

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL

TAXONOMIA E DIVERSIDADE DE *Encarsia* NO BRASIL E A
BIOLOGIA DE *Bemisia tabaci* biótipo B E SEU
PARASITOIDE *Encarsia desantisi*
EM ALGODOEIRO Bt E NÃO Bt

Roseli Pessoa

Bióloga

2015

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL

TAXONOMIA E DIVERSIDADE DE *Encarsia* NO BRASIL E A
BIOLOGIA DE *Bemisia tabaci* biótipo B E SEU
PARASITOIDE *Encarsia desantisii*
EM ALGODOEIRO Bt E NÃO Bt

Roseli Pessoa

Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Busoli

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Agronomia (Entomologia Agrícola)

Pessoa, Roseli
P475t Taxonomia e diversidade de *Encarsia* no Brasil e a biologia de
Bemisia tabaci biótipo B e seu parasitoide *Encarsia desantisi*
em algodoeiro Bt e não Bt./ Roseli Pessoa.—Jaboticabal, 2015
vi, 113p., 28cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias, 2015

Orientador: Antonio Carlos Busoli

Banca examinadora: Arlindo Leal Boiça JR., Raphael de Campos
Castilho, Júlio César Guerreiro,. Valmir Antonio Costa

Bibliografia

1. Biologia. 2. Algodoeiro Bt. 3. *Encarsia* spp.. I. Título. II.
Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 595.7:632.9

Não chores pelo que perdeste, luta pelo que tens.
Não chores pelo que está morto, luta por aquilo que nasceu em ti.
Não chores por quem te abandonou, luta por quem está contigo.
Não chores por quem te odeia, luta por quem te quer.
Não chores pelo teu passado, luta pelo teu presente.
Não chores pelo teu sofrimento, luta pela tua felicidade.
Com as coisas que vão nos acontecendo, vamos aprendendo que
nada é impossível de solucionar, apenas siga adiante...

Jorge Mário Bergoglio, Papa Francisco

Dedico

Aos meus pais,

Aparecido Lázaro Pessoa (*in memoriam*) e Alaíde Aranha,

Ao meu Brad,

À minha sobrinha Helena Maria Cunha Ferreira,

Pelo amor incondicional

Ao meu orientador

Prof. Dr. Antonio Carlos Busoli

“Não basta apenas ser professor,
é preciso ser mestre na arte de ensinar”

Vanessa Pena

Ofereço

AGRADECIMENTOS

Ao Meu Orientador Prof. Dr. Antonio Carlos Busoli, pela orientação,

Aos professores Doutores, Francisco Jorge Cividanes, Gilberto José Moraes, Jaime Maia dos Santos, Júlio Cesar Galli e Sérgio de Freitas (*in memoriam*) pelo aprendizado nas disciplinas cursadas.

Ao Dr. Gregory Anthony Evans, pelo auxílio na identificação dos parasitoides e valiosas sugestões para a Chave de Identificação de espécies de *Encarsia* no Brasil.

Aos Profs. Dr. Guilherme Duarte Rossi e Prof. Dr. Raphael de Campos Castilho pelas sugestões e auxílio.

Aos funcionários do Departamento de Fitossanidade, em especial à Lígia Fiorezzi, Zulene Antonio Ribeiro, Alex Antonio Ribeiro.

Aos colegas do laboratório de MIP e Resistência de Plantas a Insetos.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Roseli Pessoa, brasileira nascida em Jaboticabal/SP, funcionária pública da FCAV/UNESP - Jaboticabal desde 1988, lotada no Departamento de Fitossanidade em 1989, ocupando o cargo de Auxiliar de laboratório, no setor de Entomologia. Graduada em Ciências com habilitação em Biologia, em 1993, na Faculdade de Filosofia Ciências e Letras “Barão de Mauá”, Ribeirão Preto – SP. Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola) em 2009, pelo PPg-EA da Universidade Estadual Paulista “JULIO DE MESQUITA FILHO”, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias Câmpus de Jaboticabal, SP.

SUMÁRIO

	Página
SUMÁRIO.....	i
RESUMO.....	iv
ABSTRACT	v
CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	1
1. Introdução.....	1
2. Revisão de Literatura.....	3
2.1 A cultura do algodoeiro e suas pragas.....	3
2.2 Mosca-branca.....	6
2.2.1 Aspectos gerais e morfológico da mosca-branca.....	6
2.2.2 Aspectos Reprodutivos da mosca-branca.....	7
2.2.3 Bemisia tabaci biótipo B.....	8
2.2.4 Danos de Bemisia tabaci biótipo B.....	9
2.2.5 Controle de Bemisia tabaci biótipo B.....	10
2.3 Gênero Encarsia spp.....	11
2.3.1 Aspectos gerais e morfológicos de Encarsia spp.	12
2.3.2 Aspectos biológicos de Encarsia spp.	14
2.3.3 Distribuição de Encarsia spp.	14
2.3.4 Importância de Encarsia spp. para o controle biológico natural e plicado.....	15
3. Referências.....	16
CAPÍTULO 2 – O PARASITOIDE Encarsia desantisi VIGGIANI,1985 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) ALTERA O SEU DESENVOLVIMENTO QUANDO USA COMO HOSPEDEIRO Bemisia tabaci (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) ALIMENTADA EM ALGODOEIRO TRANSGÊNICO	
Resumo.....	24

Abstract.....	25
1. Introdução.....	26
2. Material e Métodos.....	27
2.1 Criação de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	27
2.2 Parâmetros biológicos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em e cultivares de algodoeiro Bt e não-Bt.....	29
2.3 Parâmetros biológicos de <i>Encarsia desantisi</i> em ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B criadas em plantas de algodoeiro Bt não-Bt.....	30
2.4 Análise estatística.....	31
3. Resultados.....	31
3.1 Parâmetros biológicos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B alimentados com plantas de algodão Bt e não-Bt.....	31
3.1.1 Cultivares NuOPAL (Bolgard I®, Cry1Ac) e DeltaOPAL (não Bt).....	31
3.1.2 Cultivares FM 975 (WideStrike®, Cry1Ac+Cry1F) e FM 993 não Bt.....	32
3.2 Parâmetros biológicos de <i>Encarsia desantisi</i> tendo como hospedeiros ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B alimentadas com plantas de algodão Bt e não Bt.....	33
3.2.1 Cultivares NuOPAL (Bollgard I®, Cry1Ac) e DeltaOPAL não Bt.....	33
3.2.2 Cultivares FM 975 (WideStrike®, Cry1Ac + Cry1F) e FM 993 não Bt.....	34
4. Discussão.....	35
4.1 Efeitos de proteínas Cry na emergência de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	35
5. Agradecimentos.....	38
6. Referências.....	38

CAPÍTULO 3 – ESPÉCIES DE *Encarsia* FÖRSTER, 1878 (HYMENOPTERA:
APHELINIDAE) ASSOCIADAS À ALEYRODIDAE E
DIASPIDIDAE NO BRASIL

Resumo.....	42
Abstract.....	43
1. Introdução.....	44
2. Objetivo.....	45
3. Material e métodos.....	45
4. Resultados.....	46
4.1 Chave de identificação de espécies de <i>Encarsia</i> que ocorrem no Brasil.....	48
4.2 Caracterização morfológica das espécies de <i>Encarsia</i> que ocorrem no Brasil.....	51
5. Referências.....	97
CAPITULO 4 – Considerações finais.....	110

**TAXONOMIA E DIVERSIDADE DE *Encarsia* NO BRASIL E A BIOLOGIA DE
Bemisia tabaci biótipo B E SEU PARASITOIDE *Encarsia desantisi*
EM ALGODOEIRO Bt E NÃO Bt**

RESUMO - O Gênero *Encarsia* é um dos mais diversos da Família Aphelinidae, e possui grande importância econômica no Controle Biológico de insetos, principalmente de aleirodídeos. Estudos de faunas nativas de espécies de *Encarsia* são de grande interesse para o Controle Biológico Natural e Aplicado dentro da filosofia do Manejo Integrado de Pragas. Apesar de sua grande importância, no controle biológico de moscas-branca, a diversidade de espécies, a taxonomia, morfologia e a biologia de *Encarsia* spp. é pouco conhecida e estudada no Brasil. A mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B, por ser uma espécie polífaga de fácil adaptação a novos hospedeiros vem ocasionando danos econômicos em lavouras de algodoeiro transgênico que vem ganhando espaço na agricultura moderna. Apesar da sua eficácia no controle de lagartas, ainda há muitas controvérsias quanto o seu impacto ao meio ambiente e aos organismos não alvo desta tecnologia. Os objetivos a serem alcançados foram propor Chave de Identificação para espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil e Catálogo descritivo de espécies, estudar a diversidade de espécies de *Encarsia* e de seus hospedeiros em diferentes espécies de plantas; estudar a biologia e possíveis efeitos tritróficos de algodoeiro Bt em organismos não alvo. Foram coletadas 16 espécies de *Encarsia*, com seis novas ocorrências no Brasil, *E. trialeurodes* Myartseva, 2007, *E. elongata* (Dozier, 1937), *E. woolleyi* Myartseva & Evans, 2008; *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913), *E. variegata* Howard, 1908 e *E. mineoi* Viggiani, 1982, das quais três ainda não relatadas na Região Neotropical totalizando 34 espécies. A reunião das 16 espécies coletadas com as 28 espécies de já relatadas resultou em uma Chave de Identificação para espécies de *Encarsia* associadas à Diaprididae e Aleyrodidae no Brasil. Considerando a mega diversidade de fauna e flora tropicais, estudos de levantamentos da diversidade de espécies se fazem necessários, assim como seus hospedeiros e respectivas biologias. Nas cultivares de algodoeiro transgênico houve redução de aproximadamente 20% de emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B, quando comparado com suas cultivares não-transgênicas. Diferentemente, foi observado um aumento significativo de aproximadamente 10% na emergência de *E. desantisi* para os parasitoides dos hospedeiros alimentados com cultivares de algodoeiro transgênico. No entanto a longevidade das fêmeas do parasitoide foi reduzida quando os hospedeiros foram alimentados com cultivares transgênicas. Os resultados sugerem que o uso de cultivares de algodoeiro Bt em associação com o agente de controle biológico *E. desantisi* pode ser funcional para o manejo de *B. tabaci* em cultivos de algodão Bt.

Palavras-chave: Aphelinidade, biologia, Bt, controle biológico, identificação, mosca-branca

Taxonomy and diversity of *Encarsia* in Brazil and biology of *Bemisia tabaci* biotype B and your parasitoid *Encarsia desantisi* in cotton Bt and non Bt

Abstract - The *Encarsia* genus is one of the most diverse of Aphelinidae family and has great economic importance in the biological control of insects, especially whiteflies. Native fauna studies of species of *Encarsia* are of great interest for Biological Control Natural and applied within the philosophy of Integrated Pest Management. Despite its importance, the biological control of whiteflies, species diversity, taxonomy, morphology and biology of *Encarsia* spp. It is little known and studied in Brazil. The whitefly *Bemisia tabaci* biotype B, being a polyphagous kind of easy adaptation to new hosts has caused economic damage in transgenic cotton crops that has been gaining ground in modern agriculture. Despite its effectiveness in controlling caterpillars, there are still many controversies about its impact on the environment and non-target organisms this technology. The objectives to be achieved were: to propose identification key to species of *Encarsia* occurring in Brazil and descriptive catalog of species, study the diversity of species of *Encarsia* and their hosts in different plant species; study the biology and possible effects of Bt cotton tritróficos on non-target organisms. Sixteen species of *Encarsia* it was collected, with six new occurrences in Brazil, *E. Trialeurodes* Myartseva, 2007 *E. elongata* (Dozier, 1937), *E. woolleyi* Myartseva & Evans, 2008; *E. albiscutellum* (Girault, 1913), Howard *E. variegata*, 1908 and *E. mineoi* Viggiani, 1982, three of which have not yet reported in the Neotropical Region totaling 34 species. Considering the mega diversity of tropical fauna and flora surveys studies of species diversity are needed, as well as their hosts and their biologies. In transgenic cotton cultivars was reduced by approximately 20% adult emergence of *B. tabaci* biotype B, compared to their non-transgenic cultivars. In contrast, we observed a significant increase of approximately 10% emergence *E. desantisi* for parasitoids of host fed transgenic cotton cultivars. However the longevity of parasitoid females was reduced when the hosts were fed with transgenic cultivars. The results suggest that the use of Bt cotton cultivars in combination with biological control agent *E. desantisi* can be functional for the management of *B. tabaci* in Bt cotton crops.

Keywords: Aphelinidade, biology, biological control, Bt, identification, whitefly

CAPÍTULO 1 – Considerações Gerais

1. Introdução

A utilização de cultivares de algodoeiro que expressam proteínas Cry para controlar lagartas é uma ferramenta importante para o desenvolvimento de estratégias no Manejo Integrado de Pragas. Uma das preocupações no aumento intensivo do cultivo de culturas *Bacillus thuringiensis* é o seu efeito em organismos não alvo na cadeia alimentar.

Insetos não alvo da tecnologia Bt, como pulgões, tripes e moscas-branca, passaram a causar danos consideráveis em lavouras de algodoeiro com a redução do uso de inseticidas para o controle de pragas alvo como as lagartas.

Altas infestações de *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B, causam danos diretos pela sucção da seiva e, danos indiretos ocasionados pela eliminação contínua de “honeydew” que é um meio de crescimento para o fungo causador da fumagina, que reduz a incidência de luz nas folhas e consequentemente, a atividade fotossintética da planta; porém, o principal dano indireto é a transmissão de vírus pelo processo de alimentação.

Dentre as espécies de mosca-branca, somente as dos gêneros *Bemisia* Quaintance & Baker, 1914 e *Trialeurodes* Cockerell, 1902 (Hemiptera: Aleyrodidae) são vetores (CASTILLO et al., 2011). A espécie *B. tabaci* é a principal responsável pela disseminação de begomovírus, devido à facilidade de adaptação em novos hospedeiros, alto potencial biótico, adaptação às diversas condições bióticas e abióticas e a capacidade de desenvolver populações resistentes a inseticidas (NAVAS-CASTILHO, 2011).

O principal método de controle deste inseto se dá por meio da aplicação de inseticidas que, quando utilizado indiscriminadamente, favorece a seleção de populações resistentes de mosca-branca e afeta indiretamente a população de inimigos naturais (NAVAS-CASTILHO, 2011).

O controle biológico natural de moscas-branca é realizado por fungos entomopatogênicos, ácaros Phytoseiidae, predadores das famílias Coccinellidae, Chrysopidae, Anthocoridae e, principalmente parasitoides da família Aphelinidae

dos gêneros *Encarsia* Foerster 1878, *Eretmocerus* Haldeman 1850, e *Amitus* Haldeman 1850.

A espécie *Encarsia formosa* Gahan, 1924 é a espécie mais estudada no mundo, devido à sua comercialização desde 1920, para o controle biológico de moscas-branca em ambientes protegidos (POLASZEK et al., 1992).

Outras espécies como *Encarsia lutea* (Masi) 1909, *Encarsia porteri* (Mercet, 1927), *Encarsia inaron* (Walker, 1839), *Encarsia hispida* De Santis, 1948 e *Encarsia desantisi* Viggiani, 1985 ocorrem naturalmente em plantas cultivadas como lavouras de algodoeiro, soja, hortaliças e plantas invasoras com índice de parasitismo consideráveis (PESSOA, 2009).

Interações tritróficas entre o parasitoide, hospedeiro e diferentes plantas, são bastante estudadas na Europa e EUA. No entanto, devido à grande biodiversidade de plantas e de hospedeiros tropicais, há a necessidade de intensificar pesquisas principalmente em relação à diversidade de espécies nativas e seus hospedeiros ainda não relatados na literatura da Região Neotropical.

Objetivos

Gerais:

- Estudar a biologia e possíveis efeitos tritróficos de algodoeiro Bt em organismos não alvo;
- Estudar a diversidade de espécies de *Encarsia* e de seus hospedeiros em diferentes espécies de plantas;
- Propor Chave de Identificação para espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil, e Catálogo descritivo de espécies.

Específicos:

- Avaliar a biologia de *Bemisia tabaci* biótipo B e do parasitoide *Encarsia desantisi* em duas variedades de algodoeiro Bt comparadas com suas respectivas isolinhas;
- Identificar espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil;

- Propor Chave de Identificação para espécies de *Encarsia* que parasitam Aleyrodidae e Diaspididae no Brasil;
- Propor Catálogo descritivo para espécies de *Encarsia* que parasitam aleirodídeos e diaspidídeos no Brasil.

2. Revisão de Literatura

2.1 A cultura do algodoeiro e suas pragas

O algodoeiro *Gossypium* spp. (Malvaceae) é nativo de regiões tropicais e subtropicais em todo o mundo. O gênero possui aproximadamente 50 espécies descritas, porém, as espécies mais cultivadas em todo o mundo são *G. hirsutum*, *G. barbadense*, *G. arboreum* e *G. herbaceum* (FRYXELL, 1992). Estima-se que a produção mundial de fibra seja 90% de *G. hirsutum* e 5% de *G. barbadense* e os outros 5% de *G. arboreum* e *G. herbaceum* (ZHANG et al., 2008). No Brasil, as espécies mais cultivadas são *G. hirsutum*, algodão classificado como de fibra longa, e *G. barbadense*, algodão de fibra extra longa.

A fibra é o principal produto do algodoeiro e pode atingir alto valor comercial de acordo com a qualidade. Grande parte de fibra natural utilizada na indústria têxtil é de algodão. Fibra de baixa qualidade é utilizada na fabricação de feltro, enchimento de colchão e papel especial. A celulose processada é utilizada na fabricação de pasta de dente, baton, sorvete e maionese e outras aplicações na indústria química (WAKELYN et al., 2007; OECD, 2010). Das sementes é extraído o óleo que depois de refinado é considerado de ótima qualidade para consumo humano (O'BRIEN et al., 2005), enquanto que o óleo bruto sem refino pode ser utilizado como óleo lubrificante e biocombustível. Os resíduos ou subprodutos da extração de óleo são utilizados na fabricação de ração para a alimentação animal.

A cultura do algodoeiro se desenvolve em média em 150 dias para espécie *G. hirsutum* e 225 dias para a espécie *G. barbadense*, do plantio até a colheita, embora haja diferenças na duração do ciclo entre as variedades. Ambas as espécies necessitam de no mínimo 2.050 graus-dias para o início de abertura dos capulhos (OGTR, 2008).

No decorrer do ciclo de desenvolvimento da cultura do algodoeiro, insetos-praga em altas densidades populacionais causam perdas econômicas consideráveis. As principais pragas são: lagartas desfolhadoras como o curuquerê *Alabama argillacea* (Hübner), *Chrysodeixis* [= *Pseudoplusia*] *includens* (Walker), pulgão *Aphis gossypii* Glover, lagarta-rosada *Pectinophora gossypiella* (Saunders), lagarta-das-maçãs *Heliothis virescens* (Fabricius), lagarta-militar *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) e, o bicudo *Anthonomus grandis* Boheman (TORRES, 2008).

As pragas secundárias com surtos populacionais frequentes são mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Gennadius), broca-da-raiz *Eutinobothrus brasiliensis* Hambleton, tripses *Frankliniella schultzei* Trybom, cigarrinha *Agallia* sp. Curtis, lagarta-rosca *Agrotis ipsilon* Hufnagel, broca-da-haste *Conotrachelus denieri* Hustache, percevejo-castanho *Scaptocoris castanea* Perty, ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch, ácaro-branco *Polyphagotarsonemus latus* Banks, ácaro-vermelho *Tetranychus ludeni* Zacher, percevejo-rajado *Horcias nobilellus* Berg., percevejo-manchador *Dysdercus* spp., vaquinha *Costalimaita ferruginea* Fabricius e *Gargaphia* sp. Stål (TORRES, 2008).

O controle populacional das pragas é baseado principalmente na aplicação de inseticidas, que varia de 14 a 18 pulverizações no cultivo convencional da cultura do algodoeiro (SOARES et al., 2011). A utilização de produtos químicos de largo espectro de ação causa impacto sobre a população da praga, favorece a seleção de populações resistentes e reduz a população de inimigos naturais (GERLING & SINAI, 1994; RILEY & PALUMBO, 1995).

Medidas de controle legislativo obrigam o cumprimento de normas de épocas de plantio, como o uso e manejo de agrotóxicos, destruição de restos culturais e principalmente o “vazio sanitário”. O controle cultural utilizando práticas agrícolas como plantio de variedades mais resistentes, barreiras, uso de armadilhas e manejo de plantas daninhas hospedeiras podem impedir ou retardar o aparecimento da praga na cultura (LACERDA & CARVALHO, 2008).

O algodoeiro transgênico Bt é uma ferramenta importante para o desenvolvimento de estratégias de controle de pragas no MIP, especificamente no controle de insetos da Ordem Lepidoptera que atacam a cultura do algodoeiro conferindo, assim, resistência da planta a estes insetos alvos. As primeiras cultivares de algodoeiro transgênico continham apenas o gene *cry1Ac*. Atualmente, estão disponíveis comercialmente plantas que possuem um ou mais genes *cry*, como

cry1A, cry1Ac, cry2Ab e cry1F (SHOWALTER et al., 2009). Uma das vantagens da utilização de cultivares Bt é reduzir custos de produção e o risco de contaminação ao homem e ao meio ambiente por inseticidas (HOSSAIN et al., 2004; TORRES & RUBERSON, 2005).

Um dos riscos associados ao aumento de culturas geneticamente modificadas (GM) é o seu potencial para afetar indiretamente organismos não alvo (ROMEIS et al., 2008). Pesquisadores relatam que a redução do uso de inseticidas na lavoura de algodão Bt pode aumentar a população de pragas secundárias (MEN et al., 2005; AZIMI et al., 2012). Alguns estudos mostram que a população de tripes, pulgões e moscas-branca tem aumentado em algodão Bt, em comparação com o algodão convencional (NAVEEN et al., 2007).

Na cultura do algodoeiro, altas infestações de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) reduzem o vigor das plantas jovens, diminuindo a produção de fibras, além de produzir grande quantidade de “honeydew” que favorece o crescimento do fungo da fumagina, contaminando os capulhos e, por consequência, reduzindo o valor comercial da fibra (HENDRIX et al., 1995; HEQUET & ABIDI, 2002). Outro dano indireto destes insetos é a transmissão de agentes causais de doenças (COSTA, 1976; BUTLER & HENNEBERRY, 1994, NATESHAN et al., 1996).

Pragas secundárias como pulgões e moscas-branca, apesar de causar danos quando ocorrem em altas populações, também desempenham importante papel na cadeia alimentar como presas para predadores e hospedeiros para parasitoides (COCK et al., 1993). Também os inimigos naturais, apesar de não serem alvos de plantas Bt, podem sofrer impacto negativo ou positivo na sua biologia pela ingestão direta da toxina que se concentra na hemolinfa e tecidos de seus hospedeiros e presas ou indiretamente quando presentes no néctar de flores de plantas Bt, ou pela redução na qualidade nutricional do hospedeiro afetando negativamente a biologia dos parasitoides (ROMEIS et al., 2006; NARANJO, 2009).

O controle biológico natural de *B. tabaci* biótipo B é realizado principalmente por parasitoides afelinídeos do gênero *Encarsia*. Na maioria das espécies as fêmeas são endoparasitoides primários e os machos parasitoides da mesma ou de outras espécies de *Encarsia* (HUNTER & WOOLEY, 2001; ANTONY et al., 2004).

A espécie mais estudada em todo o mundo é *Encarsia formosa* Gahan e também considerada um dos principais parasitoides utilizados no controle biológico

aplicado de moscas-branca em ambientes protegidos. No Brasil, em diferentes genótipos de soja, o índice de parasitismo natural de ninfas de mosca-branca por *Encarsia* spp. atingiu 57%, sendo que a espécie mais abundante foi *E. lutea*, seguida de *E. porteri* e *E. nigricephala* (Dozier 1937) (PESSOA, 2009).

Entretanto pouco se conhece sobre o efeito indireto de toxinas Cry sobre estes parasitoides (AZIMI et al., 2012). Lovei et al. (2009) relatam que possivelmente os parasitoides são mais afetados do que os predadores quando se alimentam de insetos hospedeiros com toxinas *Bt*.

2.2 Mosca-branca

A superfamília Aleyrodoidea (Hemiptera: Sternorrhyncha) com uma única família, Aleyrodidae, é composta por aproximadamente 1.556 espécies distribuídas em quatro subfamílias. Aleyrodinae é a mais diversa, com 1424 espécies amplamente distribuídas em todo o mundo, seguida de Aleurodicinae com 118 espécies nas Américas, Udamoselinae com duas espécies na América do Sul e Bernaneinae (fóssil) (MARTIN & MOUND, 2007). No Brasil, o primeiro relato da ocorrência deste inseto foi em 1968 no Estado do Paraná em plantas de algodão (COSTA et al., 1973).

2.2.1 Aspectos gerais e morfológicos da mosca-branca

Os adultos são insetos muito pequenos, de aproximadamente 1-3 mm de comprimento, corpo geralmente de coloração amarelada com dois pares de asas membranosas com poucas veias nas asas anteriores, cobertas por uma camada de cera branca, que pode apresentar ou não manchas. Na maioria das espécies, os adultos possuem sete segmentos antenais (MARTIN et al., 2000; GILL, 1990).

