido principalmente de pupários de lonqueídeos em Passifloraceae e Rutaceae.

Comentários. *Lopheucoila* Weld, 1951 é representado por três espécies neotropicais: *L. mexicana* Weld, 1951, *L. anastrephae* e *L. truncicola*. Gallardo & Diaz (1999) sugeriram que *L. truncicola* fosse sinonímia de *L. anastrephae*.

O estudo dos holótipos de *L. truncicola* e uma grande série de espécimes de *L. anastrephae* permitiu concluir que *L. truncicola* é uma variação intraespecífica de *L. anastrephae*, uma vez que a separação destas duas espécies está baseada em apenas um único caráter morfológico: borda posterior da cúpula escutelar truncada em *L. truncicola* e de forma variável em *L. anastrephae*. Conseqüentemente, *L. truncicola* foi considerada sinônimo júnior de *L. anastrephae*.

Figuras 44-51 - *Lopheucoila anastrephae*. 44. Cabeça, vista frontal (183x, 100 μ m); 45. Antena da fêmea (58x, 250 μ m); 46. Antenômeros 3 e 4 do macho (170x, 100 μ m); 47. Placa pronotal (160x, 100 μ m); 48. Mesossoma, vista dorsal (172x, 100 μ m); 49. Mesossoma, vista lateral (74x, 250 μ m); 50. Asa anterior (10x, 0,5mm); 51. Coxas mediana e posterior (163x, 100 μ m).

Material-tipo examinado. *Lopheucoila anastrephae*: TRINIDAD & TOBAGO.

Holótipo, VII.1917, (1 fêmea), col. Urich. (USNM).

Lopheucoila truncicola: BRAZIL. **Rio de Janeiro**: Nova Iguaçu. Holótipo, 16.XI.1931, (1 fêmea), col. Kisliuk & Cooley. (USNM).

Material examinado. BRASIL. **Mato Grosso do Sul**: Anastácio, Sítio Carandazal, 30.III.1993 (2 machos), 6.IV.1993 (1 macho); 27.IV.1993, (1 fêmea); 18.V.1993, (1 macho, 1 fêmea); 24.V.1993, (3 machos, 6 fêmeas); 1.VI.1993, (1 macho, 1 fêmea); 21.VI.1993, (1 macho); 25.VII.1993, (1 macho); 2.VIII.1993, (2 machos); 17.VIII.1993, (2 machos); 23.VIII.1993, (4 machos, 1 fêmea); 30.VIII.1993, (2 machos); 6.IX.1993, (2 machos, 1 fêmea); 13.IX.1993, (1 macho, 10 fêmeas); 27.IX.1993, (1 macho, 2 fêmeas); 4.X.1993, (1 fêmea); 1.XI.1993, (4 machos, 10 fêmeas); 25.XI.1993, (1 macho); 6.XII.1993, (1 macho, 2 fêmeas); 4.IV.1994, (1 macho); 18.IV.1994, (1 fêmea); 2.V.1994, (1 macho); 16.V.1994, (3 machos); 6.VI.1994, (1 macho); 22.VIII.1994, (1 macho); 9.IV.1995, (1 macho); 16.IV.1995, (1 fêmea); 21.V.1995, (3 machos, 3 fêmeas); Sítio Santo Antônio, 25.IV.1993, (2 machos); Colônia Jamic, Terenos, 31.III.1993, (17 machos, 3 fêmeas); 26.IV.1993, (2 machos, 3 fêmeas); 3.V.1993, (2 machos); 14.V.1993, (8 machos, 8 fêmeas); 7.VI.1993, (2 machos, 2 fêmeas); 22.III.1994, (8 machos, 3 fêmeas); 17.V.1994, (1 fêmea); 12.VII.1994, (1 fêmea); 26.III.1995, (2 machos, 1 fêmea); 14.V.1995, (5 fêmeas); Aquidauana, 14.I.1994, (1 fêmea); 24.VI.1994, (2 machos, 13 fêmeas); 28.V.1996, (2 fêmeas); Ranchinho Rochedo, 24.I.1994, (1 fêmea), col. M.A. Uchôa F. (ESALQ). Anastácio, Sítio Carandazal, 28.V.1995, (5 machos, 3 fêmeas), col. M.A. Uchôa F. (MLP). **Minas Gerais**: Grupiara, 08.X.2000, (1 macho), col. J.A. Guimarães. (ESALQ) **São Paulo**: Regente Feijó, 27.XI.1996, (3 machos); São Bento do Sapucaí, 1.III.1996, (1 macho); 1.III.1996, (10 machos, 14 fêmeas); Campinas, 3.II.1995, (5 machos); 25.VI.1997, (2 machos); 20.XI.1997, (8 machos, 18 fêmeas); 11.II.1998, (2 machos, 2 fêmeas); 9.V.1997, (1 macho); 18.I.1996, (3 machos); 30.VII.1997, (5 machos); Assis, 5.II.1998, (3 machos); Garça, 13.VIII.1997, (1 macho); Limeira, 20.IV.1998, (1 fêmea), col. M.F. Souza Filho. (ESALQ).

***Dettmeria weldi* (Costa Lima, 1940) n. comb.**

(Figuras 52-58)

Tropideucoila weldi Costa Lima, 1940: 17 n. syn.

Diagnose. Corpo robusto. Cabeça (Figura 52) com gena emarginada. Olho glabro. Antena da fêmea (Figura 53) pilosa com clava 7-segmentada, conspícua. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 54) com três emarginações; lados do pronoto com carena longitudinal. Mesoescuto (Figura 55) fortemente arqueado em perfil, com cinco carenas longitudinais. Disco do escutelo (Figura 55) areolado; borda posterior emarginada com dois pequenos ângulos laterais e dois ângulos posteriores conspícuos. Cúpula escutelar (Figura 55) pequena, bastante elevada, com um orifício circular central. Mesopleura (Figura 56) com orifício subalar. Metapleura (Figura 56) esculturada. Asa anterior (Figura 57) hialina, enfumaçada na base, pontuada, ciliada na margem apical; célula radial aberta na margem frontal; nervuras escurecidas. Coxa mediana com uma área pilosa dorso-lateralmente e coxa posterior com uma fileira de pêlos ao longo da margem posterior (Figura 58). Tergito III do metassoma (Figura 56) com um delgado anel piloso na base, liso distalmente.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: Brasil e Argentina (Loiácono & Diaz, 1977). No Brasil está distribuída nos Estados do Rio de Janeiro (Costa Lima, 1940) e Goiás (novo registro).

Hospedeiros. Lonchaeidae: *Neosilba pendula* (seg. Costa Lima, 1940).

Figura 52-58 - *Dettmeria weldi*. 52. Cabeça, vista frontal (228x, 100 μ m); 53. Antena da fêmea (179x, 100 μ m); 54. Placa pronotal (391x, 20 μ m); 55. Cabeça e mesossoma, vista dorsal (215x, 100 μ m); 56. Mesossoma, vista lateral (168x, 100 μ m); 57. Asa anterior (10x, 0,25mm); 58. Coxas mediana e posterior (261x, 100 μ m).

Comentários. *Dettmeria* Borgmeier, 1935 é representado por duas espécies neotropicais: *D. rubriventris* Borgmeier, 1935 e *D. euxestae* Borgmeier, 1935. Este autor enfatizou que *Dettmeria* é bastante semelhante a *Tropideucoila* Ashmead, 1903. Costa Lima (1940) descreveu *Tropideucoila weldi* e ressaltou a semelhança desta espécie com *Dettmeria euxestae*. Com base na análise dos exemplares coletados no Brasil, *T. weldi* pertence ao gênero *Dettmeria*, devido aos seguintes caracteres: margem posterior da placa pronotal e carena látero-mediana do mesoescuto com pêlos esparsos; margem posterior do disco escutelar com dois ângulos laterais pequenos e com dois ângulos posteriores conspícuos; emarginada; cúpula escutelar pequena, lisa, com orifício central circular bastante elevado e não ultrapassando o disco.

Material-tipo examinado. BRASIL. **Rio de Janeiro:** Holótipo, Campo Grande, 14.X.1937, col. J. Gomes (1 fêmea), (FIOC).

Material examinado. BRAZIL. **Goiás:** 25.X.1998 (1 fêmea); 21.XI.1998 (1 fêmea); 22.XI.1998 (1 fêmea); 6.V.2000 (1 fêmea) em armadilha de Malaise, col. C.H. Marchiori, (MLP).

***Dicerataspis grenadensis* Ashmead, 1896.**

(Figuras 59-66)

Dicerataspis grenadensis Ashmead, 1896: 744

Diagnose. Corpo robusto. Face (Figura 59) com uma área mediana proeminente limitada lateralmente por carenas; genas arredondadas. Olho glabro. Antena da fêmea (Figura 60) pilosa com clava 6-segmentada, conspícua. Antena do macho (Figura 61) com o terceiro segmento levemente encurvado, dilatado distalmente, mais longo que o quarto. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 62) com três emarginações; pronoto liso lateralmente. Mesoescuto (Figuras 63 e 64) liso e arqueado em perfil. Disco do escutelo (Figura 63) areolado-rugoso; borda posterior emarginado com dois ângulos laterais pequenos e dois ângulos posteriores conspícuos. Cúpula

escutelar (Figura 63) pequena, elevada, com um orifício circular posterior. Mesopleura (Figura 64) com um orifício subalar. Metapleura (Figura 64) levemente esculpada. Asas anteriores (Figura 65) completamente hialinas ou escurecidas na base, pubescentes e ciliadas. Célula radial aberta na margem frontal; nervuras pálidas. Coxa mediana (Figura 66) com uma área pilosa dorso-lateralmente; coxa posterior (Figura 66) com uma fileira de pêlos ao longo da margem posterior. Tergito III do metassoma (Figura 64) com um anel piloso fino na base, liso distalmente.

Nota: A coloração e tamanho dos exemplares de *D. grenadensis* do Brasil variam sem correlação com nenhum fator biogeográfico.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: Granada (Ashmead, 1896); Argentina (Diaz, 1974) e Brasil (novo registro de País), no Estado de São Paulo.

Hospedeiros. Tephritidae: *Anastrepha* sp. (?) (em Wharton et al., 1998), *A. amita* (?) (em Guimarães et al., 2000a) e Drosophilidae (em Wharton et al., 1998). Os registros de *D. grenadensis* associados aos Tephritidae são duvidosos, e portanto, necessitam ser confirmados. Wharton et al. (1998) estabeleceram que as espécies de *Dicerataspis* são, provavelmente, parasitóides de Drosophilidae, devido ao pequeno tamanho destes insetos.

Comentários. *Dicerataspis* foi descrito por Ashmead (1896) baseado em uma única espécie, *Dicerataspis grenadensis*, de Granada. Kieffer (1909) descreveu o gênero *Dissodontaspis*, monotípico para *D. flavipes* do Brasil. Weld (1921) sugeriu que *Dissodontaspis* seria um sinônimo de *Dicerataspis*. Posteriormente, Weld (1952) estabeleceu a sinonímia genérica e a combinação atual, *Dicerataspis flavipes*.

Os exemplares de *D. grenadensis* coletados no Brasil foram identificados incorretamente como *D. flavipes* em Guimarães (1998) e em Guimarães et al. (1999, 2000a; 2000b).

Figuras 59-66 -*Dicerataspis grenadensis*. 59. Cabeça, vista frontal (140x, 100 μ m); 60. Antena da fêmea (204x, 100 μ m); 61. Antenômeros 3 e 4 do macho (280x, 100 μ m); 62. Placa pronotal (366x, 20 μ m); 63. Mesossoma, vista dorsal (130x, 100 μ m); 64. Cabeça e mesossoma, vista lateral (120x, 100 μ m); 65. Asa anterior (10x, 0,5mm); 66. Coxas mediana e posterior (130x, 100 μ m).

Material-tipo examinado. *Dicerataspis grenadensis*: GRANADA. (Mount Gay Est.), Holótipo (1 fêmea), col. Smith, (USNM).

Dicerataspis flavipes: BRASIL. Pará: Holótipo, (1 fêmea), col. Baker. (CASC).

Material examinado. BRASIL: São Paulo: Nazaré Paulista, (2 machos), 11.VII.1996; (1 fêmea), 19.VII.1996; (13 machos), 19.VII.1997; Monte alegre do Sul, (1 fêmea); 24.IV.2000; Campinas, (1 macho; 30.XI.1994, (1 macho, 1 fêmea); 7.II.96, (3 machos); 9.III.2000, col. M.F. Souza Filho; Piracicaba, (3 machos, 5 fêmeas), 14.III.2000, col. J.A. Guimarães. (ESALQ).

***Odontosema albinerve* Kieffer, 1909**

(Figuras 67-74)

Odontosema anastrephae Borgmeier, 1935: 113 **n. syn.**

Diagnose. Corpo delgado. Cabeça (Figura 67) com gena arredondada. Olho piloso. Antena da fêmea (Figura 68) pilosa, com clava 6-segmentada, conspicua. Antena do macho (Figura 69) com o terceiro segmento levemente encurvado, dilatado distalmente, mais longo que o quarto. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 70) profundamente emarginada; lados do pronoto carenas longitudinais conspicuas. Mesoescuto (Figuras 71 e 72) liso, levemente arqueado em perfil. Disco do escutelo (Figura 71) areolado-rugoso; borda posterior emarginada com dois dentes. Cúpula escutelar (Figura 71) grande, achatada, ultrapassando o disco posteriormente, com um orifício posterior elíptico. Mesopleura (Figura 72) com orifício subalar. Metapleura (Figura 72) levemente esculpada. Asa anterior (Figura 73) completamente hialina, pontuada e ciliada na margem apical. Célula radial aberta na margem frontal, nervuras pálidas. Coxas mediana e posterior (Figura 74) com pêlos escassos. Tergito III do metassoma (Figura 72) com um anel piloso débil na base, distalmente pontuado.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: México (Hernández-Ortiz et al., 1994) e Brasil (Guimarães et al., 2000a). No Brasil está distribuída nos Estados do

Amazonas, Pará, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Santa Catarina, Rio Grande do Sul (Guimarães et al., 2000a) e Rio de Janeiro (novo registro).

Hospedeiros. Tephritidae: *Anastrepha fraterculus* (em Borgmeier, 1935), *Anastrepha* spp. e *Ceratitis capitata* (em Wharton et al., 1981; Guimarães et al., 1999). Lonchaeidae: *Neosilba pendula* (em Costa Lima, 1940).

Wharton et al. (1998) sugeriu que *O. anastrephae* (sic) está mais associado às espécies de tefritídeos do que de outros dípteros frugívoros. A maioria do material estudado neste trabalho foi obtido de pupários de Tephritidae em Myrtaceae.

Comentários. *Odontosema* Kieffer, 1909 é representado por duas espécies: *O. albinerve* Kieffer, 1909 e *O. anastrephae* Borgmeier, 1935. O exame do material-tipo comprovou que as diferenças entre essas espécies não passam de uma variação individual, uma vez que está baseada em apenas um único caráter morfológico: margem dorsal da parte posterior da placa pronotal, reta em *O. anastrephae* e levemente convexa em *O. albinerve*. Assim, foi estabelecida a sinonímia, sendo *O. albinerve* o nome válido.