O orifício vasiforme está presente nas fases de ninfa e nos adultos. É uma estrutura exclusiva dos aleirodideos, onde está localizado o ânus, a lígula, que ejeta a excreta denominada “honeydew,” e o opérculo, que cobre parcialmente ou totalmente o próprio orifício vasiforme (MARTIN et al., 2000).

A taxonomia dos aleirodideos baseia-se na morfologia do último (quarto) ínstar da ninfa, o qual é denominado incorretamente como pupa (CHAPMAN, 1998). Outros caracteres taxonômicos utilizados para táxons como espécies e gêneros

incluem a forma do corpo, lígula, cerdas, o opérculo, papilas, poros e orifício vasiforme (GILL, 1990). A terminologia taxonômica foi introduzida por Maskell (1895) e aperfeiçoada por Quaintance (1913) e Russell (1943).

As fêmeas geralmente são ligeiramente maiores que os machos, possuem um par de glândulas abominais secretoras de cera e orifício vasiforme localizado no dorso no oitavo segmento abdominal; além das diferenças sexuais, o abdome das fêmeas é mais robusto. Os machos são menores, apresentam dois pares de glândulas abdominais secretoras de cera, orifício vasiforme localizado no dorso no nono segmento abdominal e o abdome mais delgado (BYRNE & BELLOWS, 1991; HODGES & EVANS, 2005).

2.2.2 – Aspectos reprodutivos da mosca-branca

Geralmente na maioria das espécies de mosca-branca a reprodução é sexual, porém, ocasionalmente, pode ocorrer reprodução partenogenética telítoca, como por exemplo: em *Parabemisia myricae* (Kuwana) 1927, que produz apenas descendentes fêmeas (BYRNE & BELLOWS, 1991).

Algumas espécies de aleirodídeos podem ter mais de uma geração por ano em climas tropicais e subtropicais e podem ocorrer gerações contínuas. Em clima temperado ocorrem apenas uma ou duas gerações por ano (HODGES & EVANS, 2005). O tempo do ciclo de desenvolvimento de ovo-adulto de espécies de mosca-branca é dependente das condições ambientais, principalmente da temperatura (BYRNE & BELLOWS, 1991; ALBERGARIA & CIVIDANES, 2002).

O comportamento de oviposição pode variar com a espécie; na maioria, os ovos são fixados na superfície abaxial das folhas, podendo ser isolados ou agrupados em fileiras semicirculares ou em espiral. Os ovos de aleirodídeos geralmente são periformes ou ovalados e possuem um pedicelo que é uma extensão do córion, que pode ser curto ou mais longo, variando de acordo com a espécie. O pedicelo do ovo serve para fixar o ovo no limbo foliar da planta e atua como um condutor de água para o ovo em desenvolvimento. A taxa de oviposição pode variar de acordo com a espécie e também pode ser afetada pelas condições ambientais e planta hospedeira (BYRNE & BELLOWS, 1991; BUCKNER et al., 2002).

Em aleirodídeos a ninfa de primeiro ínstar é móvel e caminha pequenas distâncias até fixar-se em um local adequado para a alimentação (MARTIN et al.,

2000). No segundo, terceiro e quarto instares as ninfas são sésseis, o corpo de formato oval que pode estar coberto ou não por uma substância cerosa, geralmente de cor branca (BYRNE & BELLOWS, 1991). No quarto instar, também denominado de “pupário”, é transparente, o que possibilita a visualização do último ínstar próximo à emergência do adulto que é de coloração amarelada com olhos vermelhos. Os adultos emergem de uma sutura dorsal da pupa abrindo uma fenda em forma de T invertido (HODGES & EVANS, 2005).

2.2.3 *Bemisia tabaci* biótipo B

A espécie *B. tabaci* biótipo B foi relatada pela primeira vez no Continente Americano na década de 80. Acredita-se que a introdução desta raça fisiológica foi através da importação de plantas ornamentais (BROWN et al., 1995). A dispersão de *B. tabaci* biótipo B deve-se à facilidade de adaptação em novos hospedeiros e às variações das condições climáticas (VILAS BOAS et al., 1997), à capacidade de desenvolver resistência a inseticidas e possui alta taxa de oviposição (LOURENÇÃO et al., 2001; PRABHAKER et al., 1992).

Os adultos medem aproximadamente de um a dois milímetros de comprimento, o corpo é de coloração amarelo pálido. As asas membranosas cobertas por uma camada de cera branca. O adulto logo após a emergência espalha a cera sobre as asas com o terceiro par de pernas. Nesta espécie geralmente as fêmeas são maiores do que os machos (EICHELKRAUT & CARDORNA, 1989).

A reprodução é sexual, ovos fertilizados originam descendentes fêmeas e as fêmeas não acasaladas colocam ovos não fertilizados que originam descendentes machos (BYRNE & BELLOWS, 1991). As fêmeas podem depositar de 100 a 300 ovos durante o seu ciclo de vida. Em condições favoráveis a espécie pode ter de 11 a 15 gerações por ano a duração do ciclo biológico varia de acordo com a temperatura, que é um fator determinante no número de gerações do inseto (ALBERGARIA & CIVIDANES, 2002; BROWN & BIRD, 1992).

Preferencialmente os ovos são colocados na face abaxial das folhas no terço superior das plantas e quando recém-ovipositados são de coloração branca; e à medida que se dá o desenvolvimento embrionário tornam-se amarelados e,

próximos à eclosão, adquirem coloração marrom avermelhado (BYRNE & BELLOWS, 1991).

Na fase ninfal o inseto passa por quatro instares sendo que as ninfas de primeiro ínstar são móveis, o que possibilita a localização de um ponto favorável para a sua alimentação e desenvolvimento (SUMMERS et al., 1996; SIMMONS, 2002; GERLING et al., 1980).

2.2.4 – Danos de *Bemisia tabaci* biótipo B

No Brasil, *B. tabaci* biótipo B é problema sério desde 1995, e as perdas causadas por esta praga atingiram valores de cerca de milhões de dólares, em culturas de feijão, algodoeiro, melão e hortaliças (OLIVEIRA et al., 2001).

As ninfas e adultos alimentam-se sugando a seiva do floema das plantas, que é rica em amino-ácidos utilizados no seu desenvolvimento. Ao se alimentarem eliminam continuamente grande quantidade de “honeydew”, substância rica em carboidratos favorece o crescimento do fungo da fumagina *Capnodium* sp. A fumagina sobre a superfície das folhas reduz a incidência da radiação solar e, conseqüentemente da atividade fotossintética.

O dano mais importante ocorre pela transmissão de vírus no processo de alimentação dos adultos que transmitem o vírus de plantas infectadas para plantas sadias (FERNANDES, 1998; MARTIN et al., 2000; JONES, 2003).

Dentre as espécies de moscas-brancas consideradas pragas agrícolas, as mais importantes por serem vetoras são *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), amplamente distribuída pelo mundo e descrita pela primeira vez em 1889 em plantas de tabaco na Grécia, e *Trialeurodes* Cockerell (Hemiptera: Aleyrodidae). No gênero *Bemisia*, somente a espécie *B. tabaci* é vetor de vírus, e no gênero *Trialeurodes*, as espécies *T. vaporariorum*, Westwood *T. abutilonea* Haldeman e *T. ricini* (Misra), transmitem vírus (JONES, 2003). A maioria dos vírus transmitidos pelas moscas-brancas são begomovírus (Geminiviridae), embora também sejam vetores de crinivíroses, ipomovíroses, torradovíroses e algumas carlavíroses (NAVAS-CASTILLO et al., 2011).

Em ecossistemas naturais, geralmente as populações de moscas-brancas ocorrem em baixas densidades e de forma equilibrada, porque são controladas por inimigos naturais e outros fatores de mortalidade como fatores climáticos

desfavoráveis. Algumas espécies de mosca-branca, devido à grande capacidade de adaptação em várias espécies de plantas hospedeiras e o seu alto potencial biótico, são consideradas pragas (LACERDA & CARVALHO, 2008). Em certos cultivos agrícolas como olerícolas, hortaliças e em plantas ornamentais, o uso indiscriminado de defensivos agrícolas e outras práticas culturais inadequadas pode causar desequilíbrio natural e favorecer o aumento da população do inseto e, com isto, perdas econômicas.

Entre as espécies de aleirodídeos consideradas praga pode-se citar *T. vaporariorum* que normalmente ocorre em cultivos protegidos e *B. tabaci* que ocorre em vários hospedeiros. A espécie *B. tabaci* biótipo B, que causa a injúria do prateamento das folhas em curcubitáceas, é comum em culturas agrícolas e plantas ornamentais. Outras espécies de aleirodídeos, como *Dialeurodes citri* (Ashmead) 1885 e *Aleurothrixus floccosus* (Maskell), são comuns em citros e plantas ornamentais. Nos últimos anos a mosca-negra dos citros, *Aleurocanthus woglumi* Ashby, foi relatada em vários países, porém, devido ao controle biológico natural exercido por inimigos naturais, não atinge nível de dano econômico (HODGE & EVANS, 2005).

2.2.5 Controle de *Bemisia tabaci* biótipo B

Em culturas anuais o método de controle mais utilizado para *B. tabaci* biótipo B é o químico, com sucessivas aplicações de inseticidas. Isto ocorre devido ao alto potencial biótico e capacidade de adaptação a diversas condições bióticas e abióticas, geralmente favoráveis, porém também possui alta capacidade de desenvolver populações resistentes a inseticidas (LACERDA & CARVALHO, 2008). Esses autores ainda relatam que medidas de controle legislativo baseadas em dispositivos legais que obrigam o cumprimento de normas de plantio, como destruição de restos culturais e a regulamentação do uso e manejo de agrotóxicos, são muito importantes.

O controle cultural utilizando práticas agrícolas como plantio de mudas saudáveis, o uso de barreiras vivas, armadilhas e manejo de plantas daninhas hospedeiras podem impedir ou retardar o aparecimento da praga na cultura. Entretanto, o cultivo sucessivo de várias culturas hospedeiras dificulta a redução de populações de mosca-branca a níveis baixos que não causam danos econômicos.

Gerling et al. (2009) relatam que há aproximadamente 114 espécies de predadores, 50 espécies de parasitoides e 11 espécies de fungos de ocorrência natural associados a *B. tabaci*. RAO et al. (1989) concluíram em suas pesquisas que o parasitismo de ninfas de mosca-branca por parasitoides da família Aphelinidae atingiu 40% em dois anos de cultivo de algodoeiro sem tratamento químico.

Em condições naturais, o parasitismo de ninfas de *B. tabaci* biótipo B atingem índices de parasitismo satisfatórios por parasitoides do gênero *Encarsia* Foerster, *Amitus* Haldeman e *Eretmocerus* Haldeman, que são os principais agentes de controle biológico natural do complexo de espécies de *B. tabaci* (COCK, 1998).

Em programas aplicados de controle biológico de *B. tabaci*, a espécie *E. formosa* é bastante utilizada em ambientes protegidos como casas de vegetação, porém a dinâmica populacional do parasitoide pode ser afetada por fatores físicos como a temperatura e o espaçamento entre plantas. Fatores como estado nutricional, variedade, espécie da planta, densidade e tipo de tricomas foliares também podem afetar o desempenho do parasitoide no controle biológico de ninfas de mosca-branca em cultivos de hortaliças e flores ornamentais em cultivos protegidos (HODDLE et al., 1998).

Em estudos de campo realizados por Abdel et al. (1987) nas culturas de algodoeiro, soja, couve-flor e tomateiro, o parasitoide *Encarsia lutea* (Masi), foi ativo o ano todo atingindo de 23 a 68% sendo as maiores taxas de parasitismo observadas durante o verão.

2.3 Gênero *Encarsia* spp.

O gênero *Encarsia* Förster, (Hymenoptera: Aphelinidae: Coccophaginae) compreende mais de 400 espécies descritas em todo o mundo distribuídas em 26 grupos. Em sua maioria parasita ninfas de moscas-brancas (Aleyrodidae) e cochonilhas de carapaça (Diaspididae), porém algumas espécies principalmente aquelas pertencentes ao grupo *Encarsia flavoscutellum* podem parasitar pulgões (Hormaphidine) (HERATY et al., 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Geralmente as fêmeas são parasitoides primários de moscas-branca e cochonilhas de carapaça e os machos parasitoides da mesma espécie ou de outra espécie de *Encarsia*. Fêmeas virgens depositam os ovos não fertilizados que darão

origem a machos, externamente sobre a larva da fêmea de terceiro ínstar da própria espécie de *Encarsia* (WALTER, 1983; VIGGIANI, 1984; POLASZEK, 1991; HUNTER et al., 1996; HUNTER & WOOLLEY, 2001). Entretanto, algumas espécies possuem comportamento diferente como no caso de *Encarsia porteri* (Mercet), em que os machos são parasitoides primários facultativos de ovos de lepidópteros ou parasitoides de fêmeas da sua própria espécie. Nas espécies *Encarsia inaron* (Walker) e *Encarsia longicornis* Mercet, tanto machos como as fêmeas são parasitoides primários de ninfas de mosca-branca.

2.3.1 Aspectos gerais e morfológicos de *Encarsia* spp.

Os parasitoides do gênero *Encarsia* são de coloração variável, algumas espécies podem ser completamente amarelo claro ou com manchas marrons. Geralmente o macho é mais escuro que a fêmea, apresentando coloração marrom ou marrom escuro (SCHMIDT et al., 2001). O corpo é composto pela cabeça, tórax ou mesossoma, incluindo propódeo, primeiro segmento abdominal e o gáster ou metassoma (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

A cabeça em vista frontal é mais larga do que longa, composta por um par de olhos compostos, três ocelos posicionados triangularmente entre os olhos compostos, clipeo, mandíbula normalmente com três ou dois dentes, palpos maxilares com um, ou raramente dois segmentos.

A antena é composta de três partes: escapo, pedicelo e flagelo. O flagelo é composto pelo funículo com três ou quatro segmentos funiculares e clava composta pelos dois ou três últimos segmentos funiculares apicais da antena. Sensilas longitudinais podem estar presentes em um ou mais antenômeros do flagelo, com mais frequência e maior número em machos. A antena da fêmea possui oito segmentos (escapo, pedicelo e flagelo com cinco segmentos funiculares, sendo que os últimos segmentos formam uma clava apical distinta com três ou dois segmentos. A antena do macho frequentemente tem sete segmentos, os três primeiros segmentos do funículo raramente são dilatados e fundidos diferentemente dos dois últimos segmentos que geralmente são fundidos (SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

O mesossoma é composto pelo protórax, mesotórax e metatórax. No protórax a parte mais evidente é o pronoto, com incisões membranasas. O mesotórax é a

maior parte do mesossoma e divide-se em mesoscuto anterior com lobo mediano, com 2-12 setas; lóbulos laterais com 1-3 setas, notáulice, complexo escutelar-axilar (um par de axilas ântero-lateral e um escutelo médio). O escutelo é distintamente mais largo do que longo, com margens anteriores e posteriores convexas, com dois pares de setas, um par próximo às sensilas escutelares que podem ser muito próximas ou separadas pela distância do diâmetro de uma sensila ou mais. O mesotórax em vista lateral é constituído pelo prepecto em forma subtriangular, de difícil visualização. A mesopleura obliquamente é subdividida por uma sutura mesopleural. O metatórax agrega o metanoto e outras partes sem importância taxonômica. O propodeo, primeiro segmento abdominal fundido ao metatórax, possui dois espiráculos laterais (SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

As asas estão presentes no mesotorax e metatorax, com distinta franja marginal de comprimento variável, com setas em toda a área e em algumas espécies com uma área abaixo da veia marginal desprovida de setas. A veia submarginal geralmente é menor que a veia marginal e normalmente com duas setas, raramente com uma ou mais de seis setas, a veia pós-marginal é ausente. As pernas medianas com número variável de segmentos tarsais e as anteriores e posteriores com cinco segmentos tarsais (HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA & EVANS, 2008). O metassoma possui oito segmentos, tergitos (T1-T8) incluindo o pecíolo (T1), T1-T2 geralmente sem setas, T3-T7 com uma a cinco setas laterais, o T7 com espiráculos e T8 geralmente com quatro setas. Nas fêmeas o ovipositor está inserido no final do gáster protegido pelo segundo valvífero e a terceira válvula (HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

As características morfológicas importantes para identificação de *Encarsia* spp., além, da coloração do corpo, são as medidas dos segmentos do funículo, presença, localização e número de sensilas longitudinais na antena; disposição das setas e veias na asa anterior; número de setas no lobo médio do mesoescuto; distância entre as sensilas escutelares e o comprimento da seta localizado no escutelo; relação entre o comprimento do ovipositor e a tíbia mediana, medida do segundo valvífero e da terceira válvula e setas dos tergitos no gáster (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

2.3.2 – Aspectos biológicos de *Encarsia* spp.

Na maioria das espécies de *Encarsia* tanto machos como fêmeas desenvolvem-se em hospedeiros diferentes. As fêmeas são endoparasitoides primários e se desenvolvem em ninfas de mosca-branca ou cochonilhas de carapaça e os machos podem desenvolver-se como hiperparasitoide das fêmeas da mesma ou de outra espécie ou ainda em ovos de lepidópteros (POSLASZEK, 1991). Algumas espécies de *Encarsia* tem associação com *Wolbachia* e outros grupos especializados de bactérias simbiotes, que provocam distúrbios na razão sexual das progênes. Essas fêmeas infectadas com estes simbiotes passam a reproduzirem-se por partenogênese telítica, produzindo somente fêmeas e os machos são geralmente ausentes (ZCHORI-FEIN et al., 2001).

As fêmeas de *Encarsia* spp., preferencialmente parasitam ninfas de terceiro ínstar e depositam um ou mais ovos dentro do corpo do hospedeiro; porém, somente uma larva completará o seu desenvolvimento. O ovo de *Encarsia* spp. é de forma oval medindo aproximadamente 30µm de largura por 70µm de comprimento envolto em uma membrana translúcida e lisa. A larva tem aparência vermiforme, revestida de uma membrana hialina, não segmentada e mede aproximadamente 150µm de largura e 450µm de comprimento (SUAREZ et al., 2010)

O ciclo biológico de *Encarsia* spp. é de aproximadamente 12 dias para as fêmeas e 14 dias para os machos. A duração do desenvolvimento de ovo-adulto pode ser influenciada pela temperatura e tamanho do hospedeiro (NIKOLSKAYA & YASNOSH, 1966), que passa pelas fases de ovo; larva, pupa e adulto. Na fase de pupa, quando está próximo à emergência dos adultos, é observado um comportamento de pequenos movimentos no interior do hospedeiro. A emergência se dá através por um orifício construído na cutícula do hospedeiro pelo adulto (ANTONY et al., 2004).

2.3.3 – Distribuição de *Encarsia* spp.

O gênero *Encarsia* está distribuído nas regiões Neotropical, Neártica Paleártica, Oriental e Ocidental. Os principais hospedeiros são as moscas-brancas

da família Aleyrodidae seguido das cochonilhas de carapaça da família Diaspididae. Do total de aproximadamente 400 espécies de *Encarsia* descritas, 115 espécies ocorrem na região Neotropical e, no Brasil, já foram relatadas 29 espécies. Das espécies relatadas para o Brasil *Encarsia aleurothrix* Evans & Polaszek, *Encarsia plaumanni* Viggiani, e *Encarsia polaszeki* Evans, ainda não foram relatadas em outras localidades no mundo. A região com maior número de espécies relatadas é a Região Oriental, com 127 espécies, seguida da Austrália, com 109 espécies relatadas (HERATY et al., 2007).

2.3.4 - Importância de *Encarsia* spp. para o controle biológico natural e aplicado

O gênero *Encarsia* é um dos mais importantes para o controle biológico da mosca-branca e cochonilhas. *Encarsia formosa* Gahan 1924, é a espécie mais conhecida na história do controle biológico de *Trialeurodes vaporariorum* e *Bemisia tabaci*, que tem uma ampla gama de hospedeiros. Algumas espécies de *Encarsia* que parasitam *B. tabaci* também parasitam outras espécies de Aleyrodidae. (HERATY et al., 2007).

Exemplares de *E. hispida* coletadas no Brasil foram multiplicadas e liberadas nos EUA para controlar *Bemisia argentifolii* (= *B. tabaci* biótipo B) em culturas de tomateiro e soja. O nível de parasitismo de *Trialeurodes variabilis* em folhas de mamoeiro por *E. hispida* De Santis foi de 20% (LOURENÇÃO et al., 2007). As espécies *E. lutea* (Masi) e *E. porteri* são espécies cosmopolitas que parasitam principalmente *B. tabaci*, em cultivos de algodoeiro e soja no Brasil; em soja hortaliça o parasitismo por estas duas espécies atingiu 57,76 % e 56,28% respectivamente (PESSOA, 2008).

Para entender a importância de uma espécie como agente de controle biológico é necessário identificar os parasitoides e os seus hospedeiros em ecossistemas naturais e agrícolas e as suas interações interespecíficas.

3. REFERÊNCIAS

ABDEL SAID, M. I.; HENDI, A.; KOLAIB, M. O.; EL SAID, A. FATTAH, H. I.; ABDEL SAID, A. E. L. Studies on *Prospaltella lutea* Masi, primary parasite of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci*, (Genn.) in Egypt (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bulletin de la Société Entomologique d'Egypte**, Cairo, v. 65, n.15, p. 119-129, 1987.

ALBERGARIA, N. M. S.; CIVIDANES F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, Londrina. v. 31, n. 3, p. 359-363, 2002.

ANTONY, B.; PALANISWAMI, M. S.; KIRK, A. A.; HENNEBERRY, T. J. Development of *Encarsia bimaculata* (Heraty and Polaszek) (Hymenoptera: Aphelinidae) in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) nymphs. **Biological Control**, Dordrecht, 30:546-555, 2004.

AZIMI, S.; ASHOURI, A.; TOHIDFAR, M.; HASANLOUEI, R.T. Effect of Iranian Bt cotton on *Encarsia formosa*, parasitoid of *Bemisia tabaci*. **International Research Journal of Applied and Basic Sciences**, Ankara, v.3, n.11, p. 2248-2251, 2012.

BROWN, J. K.; FROHLICH, D. R.; ROSSEL. R. C. The sweet potato or silverleaf whiteflies: *Bemisia tabaci* or a species complex? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 40, p. 51-534, 1995.

BUCKNER, J. S.; FREEMAN, T. P.; RUUD, R. L.; CHU, CHANG-CHI.; HENNEBERRY, T. J. Characterization and Functions of the Whitefly Egg Pedicel. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, New York, v. 49, p.22-33, 2002.

BUTLER, Jr. G.D.; HENNEBERRY, T. J. *Bemisia tabaci*: Effect of cotton leaf pubescence on abundance. **Southwestern Entomologist**, Washington v.9, p.91-94, 1994.

BYRNE, D. N.; BELLOWS JR, T. S. Whitefly biology. **Annual Review of Entomolgy** Palo Alto, v. 36, p. 431- 457, 1991.

CHAPMAN, R. F. **The Insects: Structure and Function**, 4th Edition. Cambridge University Press, Cambridge, 1998, 770 p.

COCK, M. J. W. *Bemisia tabaci*: an update 1986-1992 on the cotton whitefly with an annotated bibliography. **CAB International Institute of Biological Control**, Ascot, UK., 1993, 78 pp.

COSTA, A. S. Whitefly-transmitted plant diseases. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v.14, p. 429–449, 1976.

COSTA, A.; COSTA, C. L.; SAUER, H. F. G. Surto de mosca-branca em culturas do Paraná e São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 2, n.1, p. 20-30, 1973.

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biología, cria massal y aspectos ecológicos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), como plaga del frijol comun. **Turrialba**, San José, v.39, n. 1, p.51-55, 1989.

FERNANDES, O. A. Pragas do melão – *Cucumis melo* L. In: BRAGA SOBRINHO, R.; CARDOSO, J. E.; FREIRE, F. C. O. (Ed.). **Pragas de fruteiras tropicais de importância agroindustrial**. Fortaleza: EMBRAPA, CNPAT, 1998, p.181-189, 1998.

FRYXELL, P.A.; STEWART, J.M; CRAVEN, L. A. A revision of *Gossypium* sect. *Grandicalyx* (Malvaceae), including the description of six new species, **Systematic Botany**, Kent, v.17, p.91-114, 1992.

GERLING, D.; EREI, E.; GUERSHON, M.; INBAR, M. Bionomics of *Encarsia scapeata* Rivnay (Hymenoptera: Aphelinidae), tritrophic relationships and host-induced diapause. **Biological Control**, Orlando, 49, 201–206, 2009.

GERLING, D. ; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoides. **Crop Protection**, Oxford, v. 20, n.9, p.779-799, 2001.

GERLING, D.; SINAI, P. Buprofezin effects on two parasitoid species of whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 87, p. 842-846, 1994.

GILL, R. J. The morphology of whiteflies. pp. 13-45 in: Gerling D. (ed.), **Whiteflies: their bionomics, pest status, and management**. Intercept Ltd., Andover, Hants, England, 1990, 348 p.

HENDRIX, D. L.; STEELE, T. L.; PERKINS, JR. H. H. *Bemisia* honeydew and sticky cotton, pp. 189-199 In D. Gerling and R. T. Mayer [eds.], **Bemisia: Biology, Damage Control and Management**. Intercept Ltd., Andover. 1995.

HEQUET, E.; ABIDI, N. Processing sticky cotton: implication of trehalulose in residue build-up **Journal of Cotton Science**, Bossier, n.6, p. 77-90, 2002.

HERATY, J.; WOOLLEY, J. POLASZEK, A. Catalog of *Encarsia* of the world. 87p., 2007. < <http://cache.ucr.edu/~heraty/Encarsia.cat.pdf>>acesso em 26/03/1025.

HODDLE, M. S., VAN DRIESCHE, R. G., ELKINTON, J. S., AND SANDERSON, J. P. Discovery and utilization of *Bemisia argentifolii* patches by *Eretmocerus eremicus* and *Encarsia formosa* (Beltsville strain) in greenhouses, **Entomology Experimentalis et Applicata**, Belgium, v.87, p.15–28, 1998.

HODGES G. S.; EVANS G. A. An identification guide to the whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the southeastern united states, **Florida Entomologist**, Gainesville, v.88, n.4, 2005.

HOSSAIN, F.; PRAY, C. E.; LU, Y.; FAN, C.; HU, R. Genetically modified cotton and farmer's healt in China. **International Journal of occupational and Environmental Healt**, , v.10, p.293-303, 2004.

HUANG, J.; A. POLASZEK. A revision of the Chinese species of *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae): parasitoids of whiteflies, scale insects and aphids (Hemiptera). **Journal of Natural History**. London, v.32, p.1825-1966. 1998.

HUNTER, M. S.; WOOLLEY, J. B. Evolution and behavioral ecology of heteronomous aphelinid parasitoids. **Annual Review of Entomology**, Stanford, v. 46, p., 251-290, 2001.

HUNTER, M. S.; ROSE, M.; POLASZEK, A. Divergent host relationships of males and females in the parasitoid *Encarsia porteri* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, 89:667–675, 1996.

JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, Netherlands, v. 109, p. 195–219, 2003.

LACERDA, J. T.; CARVALHO, R. A. Discriminação e manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia* spp.) transmissora de geminivirus em culturas econômicas. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, João Pessoa, v.2, n.2, p.15-22, 2008.

LOURENÇÃO, A. L.; MIRANDA, M. A. C.; ALVES, S. B. Ocorrência epizootica de *Verticillium lecanii* em *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) no Estado do Maranhão. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 183-185, 2001.

LOURENÇÃO, A.L & H. NAGAI. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo, **Bragantia**, Campinas, v.53, p. 53-59, 1994.

LOURENÇÃO, A. L.; FANCELLI, M.; COSTA, V. A.; RIBEIRO, N. C. Parasitismo em *Trialeurodes variabilis* (Quaintance) (Hemiptera: Aleyrodidae) por *Encarsia hispida* De Santis (Hymenoptera: Aphelinidae), em Mamoeiro, no Brasil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.36, n.1, p.147-149, 2007.

LÖVEI, G. L.; ANDOW, D. A.; ARPAIA, S. Transgenic insecticidal crops and natural enemies: a detailed review of laboratory studies. **Environmental Entomology**, College Park, v.38, p. 293-306, 2009.

MASKELL, W. M. 1895. Contributions towards a monograph of the Aleurodidae, a family of Hemiptera - Homoptera. Transactions of the New Zealand Institute. v. 28: p.411-449.

MARTIN, J. H.; MOUND, L. A. An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). **Zootaxa**, Auckland, v.1492, p.1-84, 2007.

MARTIN, J. H.; MIFSUD, D.; RAPISARDA, C. The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean Basin. **Bulletin of Entomological Research**, Lanham Royal, v.90, p. 407- 448, 2000.

MYARTSEVA, S. N.; EVANS, G. A. Genus *Encarsia* Förster of Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae) A revision, key and description of new species. Ciudad Victoria, 2008. p.320.

MEN, X.Y.; GE, F.; YARDIM, E.; PARAJULEE, M. N. Behavioral response of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) to cotton with and without expression of the Cry 1Ac delta endotoxin protein of *Bacillus thuringiensis* Berliner, **Journal Insect Behavior**, v.18, n.1, p.33-50, 2005.

NARANJO, S.E. Impacts of Bt crops on non-target invertebrates and insecticide use patterns. CAB Reviews: **Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources**, Wallingford, v.4, p.1-23, 2009.

NATESHAN, H. M. V.; MUTIYAPPA, M. M.; SWANSON, B. D. H. Host range, vector relations and serological relationships of cotton leaf curl virus from southern India. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v.128, p. 233–244,1996.

NAVAS-CASTILLO, J.; FIALLO-OLIVÉ, E.; SÁNCHEZ-CAMPOS, E. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, US, v. 49, p. 219-248, 2011.

NAVEEN, A., BRAR, D. S.; BUTTER, G. S. Evaluation of *Bt* and non *Bt* version of two cotton hybrids under different spacing against sucking insect pests and natural enemies. **Journal of Cotton Research and Development**, v.21, p.106-110, 2007.

NIKOLSKAYA, M. N.; YASNOSH, V. A. **Aphelinids of the European part of the USSR and the Caucasus (Hymenoptera, Aphelinidae)**. Nauka: Opredeliteli po faune SSSR, 91Moscow & Leningrad, 1966. 296 p.

O'BRIEN, R. D.; JONES, L. A.; KING, C. C.; WAKELYN, P. J.; WAN, P. J. Cottonseed oil. p. 173-279 in Bailey's Industrial Oil & Fat Products, 6th ed. (F. Shahidi, ed.), Vol. 2, **Edible Oil and Fat Products: Edible Oils (Part 1)**. John Wiley & Sons, Hoboken, New Jersey, USA. 2005.

OECD "Section 1 - Cotton (*Gossypium* spp.)", in safety assessment of transgenic organisms, OECD Publishing, 2010, Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1787/9789264096158-5-en>> acesso em 16 out. 2014.

OGTR. The Biology of *Gossypium hirsutum* L. and *Gossypium barbadense* L. (Cotton), Ver. 2. **Office of the Gene Technology Regulator, Australian Government Department of Health and Ageing**, Canberra. 2008, 91 pp.

OLIVEIRA, H. Manejo Integrado de Pragas como controle de *Helicoverpa armigera* e mosca-branca Embrapa Arroz e Feijão. 2013, disponível em: <<http://www.embrapa.br/imprensa/noticias/2013/julho/5a-semana/manejo-integrado-de-pragas-como-controle-da-helicoverpa-armigera-e-mosca-branca/>> acesso em: 24 mar. 2014.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; PERRING, T. M.; NUESLSLEY, G.; KIDO, K.; YUOUNGMAN, R. R. Resistance monitoring of the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in the Imperial Valley of California. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 85, n. 4, p. 1063-1068, 1992.

PESSOA, R. **Infestação e parasitismo natural de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em soja-hortaliça e elaboração de chave de identificação de *Encarsia* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae).** 2009. 54f. Dissertação de Mestrado FCAV/UNESP, Jaboticabal, São Paulo, 2009 disponível em: <<http://www.fcav.unesp.br/download/pgtrabs/ea/m/6962.pdf>> acesso em: abr. 2014.

POLASZEK, A. Egg parasitism in Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) with special reference to *Centrodora* and *Encarsia* species. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 81, p. 97-106, 1991.

QUAINTANCE, A. L.; BAKER, A. C. **Classification of Aleyrodidae**, Part I. local: U.S., Dept. Agric. Bur. Entomol., 1913. 93 p. (Tech. Serv., 27).

RAGA, A.; COSTA, V. A. Mosca negra dos citros; **Secretaria de Agricultura e Abastecimento Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios Instituto Biológico**, Campinas, Documento Técnico 001, 2008, p.1-9.

RILEY, D. G.; PALUMBO, J. C. Action threshold for *Bemisia argentifolli* (Homoptera : Aleyrodidae) in Cantaloupe. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 88, n. 6, p.1733-38, 1995.

ROMEIS, J.; MEISSLE, M.; BIGLER, F. Transgenic crops expressing *Bacillus thuringiensis* toxins and biological control. **Nature Biotechnology**, New York, v.24, p.63-71, 2006.

RAO, N. V.; REDDY, A. S.; RAO, K. T. Natural enemies of cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) In: Relation to host population and weather factors. **Journal of Biological Control**, Karnataka, v. 3, p. 10-12, 1989.

ROMEIS, J.; BARTSCH, D.; BIGLER, F.; CANDOLFI, M. P.; GIELKENS, M. M. C.; HARTLEY, S. E.; HELLMICH, R. L.; HUESING, J. E.; JEPSON, P. C.; LAYTON, R.; QUEMADA, H.; RAYBOULD, A.; ROSE, R. I.; SCHIEMANN, J.; SEARS, M. K.; SHELTON, A. M.; SWEET, J.;VAITUZIS, Z. A.; Assessment of risk of insect-resistant transgenic crops to non-target arthropods. **Nature Biotechnology**, New York, v.26, p.203–208, 2008.

RUSSELL, L. M. A new genus and four new species of whiteflies from the West Indies (Homoptera: Aleyrodidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, 45: 131-141, 1943.

SCHMIDT, S.; NAUMANN, I. D.; DE BARRO, P. J. *Encarsia* species (Hymenoptera: Aleyrodidae) of Australia and the Pacific Island attacking *Bemisia tabaci* and

Trialeurodes vaporariorum (Hemiptera: Aleyrodidae) – a pictorial key and descriptions of four new species. **Bulletin Entomological Research**, Cambridge, v. 91, p. 369-387, 2001.

SHOWALTER, A. M.; HEUBERGER, S.; TABASHNIK, B. E.; CARRIÈRE, Y. A primer for using transgenic insecticidal cotton in developing countries. **Journal of Insect Science**, Tucson, v. 9, n.22, 2009, 39p.

SILVEIRA, C. A. O. Novo ritmo da proteção: mosca-branca. In: **SEMANA INTERNACIONAL DE FRUTICULTURA BRASILEIRA**, 7, Fortaleza, 2000, Fortaleza: Sociedade de Fruticultura Brasileira, p. 1-4, 2000.

SIMMONS, A. M. Settling of Crawlers of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on Five Vegetable Hosts, **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 95, n.4, p. 464-468, 2002.

SUAREZ, L.; PÉREZ, D.; CANTOR, F.; RODRÍGUEZ, A. B. Compared biology of two species of the genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoids of *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Revista Facultad de Ciencias Básicas**, Pamplona, v. 6, n. 2, p. 152-161, 2010.

SUMMERS, C. G.; NEWTON, JR. A. S.; ESTRADA, D. Intraplant and interplant movement of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) crawlers. **Environmental Entomology**, College Park, v.25, p.1360-1364, 1996.

TORRES, J. B.; J. R. RUBERSON. Canopy and Ground-Dwelling Predatory Arthropods in Commercial Bt and non-Bt Cotton Fields: Patterns and Mechanisms. **Environmental Entomology**, College Park, v.34, p.1242-1256, 2005

TORRES, J. B. Controle de pragas do algodoeiro: expectativas de mudanças. **Ciência Agrícola**, Maceió, v.8, n.1, p.37- 49, 2008.

VIGGIANI, G. Bionomics of Aphelinidae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 29, p. 257-276, 1984.

VILAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; AVILA, A. C.; BEZERRA, I. C. Manejo integrado de mosca branca *Bemisia argentifolli*. Brasília: **Embrapa, CNP Hortaliças**, (Circular Técnica, 9)1997, 12.p.

WALTER, G. H. Divergent male ontogenies in Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea): A simplified classification and a suggested evolutionary sequence. **Biological Journal of the Linnean Society**, Oxford, v. 19, p. 63-82, 1983.

WAKELYN, P.J.; BERTONIERE, N. R.; FRENCH, A. D.; THIBODEAUX, D. P.; TRIPLETT, B. A.; ROUSSELLE, M. A.; GOYNES JR., W. R.; EDWARDS, J. V.; HUNTER, L.; MCALISTER, D. D.; **Gamble, G. R. Cotton Fiber Chemistry and Technology**. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA, 2007, 176 pp.

ZHANG, H. B.; WANG, Y. LI B.; CHEE, P. W. Recent advances in cotton genomics. **International Journal of Plant Genomics**, Article ID 742304, 2008, 20p.

ZCHORI-FEIN, GOTTLIEB, E. Y.; BROWN, J. K.; WILSON, J. M.; KARR, T. L.; HUNTER, M. S. A newly discovered bacterium associated with parthenogenesis and a change in host selection behavior in parasitoid wasps. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Allahabad, v. 98, p.12555-12560, 2001.

O PARASITOIDE *Encarsia desantisi* VIGGIANI 1985 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) TEM O SEU DESENVOLVIMENTO ALTERADO QUANDO USA COMO HOSPEDEIRO *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) ALIMENTADA EM ALGODÃO TRANSGÊNICO

Resumo - As cultivares de algodoeiro expressam proteínas Cry são amplamente utilizadas para controlar lepidópteros praga. Os efeitos das plantas transgênicas contendo proteínas inseticidas Cry em espécies não-alvo devem ser compreendidos para um melhor uso dessa tecnologia no manejo da praga. Neste trabalho estudou-se a influência das cultivares de algodoeiro transgênicos NUOPAL (Bolgard I[®]) e FM 975 (WideStrike[®]) nos parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B (Genadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), uma praga não-alvo do algodoeiro Bt, e com seu parasitoide *Encarsia desantisi* Viggiani, 1985 (Hymenoptera: Aphelinidae). Os experimentos foram realizados em uma sala climatizada e as isolinhas não transgênicas DeltaOPAL e FM 993 foram usadas como controle para a mosca-branca hospedeira. Os efeitos das cultivares transgênicas sobre o período do desenvolvimento embrionário e ninfal e a porcentagem de emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B foram avaliados. O período necessário para o desenvolvimento embrionário, larval e pupal, a porcentagem de emergência e longevidade de fêmeas do parasitoide de *E. desantisi* foram determinadas usando *B. tabaci* biótipo B como hospedeiro alimentadas com algodoeiro transgênico e não-transgênico. As duas cultivares de algodoeiro transgênico resultaram em uma redução significativa de aproximadamente 20% de emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B, quando comparado com suas cultivares não-transgênicas. Diferentemente, foi observado um aumento significativo de aproximadamente 10% na emergência de *E. desantisi* para os parasitoides dos hospedeiros alimentados com cultivares de algodoeiro transgênico. No entanto a longevidade das fêmeas do parasitoide foi reduzida quando os hospedeiros foram alimentados com cultivares transgênicas. Os resultados sugerem que o uso de cultivares de algodoeiro Bt em associação com o agente de controle biológico *E. desantisi* pode ser funcional para o manejo de *B. tabaci* em cultivos de algodão Bt.

Palavras chave: Aleyrodidae; *Bemisia tabaci* biótipo B; Algodoeiro Bt; *Gossypium hirsutum*; *Encarsia desantisi*; espécies não alvo

THE PARASITOID *Encarsia desantisi* VIGGIANI, 1985 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) HAS ITS DEVELOPMENT ALTERED WHEN USING TRANSGENIC COTTON FED *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) AS HOST

Abstract - Cotton cultivars expressing Cry proteins are widely used to control lepidopteran pests. The effects of transgenic plants containing insecticidal Cry proteins on non-target species must be comprehended for a better use of this technology for pest management. In this work we investigated the influence of the Bt cotton cultivars NuOPAL (Bolgard I[®]) and FM 975 (WideStrike[®]) on biological parameters of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), a non-target pest of Bt cotton cultivars and with its parasitoid *Encarsia desantisi* Viggiani, 1985 (Hymenoptera: Aphelinidae). The experiments were conducted in a climatized room and the non-transgenic near isolines were used as control whitefly hosts. The effects of the Bt cotton cultivars on the period of embryonic and larval development and the percentage of adult emergence of *B. tabaci* were assessed. The period required for embryonic, larval and pupal development, and the percentage of emergence and longevity of the parasitoid *E. desantisi* adult females were determined using Bt cotton fed and non-Bt cotton fed *B. tabaci* as hosts. Both Bt cotton cultivars resulted in a decrease of approximately 20% of adult emergence of *B. tabaci*. Differently, an increase of approximately 10% of adult emergence of *E. desantisi* was observed for parasitoids that used hosts fed with both Bt cotton cultivars. However, the longevity of parasitoid adult females was decreased when their hosts were fed with Bt cotton cultivars. Results suggest that the use of Bt cotton cultivars in association with the biological control agent *E. desantisi* could be functional for the management of *B. tabaci* in Bt cotton crops.

Keywords: Aleyrodidae; *Bemisia tabaci* biotype B; Bt cotton; *Gossypium hirsutum*; *Encarsia desantisi*; non-target species

CAPÍTULO 2- O PARASITOIDE *Encarsia desantisi* VIGGIANI 1985 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) TEM O SEU DESENVOLVIMENTO ALTERADO QUANDO USA COMO HOSPEDEIRO *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) ALIMENTADA EM ALGODÃO TRANSGÊNICO

1. INTRODUÇÃO

A bactéria *Bacillus thuringiensis* (Berliner) está amplamente distribuída na natureza e durante a fase de esporulação de muitas estirpes desta bactéria, os cristais de proteína que contêm delta-endotoxinas (proteínas Cry) são produzidos, e são conhecidas principalmente pelas suas propriedades inseticidas (BRAVO et al., 2012). Cultivos de plantas transgênicas contendo genes de *B. thuringiensis* (*Bt*) que codificam toxinas inseticidas são muito úteis para o manejo de pragas e atualmente são cultivados em mais de 175 milhões de hectares em todo o mundo (JAMES, 2013).

Cultivares de algodoeiro Bt são consideradas uma excelente ferramenta utilizada no Manejo Integrado de Pragas do algodoeiro, reduz o uso de inseticidas no controle de lagartas e, conseqüentemente resulta na redução de custos de produção e nos riscos de contaminação para o homem e para o meio ambiente (WOLFENBARGER et al., 2008; NARANJO, 2011).

A redução no número de aplicações de inseticidas de amplo espectro para controlar lepidópteros pragas em consequência do uso de cultivares de algodão Bt, pode ocasionar surtos populacionais de pragas não-alvo como tripes, pulgões, moscas-branca e outras espécies que geralmente é maior em algodão Bt quando comparado com as culturas de algodão convencional (MEN et al., 2003, NARANJO, 2005, 2011; ZHAO et al., 2011).

Altas infestações de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1989) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae), considerada praga secundária na lavoura de algodoeiro, provocam danos diretos com a sucção de seiva elaborada do floema que reduz o vigor de plantas jovens e posteriormente resulta na diminuição na produção de fibras. Além disso, a “mosca-branca” causa outros danos indiretos com a eliminação em grande quantidade de “honeydew” durante a alimentação. O “honeydew” é substância excretada pelo trato digestivo, que favorece o desenvolvimento do fungo

Capnodium elaeophilum e que contamina as fibras ainda no capulho de algodão, depreciando o valor de mercado da fibra (HEQUET & ABIDI, 2002). Entretanto, o principal dano indireto de *B. tabaci* biótipo B nas lavouras de algodoeiro é a transmissão de vírus, como “cotton leaf curl vírus” (BRIDDON & MARKHAM, 2000).

Estudos avaliando o efeito de plantas transgênicas sobre fitófagos não-alvo, bem como os efeitos sobre a biologia de presas alimentadas com plantas transgênicas e efeitos sobre seus predadores, foram investigados por Torres & Ruberson (2008); Wolfenbarger et al. (2008); Kumar et al. (2014). Porém algumas questões sobre as interações tritróficas entre hospedeiros alimentados com plantas transgênicas, sobre a biologia e comportamento de parasitoides, ainda precisam ser melhor compreendidas. Por exemplo, a interação de ninfas *B. tabaci* alimentadas com plantas de algodoeiro transgênico expressando proteínas cry com o parasitoide *Encarsia* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae) não é bem conhecida (AZIMI et al., 2012).

No presente trabalho foi avaliada a interação tritrófica (planta-herbívoroparasitoide) entre duas cultivares de algodoeiro Bt expressando as proteínas tóxicas Cry1Ac e Cry1Ac + Cry1F sobre os parâmetros biológicos da praga não alvo *B. tabaci* biótipo B. Também foram avaliados os efeitos de ninfas de *B. tabaci* biótipo B, alimentados com cultivares transgênicas no desenvolvimento do parasitoide *Encarsia desantisii* Viggiani (Hymenoptera: Aphelinidae), comparadas com suas respectivas isolinhas de cultivares convencionais não transgênicas.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Criação de *Bemisia tabaci* biótipo B

Todos os experimentos foram realizados entre abril e maio de 2014, nos Laboratórios de Entomologia do Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, SP, Brasil.

A criação inicial de *B. tabaci* biótipo B em laboratório foi mantida na cultivar não transgênica FMT 701 (Fundação MT). Sementes foram semeadas em copos de 500 mL de plástico com terra, areia e esterco, na proporção de (3: 2: 1). Para evitar infestação de outros insetos e organismos, as plantas germinadas nos copos foram protegidas por uma gaiola confeccionada coma união de dois potes de polietileno transparente de 1800 mL de capacidade com tampa e sem o fundo. Na parte

superior do pote fez-se uma abertura circular de 10 cm de diâmetro vedada com “voil” branco fixado com cola à base de água, cuja função era permitir as trocas gasosas da planta. Por outro lado, a tampa do pote inferior continha um orifício circular de 8 cm de diâmetro no centro, onde foi acoplado o copo plástico de 500mL com a planta (Figura 1).



Figura 1- Características da gaiola de criação e oviposição de mosca-branca, confeccionada com 2 potes de polietileno transparentes de 1800mL, acoplados pela base, de modo a encaixar o copo plástico de 500mL com a planta da cultivar de algodoeiro .

Para iniciar a criação de moscas-branca foram liberadas 15 casais de *B. tabaci* biótipo B coletadas em plantas de couve, em plantas da cultivar FMT 701 com trinta dias de idade. Exemplares da espécie foram confirmados pelo Dr. Gregory A. Evans taxonomista do USDA/APHIS/NIS. O biótipo B, foi confirmado com exemplares que colonizaram plantas de *Curcubita pepo* (abobrinha menina brasileira) e produziram o sintoma do prateamento nas folhas de acordo com as descrições de Perring et al. (1991).

O parasitoide *E. desantisi* foi obtido da emergência de adultos de ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) e mantidas utilizando ninfas da mesma espécie criados em plantas de *Arnica* sp., cultivada em copos plásticos de polietileno acoplados às gaiolas, descritas na Fig.1. Todas as

criações foram mantidas em sala climatizada (25 ± 1 ° C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa, fotofase de 16h).

2.2 Parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B em cultivares de algodoeiro Bt e não-Bt

Para avaliar o efeito de cultivares de algodoeiro Bt sobre parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B, foram utilizados quatro cultivares de algodoeiro: duas cultivares transgênicas, NuOPAL (Bollgard I[®]), que expressa a proteína Cry1Ac, e a FM 975 (WideStrike[®]), que expressa proteínas Cry1Ac e Cry1F; como controle, foram utilizadas as duas cultivares isogênicas não transgênicas DeltaOPAL e FM 993 respectivamente. As sementes selecionadas das cultivares de algodoeiro foram adquiridas em loja especializada do ramo na região de Jaboticabal, SP, e Chapadão do Sul, MS. As cultivares transgênicas e suas respectivas linhas isogênicas comerciais foram semeadas e cultivadas sob as mesmas condições descritas para a cultivar FMT 701.

Plantas de algodoeiro com 45 dias de idade foram infestadas com 30 fêmeas adultas de *B. tabaci* biótipo B por planta/gaiola durante 4 horas para realizar a oviposição. Após este período, as fêmeas foram removidas das plantas as quais foram mantidas individualizadas nas gaiolas. Os parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B foram estudados em plantas de quatro cultivares de algodoeiro, utilizando uma planta infestada com 10 ovos de *B. tabaci* biótipo B por repetição, sendo que foi utilizado em cada tratamento (2 cultivares transgênicas e 2 isolinhas convencionais), seis repetições (gaiolas com uma planta infestada com 10 ovos). Portanto, cada cultivar estava infestada inicialmente com 60 ovos; a partir daí foram verificados os parâmetros biológicos do inseto nas fases de ovo e ninfa até emergirem os adultos.

Diariamente o período de desenvolvimento embrionário de *B. tabaci* biótipo B foi monitorado a partir da oviposição até a eclosão das ninfas de primeiro ínstar. Após a fixação, no lado abaxial da folha, foi feita uma marca circular em torno de cada ninfa, que foram numeradas de 1 a 10 com um marcador para projetor (Pilot 2,0 milímetros). O desenvolvimento das ninfas marcadas em cada planta/gaiola foi observado diariamente com o auxílio de um microscópio estereoscópico, manejando o copo com a planta com as folhas infestadas com os ovos e/ou ninfas fixadas nas

folhas. Os parâmetros biológicos avaliados de *B. tabaci* biótipo B em cada cultivar foram os seguintes: duração do período de desenvolvimento embrionário, duração do período de desenvolvimento de cada estágio ninfal, duração do período de desenvolvimento de ovo-adulto, viabilidade da fase de ninfa e percentual de adultos emergidos de *B. tabaci* biótipo B em cada cultivar Bt e não Bt comparados com suas linhas isogênicas comerciais.