Odontosema albinerve (como *O. anastrephae*) tem sido constantemente coletada nos levantamentos realizados no Brasil (Guimarães et al., 1999; 2000a; 2000b; Salles, 1996).

Figuras 67-74 - *Odontosema anastrephae*. 67. Cabeça, vista frontal (201x, 100µm); 68. Antena da fêmea (135x, 100µm); 69. Antenômeros 3 e 4 do macho (145x, 100µm); 70. Placa pronotal (130x, 100µm); 71. Mesossoma, vista dorsal (68x, 250µm); 72. Cabeça e mesossoma, vista lateral (37x, 250µm); 73. Asa anterior (10x, 0,5mm); 74. Coxas mediana e posterior (84x, 100µm).

Material-tipo examinado. *Odontosema albinerve*. BRASIL. **Pará:** Holótipo, (1 macho), col. Baker. (CASC).

Odontosema anastrephae. BRASIL. **Rio de Janeiro:** Holótipo, 20.III.1929 (fêmea); Alótipo, 15.III.1930 (macho); Parátipo, 13.II.1930 (2 fêmeas); V.1930 (1 fêmea); V.1930 (1 macho). (UFRJ).

Material examinado. BRASIL. **Amazonas:** Manaus, 27.XII.1991, (1 macho), col. N.M. Silva. **Mato Grosso do Sul:** Terenos, 14.V.1993, (2 machos, 2 fêmeas); Aquidauana, 10.II.1994, (1 macho), col. M.A. Uchôa. (ESALQ). **São Paulo:** São Bento do Sapucaí, 1.III.1996, (1 macho); Campinas, 19.X.1994, (12 machos, 4 fêmeas); 12.XI.1997, (1 macho); 20.XI.1997 (1 macho, 4 fêmeas); 11.II.1998, (2 fêmeas); Assis, 5.II.1998, (1 fêmea); Piracicaba, 5.I.1997, (1 macho), col. M.F. Sousa Filho. (ESALQ). **Santa Catarina:** Iomerê, 18.IV.1994, (11 machos, 9 fêmeas), col. I. Nora. (ESALQ). **Rio Grande do Sul:** Pelotas, 28.XI.1997, (1 macho), col. L.A.B. Salles. (ESALQ e MLP).

***Trybliographa infuscata* Gallardo, Diaz & Uchôa F., 2000**

(Figuras 75-82)

Trybliographa infuscata Gallardo, Diaz & Uchôa F. 2000: 21

Diagnose. Corpo robusto. Cabeça (Figura 75) com gena arredondada. Olho glabro. Antena da fêmea (Figura 76) pilosa, com clava 7-segmentada, conspicua. Antena do macho (Figura 77) com o terceiro segmento reto, mais curto que o quarto. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 78) fortemente côncava; lados do pronoto lisos. Mesoescuto (Figuras 79 e 80) liso, levemente arqueado em perfil. Disco do escutelo (Figura 80) areolado-rugoso; borda posterior moderadamente arredondada. Cúpula escutelar (Figura 80) pouco elevada, grande, com uma área anterior levemente côncava e um orifício posterior elíptico. Mesopleura (Figura 79) sem orifício subalar. Metapleura (Figura 79) quase lisa. Asa anterior (Figura 81) enfumaçada na base,

pubescente e ciliada. Célula radial parcialmente aberta na margem frontal; nervuras escuras. Coxa mediana (Figura 82) com uma área pilosa dorso-lateralmente; coxa posterior (Figura 82) com uma fileira de pêlos ao longo da margem posterior. Tergito III do metassoma (Figura 79) com denso anel piloso na base, liso distalmente.

Distribuição Geográfica. Região Neotropical: Brasil. (Gallardo et al., 2000). No Brasil esta distribuída nos Estados do Mato Grosso do Sul (Gallardo et al., 2000), São Paulo e Minas Gerais (novos registros).

Hospedeiros. Lonchaeidae: *Neosilba* sp. (Gallardo et al., 2000).

Esta espécie foi obtida principalmente de pupários de lonqueídeos associados aos frutos de laranja e tangerina (Rutaceae).

Comentários. *Trybliographa* Förster, 1869 é um gênero basicamente holártico (Nordlander, 1981). No entanto, algumas espécies foram registradas na Região Neotropical (De Santis, 1965; 1980; Gallardo et al., 2000).

No Brasil, *T. infuscatata* foi citada várias vezes como *Trybliographa* sp. (Guimarães, 1998; Guimarães et al., 1999; 2000a).

Material-tipo examinado. BRASIL. **Mato Grosso do Sul:** Holótipo: Anastácio, Chácara Laranjal, 06.IX.1993, (1 fêmea). Alótipo: mesma localidade do Holótipo, 05.IX.1994, (1 macho). Parátipos: Colônia Jamic, Terenos, 14.V.1993, (1 fêmea); Anastácio, Chácara Laranjal, 23.VIII.1993, (2 machos); 06.IX.1993, (1 fêmea); 20.IX.1993, (1 fêmea); 27.IX.1993, (2 machos, 1 fêmea), M. Uchôa F., (UFMS). Aquidauana, Morro do Paxini, 10.II.1994, (1 macho, 1 fêmea), col. M. Uchôa F., (MLP).

Material examinado. BRASIL. **Minas Gerais:** Grupiara, 08.X.2000, (2 fêmeas). col. J.A. Guimarães. (ESALQ). **São Paulo:** São Bento do Sapucaí, 27.I.1995, (2 machos); 1.III.1999, (2 machos); Regente Feijó, 7.V.1997, (1 macho); Campinas, 13.II.1996, (1 fêmea); 16.IV.1997, (1 fêmea); 20.XI.1997, (1 macho); Florínea, 16.IV.1998, (1 macho), col. M.F. Souza Filho. (ESALQ).

Figura 75-82 - *Trybliographa infuscata*. 75. Cabeça, vista frontal (218x, 100µm); 76. Antena da fêmea (109x, 100µm); 77. Antenômeros 3 e 4 do macho (182x, 100µm); 78. Placa pronotal (568x, 20µm); 79. Mesossoma, vista lateral (161x, 100µm); 80. Mesossoma e escutelo, vista dorsal (193x, 100µm); 81. Asa anterior (10x, 0,5mm); 82. Coxas mediana e posterior (161x, 100µm).

***Leptopilina boulandi* (Barbotin, Carton & Kelner-Pillaut, 1979)**

(Figuras 83-90)

Cothonaspis (*Cothonaspis*) *boulandi* Barbotin, Carton & Kelner-Pillaut, 1979: 20

Leptopilina boulandi; Nordlander, 1980: 432

Charips mahensis; Nordlander, 1980: 432

Diagnose. Corpo robusto. Cabeça (Figura 83) com gena arredondada. Olho glabro. Antena da fêmea (Figura 84) pilosa, com clava 6-segmentada, conspícua. Antena do macho (Figura 85) com o quarto artigo mais longo o terceiro, mais ou menos alongado e encurvado, metade distal levemente dilatada. Margem dorsal da parte posterior da placa pronotal (Figura 86) levemente abaixada; lados do pronoto liso. Mesoescuto (Figuras 87 e 88) liso, levemente arqueado em perfil. Disco do escutelo (Figura 87) com carenas irradiando-se da cúpula para as margens lateral e posterior; borda posterior arredondada. Cúpula escutelar (Figura 87) pouco elevada, longa, estreita, convexa, com um orifício circular posterior. Mesopleura (Figura 88) sem orifício subalar. Metapleura (Figura 88) suavemente esculpura. Asa anterior (Figura 89) hialina, pubescente e ciliada. Célula radial fechada na margem frontal, nervuras pálidas. Coxa mediana (Figura 90) com pêlos esparsos; coxa posterior (Figura 90) com alguns poucos pêlos ao longo da margem posterior. Tergito III do metassoma (Figura 88) com anel piloso muito fino na base, liso distalmente.

Distribuição Geográfica. Cosmopolita. No Brasil, está distribuída nos Estados de São Paulo (Nordlander, 1980), Minas Gerais e Rio de Janeiro (novos registros).

Figura 83-90 - *Leptopilina boulardi*. 83. Cabeça, vista frontal (407x, 20µm); 84. Antena da fêmea (309x, 20µm); 85. Antenômeros 3 e 4 do macho (267x, 20µm); 86. Placa pronotal (790x, 20µm); 87. Mesossoma e escutelo, vista dorsal (335x, 20µm); 88. Cabeça e mesossoma, vista lateral (100x, 100µm); 89. Asa anterior (10x, 0,14mm); 90. Coxas mediana e posterior (230x, 100µm).

Hospedeiros. Drosophilidae: *Drosophila melanogaster* (em Nordlander, 1980).

Esta espécie foi frequentemente coletada em pupários de drosofilídeos associados aos frutos em decomposição no solo.

Comentários. *Leptopilina* Förster, 1869 é um gênero cosmopolita, que inclui cerca de 10 espécies (Nordlander, 1980). *L. boulandi* é a única espécie deste gênero registrada na Região Neotropical.

Material examinado. BRASIL: **Amapá:** Oiapoque, III.2000, (1 macho); II. 2000, (1 macho). (ESALQ). **Bahia:** Conceição de Almeida, 13.VI.2000, (20 machos, 26 fêmeas), col. R. Carvalho. (ESALQ). **Rio Grande do Norte:** Assú, 01.III.2000, (1 macho); Mossoró, 23.IV.2001, (8 fêmeas); Mossoró, 31.V.2000, (189 machos; 299 fêmeas); Assú, 30.V.2000, (2 machos); Assú, 17.II.2000, (2 fêmeas); Assú, 17.III.2000, (1 fêmea), col. E.L. Araujo. (ESALQ). **Minas Gerais:** Araguari, 23.XII.2000, (20 machos, 58 fêmeas); Grupiara, 28.XII.2000, (12 machos; 5 fêmeas); Araguari, 22.XII.2000, (18 machos; 20 fêmeas), col. J.A. Guimarães. Divinópolis, 11.II.2002, (1 macho, 10 fêmeas), col. C.H. Marchiori. (ESALQ). **São Paulo:** Nazaré Paulista, 11.VII.1996, (1 macho, 2 fêmeas); Sorocaba, 05.XII.1996, (2 machos, 2 fêmeas); Campinas, 08.I.1997, (20 machos, 22 fêmeas); Piracicaba, 05.I.1997, (10 machos, 13 fêmeas); Patrocínio Paulista, 23.I.1997, (62 machos, 61 fêmeas); Campinas, 19.XI.1997, (1 macho, 3 fêmeas); São Bento do Sapucaí, 31.I.1996, (10 machos, 29 fêmeas); Nazaré Paulista, 11.VII.1996 (102 machos, 112 fêmeas); São Bento do Sapucaí, 31.I.1996, (22 machos, 50 fêmeas); Tarabai, 15.II.1996, (2 machos, 9 fêmeas); Conchal, 19.II.1998, (22 machos, 43 fêmeas); Florínea, 17.II.1998, (3 fêmeas); Patrocínio Paulista, 23.I.1997, (1 macho); Campinas, 07.II.1996, (17 machos, 49 fêmeas); Florínea, 05.II.1998, (27 machos, 20 fêmeas); São Bento do Sapucaí, (3 machos); Pedreira, 17.I.1997, (1 fêmea); Atibaia, 07.I.1998, (10 machos, 9 fêmeas); Nazaré Paulista, 07.IV.1998, (4 fêmeas); Itu, 01.IV.1998, (3 fêmeas); Limeira, 03.IV.1998, (1 macho); Conchal, 20.III.1998, (29 machos); Jundiaí, 01.IV.1998, (2 machos, 1 fêmea); Mogi das Cruzes, (2 machos); São José do Rio Preto, 28.V.1997, (1 macho); Piracicaba, 28.IV.1998, (2 fêmeas); Limeira, 20.IV.1998, (10 machos, 3 fêmeas); Taquaritinga, 22.VIII.1998, (20 machos, 58 fêmeas); Pindorama, 13.I.1995, (2 machos); Anhumas, 31.I.1997, (1 fêmea); Campinas,

14.XI.1997, (1 fêmea); Guarará, 16.I.1997, (1 macho); Pindorama, 14.II.1993, (3 machos); Neves Paulista, 12.I.1995, (1 fêmea); Campinas, 21.X.1994, (2 fêmeas); Campinas, 05.V.2000, (9 fêmeas); Valinhos, 03.I.2000, (6 fêmeas); Juquiá, 14.I.2000, (2 machos, 1 fêmea); Ubatuba, 02.II.2000, (12 fêmeas); São Bento do Sapucaí, 03.II.2000, (2 machos, 1 fêmea); Monte Alegre do Sul, 24.V.2000, (2 fêmeas); Conchal, 03.II.2000, (1 macho, 2 fêmeas); Monte Alegre do Sul, 24.III.2000, (1 macho); Campinas, 28.I.2000, (3 fêmeas), Assis, 17.XII.1999, (2 machos); Jundiaí, (01.IV.1998), (1 fêmea); Campinas, 28.I.2000, (15 fêmeas); Ibiúna, 20.III.1994, (5 fêmeas), col. M.F. Souza Filho. (ESALQ). **Rio de Janeiro:** Rio de Janeiro, VII.1998, (1 macho, 10 fêmeas), col. E.L. Aguiar-Menezes. (ESALQ). **Espírito Santo:** Vitória, X.1998, (1 fêmea), col. K. Uramoto. (ESALQ). **Santa Catarina:** São Carlos, 17.III.1999, (14 machos, 16 fêmeas); Cunha Porá, 17.V.1999, (1 macho) col. F. Garcia. (ESALQ).

4.2.1 Chave para as espécies de *Eucoilinae* parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil (fêmeas)

- 1 Mesoescuto com carenas longitudinais (Figuras 48 e 55), célula radial aberta (Figuras 50 e 57) 2
- Mesoescuto liso (Figura 63), célula radial aberta ou fechada 3
- 2 Antena da fêmea com clava 9-segmentada, inconspícua, flagelômeros achatados (Figura 45). Cúpula escutelar com um dente ultrapassando o orifício circular central (Figura 48). Célula radial aberta na margem frontal e parcialmente na base (Figura 50) *Lopheucoila anastrephae* (Rhower)
- Antena da fêmea com clava 7-segmentada, conspícua; flagelômeros subcilíndricos (Figura 53). Cúpula escutelar sem dente ultrapassando o orifício circular central (Figura 55). Célula radial aberta na margem frontal e fechada na base (Figura 57) *Dettmeria weldi* Costa Lima

- 3 Disco do escutelo com dois dentes conspícuos posteriores (Figuras 63 e 71) 4
- Disco do escutelo arredondado ou emarginado (Figura 80 e 87) 5
- 4 Face com uma área proeminente circundada lateralmente por carenas (Figura 59), asa anterior hialina ou escurecida na base, pubescente e ciliada (Figura 65)
..... *Dicerataspis grenadensis* Ashmead
- Face lisa (Figura 67), asa anterior hialina, pontuada e ciliada (Figura 73)
..... *Odontosema albinerve* Kieffer
- 5 Disco escutelar com a borda posterior truncada ou emarginada (Figuras 39 e 80); asa anterior escurecida na base (Figuras 42 e 81) 6
- Disco escutelar com a borda posterior arredondada (Figuras 29 e 87); asa anterior hialina (Figuras 32 e 89) 7
- 6 Disco emarginado (Figura 39) *Trybliographa nordlanderi* (Wharton)
- Disco truncado (Figura 80) *Trybliographa infusata* Gallardo, Diaz & Uchôa F.
- 7 Cúpula escutelar grande, achatada, disco areolado-rugoso (Figura 29)
..... *Ganaspis pelleranoi* (Brèthes)
- Cúpula escutelar elíptica, convexa, disco com carenas irradiando-se da cúpula para as margens lateral e posterior; borda posterior arredondada (Figura 87)
..... *Leptopilina boulardi* (Barbotin, Carton & Kelner-Pillaut)

4.3 Levantamento Populacional

4.3.1 Espécies de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) no Brasil

De janeiro de 1999 a agosto de 2002, foram examinadas 4.602 espécimes de Eucoilinae parasitóides de larvas de dípteros em frutos coletados em todas as regiões do Brasil (13 Estados) (Tabela 2, Figura 91 e Apêndice).

Foram coletadas seis espécies de eucoilíneos: *Dicerataspis grenadensis* Ashmead, *Ganaspis pelleranoi* (Brèthes), *Leptopilina bouhardi* (Barbotin, Carlton & Kelner-Pillaut), *Lopheucoila anastrephae* (Rhower), *Odontosema albinerve* Kieffer e *Trybliographa infusca* Diaz, Gallardo & Uchôa. Inúmeros exemplares de *Ganaspis* também foram coletados. Todavia, as espécies desse grupo são malconhecidas taxonomicamente. Necessitam ser revisado para possibilitar a identificação e os trabalhos de levantamento populacional (Nordlander, 1982a).

As espécies mais comumente obtidas nos levantamentos foram *G. pelleranoi* (34,20%), seguida de *L. bouhardi* (24,16%) e *D. grenadensis* (16,71%) (Tabela 2 e Figura 92). Em levantamentos realizados no Brasil, foram encontrados resultados semelhantes, com *G. pelleranoi* (como *A. pelleranoi*) a espécie mais abundante (Guimarães, 1998; Guimarães et al., 1999; 2000a). Tal fato confirma o *status* de *G. pelleranoi* como um dos Eucoilinae mais promissores para serem utilizados em programas de controle biológico de moscas frugívoras.

Tabela 2. Número de eucoilíneos obtidos de larvas frugívoras (Diptera) em 36 espécies de fruteiras.

Famílias de Frutíferas (nº de espécies)	Espécies de Parasitóides								Total
	<i>G. p.</i>	<i>D. g.</i>	Grupo <i>Ganaspis</i>	<i>L. a.</i>	<i>L. b.</i>	<i>O. a.</i>	<i>T. i.</i>	Outros*	
Anacardiaceae (6)	16	7	234	1	519	22	2	5	806
Fabaceae (1)	0	0	0	0	0	0	0	23	23
Malpighiaceae (1)	0	1	3	0	4	0	0	58	66
Moraceae (2)	0	0	33	0	8	0	0	1	42
Myrtaceae (9)	1.386	678	94	4	268	407	0	586	3423
Oxalidaceae (1)	0	0	160	11	9	22	0	6	208
Passifloraceae (2)	0	0	49	8	40	0	1	3	101
Punicaceae (1)	0	0	0	0	36	0	0	0	36
Rosaceae (4)	78	74	4	0	22	7	0	36	221
Rubiaceae (1)	5	0	0	1	1	0	0	2	9
Rutaceae (3)	0	6	4	2	9	0	2	6	29
Sapotaceae (2)	3	0	0	1	1	0	0	0	5
Solanaceae (2)	0	0	0	0	3	0	0	0	3
Verbenaceae (1)	16	3	0	0	0	0	0	0	19
Hospedeiro desconhecido	70	0	69	3	192	3	0	70	407
Total	1.574	769	650	31	1.112	461	5	796	5.398

G.p. *Ganaspis pelleranoi*; *D.g.* *Dicerataspis grenadensis*; *L.a.* *Lopheucoila anastrephae*; *L.b.* *Leptopilina bouldardi*; *O.a.* *Odontosema albinerve*; *T.i.* *Trybliographa infuscata*.

***Outros:** Braconidae (Opiinae, Alysiinae); Pteromalidae, Eulophidae (Tetrastichinae), Diapriidae (*Trichopria* sp.).

Figura 91 - Distribuição dos Eucoilinae parasitóides de larvas de moscas frugívoras no Brasil.

Deve-se ressaltar que as espécies do grupo *Ganaspis*, *D. grenadensis* e *L. bouardi* foram obtidas de amostras altamente infestadas pelo drosofilídeo *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (mosca-do-figo), estando, portanto, muito provavelmente associada a essa praga, recentemente introduzida no Brasil (Vilela, 1999).

Das coletas realizadas no Estado de São Paulo, foram obtidos ainda exemplares de parasitóides das famílias - Braconidae - Opiinae: *Doryctobracon areolatus* (Szépligeti, 1911), *Doryctobracon brasiliensis* (Szépligeti, 1911) e Alysiinae: *Asobara anastrephae* (Muesebeck, 1958); Eulophidae (Tetrastichinae); Diapriidae: *Trichopria* sp. e Pteromalidae. Esses parasitóides estão entre as espécies mais comumente obtidas em levantamentos no Estado de São Paulo (Souza Filho et al., 2000).

Figura 92 - Percentagem dos Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera), de janeiro a agosto de 2002.

4.3.2 Espécies de moscas frugívoras associadas aos eucoilíneos

Com relação às moscas, foram coletadas no Estado de São Paulo, seis espécies de Tephritidae: *Anastrepha bistrigata* Bezzi, 1919, *A. fraterculus* (Wied., 1830), *A. obliqua* (Macquart, 1835), *A. pseudoparallela* (Loew, 1872), *A. sororcula* Zucchi, 1979 e *Ceratitis capitata* (Wied., 1824), além de lonqueídeos (*Neosilba* spp.) Dos frutos coletados no solo, foi obtido grande número de *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Drosophilidae) (Apêndice 1).

Não foi possível associar nenhuma espécie de Eucoilinae às espécies de moscas-das-frutas (Tephritidae), pois em todas as amostras coletadas, havia mais de uma espécie de mosca nos frascos de emergência (Apêndice 1).

No entanto, devido à separação prévia dos pupários dos tefritídeos dos de drosofilídeos, constatou-se que todos os exemplares de *D. grenadensis* e de *L. boulandi*

emergiram de pupários de drosofilídeos. Além disso, ressalta-se o predomínio de *Z. indianus* sobre os demais drosofilídeos, o que possibilita inferir a associação de *D. grenadensis* e *L. boulardi* a essa mosca (Apêndice 1).

4.3.3 Associação Eucoilinae/larvas frugívoras/fruteiras

Os Eucoilinae foram obtidos de larvas frugívoras coletadas de 36 espécies de frutos pertencentes a 14 famílias. Destes, 61,65% foram obtidos de larvas de moscas em frutos de nove espécies de Myrtaceae (Tabela 2 e Figura 93).

A atratividade dos frutos das mirtáceas sobre os eucoilíneos pode estar relacionada com a emissão de substâncias voláteis (semioquímicos - sinomônios), que atuam a longas distâncias, fornecendo aos inimigos naturais (predadores e parasitóides) informações sobre o local onde se encontram os hospedeiros naturais, nesse caso as larvas de moscas nos frutos. Tal fato indica uma coevolução entre esses organismos, já que grande parte das mirtáceas e todos os eucoilíneos coletados são nativos. Este fato pode ser utilizado para melhorar uma possível utilização desses parasitóides em programas de controle biológico por meio do aprendizado associativo. Com isso, seriam criados parasitóides mais eficientes na busca pelo hospedeiro, com a vantagem de não haver dispersão da área-alvo. A associação entre espécies de eucoilíneos e os frutos de mirtáceas já havia sido anteriormente relatada por outros autores (Guimarães et al., 1999; 2000a; Ovruski et al., 2000; Wharton et al., 1998).

Verificou-se ainda que as anacardiáceas também atraem fortemente os parasitóides de moscas frugívoras. Dos frutos desta família foram obtidas seis táxons (*G. pelleranoi*, *D. grenadensis*, grupo *Ganaspis*, *L. anastrephae*, *L. boulardi*, *O. albinerve* e *T. infuscata*), além de opiíneos, pteromalídeos e diapirídeos (Tabela 2, Figura 93 e Apêndice 1).

Figura 93 - Percentagem de Eucoilinae parasitóides de larvas frugívoras (Diptera) associadas a 36 espécies de fruteiras no Brasil.

Não foi possível conhecer os registros de plantas hospedeiras para 7,32% das amostras enviadas por pesquisadores colaboradores (Tabela 2 e Apêndice 1).

Com base nas coletas e observações em campo, constatou-se que os eucoilíneos estão mais comumente associados às larvas de moscas que se desenvolvem em frutos no solo. Nestas amostras foram coletadas cinco espécies (*G. pelleranoi*, *D. grenadensis*, *L. boulardi*, *O. albinerve* e *T. infuscata*), além dos representantes do grupo *Ganaspis* (Apêndice 1). Este fato pode estar relacionado ao comportamento de busca dos hospedeiros, apresentado por algumas espécies, e.g., *G. pelleranoi*, que é capaz de penetrar nos frutos, pelas rachaduras originadas da queda do fruto ou provenientes da atividade da própria larva da mosca em desenvolvimento (Ovruski, 1994b).

Foram constatadas pela primeira vez, *G. pelleranoi* parasitando larvas de moscas frugívoras em café - *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) e *O. albinerve* em larvas de *Anastrepha* sp. em serigüela (*Spondias purpurea* L. - Anacardiaceae). Foram também obtidas pela primeira vez, espécies de eucoilíneos parasitando larvas de moscas em romã (*Punica granatum* L. - Punicaceae) e acerola (*Malpighia punicifolia* L. - Malpighiaceae) (Tabela 2 e Apêndice 1).

À medida que outros levantamentos forem realizados, o conhecimento sobre a associação Eucoilinae/larvas de moscas/fruteiras será mais bem compreendido e certamente, será de extrema importância para o desenvolvimento de programas de manejo de moscas frugívoras.

4.4 Manutenção dos Eucoilinae em laboratório

Os exemplares de *G. pelleranoi*, *D. grenadensis* e *O. albinerve*, obtidos de frutos infestados com larvas frugívoras no campo, foram mantidos em laboratório para viabilizar os estudos de resposta olfativa e comportamento de parasitismo.

4.4.1 *Ganaspis pelleranoi*

As fêmeas inicialmente apresentaram certa rejeição às larvas de *C. capitata*. Para contornar esse problema, utilizaram-se larvas de *Anastrepha* spp., que foram rapidamente parasitadas, pois são as hospedeiras naturais destes parasitóides no campo. O parasitismo de larvas de *C. capitata* (exótica) só foi possível, quando oferecidas associadas aos frutos de goiaba, demonstrando assim, haver necessidade da associação entre os semioquímicos liberados dos frutos com os cairomônios de *C. capitata*, para a indução do parasitismo de *G. pelleranoi*, em laboratório. Esse fato demonstra a influência das relações tritróficas sobre esses parasitóides. Essa associação, entre dois níveis tróficos (herbívoro + planta) desencadeando uma resposta sobre o terceiro nível trófico (predadores e parasitóides) têm recebido a atenção de um grande número de

pesquisadores (Lewis & Sheehan, 1997; Moraes et al., 1998; Price et al., 1980 e Tumlinson et al., 1993).

Em condições de laboratório ($T = 25^{\circ} \pm 3^{\circ} \text{ C}$ e UR $75 \pm 5\%$ e 14 horas de luz), verificou-se que o período médio de desenvolvimento (32 dias, variando de 25 a 49 dias) de *G. pelleranoi* independente do hospedeiro (*C. capitata* ou *Anastrepha* spp.). Na Argentina, Ovruski (1994a) utilizou larvas de *C. capitata* para a multiplicação de *G. pelleranoi*, obtendo um período de desenvolvimento (ovo-adulto) semelhante, variando de 25 a 30 dias. Portanto, o período mínimo necessário para *G. pelleranoi* completar o desenvolvimento, em laboratório, é de aproximadamente 25 dias.

4.4.2 *Odontosema albinerve*

A manutenção dessa espécie em laboratório foi possível após a obtenção de cinco fêmeas coletadas de goiaba em Piracicaba e em Monte Alegre do Sul (SP). Desses exemplares, quatro foram obtidos sobre as goiabas, com auxílio de um aspirador bucal. A criação foi mantida por apenas 20 dias, não tendo sido possível manter essa espécie por maior período devido ao reduzido número de exemplares coletados.

4.4.3 *Dicerataspis grenadensis*

A criação iniciou-se com os exemplares coletados no campo. Para a multiplicação dos parasitóides, foram oferecidas goiabas podres (mais atrativa), previamente infestadas com larvas de drosofilídeos. Tentou-se também o parasitismo de larvas diretamente, sem associação com fruto. Nestas condições, nenhuma larva foi parasitada. Assim, como verificado para *G. pelleranoi*, há a necessidade de fornecer aos parasitóides, informações relativas ao fruto hospedeiro. Tal fato só vem confirmar a importância do conhecimento das interações tritróficas e sua aplicabilidade no aprendizado associativo dos inimigos naturais mantidos em laboratório (Lewis & Sheehan, 1997; Moraes et al., 1998; Price et al., 1980; Tumlinson et al., 1993).

O período médio de desenvolvimento (do parasitismo até a emergência do adulto) foi de aproximadamente 30 dias, variando de 25 a 34 dias ($T = 25^{\circ} \pm 3^{\circ}\text{C}$ e UR $75\% \pm 5\%$ e 14 horas de luz). A longevidade média foi de 25 ± 10 dias, com os machos geralmente menos longevos que as fêmeas.

4.5 Comportamento de Parasitismo de *G. pelleranoi*, *O. albinerve* e *D. grenadensis*

O estudo do comportamento do parasitismo é de grande importância, pois em Hymenoptera Parasitica existe uma relação direta entre o sucesso de forrageamento e a capacidade de produção de descendência (Vet & Alphen, 1985).

Portanto, visando conhecer o comportamento do parasitismo de eucoilíneos parasitóides de larvas de moscas frugívoras, foram realizados experimentos, com olfatometria para avaliar a resposta olfativa desses parasitóides aos voláteis de longa distância (frutos infestados ou não). O estudo da seqüência do parasitismo das fêmeas sobre frutos infestados com larvas de moscas (baseado nos estímulos de curta distância) foi feito com auxílio de câmera de vídeo adaptada ao microscópio estereoscópico.

4.5.1 Resposta olfativa aos semioquímicos de longa distância

Foi utilizado o olfatômetro de quatro braços a vácuo (Vet et al., 1983).

4.5.1.1 *Ganaspis pelleranoi*

Estudou-se a resposta olfativa de 44 fêmeas de *G. pelleranoi* (3 ± 1 dias) em relação à polpa de goiaba madura infestada com larvas de moscas frugívoras e à goiaba madura não-infestada. As amostras foram depositadas no olfatômetro da seguinte maneira: os braços adjacentes (1) e (2) ficaram vazios, liberando apenas ar umedecido (testemunha); no braço (3) foi colocada apenas polpa de goiaba madura e no braço (4) foi colocada amostra de goiaba madura infestada com larvas de dípteros frugívoros.