2.3 Parâmetros biológicos de *Encarsia desantisi* em ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B criadas em algodoeiro Bt e não-Bt

Para desenvolver estudos sobre a biologia do parasitoide *E. desantisi*, utilizou-se como hospedeiro ninfas de terceiro instar de *B. tabaci* biótipo B criadas em plantas de algodoeiro Bt e não Bt.

Foram utilizadas duas fêmeas de *E. desantisi* por planta/gaiola. Após 5 horas de exposição, os adultos do parasitoide foram removidos e as folhas com ninfas parasitadas foram marcadas quando foi observado o orifício de oviposição localizado na cutícula das ninfas de mosca-branca. As ninfas parasitadas foram marcadas com um círculo ao seu redor na superfície foliar com um marcador para projetor (Pilot 2,0 mm) e numeradas para a identificação nas avaliações diárias. O final do período embrionário do parasitoide e o início da fase larval do parasitoide foram determinados, pela observação da presença de larvas do parasitoide sob a cutícula transparente das ninfas de *B. tabaci* biótipo B. O fim da fase larval do parasitoide, mais precisamente o início da fase de pupa, foi determinada com a observação da eliminação do mecônio pelas larvas de terceiro instar do parasitoide e o início da coloração castanha da pupa, visualizada sob a cutícula da ninfa do hospedeiro. O fim da fase de pupa do parasitoide foi determinado pela emergência de adultos do parasitoide.

Foram avaliados os seguintes parâmetros biológicos de *E. desantisi* parasitando ninfas de terceiro instar que foram alimentadas em cada uma das cultivares de algodoeiro Bt e não-Bt: duração do período do desenvolvimento embrionário e viabilidade, duração do período do desenvolvimento larval e viabilidade da fase de larva, duração do período do desenvolvimento de pupa e viabilidade pupal, duração do período do desenvolvimento de ovo a emergência dos

adultos, viabilidade ou porcentagem de emergência de adultos e longevidade de fêmeas.

A longevidade de *E. desantisi* foi estudada a partir de fêmeas recém-emergidas que foram transferidas para tubos Eppendorf (1,5 ml) contendo uma micro gota de solução de mel a 10% como fonte de alimento. Estes adultos foram observados diariamente até a morte.

2.4 Análise estatística

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, utilizando a cultivar transgênica de algodão NuOPAL (Bollgard I®) e sua isolinha DeltaOPAL como controle e o algodoeiro transgênico cultivar FM 975 (WideStrike®) e sua isolinha FM 993 como controle. Os dados foram apresentados como média $\pm$ erro padrão. As diferenças médias foram comparadas pelo teste *t* ao nível de confiança de 95%, utilizando Software R (R Core Team 2014).

3. RESULTADOS

3.1 Parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B alimentados com plantas de algodão Bt e não-Bt

3.1.1 Cultivares NuOPAL (Bollgard I® Cry1Ac) e DeltaOPAL (não-Bt)

A duração do período do desenvolvimento embrionário de *B. tabaci* biótipo B na a cultivar transgênica NuOPAL que expressa a proteína tóxica Cry1Ac, comparado com a sua cultivar isogênica não-transgênica DeltaOPAL, foi semelhante, de aproximadamente 6 dias (Tabela 1). Este resultado já era esperado tendo em vista que o embrião não mantém contato direto com a planta hospedeira. Com respeito à duração dos instares ninfais, verificou-se que a cultivar transgênica de algodoeiro NuOPAL também não interferiu na duração do período de desenvolvimento do primeiro, segundo e quarto ínstar ninfal de *B. tabaci* biótipo B quando comparado com os dados médios de sua isolinha convencional DeltaOPAL, porém o desenvolvimento de ninfas de terceiro ínstar de *B. tabaci* biótipo B foi

significativamente maior na cultivar NuOPAL ($p=0.0288$) quando comparado com os dados do terceiro ínstar ninfal alimentadas na cultivar isogênica não Bt DeltaOPAL (Tabela 1). Esta diferença observada para ninfas de terceiro ínstar não foi suficiente para resultar num aumento significativo em todo o período de desenvolvimento de ovo até emergirem os adultos de *B. tabaci* biótipo B devido a presença da proteína Cry1Ac na cultivar NuOPAL, em comparação com os dados de duração média observados na cultivar convencional DeltaOPAL (não Bt) (Tabela 1).

A presença da proteína Cry 1Ac não afetou a duração do ciclo de *B. tabaci* biótipo B, porém, o resultado mais interessante foi observado na redução de aproximadamente 20% da emergência de adultos quando as ninfas foram alimentados com plantas de algodoeiro transgênico NuOPAL (Tabela 1) em comparação com a sua isolinha não-transgênica DeltaOPAL.

Tabela 1. Duração do período embrionário (fase de ovo), fase ninfal e período de ovo-adulto (dias) e emergência de adultos (%) de *B. tabaci* biótipo B alimentados com cultivar transgênica NuOPAL e sua isolinha não-transgênica DeltaOPAL. Jaboticabal, 2015.

Cultivar	Período. embrionário (dias)	Fase ninfal (dias)				Período ovo-adulto (dias)	Emergência de adultos (%)
		1° instar	2° instar	3° instar	4° instar		
NuOPAL (Cry1Ac)	6,17±0,17a	4,22±0,14a	3,15±0,13a	3,60±0,19a	6,67±0,10a	23,78±0,32a	68,3±5,4 b
DeltaOPAL (Isolinha)	6,17±0,17a	4,28±0,09a	2,93±0,22a	3,02±0,12b	6,70±0,17a	23,13±0,30a	90,0±5,2 a
p-valor	1	0,7015	0,4151	0,0288	0,8661	0,1748	0,016

As médias ($\pm$ erro padrão) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente ao nível de 95% de confiança pelo teste t ($p \leq 0,05$). * Médias na coluna são diferentes ou não são significativamente diferentes (ns) por análise de variância ($p \leq 0,01$).

3.1.2 Cultivares FM 975 (WideStrike[®], Cry1Ac+Cry1F) e FM 993 (Não-Bt)

A duração dos períodos para o desenvolvimento de cada estágio ninfal de *B. tabaci* biótipo B, bem como todo para o desenvolvimento imaturo (ovo-adulto) não foram afetados significativamente pelo algodoeiro transgênico da cultivar FM 975, quando comparado com a duração média para o desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B usando a cultivar isogênica não transgênica FM 993 como planta controle, respectivamente, apresentando médias de 22,88 e 22,28 dias (Tabela 2).

A emergência de adultos de mosca-branca foi de aproximadamente 20% menor, quando as ninfas foram alimentadas na cultivar transgênica FM 975, comparada com as ninfas alimentadas com plantas da cultivar não transgênica FM 993. A viabilidade ninfal e pupal na cultivar transgênica FM 975 que expressa proteínas tóxicas Cry1Ac+Cry1F, foi de apenas 63%, contra 91% de emergência de adultos nas plantas da cultivar comercial não Bt FM 993 ($p=0.0006$; Tabela 2).

Tabela 2. Duração do período embrionário (fase de ovo), fase ninfal e período de ovo-adulto (dias) e emergência de adultos (%) de *B. tabaci* biótipo B alimentados com cultivar transgênica FM 975 e sua isolinha não-transgênica FM 993. Jaboticabal, 2015.

Cultivar	Período embrionário (dias)	Fase ninfal (dias)				Período ovo-adulto (dias)	Emergência de adultos (%)
		1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	4° ínstar		
FM 975 (Cry1Ac+Cry1F)	6,17±0,17a	4,32±0,16a	2,58±0,09a	3,00±0,17a	6,87±0,13a	22,88±0,38a	63,33±4,94b
FM 993 (Isolinha)	6,17±0,17a	3,83±0,16a	2,97±0,23a	3,05±0,20a	6,27±0,29a	22,28±0,37a	91,67±3,07a
p-valor	1	0,0588	0,1549	0,8530	0,0873	0,2859	0,0006

As médias ($\pm$ erro padrão) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente ao nível de 95% de confiança pelo teste t ($p\leq 0,05$). * Médias na coluna são diferentes ou não são significativamente diferentes (ns) por análise de variância ($p\leq 0,01$).

3.2 Parâmetros biológicos de *Encarsia desantisi* parasitando ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B alimentadas com plantas de algodão Bt e não-Bt

3.2.1 Cultivares NuOPAL (Bollgard I[®], Cry1Ac) e DeltaOPAL (não-Bt)

A duração do período de desenvolvimento embrionário de *E. desantisi* parasitando ninfas *B. tabaci* biótipo B alimentados com plantas da cultivar transgênica NuOPAL e alimentados com plantas da sua cultivar isogênica DeltaOPAL, foi de aproximadamente 4 dias (Tabela 3). A duração média do período de desenvolvimento larval e pupal de *E. desantisi* parasitando ninfas da mosca-branca, alimentadas com plantas da cultivar transgênica NuOPAL e da cultivar isogênica DeltaOPAL não transgênica não foi significativamente afetado, sendo, respectivamente, de cerca de 4,33 e 4,50 e 6,23 e 6,25 dias, para as duas cultivares Bt e não Bt (Tabela 3).

A emergência de *E. desantisi* foi 93,30% quando parasitou ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com algodoeiro transgênico da cultivar NuOPAL, valor significativamente diferente quanto à emergência de *E. desantisi* parasitando ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar não transgênica DeltaOPAL, que foi de 83,33% ($P = 0,0073$; Tabela 3). A longevidade de fêmeas *E. desantisi* emergidas de ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar transgênica NuOPAL foi 18,23 dias aproximadamente, um dia a menos do que a longevidade de fêmeas *E. desantisi* emergidas de ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar isogênica não transgênica DeltaOPAL ($p=0.0023$) (Tabela 3).

Tabela 3. Duração do período embrionário (fase de ovo), fase larval e fase de pupa, período ovo-adulto, longevidade de fêmeas (dias) e emergência de adultos (%) de *E. desantisi* parasitando ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar transgênica NuOPAL e com sua isolinha não-transgênica DeltaOPAL.

Cultivar	Período embrionário (dias)	Fase larval (dias)	Fase pupal (dias)	Período ovo-adulto (dias)	Longevidade das fêmeas (dias)	Emergência (%)
NuOPAL (Cry1Ac)	4,05±0,03a	4,33±0,11a	6,23±0,08a	14,73±0,18a	18,23±0,22b	93,33±2,11a
DeltaOPAL (Isolinha)	4,05±0,03a	4,50±0,09a	6,25±0,16a	14,93±0,25a	19,28±0,13a	83,33±2,11b
p-valor	1	0,2851	0,9294	0,5519	0,0023	0,0073

As médias ($\pm$ erro padrão) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente ao nível de 95% de confiança pelo teste t ($p \leq 0,05$). * Médias na coluna são diferentes ou não são significativamente diferentes (ns) por análise de variância ($p \leq 0,01$).

3.2.2 Cultivares FM 975 (WideStrike[®], Cry1Ac + Cry1F) e FM 993 (não-Bt)

O período de desenvolvimento embrionário de *E. desantisi* em ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar transgênica FM 975 ou alimentados com plantas da isolinha não-transgênica FM 993 foi semelhante de aproximadamente 4 dias para nas duas cultivares (Tabela 4). A duração da fase de larva, pupa e do ciclo biológico de ovo-adulto de *E. desantisi* parasitando ninfas *B. tabaci* biótipo B, alimentadas com a cultivar transgênica FM 975 ou a cultivar não-transgênica FM 993, os resultados foram semelhantes em ambas as cultivares, não apresentando diferenças significativas entre as cultivares Bt e não Bt (Tabela 4).

Uma diminuição de aproximadamente quatro dias foi observada na longevidade de fêmeas de *E. desantisi* emergidas de ninfas *B. tabaci* biótipo B

alimentadas com a cultivar transgênica FM 975, quando comparadas com a longevidade de fêmeas de *E. desantisi* emergidas de ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas da cultivar não transgênica FM 993 ($p=2.2e^{-10}$; Tabela 4).

A emergência de fêmeas de *E. desantisi* usando ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com cultivar transgênica FM 975 foi de aproximadamente 90%, um valor significativamente maior que o valor da porcentagem de emergência de *E. desantisi* desenvolvidas em ninfas *B. tabaci* biótipo B alimentadas com a cultivar isogênica não transgênica FM 993 (80%) ($p=0.0208$; Tabela 4).

Tabela 4. Período embrionário (fase de ovo), desenvolvimento larval e de pupa (dias), período ovo-adulto (dias), longevidade de fêmeas (dias), e emergência de adultos (%) de *E. desantisi* parasitando ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com a cultivar transgênica FM 975 e alimentados com a cultivar isogênica não transgênica FM 993.

Cultivar	Período embrionário (dias)	Fase larval (dias)	Fase pupal (dias)	Período ovo-adulto (dias)	Longevidade das fêmeas (dias)	Emergência (%)
FM 975 (Cry1Ac+ Cry1F)	4,08±0,03a	4,75±0,06a	6,10±0,17a	14,93±0,11a	18,32±0,11b	90,00±2,58a
FM 993 (Isolinha)	4,05±0,03a	4,75±0,17a	5,72±0,09a	14,52±0,16a	22,30±0,12a	80,00±2,58b
p-valor	0,4848	1	0,0674	0,0584	$2,2e^{-10}$	0,0208

As médias ($\pm$ erro padrão) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente ao nível de 95% de confiança pelo teste t ($p \leq 0,05$). * Médias na coluna são diferentes ou não são significativamente diferentes (ns) por análise de variância ($p \leq 0,01$).

Por estes resultados, provavelmente a redução de 10% na emergência de fêmeas deve-se a fatores intrínsecos da cultivar convencional, pois, quando presentes as duas proteínas Cry na cultivar Bt, a emergência de adultos não foi afetada.

4. DISCUSSÃO

4.1 Efeitos de proteínas Cry na emergência de adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B

Os resultados indicam que a emergências de adultos de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas de algodoeiro transgênico foi reduzida em aproximadamente 20%, quando comparados com a emergência de adultos observada para as plantas não transgênicas. Como *Bemisia* spp. se alimentam da

seiva do floema (FREEMAN et al., 2001), proteínas Cry constitutivamente expressas em plantas de algodoeiro podem estar interferindo no desenvolvimento desta espécie, resultando na redução observada de emergência de adultos. Para apoiar esta hipótese, estudos mostram que algumas proteínas vegetais são conhecidas por serem transportadas na seiva do floema (KEHR, 2006). Além disso, vários estudos têm relatado a presença de proteínas exógenas no floema de plantas transgênicas, bem como os efeitos adversos das plantas transgênicas em insetos que se alimentem de floema, tais como moscas-brancas e pulgões (HILDER et al., 1995; BURGIO et al., 2007; BAUM et al., 2012; VAJHALA et al., 2013; THAKUR et al., 2014).

Alguns pesquisadores discutem que a aquisição de toxinas Bt por insetos sugadores de seiva do floema não é um fenômeno muito claro, como a presença de proteínas Bt em insetos que se alimentam de floema de plantas transgênicas (BURGIO et al., 2007; BURGIO et al., 2011; TORRES et al., 2006; ROMEIS & MEISEL, 2011). Outra questão a ser considerada é a baixa toxicidade das proteínas *cry* ativas para lepidópteros a insetos que se alimentam do floema (CHOUGULE & BONNING, 2012).

Os valores de menor emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B observados foram relacionados à toxicidade das toxinas Cry, derivado de alterações aleatórias no processo de transformação das plantas. Estas transformações em plantas transgênicas podem beneficiar, prejudicar ou ter efeito neutro no comportamento do herbívoro. Estudos serão necessários para compreender se o fluxo de toxinas Cry do floema para estes insetos sugadores realmente acontece de forma significativa e se estas toxinas podem ser letais para *B. tabaci* biótipo B. Outra possibilidade é que alterações não intencionais nas plantas, relacionadas com o processo de transformação, podem estar interferindo no desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B quando se alimentam de plantas transgênicas (LUMBIERRES et al., 2004; FARIA et al., 2007; LAWOW, 2007).

Apesar da redução significativa no presente trabalho de aproximadamente 20% na emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas transgênicas com as toxinas Cry1Ac e Cry1F, pesquisadores no mundo todo verificaram que os riscos de surtos de *B. tabaci* biótipo B em cultivares de algodoeiros transgênicos são possíveis. Ensaio realizado em campo por Naranjo (2005) indicaram que a população de *B. tabaci* biótipo B não foi reduzida em

algodoeiro transgênico contendo toxina Cry1Ac, mas houve um aumento da população da praga em função da redução de aplicação de agrotóxicos para lagartas de lepidópteros, pragas alvo da tecnologia.

Neste contexto, a redução do uso de inseticidas nos campos de algodoeiros transgênicos pode colaborar com o controle biológico, que surge como uma grande oportunidade para manter as pragas secundárias (não alvo de algodoeiros transgênicos), como *B. tabaci* biótipo B, nos limites de perdas econômicas (NARANJO, 2011; LU et al., 2012). Nestes casos os parasitoides são conhecidos pela sua capacidade e especificidade é dependente da qualidade do hospedeiro que pode ser determinada por seu tamanho, idade, dieta ou espécie (GODFRAY, 1994; HARVEY et al., 1999; HARVEY et al., 2004, LIU et al., 2005).

Os resultados obtidos no presente trabalho indicam que a emergência do parasitoide *E. desantisi* aumentou quando ninfas de *B. tabaci* biótipo B foram alimentadas em plantas transgênicas e estavam disponíveis como hospedeiros, mas foi observada uma redução na longevidade das fêmeas desse parasitoide ao usar como hospedeiros ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas em cultivares transgênicas. Esta observação indica uma compensação entre a sobrevivência de imaturos e longevidade de adultos de *E. desantisi* ao usar ninfas de *B. tabaci* biótipo B como hospedeiros. Apesar de diferença não significativa em relação aos imaturos que se desenvolveram nas ninfas que se alimentaram nas cultivares não Bt.

Por outro lado, houve redução da longevidade de fêmeas do parasitoide o que sugere uma estratégia de desenvolvimento interessante de *E. desantisi* em ninfas de *B. tabaci* biótipo B alimentadas com plantas transgênicas diferem das ninfas alimentadas com plantas não-transgênicas. Com estes resultados, não podemos indicar as razões que regularam o desenvolvimento biológico observado em *E. desantisi*, quando esse parasitoide usa hospedeiros alimentados em plantas de algodoeiro transgênico.

O presente estudo contribui para a compreensão dos efeitos tritróficos dos transgênicos sobre organismos não alvo (uma praga secundária e seus parasitoides associados) e indica a necessidade de integração de uso de plantas transgênicas com o controle biológico para o controle desta praga.

5. AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer ao Dr. Gregory A. Evans, do Systematic Entomology Laboratory, USDA/APHIS NIS BARC-West, Beltsville, MD, USA pela identificação das espécies utilizadas neste estudo.

6. REFERÊNCIAS

AZIMI, S.; ASHOURI, A.; TOHIDFAR, .T; HASANLOUEI, R. T. Effect of Iranian *Bt* cotton on *Encarsia formosa*, parasitoid of *Bemisia tabaci*. **International Research Journal Applied Basics Science**, Mumbai, v. 3, n. 11, p. 2248-2251, 2012.

BAUM, J. A.; SUKURU, U. R.; PENN, S. R.; MEYER, S. E.; SUBBARAO, S.; SHI, X.; FLASINSKI, S.; HECK, G. R.; BROWN, R. S.; CLARK, T. L. Cotton Plants Expressing a Hemipteran-Active *Bacillus thuringiensis* Crystal Protein Impact the Development and Survival of *Lygus hesperus* (Hemiptera: Miridae) Nymphs. **Journal of Economic Entomology**, Lanhan, v.105, p.616-624, 2012.

BRAVO, A.; GÓMEZ, I.; PORTA, H.; GARCÍA-GÓMEZ, B. I.; RODRIGUEZ-ALMAZAN, C.; PARDO, L.; SOBERÓN, M. Evolution of *Bacillus thuringiensis* Cry toxins insecticidal activity. **Microbial Biotechnology**, Malden, v. 6, p. 17-26, 2012.

BRIDDON, R. W.; MARKHAM, P. G. Cotton leaf curl virus disease. **Virus Research**, Amsterdam, v. 71, p. 151-159, 2000.

BURGIO, G.; LANZONI, A.; ACCINELLI, G.; DINELLI, G.; BONETTI, A.; MAROTTI, I.; RAMILLI, F. Evaluation of *Bt*-toxin uptake by the non-target herbivore, *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae), feeding on transgenic oilseed rape. **Bulletin of Entomological Resesearch**, Cambridge, v. 97, p. 211-215, 2007.

BURGIO, G.; DINELLI, G.; MAROTTI, I.; ZURLA, M.; BOSI, S; LANZONI, A. Bt-toxin uptake by the non-target herbivore, *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae), feeding on transgenic oilseed rape in laboratory conditions. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v.101, p. 241-247, 2011.

CHOUGULE, N. P.; BONNING, B. C. Toxins for Transgenic Resistance to Hemipteran Pests. **Toxins**, Basel, v. 4, p. 405-429, 2012.

FARIA, C.A.; WÄCKERS, F. L.; PRITCHARD, J.; BARRETT, D. A.; TURLINGS, T. C. J. High Susceptibility of *Bt* Maize to Aphids Enhances the Performance of Parasitoids of Lepidopteran Pests. **PlosOne** v. 2, n.7, e600. doi:10.1371/journal.pone.0000600, 2007

FREEMAN, T. P.; BUCKNER, J. S.; NELSON, D. R.; CHU, C.; HENNEBERRY, T. J. Stylet Penetration by *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) into Host Leaf Tissue. **Annals of Entomological Society of America**, College Park, v. 94, p.761-768, 2001.

GENNADIUS, P. Disease of the tobacco plantations in the Trikonía. The aleurodid of tobacco. **Ellenike**, Athenas, v.83, p. 1-3, 1889.

GODFRAY, H. J. C. Parasitoids: behavioral and evolutionary biology. Princeton University Press, 1994, 473 p.,

HARVEY, J. A.; BEZEMER, T. M.; ELZINGA, J. A.; STRAND, M. R. Development of the solitary endoparasitoid *Microplitis demolitor*: host quality does not increase with host age and size. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 29, p. 35-43, 2004.

HARVEY, J. A.; JERVIS, M. A.; GOLS, R.; JIANG, N.; VET, L. Development of the parasitoid, *Cotesia rubecula* (Hymenoptera: Braconidae) in *Pieris rapae* and *Pieris brassicae* (Lepidoptera: Pieridae): evidence for host regulation. **Journal Insect Physiology**, London, v. 45, p. 173-182, 1999.

HEQUET, E.; ABIDI, N. Processing Sticky Cotton: Implication of Trehalulose in Residue Build-up. **Journal Cotton Science**, Memphis, v. 6, p. 77-90, 2002.

HILDER, V. A.; POWELL, K. S.; GATEHOUSE, A. M. R.; GATEHOUSE, J. A.; GATEHOUSE, L. N.; SHI, Y.; HAMILTON, D. W. O.; MERRYWEATHER, A.; NEWELL, C. A.; TIMANS, J. C.; PEUMANS, W. J.; VAN DAMME, E.; BOULTER, D. Expression of snowdrop lectin in transgenic tobacco plants results in added protection against aphids. **Transgenic Research**, Andover, v. 4, p. 18-25, 1995.

JAMES, C. Global status of commercialized biotech/GM crops: 2013. ISAAA: Ithaca, n. 46 ISAAA.

KEHR, J. Phloem sap proteins: their identities and potential roles in the interaction between plants and phloem-feeding insects. **Journal of Experimental Botany**, Lancaster, v. 57, p. 767-774, 2006.

KUMAR, R.; TIAN, J.; NARANJO, S. E.; SHELTON, A. M. Effects of Bt Cotton on *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) and Its Predator, *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). **Journal of Economic Entomology**, Lanhan, v.107, p. 927-932, 2014.

LAWO, N. C.; WÄCKERS, F. L.; ROMEIS, J. Indian *Bt* cotton varieties do not affect the performance of cotton aphids. **PLoS ONE** v.4, p.3, 2009. e4804, doi:10.1371/journal.

LIU, X.; ZHANG, Q.; ZHAO, J.; LI, J.; XU, B.; MA, X. Effects of *Bt* transgenic cotton lines on the cotton bollworm parasitoid *Microplitis mediator* in the laboratory. **Biological Control**, Orlando, v. 35, p. 134-141, 2005.

LU, Y.; WU, K.; JIANG, Y.; XIA, B.; LI, P.; FENG, H.; WYCKHUYS, K. A. G.; GUO, Y. Mirid bug outbreaks in multiple crops correlated with wide-scale adoption of *Bt* cotton in China. **Science**, London, v.328, p.1151–1154, 2010.

LU, Y.; WU, K.; JIANG, Y.; GUO, Y.; DESNEUX, N. Wide spread adoption of *Bt* cotton and insecticide decrease promotes biocontrol services. **Nature**, London, v. 487, p. 362-365, 2012.

LUMBIERRES, B.; ALBAJES, R.; PONS, X. Transgenic *Bt* maize and *Rhopalosiphum padi* (Hom., Aphididae) performance. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 29, p. 309-317, 2004.

MEN, X.; GE, F.; LIU, X.; YARDIM, E. N. Diversity of Arthropod Communities in Transgenic *Bt* Cotton and Non-transgenic Cotton Agroecosystems. **Environmental Entomology**, College Park, v. 32, p. 270-275, 2003.

NARANJO, S. E. Long-Term Assessment of the Effects of Transgenic *Bt* Cotton on the Abundance of Non-target Arthropod Natural Enemies. **Environmental Entomology**, College Park, v. 34, p. 1193-1210, 2005

NARANJO, S. E. Impacts of *Bt* Transgenic Cotton on Integrated Pest Management. **Journal Agricultural Food Chemistry**, Easton, v. 59, p. 5842-5851, 2011.

PERRING, T. M.; COOPER, A.; KAZMER, D. J.; SHIELDS, C.; SHIELDS, J. New strain of sweetpotato whitefly invades California vegetables. **California Agriculture**, Berkeley, v. 45, n.6, p. 10-12, 1991.

ROMEIS, J.; MEISSLE, M. Non-target risk assessment of *Bt* crops-Cry protein uptake by aphids. **Journal Applied Entomology**, Berlin, v.135, p.1-6, 2011.

THAKUR, N.; UPADHYAY, S. K.; VERMA, P.C.; CHANDRASHEKAR, K.; TULI, R.; SINGH, P. K. Enhanced Whitefly Resistance in Transgenic Tobacco Plants Expressing Double Stranded RNA of v-ATPase A Gene. **PlosOne**, San Francisco, v. 9, n.3, e87235. doi:10.1371/journal.pone.0087235, 2014.

TORRES, J. B.; RUBERSON, J. R.; ADANG, M. J. Expression of *Bacillus thuringiensis* Cry1Ac protein in cotton plants, acquisition by pests and predators: a tritrophic analysis. **Agricultural and Forest Entomology**, Oxford, v. 8, p. 191-202, 2006.

TORRES, J. B.; RUBERSON, J. R. Interactions of *Bacillus thuringiensis* Cry1Ac toxin in genetically engineered cotton with predatory heteropterans. **Transgenic Research**, Andover, v.17, p. 345-354, 2008.

TORRES, L. C.; LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; SOUZA, B.; COSTA, M. B.; TANQUE, R. L. Records of Natural Enemies of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) Biotype B in Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.43, n.189-191, 2014.

VAJHALA, C. S. K.; SADUMPATI, V. K.; NUNNA, H.R.; PULIGUNDLA, S. K.; VUDEM, D. R.; KHAREEDU, V. R. Development of Transgenic Cotton Lines Expressing *Allium sativum* Agglutinin (ASAL) for Enhanced Resistance against Major Sap-Sucking Pests. **PlosOne**, San Francisco, v. 8, n. 9, e72542. doi:10.1371/journal.pone.0072542, 2013.

WOLFENBARGER, L. L.; NARANJO, S. E.; LUNDGREN, J. G.; BITZER, R. J.; WATRUD, L. S. *Bt* Crop Effects on Functional Guilds of Non-Target Arthropods: A Meta-Analysis. **PLoS One**, San Francisco v.3, n. 5, e2118. doi:10.1371/journal.pone.0002118, 2008.

ZHAO, J. H.; HO, P.; AZADI, H. Benefits of Bt cotton counterbalanced by secondary pests? Perceptions of ecological change in China. **Environmental Monitoring Assessment**, Dordrecht, v. 173, p. 985-994, 2011.

ESPÉCIES DE *Encarsia* FÖRSTER, 1878 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) ASSOCIADAS À ALEYRODIDAE E DIASPIDIDAE NO BRASIL

RESUMO – O gênero *Encarsia* Förster, 1878 tem mais de 400 espécies distribuídas em todo o mundo parasitando Aleyrodidae, Diaspididae e Aphididae. No Brasil estão relatadas quatro espécies que parasitam Diaspididae e 24 espécies estão associadas às moscas-branca. O objetivo da pesquisa foi relacionar as espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil parasitando Diaspididae e Aleyrodidae em diferentes plantas hospedeiras. As coletas foram realizadas no período entre 2008 a 2014 em diferentes hospedeiros em plantas cultivadas, ornamentais e invasoras. Os parasitoides coletados foram armazenados em álcool 70%, e posteriormente montados em lâminas para análise em microscópio. Foram coletadas 16 espécies de *Encarsia*, com seis novas ocorrências no Brasil, *E. trialeurodes* Myartseva, 2007, *E. elongata* (Dozier, 1937), *E. woolleyi* Myartseva & Evans, 2008; *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913), *E. variegata* Howard, 1908 e *E. mineoi* Viggiani, 1982, das quais três ainda não relatadas na Região Neotropical totalizando 34 espécies. A reunião das 16 espécies coletadas com as 28 espécies de já relatadas resultou em uma Chave de Identificação para espécies de *Encarsia* associadas à Diaspididae e Aleyrodidae no Brasil.

Palavras chave: Aleyrodidae; Diaspididae; *Encarsia* spp.; parasitoides; mosca-branca

***Encarsia* SPECIES (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) ASSOCIATED WITH WHITEFLY AND DIASPIDIDAE IN BRAZIL**

ABSTRACT - The *Encarsia* Förster, 1878 genus has more than 400 species distributed worldwide parasitizing Aleyrodidae, Diaspididae and Aphididae. In Brazil they are reported four species that parasitize Diaspididae and 24 species are associated with Aleyrodidae. The objective was to relate the species *Encarsia* occurring in Brazil parasitizing Diaspididae and Aleyrodidae on different host plants. The specimens were collected in the period from 2008 to 2014 on different hosts in cultivated plant, ornamental and weeds. The parasitoids collected were stored in 70% alcohol, and then mounted on slides for examination under a microscope. This study collected 16 species of *Encarsia* with six new records in Brazil, *E. trialeurodes* Myartseva, 2007; *E. elongata* (Dozier, 1937); *E. woolleyi* Myartseva & Evans, 2007; *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913), *E. variegata*, Howard, 1908 and *E. mineoi* Viggiani, 1982, three of which have not yet reported in the Neotropical Region *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913), *E. mineoi* and *E. variegata*. The meeting das16 collected species with 28 species already reported resulted in an identification key to 34 species of *Encarsia* associated with Diapididae and whitefly in Brazil.

Key words: Aleyrodidade; Diaspididae; *Encarsia* spp.; parasitoids; whitefly,

CAPÍTULO 3 – ESPÉCIES DE *Encarsia* FÖRSTER, 1878 (HYMENOPTERA: APHELINIDAE) ASSOCIADAS À ALEYRODIDAE E DIASPIDIDAE NO BRASIL

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Encarsia* Förster, 1878 pertence à família Aphelinidae (Hymenoptera) e possui mais de 400 espécies descritas (HERATY et al., 2008; NOYES, 2013). As fêmeas são parasitoides primários de cochonilhas da família Diaspididae (Hemiptera) e de ninfas de moscas-brancas (Hemiptera: Aleyrodidae), enquanto que os machos são hiperparasitoides, geralmente de sua própria espécie. Em algumas espécies os machos são parasitoides primários de ovos de Lepidoptera (HUNTER et al., 1996; WILLIAMS & POLASZEK, 1996). As espécies do grupo *Encarsia flavoscutellum* são exclusivamente parasitoides de Hormaphididae (EVANS et al., 1995).

São conhecidas até agora aproximadamente 255 espécies de *Encarsia* que parasitam Aleyrodidae, e 65 espécies que parasitam Diaspididae, cochonilhas de carapaça (HERATY et al., 2007; MYARTSEVA & EVANS 2008).

Algumas espécies de *Encarsia* que parasitam *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) também parasitam outras espécies de Aleyrodidae. As espécies conhecidas com esse comportamento são *Encarsia lutea* (Masi), *Encarsia formosa* Gahan, *Encarsia nigricephala* Dozier, *Encarsia pergandiella* Howard, *Encarsia protransvena* Viggiani, e *Encarsia sophia* (Girault & Dodd), que podem atacar várias espécies de hospedeiros (HERATY et al., 2007).

A maioria das espécies de *Encarsia* que atacam Diaspididae, estão distribuídas em três grupos-espécie, *Encarsia aurantii*, *Encarsia citrina* e *Encarsia inquirenda* (HERATY et al. 2007).

O maior conhecimento da diversidade de espécies de *Encarsia* ocorre nas regiões da Austrália e Oriental. Na região Neotropical ocorrem 23 espécies de *Encarsia* em Diaspididae e 92 em Aleyrodidae. No Brasil, já foram relatadas 29 espécies, quatro espécies que parasitam Diaspididae e 25 Aleyrodidae, sendo que duas espécies são relatadas somente no Brasil (HERATY et al., 2007).

Esse número de espécies de *Encarsia* relatadas no Brasil deve estar muito abaixo da realidade, pois são poucos os estudos para verificar a diversidade de

Encarsia no Brasil. O país possui uma grande biodiversidade de plantas hospedeiras de moscas-brancas e de cochonilhas de carapaça, hospedeiros naturais desses parasitoides. Assim, é necessário intensificar as pesquisas para verificar a ocorrência de espécies de *Encarsia* nas diferentes regiões do Brasil, assim como relatar os seus hospedeiros preferidos.

2. OBJETIVO

O objetivo deste trabalho foi relacionar as espécies de *Encarsia* associadas à Aleyrodidae e Diaspididae já relatadas anteriormente por outros autores no mundo, acrescentando novos relatos de ocorrência no Brasil e confeccionar Chave de identificação para contribuir na identificação de espécies de *Encarsia* que ocorrem na região Neotropical, especialmente no Brasil.

3. MATERIAL E MÉTODOS

Para a realização deste trabalho foram utilizados materiais de coletas realizadas de 2008 a 2014 em diferentes hospedeiros como plantas cultivadas, ornamentais e invasoras, nos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul. Partes de plantas infestadas com ninfas e/ou cochonilhas parasitadas foram coletadas e armazenadas em saquinhos de papel com capacidade de 2 kg e levadas ao Laboratório de Entomologia da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” FCAV-Jaboticabal, Departamento de Fitossanidade para a emergência dos adultos do parasitoide. Após a emergência os adultos foram estocados em álcool 70% para posterior identificação.

Os parasitoides foram montados em lâminas para microscopia com bálsamo do Canadá, de acordo com a seguinte metodologia descrita por Pessoa & Busoli (2009): Em um microtubo de Eppendorf de 0,5 ml a amostra foi imersa com uma gota de solução de KOH a 5%, o tempo de imersão foi de aproximadamente 2 horas dependendo da coloração da amostra. Após o clareamento foram transferidos para um Eppendorf de 0,5 ml com água destilada, durante 3 minutos e repetindo este procedimento por duas vezes, em seguida transferidos para um Eppendorf de 0,5 ml com ácido acético para neutralizar a reação de KOH a 5%. Finalmente, parasitoides foram transferidos para outro Eppendorf 0,5 ml com 70% de álcool por 10 minutos e outro com álcool absoluto por 10 minutos para a desidratação. As amostras foram secas em papel de filtro.

Para a montagem em lâmina foi colocado uma pequena gota de bálsamo do Canadá no centro da lâmina e em seguida o parasitoide *Encarsia* com o lado dorsal para cima. Com a ajuda de um estilete de ponta fina, as asas, pernas e antenas foram distendidas. Após secar por 5 minutos, a amostra foi coberta por uma lamínula com uma gota média de bálsamo do Canadá.

Após as montagens as lâminas foram levadas a uma estufa em temperatura de 40°C durante cinco dias. Depois de secas, as lâminas foram etiquetadas com os dados de coleta e depositadas na Coleção de insetos do Museu Científico da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, FCAV-Jaboticabal, Departamento de Fitossanidade.

Para as demais espécies anteriormente citadas para o Brasil e não coletadas foram consultadas informações disponíveis na literatura, publicado por especialista como EVANS, 2013; EVANS et. al., 2002; MYARTSEVA & EVANS 2008; POLASZEK et. al., 1992; SCHAUFF et. al., 1996; SCHMIDT et. al., 2001; SCHMIDT et. al., 2007; WILLIAMS & POLASZEK, 1996, contendo descrições originais, morfologia, distribuição e associações com hospedeiros.

4. RESULTADOS

Em toda pesquisa científica o primeiro passo é a identificação correta da espécie a ser estudada. Estudos taxonômicos são de grande relevância na identificação de pragas e inimigos naturais e também no reconhecimento da fauna de um local.

Nas coletas realizadas no período que compreende de 2008 a 2014, foram coletadas 16 espécies de *Encarsia* (Quadro 1)

Foi reunido em uma Chave de Identificação de espécies as 28 espécies de *Encarsia* anteriormente relatadas e mais seis novas ocorrências no Brasil, *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913); *E. elongata* (Dozier, 1937); *E. mineoi* Viggiani, 1982; *E. trialeurodes* Myartseva, 2007; *E. variegata* Howard, 1908; *E. woolleyi* Myartseva & Evans, 2008. As espécies *Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913), *E. variegata* Howard, 1908 e *E. mineoi* Viggiani, 1982, estão sendo relatadas pela primeira vez na Região Neotropical, totalizando totalizando 34 espécies, portanto, a contribuição da presente pesquisa, acrescenta seis espécies à lista de ocorrência espécies de *Encarsia* no Brasil.

Quadro 1. Espécies de *Encarsia* coletadas em Aleyrodidae em diferentes e plantas hospedeiras de 2008 a 2014.

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PLANTA HOSPEDEIRA.
<i>E. albiscutellun</i>	Aleyrodidae	<i>Duranta repens</i> (Pingo de ouro)
<i>E. dessantisi</i>	<i>B. tabaci</i> , <i>T. vaporariorum</i>	<i>Brassica oleracea</i> (couve) <i>Porophyllum rederale</i> (arnica)
<i>E. citrina</i>	cochonilhas (Hemiptera, Diaspididae)	Citros
<i>E. elongata</i>	cochonilhas (Hemiptera, Diaspididae)	Goiabeira
<i>E. Hispida</i>	<i>B. tabaci</i>	<i>Phyllanthus</i> sp (quebra-pedra) <i>Gossypim hirsutum</i> (algodoeiro)
<i>E. formosa</i>	<i>T. vaporariorum</i>	<i>Ruta graveolens</i> (arruda)
<i>E. inaron</i>	<i>B. tabaci</i> biótipo B	<i>Brassica oleracea</i> (couve)
<i>E. lounsburyi</i>	cochonilhas (Hemiptera, Diaspididae)	Goiabeira
<i>E. lutea</i>	<i>B. tabaci</i> biotipo B	<i>Glycine max</i> (soja) <i>Gossypim hirsutum</i> (algodoeiro) <i>Brassica oleracea</i> (couve) <i>Solanum lycopersicum</i> (tomate)
<i>E. nigricephala</i>	<i>B. tabaci</i> biotipo B	<i>Glicyne max</i> (soja) <i>Phaseolus vulgaris</i> (feijão)
<i>E. porteri</i> ♀	<i>B. tabaci</i> biotipo B, <i>T. vaporariorum</i>	<i>Glicyne max</i> (soja) <i>Ruta raveolens</i> , (arruda) <i>Porophyllum rederale</i> (arnica paulista) <i>Solanum lycopersicum</i> (tomate)
<i>E. porteri</i> ♂	Ovos de <i>Chrysodeixis includens</i> (Lepidoptera: Noctuidae); Hiperparasita de fêmeas de <i>E. porteri</i> em ninfas de <i>T. vaporariorum</i>	<i>Glicyne max</i> (soja) <i>Ruta raveolens</i> (arruda) <i>Porophyllum rederale</i> (arnica paulista)
<i>E. quantancei</i>	Aleyrodidae	Jabuticabeira (mirtaceae)
<i>E. strenua</i>	cochonilhas (Hemiptera, Diaspididae)	Goiabeira
<i>E. trialeurodes</i>	<i>T. vaporariorum</i>	Poinsétia
<i>E. variegata</i>	Aleyrodidae	<i>Duranta repens</i> (Pingo de ouro)
<i>E. woolleyi</i>	Aleyrodidae	

A partir de coletas e de revisões de literatura e catálogos para espécies de *Encarsia*, construiu-se uma Chave de Identificação de espécies de *Encarsia* já relatadas para o Brasil a partir do catálogo de Myatseva & Evans (2008).

4.1 Chave de identificação de espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil

1	Fórmula tarsal 5-4-5 Fig.2a).....	2
1'	Fórmula tarsal 5-5-5 (Fig.2b).....	12
2 (1)	Asas anteriores desprovidas de setas abaixo da veia estigmal (Fig.3a).....	3
2'	Asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia estigmal (Fig.3b).....	6
3 (2)	Corpo amarelo exceto a cabeça; pronoto e dois terços do mesonoto negros.....	<i>E. nigricephala</i>
3'	Gáster escuro.....	4
4 (3')	Clava antenal com três segmentos (Fig.4a)	<i>E. aleurothrix</i>
4'	Clava antenal com dois segmentos (Fig.4b).....	5
5 (4')	Clava antenal com dois segmentos definidos (Fig.4b)	<i>E. quaintancei</i>
5'	Clava antenal não definida.....	<i>E. cubensis</i>
6 (2')	Corpo e apêndices amarelos claros.....	7
6'	Parte do corpo com áreas escuras.....	8
7 (6)	F3 maior que o pedicelo, F1e F2; sensila longitudinal ausente em F2 (Fig. 6a); lobo médio com 7 pares de setas; sensilas separadas 4x o diâmetro de uma sensila (Fig.5a)	<i>E. hispida</i>
7'	Lobo médio do mesoesquito com 6-8 pares de setas; F6 com ápice afilado; sensilas lineares em F2-F6	<i>E. dispersa</i>
8 (6')	Corpo castanho escuro, gáster e apêndices amarelos.....	9
8'	Gáster totalmente marrom ou com faixa ou laterais marrom.....	10
9 (8)	Clava antenal não definida; axilas com mais de seis células longitudinais reticuladas; F2 com sensila longitudinal (Fig. 6a) ; esporão tibial curto, aproximadamente um terço do primeiro segmento tarsal.....	<i>E. formosa</i>
9'	Clava antenal com dois segmentos; axilas com menos de seis células longitudinais, lobo médio com 4-6 pares de setas; esporão da tíbia mediana 0.5x o comprimento do basitarso	<i>E. luteola</i>
10 (8)	Ovipositor longo, comprimento maior que a tíbia mediana combinada com o basitarso; inserido na base do gáster; mesossoma marrom com escutelo amarelo; metassoma escuro.....	<i>E. variegata</i>
10'	Ovipositor curto, menor que a tíbia mediana e o basitarso combinados; escutelo escuro; metassoma marrom com faixa amarela.....	11

11(10')	Lobo médio com 7- 8 pares de setas; metassoma marrom	<i>E. woolleyi</i>
11'	Lobo médio com seis pares de setas; metasoma marrom exceto T3-T5 amarelo.....	<i>E. desantisi</i>
12(1')	Asas anteriores com ausência de setas abaixo da veia estigmal.....	13
12'	Asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia estigmal.....	24
13 (12)	Gáster amarelo claro.....	14
13'	Gáster com parte ou totalmente escuro.....	17
14(13)	Clava antenal com três segmentos; sensilas escutelares próximas; distância menor que 1x o diâmetro de uma sensila (Fig. 5a).....	<i>E. protransvena</i>
14'	Clava antenal com dois segmentos; sensilas escutelares distantes mais que 4x o diâmetro de uma sensila (Fig. 5a).....	15
15 (14')	F1-F6 com sensila linear; clípeo claro.....	<i>E. americana</i>
15'	F2 sem sensila linear; clípeo marrom.....	16
16 (15')	Franja marginal da asa anterior curta, com o comprimento menor que a largura da asa anterior; 2-3 setas em cada lobo lateral; Corpo e apêndices amarelos claros; lobo médio com quatro pares de setas.....	<i>E. trialeurodes</i>
16'	F5-F6 fundidos parcialmente.....	<i>E. mineoi</i>
17	Corpo inteiro marrom escuro; com excessão do escutelo; Clava antenal com três segmentos; ovipositor longo atingindo T1	<i>E. albiscutellum</i>
17'	Corpo castanho com escutelo escuro; ovipositor curto não ultrapassando a metade do gáster.....	18
18 (17')	Clava antenal com três segmentos; franja marginal da asa anterior mais longa que a largura da asa.....	19
18'	Clava antenal com dois segmentos; franja marginal da asa anterior menor do que a largura da asa.....	20
19(18)	Asa anterior estreitando-se abruptamente no final; veia submarginal com uma seta e veia marginal com 3-4 setas.....	<i>E. lounsburyi</i>
19'	Asa anterior com final arredondado e lados paralelos; veia submarginal com duas seta e veia marginal com 4-6 setas.....	<i>E. citrina</i>
20 (18')	Sensilas escutelares muito próximas, distância menor que o diâmetro de uma sensila.....	<i>E. lycopersici</i>

20'	Sensilas escutelaes distantes, distância maior do que 4x o diâmetro de uma sensila.....	21
21(20')	Lobo médio do mesoescuto com dois pares de setas.....	22
21'	Lobo médio do mesoescuto com mais de dois pares de setas.....	23
22(21)	Terceira válvula com 4-5 setas lanceoladas no ápice.....	<i>E. lanceolata</i>
22'	Terceira válvula sem setas lanceoladas no ápice (Fig. 7a); pedicelo globoso, F1 menor do que pedicelo e F2; veia sub marginal com duas setas	<i>E. basicincta</i>
23(21')	F5 tão longo quanto F4; ovipositor tão longo ou mais do que a tíbia mediana; T6 com dois pares de setas.....	<i>E. pergandiella</i>
23'	F5 maior que F4; ovipositor menor que a tíbia mediana; T6 com um par de setas	<i>E. tabacivora</i>
24	Sensilas escutelaes próximas; distância menor do que o diâmetro de uma sensila; terceira válvula pequena, 0.2x o comprimento do ovipositor; gáster marrom com área central de T2-T5 amarela.....	<i>E. pseudocitrella</i>
24'	Sensilas escutelaes distantes, distância maior que 3x o diâmetro de uma sensila.....	25
25(24')	Clava antenal com dois segmentos; corpo escuro contrastando com gáster amarelo, fêmur da perna mediana amarelo, ovipositor curto menor ou tão longo quanto a metade do gáster; sensilas lineares em F1-F6.....	<i>E. inaron</i>
25'	Clava antenal com 3 segmentos.....	26
26(25')	Corpo amarelo claro.....	27
26'	Parte do corpo marrom escuro.....	28
27(26)	F1 quadrado; terceira válvula do ovipositor negra.....	<i>E. lutea</i>
27'	F1 mais longo do que largo; terceira válvula do ovipositor clara.....	<i>E. porteri</i>
28(26')	Gáster amarelo.....	29
28'	Gáster marrom.....	30
29(28)	Escutelo inteiro marrom	<i>E. aleurodice</i>
29'	Escutelo amarelo.....	<i>E. polaszeki</i>
30(28')	Sensila linear ausente em F2	<i>E. berlesei</i>
30'	Sensila linear presente em F2.....	31
31(30')	Gáster com T1 e T2 amarelos; F1 quadrado.....	32

- 31' Gaster com T1 e T2 marrom escuro.....33
- 32 (31) Ovipositor atingindo o T2; lobo médio com três pares de setas...*E. elongata*
- 32' Ovipositor inserido na base do gáster; lobo médio com cinco pares de setas..... *E. perplexa*
- 33 (31') Gáster cônico inteiro marrom; ovipositor inserido na base do gáster; terceira válvula 1/5 do comprimento do ovipositor.....*E. plaumanni*
- 33' Gáster marrom com T7 amarelo; franja marginal três quartos da largura da asa anterior, terceira válvula pálida.....*E. diaspidicola*

4.2 Caracterização morfológica das espécies de *Encarsia* que ocorrem no Brasil.

***Encarsia albiscutellum* (Girault, 1913)**

Prospaltella albiscutellum Girault 1913b: 188. Holótipo; fêmea. Austrália: Queensland, Brisbane, 16.vi.1913, H.

Hacker, sob *Eucalyptus* sp, QMB; Compere 1931: 11; Dahms 1983: 34.

Coccophagus albiscutellum (Girault); Girault 1915: 47-48.

Prospaltella albiscutellum (Girault); Compere 1931: 11.

Encarsia albiscutellum (Girault) 1913. Viggiani 1985c: 234; Huang & Polaszek 1998: 1839; Schmidt & Polaszek 2007b: 2119.

Encarsia albiscutellum longipalpa Hayat 1989a:34 . Holótipo fêmea. Índia, Uttar Pradesh, Aligarh, iii.1966, M. Hayat, ex. *Aleurolobus* sp. em *Eugenia jambolana*, BMNH; Chou et al. 1996: 196; Hayat 1998: 193; sinonímia de acordo com Huang & Polaszek 1998: 1839; Hayat 2012: 246.

Coccophagus albiscutellum schilleri Girault 1915: 48. Síntipo. Austrália, Queensland, Gordonvale, 9.xii.1913 e 17 vi.1914, A.A. Girault; sinomizado por Schmidt & Polaszek 2007b: 2120.

Coccophagus perbellus Girault 1920: 46. Tipo. Austrália: Queensland, Gordonvale, QMBA; sinonímia de acordo com Schmidt & Polaszek 2007: 2119.