Verificou-se que *G. pelleranoi* é mais atraído pelo substrato de goiaba madura infestada por larvas de moscas frugívoras do que pelos voláteis emitidos de frutos maduros (mesmo estágio de decomposição) não-infestados (Tabela 3). Portanto, *G. pelleranoi* é capaz de reconhecer os semioquímicos de longa distância emitidos pelos frutos atacados por larvas frugívoras.

Tabela 3. Resposta de fêmeas de *Ganaspis pelleranoi* (Figitidae) (com 3 ± 1 dias) aos odores de goiaba madura infestada ou não com larvas frugívoras (Diptera).

Tratamentos	Tempo médio (%) gasto pelas fêmeas em cada quadrante do olfatômetro
Água	12,97 b ⁽¹⁾
Água	4,15 b
Goiaba madura	19,53 b
Goiaba madura infestada com larvas frugívoras	63,35 a

⁽¹⁾Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Friedman a 5% de probabilidade.

O uso de cairomônios na localização do hospedeiro é um fenômeno relativamente comum em Hymenoptera Parasítica (Weseloh, 1981). Geralmente, parasitóides especialistas apresentam maior resposta aos cairomônios dos hospedeiros, enquanto os parasitóides generalistas respondem mais ativamente aos voláteis emitidos do hábitat (Vet, 1985; Waage, 1979).

Ganaspis pelleranoi é um parasitóide especialista em larvas frugívoras (Tephritidae e Lonchaeidae). Como essas moscas depositam seus ovos em uma grande variedade de frutos, este parasitóide deve ser capaz de reconhecer os cairomônios das larvas hospedeiras para realizarem o parasitismo. Além disso, a capacidade de utilizar os cairomônios das larvas associados aos voláteis dos frutos, permite uma maior eficiência de forrageamento, visitando apenas aqueles frutos que apresentam algum sinal de infestação.

Uma vez constatada a capacidade de *G. pelleranoi* de distinguir entre os frutos infestados dos não-infestados, testou-se a sua capacidade em diferenciar entre frutos

infestados com larvas de tefritídeos nativos (*Anastrepha* spp.) dos frutos infestados por larvas de tefritídeo exótico (*C. capitata*).

Assim, 60 fêmeas, (com 3 ± 1 dias) foram examinadas. As amostras foram depositadas no olfatômetro da seguinte maneira: os braços adjacentes (1) e (2) ficaram vazios, liberando apenas ar umedecido (testemunha); no braço (3) foi colocada uma amostra de goiaba infestada com larvas de *C. capitata* e no braço (4) foi colocada amostra de polpa de goiaba madura infestada com larvas de *Anastrepha* spp.

As fêmeas de *G. pelleranoi* não são capazes de diferenciar os frutos infestados com larvas de moscas do gênero *Anastrepha* dos infestados por larvas de *C. capitata* (Tabela 4). Portanto, os semioquímicos liberados pelos frutos (voláteis de longa distância) não fornecem ao parasitóide informações sobre a larva hospedeira. Este tipo de informação, por ser mais complexa, necessita de um exame mais minucioso por parte do parasitóide na superfície do fruto. Neste caso, o parasitóide utiliza os sinais de curta distância, que são pouco voláteis, mas fornecem ao parasitóide informações específicas (identidade, idade, adequabilidade) sobre o hospedeiro (Vet, 1985).

Tabela 4. Resposta de fêmeas de *Ganaspis pelleranoi* (Figitidae) (com 3 ± 1 dias) aos odores de goiaba madura infestada com larvas de *Anastrepha* spp. e com larvas de *Ceratitis capitata*.

Tratamentos	Tempo médio (%) gasto pelas fêmeas em cada quadrante do olfatômetro
Água	13,54 b ⁽¹⁾
Água	13,09 b
Goiaba madura com larvas de <i>C. capitata</i>	31,68 a
Goiaba madura com larvas de <i>Anastrepha</i> spp.	41,69 a

⁽¹⁾Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Friedman a 5% de probabilidade.

Verificou-se ainda, a capacidade de *G. pelleranoi* detectar, por meio de voláteis de longa distância, frutos infestados com larvas de *C. capitata* de diferentes instares (1º, 2º e 3º instares). Sabendo-se que *G. pelleranoi* parasita larvas maduras de moscas

frugívoras, este experimento visou estudar a capacidade deste parasitóide, baseado nos semioquímicos de longa distância, de encontrar as larvas adequadas (3º ínstar) para o parasitismo.

Dessa forma, 42 fêmeas (com 8 ± 3 dias) de *G. pelleranoi* foram estudadas. Os braços (1) e (2) liberaram apenas vapores de água (testemunha); no braço (3) foi colocada goiaba madura infestada com larvas de 3º ínstar de *C. capitata* e no braço (4), colocou-se goiaba madura infestada com larvas jovens (1º e 2º instares) de *C. capitata*.

Verificou-se que as fêmeas dos parasitóides não conseguem distinguir entre os voláteis de goiabas infestadas com larvas maduras (3º ínstar) daqueles emitidos por goiabas infestadas com larvas jovens (Tabela 5). Portanto, os semioquímicos de longa distância não fornecem informações detalhadas sobre as características do hospedeiro. Assim, apenas quando encontrar o fruto, *G. pelleranoi* terá informações sobre a larva alojada no fruto (sinais de curta distância).

Tabela 5. Resposta de fêmeas de *Ganaspis pelleranoi* (Figitidae) (com 8 ± 3 dias) aos odores de goiaba madura infestada com larvas *Ceratitis capitata* de diferentes instares.

Tratamentos	Tempo médio (%) gasto pelas fêmeas em cada quadrante do olfatômetro
Água	10,15 b ⁽¹⁾
Água	12,92 b
Goiaba madura com larvas de <i>C. capitata</i> (3º ínstar)	33,48 a
Goiaba madura com larvas de <i>C. capitata</i> (1º e 2º instares)	43,45 a

⁽¹⁾Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Friedman a 5% de probabilidade.

Este fato corrobora com a hipótese de que estes parasitóides não conseguem, baseados na utilização dos voláteis de longa distância, extrair informações específicas

sobre o hospedeiro. Os voláteis de longa distância fornecem apenas informações referentes à presença ou ausência de hospedeiros nos frutos.

4.5.1.2 *Dicerataspis grenadensis*

Estudou-se a resposta olfativa de 50 fêmeas de *D. grenadensis* (com 4 ± 1 dias) em relação à polpa de goiaba podre infestada naturalmente com larvas de drosofilídeos e goiaba podre não-infestada (mesmo estágio de maturação). As amostras foram arranjadas no olfatômetro da seguinte maneira: os braços adjacentes (1) e (2) ficaram vazios, liberando apenas ar umedecido (testemunha); no braço (3) foi colocada a amostra de goiaba podre não-infestada e no braço (4) foi colocada a amostra de goiaba podre infestada com larvas de *Z. indianus* (Drosophilidae).

D. grenadensis foi mais atraído pelo substrato de goiaba podre infestado por larvas de drosofilídeos do que pelos voláteis emitidos de frutos podres não infestados (Tabela 6). Isso se deve ao fato dessa espécie parasitar especificamente larvas de drosofilídeos, fortemente associadas aos frutos apodrecidos no solo. Os voláteis de frutos podres possuem alta concentração de álcoois, devido a fermentação produzida por fungos e bactérias (Dicke et al., 1984; Vet, 1983; Vet & Opzeeland, 1985).

Algumas espécies de parasitóides de drosofilídeos, e.g., *Leptopilina heterotoma* (Thompson) tornaram-se especialistas no hábitat destas moscas, não utilizando desta forma, os cairomônios das larvas hospedeiras durante o forrageamento (Vet & Opzeeland, 1985).

Os drosofilídeos (adultos) são vetores de bactérias e leveduras, que em contato com o substrato, aumentam a velocidade de decomposição dos frutos e conseqüentemente liberam álcoois como subprodutos deste processo de fermentação (Dicke et al., 1984; Vet, 1983; Vet & Opzeeland, 1985). As goiabas não-infestadas apresentaram um período de decomposição mais prolongado e geralmente tornavam-se escurecidas e com consistência liquefeita, bem distinta da goiaba infestada com larvas de drosofilídeos (mantidas sob as mesmas condições de temperatura e umidade).

Tabela 6. Resposta de fêmeas de *Dicerataspis grenadensis* (Figitidae) (com 4 ± 1 dias) aos odores liberados de goiaba podre infestada ou não com larvas de *Zaprionus indianus* (Drosophilidae).

Tratamentos	Tempo médio (%) gasto pelas fêmeas em cada quadrante do olfatômetro
Água	23,42 c ⁽¹⁾
Água	9,75 bc
Goiaba podre	18,40 bc
Goiaba podre com larvas de Drosophilidae	48,43 a

⁽¹⁾Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Friedman a 5% de probabilidade.

Verificou-se também a capacidade de *D. grenadensis* de distinguir entre goiabas infestadas com tefritídeos (*Anastrepha* spp.) de goiabas infestadas com larvas de drosofilídeos (*Z. indianus*). Este experimento foi desenvolvido para esclarecer a associação deste parasitóide ao hospedeiro natural (Drosophilidae vs. Tephritidae).

Foi necessária a utilização de substratos distintos, já que na natureza, os drosofilídeos geralmente desenvolvem-se em frutos apodrecidos, enquanto as larvas de tefritídeos são mais comumente encontras em associação com frutos maduros ou próximos deste estágio.

Foram testadas 40 fêmeas de *D. grenadensis* (com 4 ± 1 dias). As amostras foram depositadas no olfatômetro da seguinte maneira: os braços adjacentes (1) e (2) ficaram vazios, liberando apenas ar umedecido (testemunha); no braço (3), foi colocada a amostra contendo goiaba madura infestada com larvas de *Anastrepha* spp. e no braço (4) foi colocada a amostra de goiaba podre infestada com larvas de *Z. indianus*.

As fêmeas de *D. grenadensis* foram mais atraídas pelo substrato de goiaba podre infestada por larvas de *Z. indianus* do que pelos voláteis emitidos dos frutos maduros infestados com *Anastrepha* spp. (Tabela 7).

Neste caso, a resposta foi principalmente aos voláteis emitidos dos frutos em diferentes estágios de maturação. O substrato de goiaba podre libera voláteis com altas concentrações de álcoois, que podem ser alterados pela presença de larvas de

drosofilídeos. Estes geralmente não se desenvolvem em frutos maduros, exceto quando os frutos apresentam algum dano externo na casca. Assim, como *D. grenadensis* é um parasitóide que busca ativamente por larvas em substrato em decomposição, pode-se inferir que esta espécie está associada às larvas de drosofilídeos.

Tabela 7. Resposta de fêmeas de *Dicerataspis grenadensis* (Figitidae) (com 4 ± 1 dias) aos voláteis de goiaba madura infestada com larvas de *Anastrepha* spp. (Tephritidae) dos voláteis liberados por goiaba podre infestada com larvas de *Zaprionus indianus* (Drosophilidae).

Tratamentos	Tempo médio (%) gasto pelas fêmeas em cada quadrante do olfatômetro
Água	12,92 c ⁽¹⁾
Água	4,81 bc
Goiaba madura com larvas de <i>Anastrepha</i> spp.	18,89 bc
Goiaba podre com larvas de <i>Z. indianus</i>	63,38 a

⁽¹⁾ Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Friedman a 5% de probabilidade.

4.5.2 Estudo da seqüência do comportamento de parasitismo dos Eucilinae

Após o estudo da resposta olfativa dos eucoilíneos em relação aos voláteis dos frutos (longa distância), a etapa seguinte consistiu na avaliação da influência dos estímulos de curta distância (estímulos do hospedeiro) no comportamento dos parasitóides.

Os estímulos do hospedeiro podem ser detectados pelos endoparasitóides de larvas frugívoras por meio das antenas (*vibrotaxia*) ou do ovipositor (Vet & Alphen, 1985). O comportamento de *G. pelleranoi*, *D. grenadensis* e *O. albinerve* sobre goiaba foi estudado para se determinar como essas espécies localizam as larvas hospedeiras nos frutos.

4.5.2.1 *Ganaspis pelleranoi*

Inicialmente, as fêmeas apresentaram um período de latência (aproximadamente 30 s). Nesta fase, as antenas permanecem elevadas, com movimentos verticais discretos, sem tocar o substrato. Logo após, as fêmeas caminham ativamente sobre o fruto, movimentando as antenas verticalmente, tocando os segmentos finais da clava rapidamente sobre a superfície do fruto. As antenas movem-se rítmica e alternadamente (Figuras 94-A e 95). Esse período de "antenação", por meio do qual a fêmea explora a superfície do fruto foi observado por até 4 minutos seguidos. Quando localizam as larvas de moscas, as fêmeas geralmente permaneciam imóveis por um período mais prolongado de tempo ($\cong 25$ s) (Figuras 94-B e 95) e em seguida inserem o ovipositor rapidamente ($\cong 5$ s) no fruto, num comportamento típico de “picada-de-prova” (Figuras 94-C e 95). Se o hospedeiro é adequado para o parasitismo, a fêmea se posiciona em um ângulo de aproximadamente 45° em relação ao substrato e insere o ovipositor na larva hospedeira (Figuras 94-D e 95), por aproximadamente 30 segundos. Após o parasitismo, a fêmea inicia um processo de limpeza, utilizando as pernas anteriores, por meio dos esporões tibiais, para limpar as antenas e por meio das pernas posteriores, para limpar o gáster, o ovipositor e as asas. Foram estudadas 20 fêmeas (com 5 ± 3 dias).

As espécies que se comportam dessa maneira para localizar as larvas no interior do fruto, só usam o ovipositor para a “picada-de-prova” e para a oviposição. Os parasitóides larvais que reagem aos sons produzidos pela movimentação das larvas no interior do fruto tendem a apresentar comportamento de caminhada e parada, “provando” o substrato com o ovipositor logo após os períodos de imobilidade (Vet & Bakker, 1985).

Portanto, o comportamento observado para as fêmeas de *G. pelleranoi* consiste principalmente na busca com as antenas (*vibrotaxia*). Esta observação corrobora com os resultados de Ovruski (1994b) para *G. pelleranoi* e com os de Vet & Bakker (1985) para espécies do gênero *Ganaspis*.

Em observações de campo, verificaram-se fêmeas de *G. pelleranoi* parasitando larvas em frutos apodrecidos no solo, nos quais penetrava através de orifícios feitos

pelas próprias larvas das moscas ou através das rachaduras presentes nos frutos em decorrência da queda ou pela atividade de insetos predadores (vespas e coleópteros estafilínídeos). Também no campo, observaram-se fêmeas parasitando larvas em frutos sadios, sem ferimentos externos, na árvore. Neste caso, foi possível constatar toda a sequência descrita acima (em laboratório), terminando com a fêmea inserindo o ovipositor no fruto. Estes frutos foram coletados e levados ao laboratório, onde pôde-se comprovar o sucesso do parasitismo.

Figura 94 - Sequência do parasitismo de *Ganaspis pelleranoi* em laboratório. A. “antenação”; B. parada momentânea; C. rápida introdução do ovipositor “picada-de-prova”; D. parasitismo (linhas tracejadas indicam o movimento das antenas).

Figura 95 - Seqüência do comportamento do parasitismo de *Ganaspis pelleranoi*, *Odontosema albinerve* e *Dicerataspis grenadensis*.

4.5.2.2 *Odontosema albinerve*

Há um período de latência (aproximadamente 45 s), onde as fêmeas permanecem imóveis, com suaves movimentos verticais das antenas, que não tocam o substrato. Logo após, as fêmeas começavam a caminhar ativamente sobre o fruto, com movimentos verticais das antenas, golpeando rapidamente a superfície do fruto. Apenas os últimos segmentos da antena tocam o substrato. Essa "antenação" foi observada por períodos de até 3 minutos seguidos e, logo após, as fêmeas geralmente permaneciam imóveis (aproximadamente 30 s) e, em seguida, inseriam rapidamente o ovipositor no fruto (3 s), num comportamento típico de "picada-de-prova". Logo após o parasitismo, a fêmea inicia o processo de limpeza, por meio das pernas anteriores (esporões tibiais) para limpar as antenas e das pernas posteriores para limpar o gáster, o ovipositor e as asas. A duração dos movimentos foi obtida através da média dos cinco exemplares observados. Esses parasitóides só utilizavam o ovipositor para "picada-de-prova" e para a oviposição, ficando retraído no gáster durante todo o restante do tempo (Figuras 95 e 96).

Os parasitóides larvais que usam a *vibrotaxia* tendem a apresentar um comportamento típico (caminhadas seguidas por períodos de imobilidade). Esta imobilidade é necessária para perceber os ruídos produzidos pela atividade das larvas no interior do fruto. Assim que detectam esses movimentos, inserem rapidamente o ovipositor no fruto, até alcançar a larva "provando-a" para verificar a adequabilidade da mesma, ou seja, se possui todos os requisitos (idade, tamanho, parasitismo etc.) necessários para o desenvolvimento da larva do parasitóide (Vet & Bakker, 1985).

Portanto, o comportamento de *O. albinerve* e *G. pelleranoi* é bastante parecido, consistindo principalmente na busca com as antenas (*vibrotaxia*). Esse tipo de comportamento já havia sido observado por Ovruski (1994b) para *G. pelleranoi* e por Vet & Bakker (1985) para espécies do gênero *Ganaspis*.

Verificou-se também que a fêmea de *O. albinerve* é capaz de penetrar no interior de frutos volumosos à procura de larvas de moscas frugívoras. Esse tipo de comportamento foi observado repetidas vezes, ao se oferecer goiabas infestadas com

larvas de moscas na gaiola de criação. As fêmeas de *O. albinerve* penetravam imediatamente no interior do fruto, por meio de orifícios feitos artificialmente com uma pinça ou pelos orifícios feitos pela própria larva da mosca e lá permaneciam por períodos de até 30 minutos.

Assim, verifica-se uma clara convergência comportamental no processo de busca por hospedeiros entre *G. pelleranoi* e *O. albinerve*. Essa convergência é bastante comum entre parasitóides que utilizam os mesmos hospedeiros (Vet & Alphen, 1985).

Figura 96 - Seqüência do parasitismo de *Odontosema albinerve*. A. “antenação”; B. parasitismo.

Mesmo sendo capazes de parasitar larvas em frutos sadios na árvore (e.g., *G. pelleranoi*), os eucoilíneos são mais facilmente encontrados associados às larvas de moscas em frutos no solo. Tal fato pode estar relacionado com a capacidade que possuem de penetrar nos frutos ou para evitar a competição com os braconídeos (Opiinae). Os eucoilíneos geralmente atuam no final do processo de sucessão dos parasitóides de moscas frugívoras, assim, parasitam as larvas que escaparam do

parasitismo dos opiíneos, os quais, devido às restrições do tamanho do ovipositor, parasitam apenas as larvas que se encontram na superfície do fruto (Sivinski et al., 1999; 2001).

4.5.2.3 *Dicerataspis grenadensis*

Há um período de latência (15 s), onde a fêmea permanece imóvel, realizando movimentos de limpeza do ovipositor (por meio das pernas posteriores). Após, esse período, a fêmea caminha ativamente sobre o fruto, "provando" o substrato repetidas vezes com o ovipositor, mesmo durante a caminhada (Figura 97). O ovipositor permanece extrovertido e voltado para frente durante todo o período de busca por hospedeiros. O tempo em que ovipositor toca o substrato não dura mais que 1 s. Cerca de 60% do tempo utilizado pelas fêmeas durante a busca por hospedeiros é gasto na prova contínua do substrato com o ovipositor (Figuras 95 e 97). Ao encontrar a larva, a fêmea insere o ovipositor no substrato (10 s) para verificar a adequabilidade do hospedeiro. Caso seja adequado para o parasitismo, a fêmea se posiciona sobre o local onde se encontra a larva, permanecendo em ângulo de aproximadamente 45° em relação ao substrato e insere o ovipositor por um período mais prolongado (30 s). O processo de busca por hospedeiro é freqüentemente interrompido por paradas rápidas (15 s), para limpeza do ovipositor e das asas. Cerca de 11% do tempo é gasto na limpeza. Foram estudadas 20 fêmeas.

Dessa forma, estabeleceu-se que o padrão de comportamento de parasitismo de *D. grenadensis* é baseado principalmente na busca com o ovipositor. Esse tipo de comportamento é bastante difundido entre os parasitóides de drosofilídeos (Vet & Alphen, 1985).

O comportamento observado para *D. grenadensis* é semelhante ao das espécies do gênero *Leptopilina*, que parasitam larvas de Drosophilidae associados à matéria orgânica em decomposição (Vet & Alphen, 1985). As espécies do gênero *Leptopilina* foram estudadas minuciosamente por Lenteren et al. (1998), que observaram a presença

de um grande número de sensilos no ápice do ovipositor, associados com a busca e a localização de hospedeiros.

Dicerataspis grenadensis apresenta estratégia de parasitismo divergente daquela observada para *G. pelleranoi* e *O. albinerve*. Isso pode estar relacionado ao uso de hospedeiros filogeneticamente distantes (Tephritidae e Drosophilidae), com parâmetros biológicos e comportamentais distintos, que provavelmente induziram nesses parasitóides diferentes estratégias de busca por hospedeiros durante o processo coevolutivo (Vet & Alphen, 1985).

Verificou-se que as fêmeas de *D. grenadensis* também penetram no interior dos frutos à procura das larvas hospedeiras, como observado para *G. pelleranoi* e *O. albinerve*. Dessa forma, essa capacidade parece estar amplamente disseminada entre todos os eucoilíneos parasitóides de larvas que se desenvolvem no interior de frutos.

Figura 97 - Sequência do parasitismo de *Dicerataspis grenadensis* em laboratório. A. caminhamento sobre o fruto; B. exame da superfície do fruto com ovipositor (linhas tracejadas indicam o sentido do movimento).

5 CONCLUSÕES

- 1) *Aganaspis pelleranoi* e *A. nordlanderi* (neotropicais) são transferidas do gênero *Aganaspis* para os gêneros *Ganaspis* Förster e *Trybliographa* Förster, respectivamente (novas combinações).
- 2) *Tropideucoila weldi* Costa Lima é sinônimo júnior de *Dettmeria weldi* (Costa Lima).
- 3) *Lopheucoila truncicola* Weld é sinônimo júnior de *Lopheucoila anastrephae* (Rhower).
- 4) *Odontosema anastrephae* Borgmeier é sinônimo júnior de *O. albinerve* Kieffer.
- 5) Os frutos de Myrtaceae e Anacardiaceae são os mais atrativos para os eucoilíneos parasitóides de moscas frugívoras no Brasil.
- 6) *Ganaspis pelleranoi* é mais atraído pelos voláteis de goiabas infestadas do que pelas goiabas não-infestadas.
- 7) *Ganaspis pelleranoi* não distingue entre os voláteis emitidos de goiabas infestadas por hospedeiros nativos dos voláteis emitidos por goiabas infestadas por hospedeiro exótico.
- 8) *Ganaspis pelleranoi* não reconhece os voláteis de goiabas infestadas com larvas maduras dos voláteis dos voláteis emitidos por goiabas infestadas com larvas jovens.
- 9) *Dicerataspis grenadensis* é mais atraído por voláteis emitidos de goiabas podres infestadas com larvas de drosofilídeo do que pelos voláteis de goiabas podres não-infestadas.

- 10) *Dicerataspis grenadensis* distingue os voláteis de goiabas podres infestadas com larvas de drosofilídeo dos voláteis de goiabas maduras infestadas com larvas de tefritídeos.
- 11) *Ganaspis pelleranoi* e *Odontosema albinerve* localizam as larvas hospedeiras nos frutos por meio de *vibrotaxia*.
- 12) *Dicerataspis grenadensis* localiza as larvas hospedeiras nos frutos com o ovipositor.
- 13) *Dicerataspis grenadensis* é parasitóide de larvas de Drosophilidae.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALUJA, M. Bionomics and management of *Anastrepha*. **Annual Review of Entomology**, v.39, p.155-178, 1994.
- ALPHEN, J.J.M. VAN; NORDLANDER, G.; EIJS, I. Host habitat finding and host selection of the *Drosophila* parasitoid *Leptopilina australis* (Hymenoptera: Eucoilidae), with a comparison of the niches of European *Leptopilina* species. **Oecologia**, v.87, p.324-329, 1991.
- ARAUJO, E.L. Dípteros frugívoros (Tephritidae e Lonchaeidae) na região de Mossoró/Assu, Estado do Rio Grande do Norte. Piracicaba, 2002. 112p. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.
- ASHMEAD, W.H. Report on the parasitic Hymenoptera of the island of Grenada, comprising the families Cynipidae, Ichneumonidae, Braconidae and Proctotrupidae. **Proceedings of the Zoological Society of London – 1895**, p.742-812, 1896.
- ASHMEAD, W.H. Classification of the gall wasps and parasitic cynipoids of the Superfamily Cynipoidea. II. **Psyche**, v.10, p.59-73, 1903.
- BARANOWSKI, R.; GLENN, H.; SIVINSKI, J. Biological control of the Caribbean fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**, v.76, p.245-250, 1993.

- BARBOTIN, F., CARTON, Y., KELNER-PILLAUT, S. Morphologie et biologie de *Cothonaspis* (*Cothonaspis*) *boulardi* n. sp. parasite de Drosophiles. **Bulletin de Societé entomologiqué de France**, v.84, p. 20-26, 1979.
- BARTLETT, K.A. The introduction and colonization in Puerto Rico of beneficial insects parasitic on west Indian fruit flies. **The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v.25, n.1, p.25-31, 1941.
- BORGMEIER, T. Sobre alguns cynipideos parasíticos e cecidógenos do Brasil (Hymenoptera: Cynipidae). **Archivos do Instituto de Biologia Vegetal**, v.2, n.1, p.97-124, 1935.
- BOUCEK, Z. **Australasian Chalcidoidea (Hymenoptera)**; a biosystematic revision of genera of fourteen families, with a reclassification of species. Londres, UK: CAB International, 1988. 832p.
- BRANCO, E.S.; VENDRAMIN, J.D.; DENARDI, F. Resistência às Moscas-das-Frutas em fruteiras. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: Conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 21, p.161-167.
- BRÈTHES, J. Varios himenópteros de la América del Sur. *Nunquam Otiosus*, v.2, p.2-16, 1924.
- CANALE, A.; RASPI, A. Host location oviposition behaviour in *Opius concolor* (Hymenoptera: Braconidae). **Entomological Problems**, v.31, n.1, p.25-32, 2000.
- CAREY, J.R.; DOWELL, R.V. Exotic Fruit fly pests and California agriculture. **California Agriculture**, v.43, n.3, p.38-40, 1989.

- CARVALHO, R.S.; NASCIMENTO, A.S.; MATRANGOLO, W.J.R. Controle Biológico. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 14, p. 113-117.
- CLAUSEN, C.P. Biological control of fruit flies. **Journal of Economic Entomology**, v.49, n.2, p.176-178, 1956.
- CLAUSEN, C.P. Tephritidae. In: CLAUSEN, C.P. (Ed.). **Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world review**. Washington: USDA, 1978. p.320-325. (Agriculture Handbook).
- COSTA LIMA, A. Alguns parasitos de mosca-das-frutas. **Annais da Academia Brasileira de Scienciae**, v.12, n.1, p.17-20, 1940.
- COSTA LIMA, A. Entomófagos sul americanos (parasitos e predadores) de insetos nocivos a agricultura. **Boletim da Sociedade Brasileira de Agronomia**, v.11, n.1, p.1-82, 1948.
- COSTA LIMA, A. **Insetos do Brasil**, Himenópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, v.12, 1962. 393 p.
- DAZA, N.A.C. Levantamento, flutuação populacional e análise faunística das espécies de moscas-das-frutas (Dip.: Tephritidae) em quatro municípios do norte do Estado de Minas Gerais. Piracicaba, 1997. 113p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.
- DE SANTIS, L. Nota sobre un parásito de la mosca sudamericana de la fruta (Hymenoptera, Cynipidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v.27 n.1, p.73-74, 1965.

- DE SANTIS, L.; DIAZ, N.B.; REDOLF, I.C. La mosca del girassol (Diptera, Agromyzidae) y sus himenopteros parasitoides. **Dusenía**, v.9, n.1, p.31-38, 1976.
- DE SANTIS, L. **Catálogo de los himenópteros brasileños de la serie parasítica, incluyendo Bethyloidea**. Curitiba: Editora da Universidade Federal do Paraná, 1980. p.275-287.
- DETTMER, H. *Ganaspis carvalhoi* n. sp. (Hymenoptera: Cynipidae) um novo parasita da moscas-das-frutas (*Anastrepha fraterculus* Wied.). **Boletim Biológico**, v.16, p.70-74, 1929.
- DIAZ, N.B. Anotaciones sobre cinipoideos argentinos. I. (Hymenoptera). **Neotropica**, v.20, n.61, p.17-20, 1974.
- DIAZ, N.B.; VALADARES, G. Nota sobre *Agrostocynips clavatus* y los agromicidos hospedantes (Hymenoptera Cynipoidea). **Neotropica**, v.25, n.73, p.23-26, 1979.
- DIAZ, N.B. Ampliacion de la distribuicion geografica de cinipóideos parasitóides en la republica argentina y Brasil (Hymenoptera). **Revista de la Sociedad Entomologica Argentina**, v.44, n.1, p.32, 1986.
- DIAZ, N.B. Presencia de *Leptopilina bouhardi* en la republica argentina (Cyn. Eucoilinae). **Neotropica**, v.33, n. 89, p.36, 1987.
- DIAZ, N.B. Cynipoidea. In: MORRONE, C. (Ed.). **Biodiversidad de artrópods argentinos: una perspectiva biotaxonómica**. Buenos Aires: Ed. Sur, 1998. cap. 38, p.399-407.

DIAZ, N.B.; GALLARDO, F.E. Revision sistematica de las especies del genero *Zaeucoila* (Hymenoptera: Cynipoidea: Eucoilinae). **Revista Nicaragüense de Entomologia**, v.39, p.31-40, 1997.

DIAZ, N.B.; GALLARDO, F. Revisión sistematica de las especies del genero *Lopheucoila* Weld (Figitidae, Eucoilinae). **Revista Nicaragüense de Entomologia**. v.47, p.15-25, 1999.

DIAZ, N.; GALLARDO, F. *Aganaspis* Lin, 1987: Generic enlargment and a key for species present in a neotropical region (Cynipoidea: Figitidae: Eucoilinae). **Physis**, v.58, p.91-95, 2001.