Filogenia – Grupo *Encarsia opulenta*

Coloração – Fêmea: marrom claro, exceto escutelo que é de coloração amarela; pernas amarelas exceto a mediana e a coxa anterior (HUANG & POLASZEK, 1998).

Morfologia – Fêmea: corpo alongado, tórax menor que o gaster; pedicelo menor que F1; F1, F2 e F3 com comprimentos iguais; clava antenal com três segmentos, sutilmente menor que o funículo; todos os flagelômeros com sensilas; mesoescuto com oito setas; asas sem cerdas abaixo da veia estigmal; sensila escutelar separada; formula tarsal 5-5-5. Macho: cabeça e corpo de coloração marrom escuro; antenas com seis funículos, os dois segmentos apicais não fundidos, e sensilas parcialmente sobrepostas; primeiro segmento do funículo mais longo que largo; ovipositor longo, alcançado T2; tíbia média com esporão longo (VIGGIANE, 1985b).

Material examinado – Quatro fêmeas, Jaboticabal, SP; 05.iii.2013; R. Pessoa; hospedeiro: *Aleurothrixus floccosus* em *Duranta repens*.

Comentários – Primeiro relato na região Neotropical e no Brasil. Esta espécie é próxima de *E. perbellus* a diferença está na coloração e no ovipositor longo de *E. albiscutellum* (VIGGIANI, 1985b)

Distribuição – Austrália: Queensland, China, Índia (SCHMIDT & POLASZEK, 2007).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleuroduplidens* sp. (SCHMIDT & POLASZEK, 2007); *Aleurolobus* sp. (HAYAT, 1989).

***Encarsia aleurodici* (Girault, 1916)**

Coccophagus aleurodici Girault (1916): 401. Síntipo fêmeas e machos. Tipo 20223, USNM. Trinidad: British West Indies, xii.1914, F. W. Urich, ex. *Aleurodicus* em *Theobroma bicolor*.

Prospaltella aleurodici (Girault); (COMPERE, 1931: 11).

Dirphys aleurodici (Girault); (HAYAT, 1989: 59).

Encarsiella aleurodici (Girault); (VIGGIANI, 1986: 59); (POLASZEK & HAYAT, 1992: 193); (MYARTSEVA & CORONADO, 2002: 623).

Encarsia aleurodici (Girault); (SCHMIDT & POLASZEK, 2007): 81.

Filogenia – Grupo: *Encarsia noyesi*

Coloração – Corpo amarelo; antena com F2 e clava antenal marrom; pedicelo, F1 e F3 amarelos e escapo amarelo com a metade distal marrom; escutelo

preto, pernas anterior e posterior marrom com a metade distal do fêmur e da tíbia marrom amarelada, pernas mediana com a tíbia pálida; terceira válvula amarela.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos e sutilmente maior que F1-F3 combinados; sensilas lineares em F2-F6; asa hialina sem área desprovida de setas abaixo da veia estigmal; franja marginal; fórmula tarsal 5-5-5; ovipositor do comprimento da tíbia mediana (GIRAULT, 1916; MYARTSEVA et al., 2014; HERATY, 2007; POLASZEK & HAYAT, 1992).

Comentários – Esta espécie foi introduzida no Brasil em 1966 para controlar *Aleurodicus cocois* (CARVALHO et al., 1971). Próxima de *E. noyesi* porém, apresenta características diferentes nas asas. *E. noyesi* possui franja marinal muito curta e com uma longa faixa desprovida de cerdas ao longo da margem anterior da asa anterior.

Distribuição – Bahamas, Bermudas (DE SANTIS & FIDALGO, 1994), Brasil (CARVALHO et al., 1971; DE SANTIS, 1980), Barbados (DE SANTIS, 1979), Costa Rica (METZLER & LAPRADE, 1998), Equador (POLASZEK & HAYAT, 1992), Trinidad & Tobago (DE SANTIS, 1979; GIRAULT, 1916; HERTING, 1972; POLASZEK & HAYAT, 1992; VIGGIANI, 1986) .

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurodicus* sp. (POLASZEK & HAYAT, 1992, THOMPSON, 1953; VIGGIANI, 1986), *Aleurodicus capianga* (HERTING, 1972; MOUND, 1961), *Aleurodicus cocois* (CARVALHO et al., 1971; DE SANTIS, 1979), *Aleurodicus dispersus* (BLANCO METZLER & LAPRADE, 1998).

***Encarsia aleurothrix* Evans & Polaszek, 1998**

Encarsia aleurothrix EVANS & POLASZEK, 1998: 224. Holótipo: fêmea. Brasil: São Paulo, 24.i.1988, F. D. Bennett, ex. *Aleurothrixus aepim* em *Manihot esculentum*, USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia cubensis*

Coloração – Fêmea: cabeça marrom-escuro; antena amarela clara; mesoescuto metade anterior marrom-escuro, e a outra porção amarela, metanoto e gaster marrom escuro; pernas amarelas; coxa da perna posterior e terceira válvula infuscada; asas hialinas (EVANS & POLASZEK, 1998).

Morfologia – Antena com três funículos; clava antenal com três segmentos; sensilas lineares em F2-F6; mesoescuto com desenhos hexagonais e três pares de setas; axilas com uma seta pequena cada; sensilas escutelates separadas pela distância de 5x o diametro de uma sensila; endofragma pequeno, chegando até a metade posterior do tergido I do gáster; asa anterior hialina com setas ausentes abaixo da veia estigmal; grupo basal com 2-3 setas, veia submarginal com duas setas e veia marginal com 6-7 setas; esporão da tibia mediana 0.7x o comprimento do basitarso; fórmula tarsal 5-4-5; ovipositor do comprimento da tibia mediana, tocando a base anterior do tergito IV; terceira válvula 0.5x o comprimento do ovipositor, com 2-3 setas expandidas distalmente. Macho desconhecido (EVANS & POLASZEK, 1998).

Comentário – *E. aleurothrix* é semelhante à *E. cubensis* quanto à coloração e número de setas mesoescutal, porém pode se distinguir pela presença de setas espatuladas no final da terceira válvula visualizada com microscópio de contraste de fase, e F1 quadrado 0.5x o comprimento de F2. (EVANS & POLASZEK, 1998)

Distribuição – Brasil (EVANS & POLASZEK, 1998; OLIVEIRA et al., 2003), Colômbia (OLIVEIRA et al., 2003)

Hospedeiro – Aleyrodidae/Aleyrodinae: *Aleurothrixus aepim* (EVANS & POLASZEK, 1998); *Aleurothrixus floccosus*; *Aleurothrixus* sp.; *Bemisia tabaci* (OLIVEIRA et al., 2003).

***Encarsia americana* (De Bach & Rose, 1981)**

Aleurodiphilus americanus De BACH & ROSE, (1981:660). Holótipo: fêmea. México: Colima, Santiago, 21.i.1975, De Bach & Rose, ex. *Aleurothrixus floccosus*, em *Citrus* sp., 25F, 24M, UCR.

Encarsia americana (DE BACH & ROSE, 1981); (HAYAT, 1983:70); (SCHAUFF et al., 1996:15); (MYARTSEVA, 2007:13); (MYARTSEVA & EVANS, 2008:58).

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Fêmea: corpo amarelo

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos; lobo médio do mesoescuto com dois pares de setas, sensilas placóides escutelaes separadas, asa

anterior hialina, com setas ausentes abaixo da veia estigmal, veia marginal com 5-6 setas, franja marginal 0.5x a largura da asa anterior; fórmula tarsal 5-5-5, esporão da tíbia mediana mais que 2x o comprimento do basitarso, garras tarsais desenvolvidas em todas as pernas; ovipositor 1.2x o comprimento da tíbia mediana, terceira válvula é tão longa quanto o segundo valvífero (SCHAUFF et al., 1996; MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2007)

Comentário – Semelhante às espécies *E. basicincta* e *E. pergandiella*, porém facilmente separadas pela coloração do corpo inteiro amarelo sem marcas escuras.

Distribuição – Bolívia (MYARTSEVA & EVANS, 2008); Brasil (DE SANTIS, 1983; MYARTSEVA, 2007; RUÍZ CANCINO et al., 2010); Colômbia (MYARTSEVA & EVANS, 2008); Honduras (MYARTSEVA, 2007); México (DE SANTIS, 1983; DE BACH & ROSE, 1981, MYARTSEVA, 2007, MYARTSEVA & EVANS, 2008; MYARTSEVA et al., 2000; RUÍZ CANCINO et al., 2010), Porto Rico (MYARTSEVA 2007; RUÍZ CANCINO, 2010), El Salvador (DE SANTIS, 1983; MYARTSEVA, 2007), USA (MYARTSEVA, 2007; RUÍZ CANCINO et al., 2010).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurothrixus floccosus* (DE SANTIS, 1983; DE BACH & ROSE, 1981; MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2007; MYARTSEVA, 2000).

***Encarsia basicincta* Gahan, 1927**

Encarsia basicincta Gahan (1927): 20. Síntipo: oito fêmeas. Porto Rico: San Juan, 3.i.1925, H.L. Dozier, ex. *Aleurothrixus floccosus*, USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Coloração geral do corpo amarela clara, antena escurecida e pernas amarelas e uma faixa escura na base do gáster (GAHAN, 1927).

Morfologia – Antena menor que o corpo, com clava pouco definida; pedicelo globoso, uma a uma e meia vezes mais longo do que a largura. F-1 pequeno e menor do que o pedicelo cerca de uma a uma e meia vezes, F-2 visivelmente maior que o F-1 com tamanho semelhante ao pedicelo; flagelômeros com cerdas esparsas e discretas; mesoescuto e escutelo granuloso com setas quase imperceptíveis, asa anterior 3x mais longa do

que a largura, franja marginal quase da largura da asa anterior, setas ausentes na célula discal, setas ausentes abaixo da veia estigmal, veia submarginal com duas setas; fórmula tarsal 5-5-5; gáster com o final arredondado, ovipositor pequeno, próximo do um quinto do comprimento do gáster (GAHAN 1927: 20, SCHAUFF et al., 1996).

Comentário – Semelhante à *E. pergandiella*, porém *E. basicincta* destingue-se por ter F1 menor que F2, base do gaster com faixa marrom escura, mesoesquito com somente dois pares de setas.

Distribuição – Brasil (OLIVEIRA, 2003); México (THOMPSON, 1953); El Salvador, Honduras (SCHAUFF et al., 1996); Porto Rico (GAHAN, 1927; PECK, 1963; DE SANTIS, 1979); USA (HERTING, 1972; PECK, 1963; THOMPSON, 1953).

Associação – Aleyrodidae/Aleyrodinae: *Aleurocanthus woglumi*; *Aleurothrixux floccosus* (GAHAN, 1927); *Aleurothrixux* sp.; *Tetraleurodes ursorum* (HERTING, 1972); *Trialeurodes vaporariorum* (OLIVEIRA et al., 2003).

***Encarsia berlesei* (Howard, 1906)**

Prospalta berlesei (HOWARD, 1906) Síntipo: duas fêmeas, USA Washington, DC., vi.1906 ex *Pseudaulacaspis*, *Diaspis pentagona* USNM (não examinado).

Prospaltella berlesei Priesner & Hosney (1940: 63)

Encarsia berlesei; (VIGGIANI & MAZZONE, 1979:49)

Filogenia – Grupo *Encarsia aurantii*

Coloração – Cabeça amarela alaranjada, clípeo, espaço malar e occipito marrom escuro; antena marrom; mesosoma amarelo exceto axila mesopleura, propódeu de coloração marrom escura; lobo médio com área central escura; pernas amarelas e fêmur escuro; pecíolo e gáster marrom escuro exceto T7.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos, sensilas longitudinais em F3-F6; lobo médio e axila reticulados, lobo médio com 7-8 pares de setas; sensilas escutelares separadas pela distância de 4x o diâmetro de uma sensila; asa anterior hialina infuscada abaixo da veia marginal e 2.45x mais longa que larga; duas setas na veia submarginal; 8-9 setas na margem anterior da veia marginal; setas uniformes abaixo da veia estigmal da asa anterior; 2-3 setas na célula basal; fórmula tarsal 5-5-5; ovipositor de

comprimento aproximado ao da tíbia mediana combinado com o basitarso; terceira válvula 0.42x o comprimento do segundo valvífero (POLASZEK et al., 1999; HUANG & POLASZEK, 1998; SANDS et al., 1990).

Comentário – Esta espécie é semelhante à *E. diaspidicola*, no entanto, difere no comprimento da franja marginal da asa anterior que é mais curta em *E. berlesei* e F1 e F2 semelhante quanto ao comprimento (SANDS et al., 1990).

Distribuição – Afeganistão: (LIAO, et al., 1987); Argentina (DE SANTIS, 1967); Áustria (THOMPSON, 1953); Bermudas (DE SANTIS, 1989; HERTING, 1972); Bolívia (HERTING, 1972); Brasil (PECK, 1963; DE SANTIS, 1980; THOMPSON, 1953); Caucasus (YASNOSH, 1978; YASNOSH, 2000); Chile (DE SANTIS, 1979); China (CHEN et al., 2003); Hungria (BOUCEK, 1977); Iran (ABD-RABOU & GHAAHARI, 2004); Itália (GARONNA & VIGGIANI, 1997; HERTING, 1972); Iugoslávia (BOUCEK, 1977); Rússia (HERTING, 1972); Suíça (MANI et al., 1997; PECK, 1963); Trinidad & Tobago (DE SANTIS, 1983); Turquia (ALTAY et al., 1972; ERKILIC & UYGUN, 1995); Uruguai (DE SANTIS, 1979; HERTING, 1972); USA (COLLINS & WHITCOMB, 1975).

Hospedeiro – Diaspididae: *Aulacaspis cinnamomi* (HERTING, 1972; *Chrysomphalus dictyospermi* (ABD-RABOU & GHAAHARI, 2004); *Chrysomphalus obscurus* (THOMPSON, 1953); *Diaspis pentagona* (FERRO, 1963); *Melanaspis obscura* (GORDH, 1979; POLASZEK et al., 1999; *Nuculaspis abietis* (HOFFMANN & SCHMUTTERER, 2003); *Parlatoria pergandii* (CHEN et al., 2003); *Pinnaspis minor* (DE SANTIS, 1979); *Pinnaspis strachani* (HAYAT, 1989); *Pinnaspis temporaria* (THOMPSON, 1953); *Pseudaulacaspis pentagona* (ABD-RABOU, 2002); *Pseudaulacaspis pentagona* (COLLINS & WHITCOMB, 1975; BOUCEK, 1977).

***Encarsia citrina* (Craw, 1891)**

Coccophagus citrinus Craw (1891): 25. Síntipo: fêmeas, U.S.A.: California, San Gabriel Valley, 1889 ex. *Aspidiotus citrinus*. Neótipo fêmea designado por De Bach & Rose (1981), USA: Califórnia, San Gabriel Valley, 18.i.1889, D.W. Coquillett, de *Aspidiotus aurantii* var. *citrinus* [= *Aonidiella citrina*], USNM.

Encarsia citrinus (Craw); (RILEY & HOWARD, 1891:168).

Aspidiotiphagus citrina (Craw); (HOWARD, 1894a:229; DE BACH & ROSE, 1981:671).

Prospaltoides howardi (Brèthes, 1914): 13 sinonimizado por (BRÈTHES, 1916).

Aspidiotiphagus schoeverssi (Burgst, 1915): 292 sinonimizado por (MERCET, 1930b).

Filogenia – Grupo *Encarsia citrina* Viggiani & Mazzone, 1979

Coloração – Cabeça: marrom alaranjado, região occipital escura. Mesosoma pronoto, Lobo médio anterior, axila mesopleura e propodeu marrom escuro. Metasoma marrom. Antena marrom com o final mais escuro. Asa anterior hialina com faixa escura abaixo da veia marginal. Pernas amarelas, coxa da perna anterior marrom (SCHMIDT & POLASZEK, 2007).

Morfologia – Clava antenal com três segmentos; F1-F3 sem sensilas lineares e semelhantes no comprimento; asa anterior com ausência de cerdas abaixo da veia stigmal; 4-6 setas na veia marginal; duas setas na veia submarginal; franja marginal da asa anterior mais longa que a largura da asa e com os lados paralelos e arredondados no final; fórmula tarsal 5-5-5; sensila escutelar separada mais que 2x o seu diâmetro; (MYARTSEVA et al., 2007; SCHMIDT & POLASZECK, 2007).

Material examinado – 15 fêmeas, Jaboticabal, SP, em 27.iii.2010, hospedeiro: cochonilha *Lepidosaphes beckii* em *Citrus* sp.; 5 machos, Chapadão do Sul, MS, 27.i.2011, cochonilha em *Citrus* sp.; 2 fêmeas, Jaboticabal, SP, 5.iii.2010 Cochonilha em *Psidium guajava*, R. Pessoa (MYARTSEVA, 2001, MYARTSEVA et al., 2007).

Comentário – Relatos em hospedeiros da Família Aleyrodidae devem ser tratados com cautela, pois *E. citrina* é um parasitoide especializado em cochonilhas principalmente na Família Dispididae.

Distribuição – Amplamente distribuída no mundo (HUANG & POLASZEK, 1988; MYARTSEVA et al., 2007)

Hospedeiro – **Aleyrodidae:** *Aleurocanthus* sp.; *Aleurotrachelus micheliae*; **Asterolecaniidae:** *Asterolecanium pustulans*; **Coccidae:** *Ceroplastes floridensis*; *Coccus hesperidum*; *Saissetia oleae*; **Conchaspidae:** *Fagisuga triloba* **Diaspididae:** *Abgrallaspis cyanophylli*; *Aonidiella aurantii*; *Aonidiella*

lauri; *Aonidiella* sp.; *A. citrina*; *A. orientalis*; *A. taxus*; *A. tinerfensis*; *Aspidiotus* sp.; *A. beilschmiediae*; *A. britannicus*; *A. camelliae*; *A. cryptomeriae*; *A. cyanophylli*; *A. destructor*; *A. hederæ*; *A. hedericola*; *A. nerii*; *A. palmarum*; *A. perniciosus*; *Aulacaspis rosae*; *A. rosarum*; *A. tubercularis*; *Borchseniaspis palmarum*; *Carulaspis carueli*; *C. juniperi*; *C. minima*; *C. visci*; *Chionaspis* sp.; *C. bambusae*; *C. berlesii*; *C. euonymi*; *C. graminis*; *C. heterophyllae*; *C. lepineyi*; *C. pinifoliae*; *C. salicis*; *C. striata*; *Chrysomphalus* sp.; *C. agavis*; *C. aonidum*; *C. dictyospermi*; *C. ficus*; *C. pinnulifer*; *C. rossi*; *C. tenebricosus*; *Comstockiella sabalis*; *Cornuaspis beckii*; *C. gloverii*; *Diaspidiotus alni*; *D. ancylus*; *D. gigas*; *D. hungaricus*; *D. ostreaeformis*; *D. perniciosus*; *D. prunorum*; *D. pyri*; *D. spurcatus*; *D. uvae*; *D. wuenni*; *D. zonatus*; *Diaspis boisduvalii*; *D. bromeliae*; *D. calyptroides*; *D. echinocacti*; *D. visci*; *Duplachionaspis berlesei*; *D. graminis*; *Dynaspidotus britannicus*; *D. californica*; *Fiorinia externa*; *F. fiorinae*; *F. stricta*; *Furchadaspis zamiae*; *Genaparlatoria pseudaspidotus*; *Gonaspidotus minimus*; *Hemiberlesia cyanophylli*; *H. lataniae*; *H. minima*; *H. palmarum*; *H. pitysophila*; *H. rapax*; *Insulaspis gloverii*; *I. pallidula*; *I. tapleyi*; *Kuwanaspis bambusae*; *K. hikosani*; *K. howardi*; *K. pseudoleucaspis*; *Lepidosaphes* sp.; *L. alba*; *L. auriculata*; *L. beckii*; *L. gloverii*; *L. japonica*; *L. machili*; *L. pallida*; *L. pineti*; *L. pinnaeformis*; *L. tapleyi*; *L. ulmi*; *L. vermiculus*; *Leucaspis* sp.; *L. loewi*; *L. pini*; *L. pusilla*; *L. signoreti*; *Lindingaspis floridana*; *L. rossi*; *L. striata*; *Lopholeucaspis japonica*; *Melanaspis sitreana*; *M. tenebricosa*; *Mytilaspis conchiformis*; *M. beckii*; *Nuculaspis californica*; *N. tsugae*; *Odonaspis secreta*; *Parlatoria oleae*; *P. pergandii*; *P. pittospori*; *P. ziziphi*; *Phenacaspis eugeniae*; *Phenacaspis pinifoliae*; *Pinnaspis aspidistrae*; *Pinnaspis buxi*; *P. strachani*; *P. temporaria*; *Pseudaonidia duplex*; *P. paeoniae*; *Pseudaulacaspis pentagona*; *Pseudoparlatoria giffardi*; *Quadraspidotus gigas*; *Q. juglansregiae*; *Q. ostreaeformis*; *Q. pelagijae*; *Q. perniciosus*; *Q. pyri*; *Q. zonatus*; *Selenaspidium articulatus*; *Silvestraspis* sp.; *Temnaspidotus destructor*; *Unachionaspis bambusae*; *Unaspis citri*; *Unaspis euonymi*; *Unaspis yanonensis* (Myartseva & Evans, 2007).

***Encarsia cubensis* Gahan, 1931**

Encarsia cubensis Gahan, (1931:121), Sítipo: três fêmeas. Cuba: Santiago de Las Vegas, S. C. Brunner, ex. *Aleurothrixus howard* (= *A. floccosus*). USNM; (EVANS & POLASZEK, 1998: 226).

Trichoporus cubensis (DOZIER, 1933:92)

Filogenia – Grupo *Encarsia cubensis*

Coloração – Coloração geral marrom, exceto margem lateral do mesoescuto, lobo lateral, parte da axila, escutelo e área central do T1-T2, e pernas amarelas; F6 infuscado e asa anterior hialina (GAHAN, 1931).

Morfologia – Antena sutilmente clavada; F1 0.5x o comprimento do F2; F2 maior que o F3; sensilas lineares em F2-F6; mesoescuto com desenhos hexagonais e dois pares de setas; axilas com uma seta, cada sensila escutelar distantes 5.2x o diâmetro de uma sensila; endofragma pequeno atingindo a metade do T1; asa anterior hialina e com setas ausentes abaixo da veia estigmal; duas setas na veia submarginal, 5-6 setas na veia marginal; esporão tibial 0.8x o comprimento do basitarso; formula tarsal 5-4-5, ovipositor do comprimento da tibia mediana; terceira válvula 0.6x o comprimento do ovipositor. Macho desconhecido (GAHAN, 1931).

Comentário – *Encarsia cubensis* é semelhante à *E. harmoni* quanto à coloração e o número de setas no mesoescuto, porém *Encarsia cubensis* diferencia-se por ter F2 maior que F3; F1 0.5x o comprimento de F2; e a terceira válvula 0.6x o comprimento do ovipositor (EVANS & POLASZEK, 1998).

Distribuição – Brasil (EVANS & POLASZEK, 1998); Cuba (DE SANTIS, 1979; GAHAN, 1931); República Dominicana (EVANS & POLASZEK, 1998; EVANS & SERRA, 2002); Guadeloupe (EVANS & POLASZEK, 1998); Haiti (DE SANTIS, 1979); México (MYARTSEVA & EVANS, 2007); Porto Rico, USA (EVANS & POLASZEK, 1998).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurothrixus floccosus*, *Aleurotrachelus trachoides* (EVANS & POLASZEK, 1998).

***Encarsia desantisi* Viggiani, 1985**

Encarsia bicolor De Santis, 1948; Holótipo: fêmea 2029 (sem data). Argentina: hospedeiro desconhecido. UNLP. Homônimo de *Encarsia bicolor* Timberlake, 1926; descoberto por Viggiani, (1995:232 : 82)

Encarsia bicolor De Santis, 1981, descrição do macho.

Encarsia bicincta De Santis, 1981. Correção injustificada descoberta por Noyes (2001).

Encarsia desantisi Viggiani (1985: 232:82). Descrição de fêmea e larva.

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*.

Coloração – Fêmea: mesossoma e gáster parcialmente marrom, antenas sem clava distinta, todos os antenômeros mais longos que largos; Macho corpo de coloração marrom (POLASZEK et al., 1992) .

Morfologia – Fêmea: Antena com F1 menor que pedicelo e F2; F2 menor que F3; F3 e F4 são iguais e F5 e F6 iguais e ligeiramente menores que F3 e F4; complexo sensorial em F3-F6; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-4-5; sensilas separadas mais que 5x o diâmetro de uma sensila. Macho – F1 maior que o pedicelo, F5 e F6 parcialmente fundidos, complexo sensorial em F1-F6 (POLASZEK et al. 1992).

Material examinado – Cinco fêmeas e três machos, Jaboticabal, SP, 26.v.2014; hospedeiros: *Bemisia tabaci* biotipo B e *Trialeurodes vaporariorum* em *Brassica oleracea*.

Comentários – Esta espécie foi mantida na criação massal em laboratório, em plantas de algodoeiro, na FCAV/UNESP/Jaboticabal.

Distribuição – Argentina (DE SANTIS, 1981); Brasil (VIGGIANI, 1985; POLASZEK et al., 1992); Venezuela (POLASZEK et al., 1992).