DIAZ, N.B.; GALLARDO, F.E.; WALSH, N.C. *Paraganaspis egeria*, a new genus and species of Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea). **Annals of Entomological Society of America**, v. 89, n. 4, p.497-500, 1996.

DIAZ, N.B.; GALLARDO, F.; DURANTE, S. Estado del conocimiento de Cynipoidea en la Region Neotropical (Hymenoptera). **Revista de la Sociedad Entomologica Aragonesa**. Projeto Iberoamericano de Biogeografía y Sistemática 2001, p.231- 237, 2002.

DIAZ, N.B.; GALLARDO, F., ROS-FARRÉ, P.; PUJADE-VILLAR, J. Biodiversity of Cynipoidea from Brazil (Hymenoptera). In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ENTOMOLOGY, 21., Foz do Iguaçu, 2000a. **Resumos**. Foz do Iguaçu: EMBRAPA/SEB, 2000. p.124.

- DICKE, M.; LENTEREN, J.C. VAN; BOSKAMP, G.J.F.; LEEUWEN, E.D. VAN. Chemical stimuli in host-habitat location by *Leptopilina heterotoma* (Thompson) (Hym.: Eucoilidae) a parasite of *Drosophila*. **Journal Chemical Ecology**, v.10, p.695-712, 1984.
- DROST, Y.C.; LEWIS, W.J.; TUMLINSON, J.H. Beneficial arthropod behavior mediated by airborne semiochemicals: v. Influence of rearing method, host plant, and adult experience on host-searching behavior of *Microplitis croceipes* (Cresson), a larval parasitoid of *Heliothis*. **Journal of Chemical Ecology**, v.14, n.7, p.1607-1616, 1988.
- EIRAS, A.E., NETO, A.M. Olfatometria aplicada ao estudo do comportamento de insetos. In: VILELA, E.F.; DELLA LUCIA, T.M.C. (Ed.). **Feromônio de Insetos: Biologia, Química e emprego no manejo de pragas**. 2. ed. Ribeirão Preto, SP: Holos Editora, 2001. cap. 3, p.27-39.
- ESKAFI, F.M; LEGNER, E.F. Description of immature stages of the cynipid *Hexacola* sp. near *websteri* (Eucoilinae: Hymenoptera), a larval-pupal parasite of *Hippelates eyegnats* (Diptera: Chloropidae). **The Canadian Entomologist**, v.106, p.1043-1048, 1974.
- FERGUSON, N.D.M. The cynipoid families. In: HANSON, P.E.; GAULD, I.D. (Ed). **The Hymenoptera of Costa Rica**, New York: Oxford University, 1995. cap. 10, p.247-265.
- FÖRSTER, A. Ueber die gallwespen. – **Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien** v.19, p.327-370, 1869.
- FRUTICULTURA NO BRASIL. Circuito Agrícola **ABRACEN**. v.4, n.39, p.6-7, ago. 1996.

- GALLARDO, F.; DIAZ, N.B. Revisión sistemática de las especies del genero *Lopheucoila* Weld (Figitidae: Eucoilinae). **Revista Nicaraguense de Entomologia**, v.47, p.15-25, 1999.
- GALLARDO, F.; DIAZ, N.B.; UCHÔA F.,M. A new species of *Trybliographa* (Hymenoptera: Figitidae, Eucoilinae) from Brazil associated with fruit infesting Lonchaeidae (Diptera). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v.59, n.1, p.21-24, 2000.
- GAULD, I.; BOLTON, B. **The Hymenoptera**. London: British Museum, 1988. 332p.
- GRISSEL, E.E.; SCHAUFF, M.E.A. **A handbook of the families of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)**. Michigan: Ed. Ann Arbor: Privately, 1990. 85p.
- GUIMARÃES, J.A. Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Figitidae) parasitóides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. Piracicaba, 1998. 86p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo.
- GUIMARÃES, J.A.; PERIOTO, N.W. Primeira ocorrência de *Aganaspis nordlander* Wharton, 1998 (Hymenoptera, Figitidae: Eucoilinae) no Brasil. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 11., São Paulo, 1998. **Resumos**: Arquivos do Instituto Biológico, v.65, p. 44, 1998. (Suplemento).
- GUIMARÃES, J.A.; ZUCCHI, R.A. Comportamento de parasitismo de duas espécies de Eucoilinae (Cynipoidea: Figitidae) parasitóides de larvas frugívoras (Diptera). In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., Poços de Caldas, 2001. **Resumos**. Poços de Caldas: s.ed., 2001. p.125.

GUIMARÃES, J.A.; ZUCCHI, R.A. Estudo preliminar da resposta olfativa de duas espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) na localização do hábitat das larvas frugívoras (Diptera). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 19., Manaus, AM. 2002. **Resumos**: Manaus: SEB, 2002. p.20.

GUIMARÃES, J.A.; DIAZ, N.B.; ZUCCHI, R.A. Parasitóides (Figitidae: Eucoilinae) In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-Frutas de Importância Econômica no Brasil**: Conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto, SP: Holos Editora, 2000a. cap. 16, p.127-134.

GUIMARÃES, J.A.; ZUCCHI, R. A.; DIAZ, N.B.; SOUZA FILHO, M.F.; UCHÔA, M.A.F. Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Figitidae) parasitóides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 28, n. 2, p.263-273, 1999.

GUIMARÃES, J.A., SOUZA FILHO, M.F., ZUCCHI, R.A., DIAZ, N.B. Does the fruit size influence the parasitism of frugivorous larvae by Eucoilinae species?. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ENTOMOLOGY, 20., BRAZILIAN CONGRESS OF ENTOMOLOGY, 18., Foz do Iguaçu, 2000b. **Resumos**. Foz do Iguaçu: EMBRAPA/SEB, 2000. p.444.

HAYWARD, K. Memoria anual del año 1942. **Revista Industrial y Agrícola de Tucuman**, v.33, n.4, p.68-70, 1943.

HEDLUND, K.; VET, L.E.M.; DICKE, M. Generalist and specialist parasitoid strategies of using odours of adult drosophilid flies when searching for larval hosts. **Oikos**, v.77, n.3, p.390-398, 1996.

- HERNÁNDEZ ORTIZ, V.; PEREZ ALONSO, R.; WHARTON, R. Native parasitoids associated with the genus *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) in Tuxtlas, Veracruz, Mexico. **Entomophoga**, v.39, n.2, p.171-178, 1994.
- IHERING, R.V. Diagnose de uma *Eucoela*, parasita das moscas-das-frutas. **Revista do Museu Paulista**, v.9, p.224-225, 1914.
- ISIDORO, N.; BIN, F.; COLAZZA, S.; VINSON, S.B. Morphology of antennal gustatory sensilla and glands in some parasitoids Hymenoptera with hipótesis on their role in sex and host recognition. **Journal of Hymenoptera Research**, v.5, p.206-239, 1996.
- JAMES, H.C. On the life-histories and economic status of certain cynipid parasites of dipterous larvae, with descriptions of some new larval forms. **Annual Applied Biology**, v.15, p.287-316, 1928.
- KAZIMÍROVÁ, M.; SLOVÁK, M.; MANOVÁ, A. Host-parasitoid relationship of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) and *Coptera occidentalis* (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae) under host heavy metal stress. **European Journal of Entomology**, v.94, p.409-420, 1997.
- KIEFFER, J. Description de nouveaux Cynipides zoophages. **Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de Metz**, v.3, n.2, p.59- 60, 1909.
- KOPELMAN, A.H.; CHABORA, P.C. Resource variability and life history parameters of *Leptopilina boulardi* (Hymenoptera: Eucoilidae). **Annals of Entomological Society of America**, v.85, n.2, p.195-199, 1992.

- LEENTEREN, J.C. VAN; ISIDORO, N.; BIN, F. Functional anatomy of the oviposition clip in the parasitoid *Leptopilina heterotoma* (Thompson) (Hymenoptera: Eucoilidae), a structure to grip escaping host larvae. **International Journal Insect Morphology and Embryology**, v.27, n.3, p.263-268, 1998.
- LEWIS, W.J.; SHEEHAN, W. Parasitoids foraging from a multitrophic perspective: Significance for biological control. In: ANDOW, D.A.; RAGSDALE, D.W.; NYVALL, R.F. (Ed.). **Ecological Interactions and Biological Control**. Boulder (Colo): Westview Press, 1997. cap. 17, p.271-281.
- LIN, K.S. *Aganaspis*, a new genera of Eucoilidae (Hymenoptera: Cynipoidea). **Taiwan Agriculture Research Institute**, v.22, p.67-79, 1987. (Special issue).
- LOIÁCONO, M.; DIAZ, N.B. Anotaciones sobre himenópteros proctotrupeos y cinipoideos argentinos (Hymenoptera: Proctotrupeos, Cynipoidea). **Neotropica**, v.23, n.69, p.95-102, 1977.
- LOIÁCONO, M.; DIAZ N.; DE SANTIS. L. Biodiversidad de microhimenópteros Chalcidoidea, Cynipoidea y Proctotrupeos en Argentina. **Revista de la Sociedad Entomológica Aragonesa**, Projeto Iberoamericano de Biogeografía y Sistemática 2001, p.221- 230, 2002.
- MALAVASI, A. Técnica de aniquilação de machos. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 20, p.159-160.

- MASNER, P. Contribution to the knowledge of the genus *Ganaspis* Förster, 1869 (Hym., Cynipoidea). **Acta Societatis Entomologicae Cechosloveniae**, v.55, n.3. p.264-179, 1958.
- McALPINE, J.F.; STEYSKAL, G.C. A revision of *Neosilba* Mc Alpine with a key to the world genera of Lonchaeidae (Diptera). **Canadian Entomologist**, v.114, p.105-137, 1982.
- MORAES, C.M.; LEWIS, W.J.; PARÉ, P.W.; ALBORN, H.T.; TUMLINSON, J.H. Herbivore-infested plants selectively attract parasitoids. **Nature**, v.393, n.11, p.570-572, 1998.
- MORGAN, P.B.; HOGSETTE, J.A. PATTERSON, R.S. Life history of *Trichopria stomoxydis* (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae), a gregarious endoparasite of *Stomoxys calcitrans* from Zimbabwe, Africa. **Florida Entomologist**, v.73, n.3, p.496-502, 1990.
- NASCIMENTO, A.S.; CARVALHO, R.S. Manejo Integrado de Moscas-das-Frutas. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 22, p. 169-173.
- NORDLANDER, G. Revision of the genus *Leptopilina* Forster, 1869, with notes on the status of some other genera (Hymenoptera: Cynipoidea: Eucoilidae). **Entomologica Scandinavica**, v.11, p.429-453, 1980.
- NORDLANDER, G. A review of the genus *Trybliographa* Förster, 1869 (Hymenoptera, Cynipoidea: Eucoilidae). **Entomologica Scandinavica**, v.12, p.381-402, 1981.

- NORDLANDER, G. Systematics and phylogeny of an interrelated group of genera within the family Eucoilidae (Insecta: Hymenoptera, Cynipoidea). Stockholm, 1982a. 34p. Thesis (Ph.D.) University of Stockholm.
- NORDLANDER, G. Identities and relationships of the previously confused genera *Odonteucoila*, *Coneucoela*, and *Thrichoplasta* (Hymenoptera, Cynipoidea, Eucoilidae). **Entomologica Scandinavica**, v.13, p.269-292, 1982b.
- OVRUSKI, S.M. Immature stages of *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) (Hymenoptera: Cynipoidea: Eucoilidae), a parasitoid of *Ceratitis capitata* (Wied.) and *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae). **The Journal of Hymenoptera Research**, v.3, p.233-239, 1994a.
- OVRUSKI, S.M. Comportamiento en la detección del huésped de *Aganaspis pelleranoi* (Hym.: Eucoilidae) parasitoide de larvas de *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Revista de la Sociedad Entomologica Argentina**, v.53, n.1, p.121-127, 1994b.
- OVRUSKI, S.M. Pupal and larval-pupal parasitoids (Hymenoptera) obtained from *Anastrepha* spp. and *Ceratitis capitata* (Dip.: Tephritidae) pupae collected in four localities of Tucumán Province, Argentina. **Entomophaga**, v.40, n.3, p.367-370, 1995.
- OVRUSKI, S.M.; FIDALGO, P. Use of parasitoids (Hym.) in the control of fruit flies (Dip.: Tephritidae) in Argentina: Bibliographic review (1937 – 1991). **IOBC/WPRS Bulletin**, v.17, n.6, p.84-92, 1994.
- OVRUSKI, S.; ALUJA, M.; SIVINSKI, J.; WHARTON, R. Hymenopteran parasitoids on fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Latin America and the southern United States: Diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biological control. **Integrated Pest Management Reviews**, v.5, p.81-107, 2000.

- OVRUSKI, S.; ALUJA, M. Mating behavior of *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) (Hymenoptera: Figitidae, Eucoilinae), a Fruit fly (Diptera: Tephritidae) larval parasitoid. **Journal of Insect Behavior**, v.15, n.1, p.139-151, 2002.
- POWELL, W.; POPPY, G. Host localization by parasitoids. In: WOIWOD, I.P.; REYNOLDS, D.R.; TOMAS, C.D. (Ed.). **Insect Moviment: Mechanisms and Consequences**. Wallingford: CAB International; IOBC, 2001. cap.6, p.111-128.
- PRICE, P.W.; BOUTON, C.E.; GROSS, P.; MCPHERON, B.; THOMPSON, J.N.; WEIS, A.E. Interactions among three trophic levels: Influence of plants on interactions between insects herbivores and natural enemies. **Annual Review of Ecology and Systematic**, v.11, p.41-64, 1980.
- PURCELL, M.F.; STARK, J.D.; RUSSEL, H.M. Inseticide effect n three tephritid fruit flies and associated braconid parasitoids in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, v.87, p.1455-1462, 1994.
- QUINLAN, J. Hymenoptera Cynipoidea: Eucoilidae. In: **Handbooks for the Identifications of British Insects**. London: Royal Entomological Society of London, 1978, v. 8, pt 1(b). p.1-58.
- QUINLAN, J. A revisionary classification of the Cynipoidea (Hymenoptera) of the Ethiopian Zoogeographical Region. Aspiceratinae (Figitidae) and Oberthuerellinae (Liopteridae). **Bulletin of the British Museum**, v.39, n.2, p.85-133, 1979.
- REYES, J.; SANTIAGO, G.; LIMON, F. Mexican Fruit fly eradication program. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON FRUIT FLIES OF ECONOMIC IMPORTANCE, 5., Penang, Malaysia, 1998. **Resumos**: Penang: s.ed., 1998. p.128.

- RHOWER, S.A. Description of a new cynipoid from Trinidad. **Proceedings of Entomological Society of Washington**, v.21, p.156, 1919.
- RITCHIE, A.J. Superfamily Cynipoidea. In: GOULET, H.; HUBER, J.T. (Ed.). **Hymenoptera of the world: An identification guide to families**. Ottawa: Ed. Agriculture Canada, 1993. cap.12, p.521-536.
- RONQUIST, F.; NORDLANDER, G. Skeletal morphology of an archaic cynipoid, *Ibalia rufipes* (Hymenoptera: Ibaliidae). **Entomologica Scandinavica**. v.33, p.1-60, 1989. (Supplement).
- RONQUIST, F. Morphology, phylogeny and evolution of cynipoid wasps. Comprehensive summaries of Uppsala dissertations from the Faculty of Science and Tecnology. Uppsala, 1994. 29p. Thesis (Ph. D.) – Uppsala University.
- RONQUIST, F. Phylogeny and early evolution of the Cynipoidea (Hymenoptera). **Systematic Entomologist**, v.20, p.309-335, 1995.
- SALLES, L.A.B. **Bioecologia e controle de moscas-das-frutas sul-americana**. Pelotas RS: Embrapa/CPACT, 1995. 58 p.
- SALLES, L.A.B. Parasitismo de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) por Hymenoptera, na região de Pelotas, RS. **Pesquisa Agrícola Brasileira**, v.31, n.11, p.769-774, 1996.
- SCHULTZ, E. La lucha contra la moscas de la fruta en Tucumán. **Revista Industrial y Agrícola de Tucuman**, v.28, n.7, p.171-172, 1938.

- SIVINSKI, J.; ALUJA, M.; HOLLER, T. The distribution of the caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa* (Tephritidae) and its parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) within the canopies of host trees. **Florida Entomologist**, v.82, n.1, p.72-81, 1999.
- SIVINSKI, J.; VULINEC, K.; ALUJA, M. Ovipositor length in a guild of parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) attacking *Anastrepha* spp. Fruit flies (Diptera: Tephritidae) in Southern Mexico. **Ecology & Population Biology**, v.94, n.6, p.886-895, 2001.
- SOUZA FILHO, M.F. Biodiversidade de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) e seus parasitóides (Hymenoptera) em plantas hospedeiras no Estado de São Paulo. Piracicaba, 1999, 173p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.
- SOUZA FILHO, M.F.; RAGA, A.; ZUCCHI, R.A. Moscas-das-frutas nos estados brasileiros: São Paulo. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-Frutas de Importância Econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto, SP: Holos Editora, 2000. cap.41, p.277-283.
- TUMLINSON, J.H.; LEWIS, W.J.; VET, L.E.M. How parasitic wasps find their host. **Scientific American**, Mar., p.100-106, 1993.
- VET, L.E.M. Host habitat location through olfactory cues by *Leptopilina clavipes* (Hartig) (Hym.: Eucoilidae), a parasitoid of fungivorous *Drosophila*: The influence of conditioning. **Netherlands Journal of Zoology**, v.33, n.3, p.225-249, 1983.
- VET, L.E.M. Olfactory microhabitat location in some eucoilid and alysiine species (Hymenoptera), larval parasitoids of Diptera. **Netherlands Journal of Zoology**, v.35, n.4, p.720-730, 1985.

- VET, L.E.M.; ALPHEN, J.J.M. VAN. A comparative functional approach to the host detection behaviour of parasitic wasps. 1. A qualitative study on Eucoilidae and Alysiinae. **Oikos**, v.44, p.478-486. 1985.
- VET, L.E.M.; BAKKER, K. A comparative functional approach to the host detection behaviour of parasitic wasps. 2. A quantitative study on eight eucoilid species. **Oikos**, v.44, p.487-498, 1985.
- VET, L.E.M.; DICKE, M. Ecology of infochemical used by natural enemies in a tritrophic context. **Annual Review Entomology**, v.37, p.141-172, 1992.
- VET, L.E.M.; OPZEELAND, K. VAN. Olfactory microhabitat selection in *Leptopilina heterotoma* (Thompson) (Hym.: Eucoilidae), a parasitoid of Drosophilidae. **Netherlands Journal of Zoology**, v.35, n.3, p.497-504, 1985.
- VET, L.E.M.; LENTEREN, J.C. VAN; HEYMANS, M.; MEELIS, E. An airflow olfactometer for measuring olfactory responses of hymenopterous parasitoids and other small insects. **Physiological Entomology**, v.8, p.97-106, 1983.
- VILELA, C.R. Is *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Diptera, Drosophilidae) currently colonizing the Neotropical Region? **Drosophila Information Service**. 1999. (no prelo).
- VINSON, S.B. Host selection by insect parasitoids. **Annual Review of Entomology**, v.21, p.109-133, 1976.
- VINSON, S.B. The behavior of parasitoids. In: KERKUT, G.A.; GILBERT, L.I. (Ed.). **Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology**. Oxford: Pergamon Press, 1985. p.417-469. v.8.

- WALDER, J.M.M. Técnica do inseto estéril. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 19, p. 151-158.
- WELD, L.H. Notes on certain genera of parasitic Cynipidae proposed by Ashmead with descriptions of genotypes. **Proceedings of the United States National Museum**, v.59, p.450- 451, 1921.
- WELD, L.H. A new species of *Trybliographa* (Hymenoptera: Cynipidae). **Proceeding of the Hawaiian Entomological Society**, v.14, p.331-332, 1951.
- WELD, L.H. **Cynipoidea (Hym.) 1905-1950**. Ann Arbor, Michigan: Privately, 1952. 351p.
- WESELOH, R.M. Host location by parasitoids. In: NORDLUND, D.A.; JONES, R.L.; LEWIS, W.J. (Ed.). **Semiochemicals, their role in pest control**. New York: John Wiley, 1981. p.79-95.
- WHARTON, R.A. Classical biological control of fruit-infesting Tephritidae. In: ROBINSON, A.S.; HOOPER, G. (Ed). **World crop pests**. Fruit flies, their biology, natural enemies and control. Amsterdam: Elsevier Science, 1989. v. 3B, p.303-313.
- WHARTON, R.A. Bionomics of Braconidae. **Annual Review of Entomology**, v.38, p.121-143, 1993.
- WHARTON, R.A. Parasitoids of fruit-infesting Tephritidae – How to attack a concealed host. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ENTOMOLOGY, 20.,1996. **Resumos**. Firenze: s.ed., 1996. p.665.

- WHARTON, R.A. Subfamily Opiinae. In: WHARTON, R.A.; MARSH, P.M.; SHARKEY, M.J. (Ed.). **Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera)**. Lawrence: Allen Press, 1997a. p.379-395.
- WHARTON, R.A. Subfamily Alysini. In: WHARTON, R.A.; MARSH, P.M.; SHARKEY, M.J. (Ed.). **Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera)**. Lawrence: Allen Press, 1997b. p.85-119.
- WHARTON, R.A., S.M. OVRUSKI; GILSTRAP, F.E. Neotropical Eucilidae (Cynipoidea) associated with fruit- infesting Tephritidae, with new records from Argentina, Bolivia and Costa Rica. **Journal of Hymenoptera Research**, v.7, n.1, p.102-115, 1998.
- WHARTON, R.A.; GILSTRAP, F.E. Key to and status of opiine braconid (Hymenoptera) parasitoids used in biological control of *Ceratitis capitata* and *Dacus* s.l. (Diptera: Tephritidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.76, n.4, p.721-742, 1983.
- WHARTON, R.A., GILSTRAP, F.E., RHODEN, R.H., FISCHER, M.; HART, W.G. Hymenoptera egg-pupal and larval-pupal parasitoids of *Ceratitis capitata* and *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in Costa Rica. **Entomophaga**, v.26, p.285-290, 1981.
- WHITE, I.A.; ELSON-HARRIS, M.M. **Fruit flies of economic significance: their identification and bionomics**. Wallingford: CAB International, 1994. 601p.
- WISHART, G.; MONTEITH, E. *Trybliographa rapae* (Westw.) (Hymenoptera: Cynipidae), a parasite of *Hylemya* spp. (Diptera: Anthomyiidae). **The Canadian Entomologist**, v.86, n.4, p.145-154, 1954.

ZUCCHI, R.A. Listas das espécies de *Anastrephae*, sinónímias, plantas hospedeiras e parasitóides. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: Conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. cap. 4, p.41-48.

APÊNDICE

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
REGIÃO NORTE				
<u>Amapá</u>				
Oiapoque	?	1 <i>Ganaspis pelleranoi</i> 1 <i>Leptopilina boulandi</i>	0	?
	Taperebá <i>Spondias mombin</i> (Anacardiaceae)	1 <i>L. boulandi</i>	0	?
	Goiaba <i>Psidium guajava</i> (Myrtaceae)	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>L. boulandi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
REGIÃO NORDESTE				
<u>Rio Grande do Norte</u>				
Assú	Acerola <i>Malpighia puniceifolia</i> (Malpighiaceae)	1 <i>L. boulandi</i>	18 Pteromalidae	Armadilha
		0	5 Pteromalidae	Armadilha
		2 <i>L. boulandi</i>	33 Pteromalidae	Armadilha
		1 <i>L. boulandi</i>	2 Pteromalidae	Armadilha
	Cajá <i>Spondias</i> sp. (Anacardiaceae)	5 <i>L. boulandi</i>	0	?
Mossoró	Carambola <i>Averrhoa carambolae</i> (Oxalidaceae)	8 <i>L. boulandi</i>	0	?
	<i>Spondias</i> sp.	482 <i>L. boulandi</i>	0	?
<u>Paraíba</u>				
?	?	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	?
<u>Bahia</u>				
Conceição de Almeida	Pitanga <i>Eugenia uniflora</i> (Myrtaceae)	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		0	2 Pteromalidae	?
	<i>P. guajava</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		0	1 Pteromalidae	<i>Anastrepha</i> spp.
		3 <i>G. pelleranoi</i> 46 <i>L. boulandi</i>	0	?
Juazeiro	<i>P. guajava</i>	0	4 Eulophidae	?
Uma	Amora-preta <i>Helicostylis</i> sp. (Moraceae)	0	1 <i>Trichopria</i> sp.	Drosophilidae

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
REGIÃO CENTRO-OESTE <u>Goiás</u>				
Catalão	<i>P. guajava</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i>
<u>Mato Grosso do Sul</u>				
Terenos	?	2 <i>Lopheucoila anastrephae</i>	0	Lonchaeidae
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	1 Pteromalidae	Lonchaeidae
REGIÃO SUDESTE <u>São Paulo</u>				
Amparo	Café <i>Coffea arabica</i> (Rubiaceae)	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Ceratitis capitata</i> <i>Anastrepha</i> spp. Lonchaeidae
Anhembi	<i>A. carambola</i>	0	0	<i>Anastrepha fraterculus</i> , <i>A. obliqua</i>
Araras	Laranja-doce <i>Citrus sinensis</i> (Rutaceae)	0	0	<i>A. fraterculus</i> , Lonchaeidae
Assis	Pêssego <i>Prunus persicae</i> (Rosaceae)	2 <i>L. boulandi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>Anastrepha</i> spp. Drosophilidae
Atibaia	Umê <i>Prunus mume</i> (Rosaceae)	4 grupo <i>Ganaspis</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>Anastrepha</i> spp. <i>Neosilba</i> sp.
	<i>C. arabica</i>	1 <i>L. anastrephae</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i>
Campinas	<i>P. persicae</i>	7 <i>Odontosema albinerve</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i>
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		10 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		6 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	?
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Campinas	<i>P. guajava</i>	7 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>L. bouldardi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		7 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i>
		7 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. sororcula</i> Lonchaeidae
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i>
		1 <i>L. bouldardi</i>	0	Drosophilidae
		15 <i>L. bouldardi</i>	0	?
		2 <i>L. anastrephae</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp. Lonchaeidae
	?	69 grupo <i>Ganaspis</i> 159 <i>L. bouldardi</i>	19 <i>Trichopria</i> sp.	<i>Anastrepha</i> spp. <i>Z. indianus</i>
	<i>Eugenia schomburgkii</i> (Myrtaceae)	3 <i>Dicerataspis grenadensis</i>	0	Drosophilidae
	Nêspera <i>Eriobotrya japonica</i> (Rosaceae)	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	Ingá <i>Inga</i> sp. (Fabaceae)	0	23 Pteromalidae	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	Manga <i>Mangifera indica</i> (Anacardiaceae)	18 <i>L. bouldardi</i>	0	Drosophilidae
		1 <i>D. grenadensis</i> 9 <i>L. bouldardi</i>	0	Drosophilidae
		1 grupo <i>Ganaspis</i>	0	<i>A. obliqua</i> <i>Neosilba</i> sp.
		1 <i>L. bouldardi</i>	0	Drosophilidae
		1 <i>L. anastrephae</i> 2 <i>T. infusca</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp. Lonchaeidae
	<i>E. uniflora</i>	17 <i>G. pelleranoi</i>	1 <i>Trichopria</i> sp.	<i>Anastrepha</i> spp.

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Campinas	<i>E. uniflora</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	Sapoti <i>Manilkara zapoti</i> (Sapotaceae)	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	?
		1 <i>L. boulardi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>Z. indianus</i>
	<i>M. puniceifolia</i>	1 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>C. capitata</i> Lonchaeidae
	Figo <i>Ficus carica</i> (Moraceae)	3 grupo <i>Ganaspis</i>	0	?
		1 <i>L. boulardi</i>	0	?
		7 grupo <i>Ganaspis</i>	0	?
		23 grupo <i>Ganaspis</i>	0	?
Conchal	<i>C. sinensis</i>	1 <i>L. boulardi</i>	0	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>C. sinensis</i>	3 <i>L. boulardi</i>	1 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i> Lonchaeidae
Descalvado	<i>C. sinensis</i>	1 <i>L. boulardi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>P. guajava</i> (solo)	2 <i>G. pelleranoi</i>	41 <i>Doryctobracon areolatus</i>	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Lonchaeidae <i>Z. indianus</i>
Ibiúna	<i>P. guajava</i> (árvore)	1 <i>G. pelleranoi</i>	2 <i>D. areolatus</i>	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Lonchaeidae
	Maracujá azeite <i>Passiflora alata</i> (Passifloraceae)	40 <i>L. boulardi</i> 49 grupo <i>Ganaspis</i>	0	Drosophilidae
Itatinga	<i>P. guajava</i> (solo)	0	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i>
		0	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		0	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Itapetininga	<i>C. sinensis</i>	0	0	<i>Neosilba</i> sp.
Jundiaí	<i>C. sinensis</i>	1 <i>L. boulardi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>
Juquiá	Pombeiro <i>Citharexylum myrianthum</i> (Verbenaceae)	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. Lonchaeidae
	<i>E. uniflora</i>	1 <i>L. boulardi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Limeira	<i>C. sinensis</i>	1 grupo <i>Ganaspis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
Mirandópolis	<i>P. guajava</i>	6 <i>G. pelleranoi</i>	0	?