Associação – Aleyrodidae: *Aleurothrixus floccosus*; *Bemisia tabaci* (DE SANTIS, 1981; POLASZEK et al., 1992).

***Encarsia diaspidicola* (Silvestri, 1909)**

Prospaltella diaspidicola Silvestri (1909:564), Sítipo: fêmea, África do Sul, Cape Town, ex. *Pseudaulacaspis pentagona* IEUN.

Filogenia – grupo *Encarsia aurantii*

Coloração – Cabeça amarela, sulcus malares e occipto marrom escuro mesosoma amarelo, pronoto margem anterior do lobo mediano axila mesopleura, propodeo e pecíolo marrom; gáster marrom exceto o T7 amarelo. Antena marrom amarelado; pernas amarelas, exceto a coxa e o fêmur da perna anterior.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos; F1 menor que pedicelo e F2; sensilas longitudinais em F2-F6; lobo médio do mesoescuto com 1-2 pares de setas; lobo lateral e axilas com uma seta cada; sensilas escutelares distantes 5x ou mais o diâmetro de uma sensila; asa anterior hialina infuscada e com setas uniformes abaixo da veia estigmal; veia submarginal com duas setas; veia marginal com cinco setas na margem anterior, duas setas na célula basal; fórmula tarsal 5-5-5-; ovipositor menor que a tíbia mediana e basitarso combinados; terceira válvula 0.45x o comprimento do segundo valvífero. Macho desconhecido (SILVESTRE, 1909; HUANG & POLASZEK, 1999; SANDS et al., 1990.)

Comentário – Espécie é semelhante a *E. berlesei*, no entanto difere-se no comprimento da franja marginal da asa anterior que é mais longa em *E. diaspidicola* e F1 é menor que F2 quanto ao comprimento, margem inferior da asa anterior com área livre de setas (SANDS et al., 1990).

Distribuição – Bermudas (DE SANTIS, 1989; HERTING, 1972); Brasil (DE SANTIS, 1980; THOMPSON, 1953); China (VIGGIANI & REN, 1993; XU & HUANG, 2004); Haiti (DE SANTIS, 1979); Itália (FERRO, 1963); Japão (PECK, 1963; Herting, 1972); Porto Rico (De Santis, 1979; PECK, 1963); Rússia (HERTING, 1972); USA (HERTING, 1972; GORDH, 1979); Samoa Ocidental (LIEBREGTS et al., 1989); África do Sul (SILVESTRI, 1909; VIGGIANI & REN, 1993).

Hospedeiro – *Aspidiotus hederae* (HERTING, 1972); *Chrysomphalus dictyospermi* (HERTING, 1972); *Diaspis pentagona* (FERRO, 1963); *Lepidosaphes beckii* (HERTING, 1972); *Pseudaulacaspis pentagona* (DE SANTIS, 1979; XU et al., 2004); *Quadraspidotus perniciosus* (GORDH 1979; XU et al., 2004).

***Encarsia dispersa* Polaszek, 2004**

Encarsia dispersa Polaszek (2004), in (POLASZEK et al., 2004: 412). Holótipo: fêmea. Malásia, Sabah, Tawau, 2.vii.1988, ex. *Psidium guajava*, BMNH; (SCHMIDT & POLASZEK, 2007b: 2159); (HAYAT, 2012: 229).

Encarsia nr haitiensis Dozier (1932b); (KAIRO et al., 2001: 48N).

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*

Coloração – Fêmea: cabeça, corpo; pernas e antenas amarelas; asas hialinas.

Morfologia – O comprimento do F1 é aproximadamente a largura do F2, nitidamente menor que o pedicelo e o F2, comprimento F2 e F3 semelhantes; sensilas lineares em F2-F6; lobo médio do mesoescuto com 6-8 pares de setas, lobo lateral com três setas cada; sensila escutelar separa mais que 6x o diâmetro de uma sensila; veia submarginal com duas setas, veia marginal 6-7 setas; fórmula tarsal 5-4-5, esporão apical da tíbia mediana é maior que a metade do basitarso. Ovipositor semelhante ao comprimento da tíbia mediana, terceira válvula pouco mais que a metade do comprimento do segundo valvífero (SCHMIDT & POLASZEK, 2007).

Comentário - Esta espécie foi introduzida em Trinidad & Tobago e no Hawaii em 1979 (COCK, 1985). Na Austrália, *E. dispersa* foi liberada para controlar *Aleurodicus dispersus* (LINDSAY & GRIMSHAW, 1993).

Distribuição – Austrália, Belize, Benin, Brasil, Filipinas, Guam, Hawaii, Ilhas Maldives, Ilhas Fiji, Índia, Kiribati, Taiwan, Trinidad & Tobago, USA, Venezuela, (SCHMIDT & POLASZEK, 2007); Malásia (POLASZEK et al., 2004).

Hospedeiro - Aleyrodidae: *Aleurodicus dispersus* (SCHMIDT & POLASZEK, 2007; POLASZEK et al., 2004), *Aleurodicus* sp, *Aleurodicus maritimus*; *Aleurodicus pulvinatus*; *Paraleyrodes urichii*; *Aleurothrixus floccosus*; *Tetraleurodes acaciae* (POLASZEK et al, 2004).

***Encarsia elongata* (Dozier, 1937)**

Prospaltella elongata Dozier, 1937: 128. Síntipo: fêmea, USA: Louisiana, New Orleans, 6.i.1926, H.L. Dozier, ex *Lepidosaphes gloverii* [= *Cornuaspis gloverii*] em *Euonymus* sp., tipo N 51681 USNM. Macho descrito e ilustrado por Viggiani (1986).

Encarsia elongata (Dozier); (VIGGIANI & MAZZONE, 1979).

Prospaltella herndoni (GIRAULT, 1935: 3), proposto por Girault para material da China identificado erroneamente por Silvestri (1930); (HAYAT, 1989); nome duvidoso Huang & Polaszek (1998).

Filogenia - Grupo *aurantii*.

Coloração - Cabeça amarelada com faixa castanha irregular acima do torulo e no occiputo, mesossoma amarelo, pronoto, margem do lobo médio, axila e propodeu marrom escuro lateralmente; pernas claras; gáster marrom escuro,

com o primeiro, segundo e sétimo tergito amarelo-claro no dorso; terceira válvula preta (MYARTSEVA & EVANS 2008).

Morfologia – Fêmea: clava antenal com três segmentos; primeiro flagelômero tão longo quanto largo; formula Tarsal 5-5-5; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia estigmal, área “infuscada” abaixo da veia marginal, franja marginal 0.5x a largura da asa; lobo médio do mesoescuto com quatro pares de setas; sensilas escutelares separadas pela distância de 3-4x o diâmetro de uma sensila; esporão da tíbia mediana levemente menor que o basitarso, ovipositor sutilmente maior que a tíbia da perna mediana (MYARTSEVA & EVANS 2008).

Material examinado – Três fêmeas, Jaboticabal- SP, 26.x.2010, R. Pessoa, Hospedeiro Cochonilhas (Diaspididae); planta hospedeira *Psidium guajava*.

Comentários – Primeiro relato no Brasil, identificação confirmada pelo Dr. Gregory A. Evans USDA/APHIS/PPQ. Vouchers depositados na Coleção Entomológica da FCAV/UNESP do Departamento de Fitossanidade, Jaboticabal-SP.

Distribuição – China, Espanha, Iran, Índia, Itália, México, Porto Rico, Taiwan, USA (GHAHARI et al., 2011; MYARTSEVA & EVANS, 2007) .

Hospedeiro – Diaspididae: *Aonidiella aurantii*, *Chrysomphalus aonidum*, *Fiorinia theae* (HAYAT, 1989), *Lepidosaphes beckii*, *Lepidosaphes gloverii*, *Lepidosaphes ulmi*, *Parlatoria ziziphi* (GHAHARI et al., 2011).

***Encarsia formosa* Gahan, 1924**

Encarsia formosa Gahan, 1924: 14. Síntipo fêmea, USA: Idaho, Twin Falls, 9.v.1920, R.H. Smith, em Aleyrodidae (provavelmente em *Trialeurodes vaporariorum*) em *Geranium* sp., USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*

Coloração – Cabeça e mesossoma marrom escuro; gáster amarelo; escuro, antena e perna amarela escura (POLASZEK et al., 1992). Macho raramente encontrado na natureza.

Morfologia – Clava antenal não definida, todos os antenômeros mais longos que largos; pedicelo maior que F1, complexo sensorial em F2-F6; Lobo mediano do mesoscuto, axila e escutelum reticulados; sensilas separadas 5-7 x o diâmetro de uma sensila; asas hialinas com setas uniformes abaixo da veia

estigmal; fórmula tarsal 5-4-5, esporão tibial curto, aproximadamente um terço do primeiro segmento tarsal, ovipositor não ultrapassa o meio do gáster (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Material examinado – Oito fêmeas, Jaboticabal, SP, R. Pessoa; Brasil; hospedeiros: *Bemisia tabaci* biotipo B, *Trialeurodes vaporariorum*; planta hospedeira: *Ruta graveolens*.

Comentários – Esta espécie é explorada comercialmente e amplamente utilizada na Europa e outros países do Hemisfério Norte no controle de *Trialeurodes vaporariorum* mosca-branca que ataca olerícolas, floricultura etc., em ambientes protegidos.

Distribuição – cosmopolita (MYARTSEVA & EVANS, 2008) (POLASZEK et al., 1992).

Associação – Aleyrodidae: *Aleuroglandulus subtilis* [=malangae] (POLASZEK et al., 1992: 382); *Aleuroplatus ilicis*; *Aleurothrixus floccosus* (MYARTSEVA & EVANS, 2007: 96); *Aleurotrachelus trachoides* (POLASZEK et al., 1992: 382); *Aleyrodes Ionicerae* (POLASZEK et al., 1992: 382); *Aleyrodes singularis* (HERNANDEZ et al., 2003: 68); *Aleyrodes spiraeoides* (POLASZEK et al., 1992: 382); *Bemisia* [=Lipaleyrodes] *euphorbiae*, *Bemisia tabaci* (POLASZEK et al., 1992: 382), *Crenidorsum* sp.; *Dialeurodes citri* (POLASZEK et al., 1992: 382); *Dialeurodes* sp.; *Massilieurodes chittendeni* (POLASZEK et al., 1992: 382), *Tetraleurodes mori*, *Trialeurodes abutiloneus*; *Trialeurodes ricini*, *Trialeurodes vaporariorum*, *Trialeurodes variabilis* (POLASZEK et al., 1992: 382)

***Encarsia hispida* De Santis, 1948**

Encarsia hispida De Santis 1948; Holótipo: fêmea; Argentina: Rosário; Santa Fé. [*Salvia splendens*] UNLP, Argentina.

Encarsia hispida De Santis, como sinônimo júnior de *Encarsia meritoria* Gahan (VIGGIANI, 1989: 207).

Encarsia hispida De Santis, status reinstaurado (POLASZEK et al., 1992: 383).

Encarsia meritoria Gahan, identificação equivocada (GIORGINI & VIGGIANI, 1996).

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*.

Coloração – Fêmea coloração geral do corpo amarelo claro; Macho corpo marrom (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Morfologia – F1 menor que o pedicelo e F2; F2, menor que F3; F3, F4e F5 iguais; o F5 maior que F6 com ápice afilado, complexo sensorial em F3-F6; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-4-5; sensilas separadas 4x o diâmetro de uma sensila. (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Material examinado – Quatro fêmeas e dois machos, Piracicaba, SP, 19.iv.2014, R. Pessoa; *Bemisia tabaci* biotipo B, *Phyllanthus* sp., seis fêmeas Jaboticabal, SP, 12.iii.2013, R. Pessoa; *Bemisia tabaci* biotipo B em *Brassica oleracea*, duas fêmeas Jaboticabal, SP, 28.V.2013, *Aleurothrixus floccosus* em *Duranta repens*, Jaboticabal, SP; R. Pessoa;

Comentários – *E. hispida* foi identificada como sinônimo Junior de *E. meritoria* Gahan, 1927 por Viggiani, (1989) e Schauff et al. (1996). Entretanto Polaszek et al. (1992), baseado em estudos moleculares considera duas espécies distintas (BABCOCK et al., 2001; Polaszek et al., 2004).

Distribuição – Argentina, Barbados, Brasil (DE SANTIS, 1948), Chile, Colômbia, República Dominicana, Guatemala, Honduras, Porto Rico, Jamaica Venezuela, Itália, Ilha da Madeira, Holanda (POLASZEK et al., 1992: 383), Ilhas do Pacífico, França, África do Sul, Espanha (SCHMIDT et al., 2001: 372)

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurodicus dispersus*; *Aleurodicus floccissimus*; *Aleuroglandulus subtilis* [= *A. malangae*] (POLASZEK et al., 1992: 383); *Aleurotrachelus rhamincola*; *Aleurotrachelus socialis* (EVANS & CASTILLO, 1998), *Aleurotrachelus trachoides*; *Aleurothrixus floccosus*; *Aleurothrixus porteri*; *Aleyrodes proletella*; *Aleyrodes singularis*; *Aleyrodes spiraeoides*; *Bemisia tabaci*, *B. tuberculata*; *Crenidorsum aroidephagus*; *Dialeurodes* sp.; *Singhiella phyllyreae*; *Tetraleurodes acaciae*; *Trialeurodes abutiloneus*; *T. floridensis*; *T. vaporariorum*, *T. variabilis* (POLASZEK et al., 1992: 383).

***Encarsia inaron* (Walker, 1839)**

Aphelinus inaron Walker (1839: 10). Holótipo: Fêmeas. England, HAL. Lectotipo fêmea, designado por Graham, (1976). Ireland?: hospedeiro desconhecido, HAL.

Encarsia inaron (Walker); (GRAHAM, 1976: 142; HUANG & POLASZEK, 1998: 1892; HERNANDEZ et al., 2003; ABD-RABOU & GHAHARI, 2007: 162; MYARTSEVA & EVANS, 2007: 115; HAYAT 2012: 245).

Trychaporus aleyrodís (MERCET, 1930: 196). Sítipo fêmeas e machos. França, MNCN; sinonímizado por Polaszek et al., (1992: 383).

Encarsia aleyrodís (Mercet); (FERRIERE, 1965).

Encarsia borealis Hulden 1986: 18. Holótipo fêmeas. Finland: Ta, Lammi, Untulanharju, 17.xi.1984, L. Hulden, ex. *Pealius quercus* em *Corylus avellanae*; sinonímia conforme Huang & Polaszek (1998: 1891).

Encarsia brassicae Shafee & Bela (1984: 29). Holótipo, fêmea. Hungary: Budapest, 1.viii.1983, D. Bela, ex. *Aleyrodes brassicae*; quatro fêmeas parátipos, mesma data. AMU; sinonímia conforme Hayat (1998: 200).

Aphelinus idaeus Walker (1839: 12). Lectotipo macho designado por Graham, (1976). England, BMNH; sinonímia conforme Graham (1976: 142).

Encarsia indifferentis Mercet (1930: 196). Sítipos. fêmeas e machos. Egito: Ghizeh, pres Le Caire, 3.xi.1919, G. Mercet?, ex. *Chionaspis striata* em *Cupressus sempervirens*; MCNS, Espanha; sinonímia conforme Polaszek et al. (2004).

Parencarsia krygeri Mercet, 1930. Holótipo macho. Europa.

Encarsia partenopea Masi (1910: 32). Holótipo fêmea. Itália: Campania, em *Phyllyrea* sp, UNP'; Mercet, 1912: 159; Viggiani, 1987: 157 (ilustração); Myartseva & Yasnosh, 1994: 6; sinonímia conforme Polaszek et al., (1992: 383).

Trichaporus partenopea (Masi); (MERCET, 1931: 565; AZIM & SHAFEE, 1980: 337).

Filogenia – Grupo *Encarsia inaron*

Coloração – Fêmeas: cabeça mesossoma e pecíolo marrom escuro e o gáster amarelo, antenas marrom, asas hialinas exceto a base; Macho: coloração geral do corpo marrom, antena marrom, flagelômeros separados (HUANG & POLASZEK, 1998)

Morfologia – F1 mais longo que o pedicelo; sensilas longitudinais em F1-F6, clava antenal com dois segmentos. Asas anteriores hialinas e com setas uniformes abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-5-5; sensilas escutelares

separadas; lobo médio do mesoescuto com 5-6 pares setas (HUANG & POLASZEK, 1998).

Material examinado – Quatro fêmeas e dois machos, Piracicaba, SP, 10.iv.2014, R. Pessoa; hospedeiros: *Bemisia tabaci* biotipo B; planta hospedeira: *Brassica oleracea*.

Distribuição – Cosmopolita.

Hospedeiro – *Acaudaleyrodes rachipora* (POLASZEK et al., 1992); *Aleurolobus rhododendri*; *Aleurothrixus floccosus*, *Aleurocanthus woglumi*, *Aleyrodes brassicae* (SHAFEE & BELA, 1984), *Aleyrodes elevatus* (VIGGIANI, 1988); *A. lonicerae* (POLASZEK et al., 1992); *A. proletella* (JASNOSH, 1989); *A. singularis* (POLASZEK et al., 1992); *Asterobemisia carpini*; *A. paveli*; *Bemisia* [= *Lipaleyrode*] *atriplex* (POLASZEK et al., 1992), *Bemisia* [= *Asterobemisia*] *carpini* (POLASZEK et al., 1992), *Bemisia* [= *Asterobemisia*] *paveli* (Polaszek et al., 1992), *Bemisia tabaci* (RIVNAY & GERLING, 1987); *Bulgarialeurodes cotesii* (POLASZEK et al., 1992); *Neomaskellia bergii* (ABD-RABOU & GHAHARI, 2007); *Pealius azalea*, *Pealius madeirensis*, *Pealius quercus*, *Siphoninus granati*, *Siphoninus immaculatus* (POLASZEK et al., 1992), *Siphoninus phillyreae* (POLASZEK et al., 1992), *Tetraleurodes hederæ* (VIGGIANI, 1988), *Trialeurodes ricini*, *Trialeurodes vaporariorum* (POLASZEK et al., 1992).

***Encarsia lanceolata* Evans & Polaszek, 1997**

Encarsia lanceolata Evans & Polaszek (1997: 207). Holótipo fêmea. Porto Rico: Mayaguez, 16.xi.1988, F. D. Bennett, ex. complexo *Bemisia tabaci* em *Chamaesyce* sp. USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Fêmea: antenas e occipício amarelo, base da cabeça e área acima do clipeo e o clipeo marrom escuro, olhos vermelhos, corpo amarelo exceto porção central do lobo mediano do pronoto e três-quartos das axilas, propodeu tergitos I, II, e VII marrom escuro, asas hialinas e pernas amarelas.

Morfologia – Antenna com clava com dois segmentos, sensila linear presente em F3-F6; lobo médio do mesoescuto mais largo que longo, com dois pares de setas; sensila escutelar separada 5x o diâmetro de uma sensila; asa anterior com ausência de setas abaixo da veia estigmal, veia submarginal

com duas setas, veia marginal 5-7 setas; fórmula tarsal 5-5-5, esporão da tíbia mediana mais 0.5x o tarso basal; ovipositor 1.2x o comprimento da tíbia mediana. Terceira válvula com 4-5 setas apicais lanceoladas (EVANS & POLASZEK, 1997).

Comentário – *Encarsia lanceolata* se diferencia das demais espécies pelas setas lanceolas no final da terceira válvula

Distribuição – Brasil (EVANS & POLASZEK, 1997); República Dominicana (EVANS & SERRA, 2002); Equador (EVANS & POLASZEK, 1997); Haiti (EVANS & SERRA, 2002); México (EVANS & POLASZEK, 1997; MYARTSEVA & EVANS, 2007); Porto Rico (Evans & Polaszek, 1997; MYARTSEVA & EVANS, 2007); USA (EVANS & POLASZEK, 1997; HALBERT, 1998)

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurodicus* sp. (EVANS & SERRA, 2002); *Aleurotrachelus atratus* (EVANS & POLASZEK, 1997); *Bemisia tabaci* (EVANS & POLASZEK, 1997; EVANS & SERRA, 2002; MYARTSEVA & EVANS, 2008); *Paraleyrodes* sp. (EVANS & SERRA, 2002); *Tetraleurodes* sp. (EVANS & SERRA, 2002) *Tetraleurodes acacia* (EVANS & POLASZEK, 1997; EVANS & SERRA, 2002).

***Encarsia lounsburyi* (Berlese & Paoli, 1916)**

Prospaltella lounsburyi Berlese & Paoli (1916: 305). Síntipo duas fêmeas, Madeira: ex. *Chrysomphalus dictyospermi* (Morgan) Diaspididae, (em ISZA?). *Aspidiotiphagus lounsburyi* (Berlese & Paoli); (BERLESE, 1917:12-13; PAOLI, 1926:97; SILVESTRI, 1929:903; MERCET, 1930:69; COMPERE, 1936:294, DE SANTIS, 1948:231; FLANDERS, 1953:268, THOMPSON, 1953:9, 1956:18; ALAM, 1956:259, FERRIÈRE, 1965:147, NIKOL'SKAYA & YASNOSH 1966:258; HERTING, 1972:163; DE BACH & ROSE, 1981:673).

Encarsia lounsburyi (Berlese & Paoli); (VIGGIANI & MAZZONE, 1979: 47). Macho não descrito. (VIGGIANI, 1987:53; HAYAT, 1989:12; Viggiani & Ren, 1993: 227; Huang, 1994:199; HUANG & POLASZEK, 1998:1909; POLASZEK et al., 1999:152; SCHMIDT & POLASZEK, 2007: 2188; MYARTSEVA & EVANS, 2007:127; GHAHARI et al., 2011: 873).

Filogenia – Grupo *Encarsia citrina*

Coloração – Fêmea: cabeça e vértex pálido com duas faixas transversais. antena amarelo castanho com ápice ligeiramente escuro; escutelo amarelo; pronoto, mesoscutum e axila parcialmente marrom, mesopleura e propodeo lateralmente marrom; asas anteriores com faixa escura abaixo da veia marginal. Metassoma marrom exceto o final sétimo tergito que é amarelo, pernas amarelas (SCHMIDT & POLASZEK, 2007). Macho desconhecido.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos, F1-F3 semelhantes na largura e no comprimento, desprovido de sensila longitudinais; sensilas longitudinais em F4-F6; asas anteriores infuscada abaixo da veia marginal, área desprovida de setas abaixo da veia estigmal; o comprimento da asa 4x a largura; quatro setas na margem anterior da veia marginal; uma seta na veia submarginal; lobo médio do mesoescuto com dois pares de setas; lobo lateral e axilas com uma seta cada, sensila escutelares distante mais que 3x o diâmetro de uma sensila. Esporão da perna mediana metade do comprimento do basitarso; fórmula tarsal 5-5-5; ovipositor menor que a tíbia mediana, terceira válvula 0.56x o comprimento do segundo valvífero (SCHMIDT & POLASZEK, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2007).

Material examinado – Três fêmeas, Jaboticabal- SP, 26.x.2010, R. Pessoa; Hospedeiro Diaspididae; planta hospedeira *Psidium guajava*.

Comentário – *E. lounsburyi* é muito semelhante à *E. citrina*, porém a diferença está no número de setas na veia submarginal, *E. lounsburyi* possui uma seta e *E. citrina* duas setas (HUANG & POLASZEK, 1999).

Distribuição – Cosmopolita

Hospedeiro – Diaspididae: *Aonidiella aurantii* (HUANG & POLASZEK, 1998); *Chrysomphalus dictyospermi* (BERLESE & PAOLI, 1916); *Parlatoria zizyphi* (SILVESTRI, 1929); *Carulaspis visci*; *Chrysomphalus aonidum*; *Chrysomphalus* sp.; *Cornuaspis* [= *Lepidosaphes*] *beckii* (PECK, 1963); *Hemiberlesia* sp. (REN, 1988); *Abgrallaspis cyanophylli*; *Aonidia lauri*; *Aspidiotus nerii*; *Diaspis echinocacti*; *Fiorinia fiorinae*; *Hemiberlesia lataniae*; *Lepidosaphes beckii*; *Lepidosaphes pinnaeformis*, *Lineaspis striata*, *Parlatoria proteus*; (MYARTSEVA & EVANS, 2007).

***Encarsia lutea* (Masi, 1909)**

Prospaltella lutea Masi (1909)

Prospaltella lutea Mais, 1909: 25. Sítipo: duas fêmeas. Itália: Campania, Portici. IESP; (MERCET, 1931: 560; FERRIERE, 1965: 132).

Encarsia lutea (Masi); (VIGGIANI & MAZZONE, 1979: 51).

Coccophagus sanctus Girault (1928:3); Holótipo: fêmea. Áustria, Queensland, Tingoora, 17.iii.1923, QMBA; sinonimizado por Schmidt e Polaszek (2007)

Filogenia – Grupo *Encarsia lutea*

Coloração – Corpo amarelo claro, primeiro tergito do gáster em vista dorsal marrom, terceira válvula preta contrastando com o corpo amarelo.

Morfologia – Corpo de coloração amarela com a bainha do ovipositor preta ou marrom escuro. Antenas amarelas; F1, quadrado menor que o F2; clava antenal com três segmentos. Asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia stigmal; fórmula tarsal 5-5-5, sensilas separadas. Bainha do ovipositor escura contrastando com o amarelo do corpo.