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Mogi das Cruzes	Jambo <i>Syzigium malaccensis</i> (Myrtaceae)	15 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Mogi-mirin	<i>Citrus</i> sp. (Rutaceae)	3 grupo <i>Ganaspis</i> 1 <i>L. anastrephae</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
Monte Alegre do Sul	<i>P. guajava</i> (solo)	12 <i>G. pelleranoi</i> , 4 <i>O. albinerve</i> 18 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i> Lonchaeidae
		2 <i>G. pelleranoi</i>	7 <i>D. areolatus</i>	<i>A. fraterculus</i> , <i>A. bistrigata</i> ; <i>Z. indianus</i>
		3 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>L. boulardi</i> , 25 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> , <i>A. obliqua</i> ; <i>Z. indianus</i>
		3 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		49 <i>G. pelleranoi</i> 47 <i>D. grenadensis</i>	11 <i>D. areolatus</i> 4 <i>A. anastrephae</i> 23 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. fraterculus</i> <i>A. bistrigata</i> <i>A. obliqua</i>
		5 <i>D. grenadensis</i>	0	Drosophilidae
		2 <i>D. grenadensis</i>	0	Drosophilidae
		7 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		6 <i>G. pelleranoi</i> 46 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		2 <i>G. pelleranoi</i> 12 <i>D. grenadensis</i> 1 grupo <i>Ganaspis</i>	1 <i>Trichopria</i> sp.	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		15 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		18 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp. <i>Z. indianus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i> 15 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		9 <i>D. grenadensis</i>	0	Drosophilidae
		3 <i>G. pelleranoi</i> 15 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i>
		35 <i>G. pelleranoi</i> 55 <i>D. grenadensis</i> 28 <i>L. Boulardi</i>	53 Pteromalidae	<i>A. bistrigata</i> <i>A. obliqua</i> Drosophilidae

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Monte Alegre do Sul	<i>P. guajava</i>	32 <i>G. pelleranoi</i> 40 <i>D. grenadensis</i> 21 <i>L. boulardi</i>	22 <i>Trichopria</i> spp. 4 Pteromalidae	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae Drosophilidae
		28 <i>G. pelleranoi</i> 45 <i>D. grenadensis</i>	10 <i>Trichopria</i> spp. 21 Pteromalidae	<i>A. bistrigata</i> <i>A. obliqua</i> Drosophilidae
		39 <i>G. pelleranoi</i> 81 <i>D. grenadensis</i> 47 <i>L. boulardi</i>	2 <i>Trichopria</i> spp. 6 Pteromalidae	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Drosophilidae
	<i>E. japonica</i>	20 <i>G. pelleranoi</i> 44 <i>D. grenadensis</i> 19 <i>L. boulardi</i>	3 <i>D. brasiliensis</i> 12 <i>Trichopria</i> spp.	<i>A. bistrigata</i> <i>A. obliqua</i> Drosophilidae
		24 <i>G. pelleranoi</i> 30 <i>D. grenadensis</i>	19 <i>Trichopria</i> spp.	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Lonchaeidae Drosophilidae
	Tangerina Murkot <i>Citrus reticulata</i> (Rutaceae)	5 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>C. sinensis</i>	1 <i>D. grenadensis</i> 2 <i>L. boulardi</i>	5 <i>Trichopria</i> sp.	<i>Anastrepha</i> sp. <i>Z. indianus</i> Lonchaeidae
	<i>C. arabica</i>	0	2 <i>D. areolatus</i>	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>P. persicae</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	Maracujá azedo <i>Passiflora</i> sp. (Passifloraceae)	1 <i>T. infusata</i>	0	?
		8 <i>L. anastrephae</i>	0	?
Monte Mor	<i>C. myrianthum</i>	10 <i>G. pelleranoi</i> , 3 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i> Lonchaeidae
	<i>P. persicae</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
Nazaré Paulista	<i>P. persicae</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Pindorama	Abiu <i>Pouteria caimito</i> (Sapotaceae)	1 <i>L. anastrephae</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
Piracicaba	<i>P. guajava</i> (solo)	1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i> 1 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	P. guajava	0	1 <i>D. areolatus</i>	<i>A. fraterculus</i> <i>A. bistrigata</i> <i>Z. indianus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>L. boulardi</i>	1 <i>Asobara anastrephae</i> 8 <i>D. areolatus</i> 26 Pteromalidae 1 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> <i>Z. indianus</i>
		3 <i>G. pelleranoi</i> 11 <i>L. boulardi</i> 2 <i>D. grenadensis</i>	6 <i>D. areolatus</i> 29 <i>Trichopria</i> sp. 12 Pteromalidae	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> <i>Z. indianus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i>
		0	1 <i>D. areolatus</i>	<i>A. bistrigata</i> , <i>A. fraterculus</i>
		0	0	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i>
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i>
		10 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>
		0	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>
		0	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>
		27 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i>
		1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> <i>Z. indianus</i>
		3 <i>O. albinerve</i>	0	Armadilha
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		8 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	<i>P. guajava</i>	2 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>O. albinerve</i>	0	Armadilha
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 3 <i>O. albinerve</i>	0	
		26 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i> 8 <i>O. albinerve</i>	0	
		7 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		14 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		7 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		4 <i>G. pelleranoi</i> 3 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>	0	
		7 <i>O. albinerve</i>	0	
		46 <i>G. pelleranoi</i> 3 <i>O. albinerve</i>	0	
		11 <i>G. pelleranoi</i> 3 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		4 <i>O. albinerve</i>	0	
		51 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		8 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		30 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		5 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	<i>P. guajava</i>	8 <i>G. pelleranoi</i>	0	Armadilha
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	0	
		13 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		20 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		11 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		17 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		16 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		21 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		10 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	0	
		14 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		7 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	3 <i>A. anastrephae</i>	

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	P. guajava	1 <i>O. albinerve</i>	0	Armadilha
		15 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		12 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		7 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>		
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>		
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>		
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		12 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>		
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		10 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		15 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		11 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>L. anastrephae</i>		
		8 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>		
		17 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>		
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		14 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		11 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>		
		9 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>		
9 <i>G. pelleranoi</i>	0			
1 <i>G. pelleranoi</i>	0			
3 <i>O. albinerve</i>				
1 <i>G. pelleranoi</i>	0			
8 <i>O. albinerve</i>				
3 <i>G. pelleranoi</i>	0			
3 <i>G. pelleranoi</i>	0			
20 <i>O. albinerve</i>				
7 <i>O. albinerve</i>	0			

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	<i>P. guajava</i>	1 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>O. albinerve</i>	0	Armadilha
		10 <i>G. pelleranoi</i> 14 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 6 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		11 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		7 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		13 <i>G. pelleranoi</i> 12 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		9 <i>O. albinerve</i>	0	
		12 <i>G. pelleranoi</i> 50 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		8 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		10 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>O. albinerve</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		8 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		46 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		13 <i>O. albinerve</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		7 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
		12 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i> 10 <i>O. albinerve</i>	0	

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Piracicaba	<i>P. guajava</i>	1 <i>G. pelleranoi</i> 2 <i>O. albinerve</i>	0	Armadilha
		4 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		10 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i> 8 <i>O. albinerve</i>	0	
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		3 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
	<i>M. indica</i>	10 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	
		6 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>O. albinerve</i>	0	
		1 <i>O. albinerve</i>	0	
		7 <i>O. albinerve</i>	0	
	<i>A. carambola</i>	7 <i>O. albinerve</i>	0	
		5 <i>O. albinerve</i>	0	
		4 <i>O. albinerve</i>	0	
		2 <i>O. albinerve</i>	0	
	<i>E. pyriformes</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Lonchaeidae
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	<i>E. pyriformes</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	5 <i>D. areolatus</i>	<i>A. fraterculus</i>
	<i>P. guajava</i> (árvore)	0	4 <i>D. areolatus</i>	<i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i>
		0	3 <i>A. anastrephae</i> 5 <i>D. areolatus</i> 16 Pteromalidae 2 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> <i>Z. indianus</i>
	<i>P. guajava</i>	0	0	<i>A. fraterculus</i> <i>A. bistrigata</i>
	<i>C. sinensis</i>	0	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	Tomate <i>Lycopersicum esculentum</i> (Solanaceae)	0	0	<i>Z. indianus</i>
	<i>Passiflora</i> sp.	0	0	<i>A. pseudoparallela</i> <i>A. obliqua</i>
São Paulo	<i>E. japonica</i>	1 <i>L. boulandi</i>	2 <i>Trichopria</i> sp.	Drosophilidae

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
São Bento do Sapucaí	<i>E. japonica</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>C. myrianthum</i>	3 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	Jurubeba <i>Solanum variabile</i> (Solanaceae)	3 <i>L. boulandi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp. Drosophilidae
	<i>P. guajava</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		0	0	<i>A. fraterculus</i> <i>Z. indianus</i> Lonchaeidae
São Roque	<i>P. alata</i>	0	3 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. pseudoparallela</i> Lonchaeidae
Sorocaba	<i>P. persicae</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Tietê	<i>P. guajava</i>	150 <i>G. pelleranoi</i> 168 <i>D. grenadensis</i> 1 <i>L. anastrephae</i>	113 <i>D. areolatus</i> 45 <i>A. anastrephae</i> 49 <i>Trichopria</i> sp. 28 Pteromalidae	<i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> Lonchaeidae
Ubatuba	Goiabão <i>Eugenia leitonii</i> (Myrtaceae)	14 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
		12 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
	<i>P. guajava</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i> Lonchaeidae
Valinhos	<i>F. carica</i>	7 <i>L. boulandi</i>	0	<i>Z. indianus</i>
<u>Minas Gerais</u>				
Araguari	Cajamanga <i>Spondias</i> sp. (Anacardiaceae)	0	0	Lonchaeidae
	<i>C. sinensis</i>	0	0	<i>C. capitata</i> Lonchaeidae
	<i>P. guajava</i>	78 <i>L. boulandi</i> 10 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Z. indianus</i>
	<i>M. indica</i>	6 <i>D. grenadensis</i>	0	<i>Anastrepha</i> sp. <i>C. capitata</i> <i>Z. indianus</i>
	<i>M. puniceifolia</i>	1 grupo <i>Ganaspis</i>	0	<i>C. capitata</i>
Grupiara	<i>C. reticulata</i>	0	0	Lonchaeidae
	Jabuticaba <i>Myrciaria cauliflora</i> (Myrtaceae)	0	1 <i>A. anastrephae</i>	<i>C. capitata</i> <i>A. fraterculus</i>
	<i>M. puniceifolia</i>	0	0	<i>Anastrepha</i> sp.
	<i>C. sinensis</i>	1 <i>L. anastrephae</i> 2 <i>T. infusata</i>	0	<i>C. capitata</i> Lonchaeidae

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
Lavras	?	5 <i>G. pelleranoi</i>	0	Armadilha
Divinópolis	<i>A. carambolae</i>	11 <i>L. anastrephae</i> 4 <i>O. albinerve</i>	1 Pteromalidae	<i>Anastrepha</i> sp.
Governador Valadares	<i>A. carambolae</i>	0	3 <i>D. areolatus</i>	<i>A. fraterculus</i>
<u>Rio de Janeiro</u>				
Rio de Janeiro	Serigüela <i>Spondias purpurea</i> (Anacardiaceae)	48 grupo <i>Ganaspis</i>	3 <i>Trichopria</i> sp.	Drosophilidae
	<i>E. uniflora</i>	15 <i>L. boulandi</i>	1 Pteromalidae	Armadilha
		0	0	
		1 <i>L. boulandi</i>	0	
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	
	<i>P. guajava</i>	32 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		4 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		10 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		9 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		8 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		1 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		20 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
	<i>A. carambolae</i>	61 grupo <i>Ganaspis</i> 1 <i>L. boulandi</i>	2 Pteromalidae	
		99 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
	<i>M. puniceifolia</i>	2 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
	<i>M. cauliflora</i>	1 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
	<i>M. indica</i>	112 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
		62 grupo <i>Ganaspis</i>	0	
	Grumixama <i>Eugenia brasiliensis</i> (Myrtaceae)	4 <i>G. pelleranoi</i>	2 <i>D. areolatus</i>	<i>Anastrepha</i> spp.
		4 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	<i>E. uniflora</i>	3 grupo <i>Ganaspis</i>	3 <i>D. areolatus</i>	<i>Anastrepha</i> spp.
		5 grupo <i>Ganaspis</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		0	2 <i>D. areolatus</i>	<i>Anastrepha</i> spp.
Seropédica	<i>S. purpurea</i>	7 <i>O. albinerve</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		2 <i>O. albinerve</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		1 <i>L. boulandi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		2 <i>L. boulandi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	Cajá-mirim <i>Spondias venulosa</i> (Anacardiaceae)	11 grupo <i>Ganaspis</i>	0	?
	<i>P. guajava</i>	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		11 <i>G. pelleranoi</i> , 1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
		5 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
Vitória	<i>C. arabica</i>	2 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>L. boulandi</i>	0	?

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
REGIÃO SUL				
<u>Santa Catarina</u>				
Chapecó	Araçá <i>Psidium</i> sp. (Myrtaceae)	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	?	4 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	4 <i>L. bouardi</i>	0	?
	?	8 <i>L. bouardi</i>	0	?
	?	1 <i>L. bouardi</i>	0	?
	?	9 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	5 <i>L. bouardi</i>	0	?
	?	14 <i>L. bouardi</i>	0	?
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	5 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	0	1 <i>Trichopria</i> sp.	?
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	14 <i>G. pelleranoi</i>	5 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. fraterculus</i>
	?	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
	?	13 <i>G. pelleranoi</i>	44 <i>Trichopria</i> sp.	?
Cunha Porã	<i>C. reticulata</i>	1 <i>L. bouardi</i>	0	?
	<i>P. guajava</i>	2 <i>G. pelleranoi</i> 4 <i>G. pelleranoi</i>	0 0	<i>Anastrepha</i> spp. <i>Anastrepha</i> spp.
São Carlos	<i>E. pyriformis</i>	2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.
	Romã <i>Punica granatum</i> (Punicaceae)	36 <i>L. bouardi</i>	0	Drosophilidae
Sete Figueiras	?	1 <i>L. anastrephae</i>	0	?
Xanxerê	Pêra <i>Pyrus communis</i> (Rosaceae)	1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>Anastrepha</i> spp.

Locais de coleta	Frutos coletados	Número de parasitóides		Moscas hospedeiras
		Eucoilinae	Outros	
<u>Rio Grande do Sul</u>				
Pelotas	Goiaba serrana <i>Psidium sellowiana</i> (Myrtaceae)	6 <i>G. pelleranoi</i> 3 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		1 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		0	4 <i>Trichopria</i> sp.	?
		0	2 <i>Trichopria</i> sp.	?
	<i>Psidium</i> sp. <i>E. japonica</i> <i>P. guajava</i> <i>E. uniflora</i>	7 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		32 <i>G. pelleranoi</i> 1 <i>O. albinerve</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		1 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		2 <i>G. pelleranoi</i>	0	<i>A. fraterculus</i>
		0	3 <i>Trichopria</i> sp.	<i>A. fraterculus</i>
Total	1.574 <i>G. pelleranoi</i> 769 <i>D. grenadensis</i> 650 grupo <i>Ganaspis</i> 31 <i>L. anastrephae</i> 1.112 <i>L. boulandi</i> 461 <i>O. albinerve</i> 5 <i>T. infuscata</i> (Total: 4.602)	54 <i>A. anastrephae</i> 216 <i>D. areolatus</i> 3 <i>D. brasiliensis</i> 255 Pteromalidae 264 <i>Trichopria</i> sp. 4 Eulophidae (Total: 796)	<i>Anastrepha</i> sp. <i>A. bistrigata</i> <i>A. fraterculus</i> <i>A. obliqua</i> <i>A. pseudoparallela</i> <i>A. sororcula</i> <i>Ceratitis capitata</i> <i>Neosilba</i> sp. Lonchaeidae <i>Zaprionus indianus</i> Drosophilidae	

Quadro 1 - Lista dos parasitóides e moscas hospedeiras coletados e/ou recebidos de janeiro/1999 a agosto/2002.