Material examinado – Cinco fêmeas e quatro machos, Jaboticabal, SP, 05.iii.2009, R. Pessoa, em *B. tabaci* biótipo B e *T. vaporariorum*; em *Glycine max*; duas fêmeas 21.ii.2010 Chapadão do Sul, MS, *B. tabaci* em *Gossypium hirsutum*; três fêmeas, Chapadão do Sul, MS, 21.ii.2010, *B. tabaci* em *Phyllanthus* sp.; quatro fêmeas Jaboticabal, SP, 05.iii.2009, R. Pessoa, *B. tabaci* biótipo em *Brassica oleracea*, *Solanum lycopersicum*, *Euphorbia heterophylla*.

Comentário – Em populações diferentes de *E. lutea* pode ocorrer variações na coloração (VIGGIANI & REN, 1993), Esta espécie é muito encontrada em lavouras de algodoeiro e soja parasitando naturalmente as ninfas de *B. tabaci*.

Distribuição – Cosmopolita.

Hospedeiro – *Acaudaleyrodes rachipora*; *Aleurocanthus cinnamomi* (HUANG & POLASZEK, 1998); *Aleurocanthus zizyphi* (POLASZEK et al., 1999); *Aleuroclava aucubae*; *Aleuroclava ficicola*; *Aleuroclava gordoniae*; *Aleuroclava jasmini*; *Aleuroclava malloti*; *Aleuroclava melastomae*; *Aleuroclava psidii*; *Aleuroclava rhododendri*; *Aleuroclava* sp.; *Aleurolobus marlatti*; *Aleurolobus niloticus*; *Aleurolobus rhododendri*; *Aleurolobus setigerus* (HUANG & POLASZEK, 1998); *Aleurolobus wunni* (VIGGIANI, 1988); *Aleuroplatus pectiniferus* (HUANG & POLASZEK, 1998);

Aleurotrachelus jelinekii (POLASZEK et al., 1992a); *Aleurotrachelus rubi* (HUANG & POLASZEK 1998); *Aleurotrachelus* sp. (VIGGIANI, 1988); *Aleyrodes Ionicerae*; *Aleyrodes proletella*; *Asterobemisia atraphaxius*; *Asterobemisia carpini* (POLASZEK et al., 1992a); *Bemisia argentifolii* (CHOU et al., 1996); *Bemisia giffardi*, *Bemisia ovata* (POLASZEK et al., 1992a); *Bemisia porteri*; *Bemisia salicaria* (JASNOSH, 1973; POLASZEK et al., 1992a); *Bemisia tabaci* (POLASZEK et al., 1992a); *Bulgarialeurodes cotesii* (JASNOSH, 1973); *Dialeurodes citri*; *Dialeurodes kirkaldyi* (JASNOSH, 1973, POLASZEK et al., 1992a); *Dialeuropora decempuncta* (VIGGIANI, 1988); *Massilieurodes fici* (JASNOSH, 1973; POLASZEK et al., 1992a); *Massilieurodes formosensis* (POLASZEK et al., 1992a); *Parabemisia myricae*; *Pealius azaleae*; *Pealius mori*; *Pealius quercus*; *Pealius rubi*; *Pealius setosus*; *Pealius* sp; *Singhius hibisci* (JASNOSH, 1973, POLASZEK et al., 1992a); *Siphoninus phyllyreae* (POLASZEK et al.1999); *Taiwanaleyrodes meliosmae* (JASNOSH, 1973, POLASZEK et al., 1992); *Tetralicia* sp. (VIGGIANI, 1988); *Trialeurodes abutilonea* (POLASZEK et al., 1992a), *Trialeurodes vaporariorum* (POLASZEK et al., 1992a).

***Encarsia luteola* Howard, 1895**

Encarsia luteola Howard, 1895. Holótipo: fêmea. USA: Washington DC, 14.viii.1881, ex. *Aleyrodes*. USNM; (VIGGIANI, 1989: 210; POLASZEK et al., 1992a: 385).

Encarsia angelica Howard, 1895; (Mercet, 1912: 152; Viggiani, 1986 . Holótipo macho. USA: California, ex. *Aleyrodes* em salgueiro (*Salix* sp.). USNM; sinonímia conforme Polaszek et al. (1992b: 384); Viggiani (1989: 210).

Encarsia deserti Rivnay & Gerling (1987: 439). Holótipo: fêmea. Israel (ex. *Bemisia tabaci* em *Gossypium hirsutum*). UTA; (MYARTSEVA & YASNOSH, 1994: 6); sinonímia conforme Polaszek et al. (1992: 384).

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*

Coloração – Cabeça e mesosoma marrom escuro exceto a antena e o occipício laranja escuro; gáster amarelo.

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos, todos os funículos mais longos do que largos, lobo médio com quatro pares de setas, escutelo marrom e

reticulado; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia stigmal, veia marginal com 5-6 setas na margem anterior fórmula tarsal 5-4-5; esporão da tibia mediana 0.5x o comprimento do basitarso; ovipositor aproximadamente 1.2x o comprimento da tibia mediana.

Comentário – *E. luteola* é similar à *Encarsia formosa* as diferenças morfológicas entre estas duas espécies são sutis. A característica mais utilizada para separa-las é o número de células ao longo da axila (POLASZEK et al., 1992).

Distribuição – África do Sul (ARGOV & RÖSSLER, 1988); Brasil (MYARTSEVA et al., 2010, POLASZEK et al., 1992b); Chile (DE SANTIS, 1979; PECK, 1963; THOMPSON, 1953); Cuba (CASTINEIRAS, 1995); Guadeloupe (MYARTSEVA et al., 2010; POLASZEK et al., 1992); Israel (ARGOV & RÖSSLER, 1988; GERLING & RIVNAY, 1984; MYARTSEVA & EVANS, 2007); México (MYARTSEVA & GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, 2008; MYARTSEVA et al., 2010; MYARTSEVA et al., 2000; POLASZEK et al., 1992; RUÍZ-CANCINO et al., 2010; Martinica (RYCKEWAERT & ALAUZET, 2002; Porto Rico (MYARTSEVA et al., 2010; POLASZEK et al., 1992); USA (GERLING & RIVNAY, 1984; GORDH, 1979; HOELMER & GOOLSBY, 2002; HOWARD, 1895; MONTI et al, 2005; POINAR JR, 1964; POLASZEK et al., 1992, RILEY & CIOMPERLIK, 1997; RUÍZ-CANCINO et al., 2010; VIGGIANI & GERLING, 1994; VIGGIANI, 1986).

Hospedeiro – *Aleurocanthus* sp. (DE SANTIS, 1979; *Aleurocybotus* sp. (POINAR, JR, 1964); *Aleurocybotus indicus* (POLASZEK et al., 1992); *Aleurocybotus occiduus* (MYARTSEVA & EVANS, 2008; MYARTSEVA et al., 2010); *Aleuroplatus coronata* (GORDH, 1979; PECK, 1963); *Aleyrodes* sp. (GORDH, 1979; PECK, 1963; VIGGIANI, 1986); *Bemisia argentifolii* (HEINZ & PARRELLA, 1994a; HEINZ & PARRELLA, 1994b; ROLTSCH & PICKETT, 2004; RYCKEWAERT & ALAUZET, 2002); *Bemisia tabaci* (ARGOV & RÖSSLER 1988; CASTINEIRAS, 1995; GERLING & RIVNAY, 1984; GERLING & SINAI, 1994); *Dialeurodicus* sp., *Tetraleurodes* sp., *Tetraleurodes acaciae* (MYARTSEVA & EVANS, 2008); *Trialeurodes* sp. (POLASZEK et al., 1992; MYARTSEVA & EVANS, 2008); *Trialeurodes abutiloneus* (HOELMER & GOOLSBY, 2002; MYARTSEVA et al., 2010; *Trialeurodes fernaldi* (GORDH, 1979); *Trialeurodes packardi* (PECK, 1963; MYARTSEVA et al., 2010; *Trialeurodes vaporariorum* (DE SANTIS, 1979;

MYARTSEVA & EVANS, 2008; THOMPSON, 1953); *Trialeurodes variabilis*, *Vasdavidius indicus* (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

***Encarsia lycopersici* De Santis, 1957**

Encarsia lycopersici De Santis, 1957. Holótipo fêmea. Argentina: Buenos Aires, La Plata, ex. Aleyrodidae em *Lycopersicon esculentum*; onze fêmeas e um macho paratipo; UNLP;

Filogenia – Grupo *Encarsia inaron*

Coloração – Fêmea: amarela, olhos escuros, ocelos vermelhos, marrom, lobo médio do mesoescuto amarelo com mancha central marrom, propodeu e pecíolo marrom; gáster marrom exceto T1 com duas manchas amarelas lateralmente; antenas, pleuras, tíbias e tarsos, marrom-amarelado. Macho: semelhante à fêmea com a antena de coloração mais intensa, alaranjada (DE SANTIS, 1957).

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos, pedicelo menor que F1, lobo lateral com duas ou mais setas; sensilas escutelares próximas distância menor que o diâmetro de uma sensila; asa anterior hialina com área infuscada abaixo da veia marginal; área com ausência de setas abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-5-5. (EVANS & ÂNGULO, 1996)

Comentário – Há poucas informações sobre a taxonomia desta espécie na literatura.

Distribuição – Argentina (DE SANTIS, 1957; DE SANTIS, 1967; VISCARRET et al., 2000); Brasil (EVANS & ÂNGULO, 1996; OLIVEIRA, 2000); Chile (DE SANTIS 1979); Uruguai (GRILLE et al., 2012).

Hospedeiro – *Trialeurodes vaporariorum* (EVANS & ÂNGULO, 1996; OLIVEIRA, 2000).

***Encarsia mineoi* Viggiani, 1982**

Encarsia mineoi Viggiani, 1982b: 27. Holótipo: fêmea. Líbia: Sidi Mesri, 10.vi.1969, G. Mineo, ex. *Bemisia tabaci*; Alótipo: um macho, Parátipos: uma fêmea e 12 machos; UNP.

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Corpo inteiro amarelo, margem do clípeo marrom; pronoto e lobo médio do mesoescuto levemente escuro, antena amarela escura. Asa anterior hialina; perna amarela clara.

Morfologia – F1 menor que o pedicelo e F2, clava antenal com dois segmentos; sensilas longitudinais em F2-F5; lobo médio do mesoescuto com quatro setas; lobo lateral com uma seta cada; sensila escutelar separadas pela distância de 6x o diâmetro de uma sensila; asa anterior com setas ausentes abaixo da veia estigmal; três setas na célula basal; veia submarginal com duas setas e veia marginal com cinco setas; fórmula tarsal 5-5-5; tíbia mediana com esporão pequeno, menos que a metade do basitarso; ovipositor pequeno, sutilmente menor que a tíbia mediana.

Material examinado – Quatro fêmeas, Jaboticabal, SP, 15.iii.2012, R. Pessoa, *Duranta repens*.

Comentário – Primeiro relato na Região neotropical.

Distribuição – Austrália (SCHMIDT & POLASZEK, 2007); Egito (POLASZEK et al., 1999); Espanha (GONZALEZ et al., 1996); Iran (ABD-RABOU & GHAHARI, 2004); Israel, Líbia, Sudão (POLASZEK et al., 1999).

Hospedeiro – *Acaudaleyrodes citri* (ABD-RABOU, 1998a; POLASZEK et al., 1999); *Bemisia tabaci* (GONZALEZ et al., 1996; POLASZEK et al., 1999); *Siphoninus phillyreae* (POLASZEK et al., 1999; SCHMIDT et al., 2001); *Trialeurodes ricini* (ABD-RABOU 2002); *Trialeurodes vaporariorum* (ABD-RABOU & GHAHARI, 2004; SCHMIDT et al., 2001).

***Encarsia nigricephala* Dozier, 1937**

Encarsia nigricephala Dozier, 1937: 129. Lectotipo fêmea, designado por Evans & Polaszek (1998: 228), Porto Rico: Mayaguez, ex. *Bemisia euphorbiae* [= *B. tabaci*] em *Euphorbia hypericifolia*, 26.ii.1936, H.L. Dozier; USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia cubensis*

Coloração – Fêmea com coloração geral do corpo amarela, exceto a cabeça, o pronoto e aproximadamente dois terço anteriores do mesonoto que são de coloração preta.

Morfologia – F1 menor que o segundo e o terceiro segmentos, clava antenal com três segmentos, Asas anteriores com áreas desprovidas de setas a

baixo da veia estigmal; sensilas escutelares separadas por distância maior que 2x o diâmetro de uma sensila; fórmula tarsal 5-4-5 (DOZIER, 1937; SCHALUFF et al., 1996). Macho: com cabeça, pronoto, mesonoto, axilas e gáster de coloração marrom; funículo com cinco segmentos, sendo F1, mais largo que longo, F2, mais longo que largo, com duas sensilas circulares (POLASZEK & EVANS, 1992; SCHAUFF et al., 1996; VIGGIANI, 1996; SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA & EVANS 2008).

Material examinado – Três fêmeas, dois machos, Jaboticabal, SP, 23.i.2008, R. Pessoa, *B. tabaci* biótipo B; planta hospedeira –*Glycine max*, *Phaseolus vulgaris*

Comentário – Diferencia-se dos outros indivíduos do grupo por apresentar a cabeça, o pronoto e aproximadamente dois terço anteriores do mesonoto pretos, macho com sensilas circulares nas antenas (Fig.6b)

Distribuição – Cosmopolita (HERATY et al., 2007)

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurodicus dispersus*, *Aleurothrixus floccosus*, *Aleurotrachelus atratus* (EVANS & POLASZEK, 1998); *Aleurotrachelus trachoides* (EVANS & SERRA, 2002); *Bemisia argentifolia* (EVANS & POLASZEK, 1998); *B. tabaci* (DOZIER, 1937; POLASZEK & EVANS, 1992); *Crenidorsum* sp. (EVANS & POLASZEK, 1998); *Dialeurodes kirkaldyi*, *Eudialeurodicus* sp. (EVANS & POLASZEK, 1998); *Tetraleurodes acaciae* (EVANS & POLASZEK, 1998); *Trialeurodes abutiloneus* (EVANS & POLASZEK, 1998); *T. floridensis* (EVANS & POLASZEK, 1998); *T. vaporariorum* (POLASZEK & EVANS, 1992).

***Encarsia pergandiella* Howard, 1907**

Encarsia pergandiella Howard (1907: 78). Síntipo: sete fêmeas. USA: Washington, DC. 25.xi.1900, *T. pergande*, ex. *Aleyrodes* [= *Trialeurodes abutiloea*], em *Xanthium strumarium*. USNM; (VIGGIANI, 1987: 160; POLASZEK et al., 1992b: 387; SCHMIDT et al., 2001: 381; HERNANDEZ et al., 2003: 59; ABD-RABOU & GHAHARI, 2007: 162).

Aleurodiphilus pergandiellus (Howard); (DE BACH & ROSE, 1981: 666).

Encarsia versicolor Girault 1908: 53. Síntipo: fêmeas e machos. USA: Illinois, Urbana (casa-de-vegetação), 4.iii.1908, J. Davis, ex. *Trialeurodes vaporariorum*, 77 fêmeas e 14 machos; INHS.

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Diagnóstico – Cabeça e mesossoma amarelo claro, lobo médio com mancha triangular invertida marrom, axila marrom na parte anterior e gáster marrom, antenas amarelo claro e pernas esbranquiçada.

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos, sensilas lineares em F1–F6 e todos os flagelômeros mais longos que largos; lobo médio com cinco pares setas; asas anteriores com setas ausentes abaixo da veia estigmal, veia marginal com 4-5 setas longas na margem anterior; sensilas escutelares separadas 4-5x o diâmetro de uma sensila; fórmula tarsal 5-5-5, esporão da tíbia mediana pequeno, 0.4x o basitarso; ovipositor tamanho semelhante ao da tíbia mediana; terceiro valvula 0.5-0.7, o comprimento do segundo valvífero (HOWARD, 1907; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Comentário – A espécie *E. pergandiella* é muito próxima de *E. tabacivora*, porém Myartseva & Evans(2008) após examinarem os espécimes tipo concluíram ser duas espécies distintas pela presença de dois pares de setas entre os cercos no sexto tergito do gáster, o ovipositor ser tão longo quanto a tíbia mediana e o quinto flagelômero ser tão longo quanto o sexto e sutilmente maior que o quarto flagelômero em *E. pergandiella*.

Distribuição – Austrália (SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA et al, 2010; RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Açores (HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); Brasil (POLASZEK et al., 1992, SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA et al., 2010; RUÍZ- CANCINO et al., 2010), Ilhas Canárias (HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); Colômbia (DE SANTIS,1989; POLASZEK et al., 1992; EVANS & CASTILLO, 1998; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010); Caribe (RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Costa Rica (POLASZEK et al., 1992; BERNAL, 2000; MYARTSEVA et al., 2010); República Dominicana (SERRA et al., 1996); Egito (SIMMONS et al., 2002); Espanha (GABARRA et al., 1999; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); França (ONILLON & MIGNET, 2000; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); Guadeloupe (SCHMIDT et al., 2001; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010); Granada (POLASZEK et al., 1992; SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA et al., 2010); Guatemala (SMITH et al., 2000; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010); Honduras (BOGRAN et al., 1998; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010);

Hawaii (THOMPSON, 1953; PECK, 1963); Iran (ABD-RABOU & GHAHARI, 2004); Israel (ARGOV & RÖSSLER, 1988; EVANS & CASTILLO, 1998, MYARTSEVA et al., 2010); Itália (POLASZEK et al., 1992; DEL BENE et al., 1993; SCHMIDT, 2001; MYARTSEVA et al., 2010); Ilha da Madeira (HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); México (DE SANTIS & FIDALGO, 1994; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA & EVANS, 2007, MYARTSEVA et al., 2010); Nova Zelândia (CARVER & REID, 1996; RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Porto Rico (POLASZEK et al., 1992; HERNÁNDEZ-SUÁREZ, et al., 2003); Portugal (QUEIRÓS et al., 2000); El Salvador (POLASZEK et al., 1992; HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010); USSR (HERTING, 1972); USA (HOWARD, 1907; THOMPSON, 1953; OATMAN, 1970; MCAUSLANE et al., 1993); Venezuela (POLASZEK et al., 1992; MYARTSEVA et al., 2010).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurocanthus woglumi* (MYARTSEVA et al., 2000) *Aleurodicus dispersus* (MYARTSEVA et al., 2001; *Aleuroglandulus subtilis* [= *A. malangae*] (MYARTSEVA et al., 2010); *Aleuroplatanus coronatus* (MAZZONE & VIGGIANI, 1985); *Aleuroplatus coronata* (HERNÁNDEZ-SUÁREZ, et al., 2010, MYARTSEVA et al., 2010); *Aleuroplatus elemarae* (MYARTSEVA et al., 2010); *Aleurothrixus floccosus* (MYARTSEVA et al., 2010); *Aleurotrachelus* sp. (MAZZONE & VIGGIANI, 1985; VIGGIANI & IACCARINO, 1985); *Aleurotrachelus rhamnicola* (VIGGIANI, 2002); *Aleurotrachelus socialis* (EVANS & CASTILLO, 1998); *Aleurotrachelus trachoides* (MYARTSEVA & EVANS, 2007; SCHMIDT et al., 2001); *Aleyrodes* sp. (SCHMIDT et al., 2001; PECK, 1963); *Aleyrodes azaleae* (HERTING, 1972; MAZZONE & VIGGIANI, 1985); *Aleyrodes elevatus* (MAZZONE & VIGGIANI, 1985; VIGGIANI & IACCARINO, 1985); *Aleyrodes Ionicerae* (MAZZONE & VIGGIANI, 1985; VIGGIANI & IACCARINO, 1985); *Aleyrodes proletella* (MAZZONE & VIGGIANI, 1985; VIGGIANI & IACCARINO, 1985); *Aleyrodes spiraeoides* (MAZZONE & VIGGIANI, 1985; OATMAN, 1970); *Asterochiton sonchi* (THOMPSON, 1953; *Bemisia* sp. (SCHUSTER et al., 1998); *Bemisia afer* (HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003); *Bemisia argentifolii* (RIVNAY & GERLING, 1987; HUNTER, 1989; SIMMONS et al., 2002), *Bemisia tabaci* (MYARTSEVA et al., 2010; POLASZEK et al., 1992; RIVNAY & GERLING, 1987); *Dialeurodes citri*

(MYARTSEVA et al., 2010; SCHMIDT et al., 2001); *Dialeurodes kirkaldyi* (MYARTSEVA et al., 2010; SCHMIDT et al., 2001); *Pealius azaleae* (HERNÁNDEZ-SUÁREZ et al., 2003; MYARTSEVA et al., 2010) *Tetraleurodes* sp. (MYARTSEVA & EVANS, 2007; *Tetraleurodes mori* (MYARTSEVA & EVANS, 2007; MYARTSEVA et al., 2007; *Trialeurodes* sp. (MYARTSEVA & EVAN, 2007; *Trialeurodes abutiloneus* (DYSART, 1966; SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA et al., 2010; *Trialeurodes floridensis* (SCHMIDT et al., 2001; MYARTSEVA et al., 2010); *Trialeurodes packardi* (HUNTER, 1989); *Trialeurodes vaporariorum* (ABD-RABOU & GHAHARI, 2004; POLASZEK et al., 1992; RIVNAY & GERLING, 1987); *Trialeurodes variabilis* (EVANS & CASTILLO, 1998; SCHMIDT et al., 2001)

***Encarsia perplexa* Huang & Polaszek, 1998**

Encarsia perplexa Huang & Polaszek, 1998: 1934. Holótipo: fêmea. China: Fujian, Fuzhou, Jinshan, 23.viii.1995, L. Ye, ex. *Aleurotuberculatus* [= *Aleuroclava*] *kuwani* em bayberry vermelho.

Filogenia – Grupo *Encarsia opulenta*

Coloração – Fêmea: Cabeça e antenas amarelas, escapo com metade proximal infuscada; mesosoma amarelo, exceto pronotum, lobo mediano do mesoscuto anteriormente, axilas e laterais lobos anteriores e propodeum marrom escuro; asas anteriores ligeiramente infuscada abaixo das veia marginal e estigmal; pernas amarelo esbranquiçadas; gáster de coloração variada, porém geralmente com os dois tergitos basais amarelos e o sétimo tergito esbranquiçado; terceira válvula esbranquiçada, com ápices negros. Macho: Cabeça e antenas amarelas, escapo pálido, pedicelo e primeiro-segundo segmentos flagelares infuscados; mesosoma castanho escuro, escutelo e notáulice amarelos; asa anterior hialina; pernas brancas amareladas; coxa, fêmur e um terço da tíbia anterior sutilmente infuscada; gáster castanho escuro, sétimo tergito pálido, exceto as laterais (HUANG & POLASZEK, 1998).

Morfologia – Antenas da fêmea com flagelômeros mais longos do que largos, F1 com metade do comprimento de F2; duas sensilas lineares em cada segmento exceto em F1; Macho antena com oito segmentos, com F1 globuloso e mais largo que o F2 e com quatro sensilas lineares cada, exceto

o último segmento com três sensilas; (SILVESTRI, 1927; GRISSELL, 1979); lobo médio com 10-14 setas; sensila escutelar separada pela distância de 4-5x o diâmetro de uma sensila; asa anterior com setas uniformes abaixo da veia estigmal; veia submarginal levemente menor que a veia marginal, com 7-8 setas ao longo da margem inferior; asa anterior aproximadamente 6.5x mais longa que a largura; fórmula tarsal 5-5-5; esporão da tíbia mediana levemente menor que o basitarso; sétimo tergito alongado, ovipositor atingindo o T2; terceira válvula 0.7x o comprimento do segundo valvífero (HUANG & POLASZEK, 1998; EVANS & SERRA, 2002).

Comentário – Esta espécie é semelhante às espécies *Encarsia opulenta* e *Encarsia longicauda*, mas pode ser distinguida pela coloração amarela mais intensa e principalmente no lobo médio do mesoescuto. *Encarsia opulenta* possui o lobo médio do mesoescuto totalmente marrom escuro e *E. longicauda* a metade anterior do lobo médio do mesoescuto é marrom escuro.

Distribuição – Barbados (MYARTSEVA, 2007); Brasil (HUANG & POLASZEK, 1998), Caribe (RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Cuba (HUANG & POLASZEK, 1998); Guatemala (MYARTSEVA, 2005; RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Honduras (HUANG & POLASZEK, 1998); Hawaii (MYARTSEVA, 2005); Ilhas Cayman (HUANG & POLASZEK, 1998); Índia (HAYAT, 2006; HUANG & POLASZEK, 1998; RUÍZ-CANCINO et al., 2010); Jamaica (HUANG & POLASZEK, 1998); México (HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA, 2005); China (HUANG & POLASZEK 1998; MYARTSEVA, 2007); República Dominicana (HUANG & POLASZEK, 1998; EVANS & SERRA, 2002); Trinidad & Tobago (MYARTSEVA, 2005); Taiwan (HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA, 2007); USA (HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA & EVANS, 2008; RUÍZ-CANCINO et al., 2010).

Hospedeiro – *Aleurocanthus pectiniferus* (MYARTSEVA & EVANS, 2008; PERALTA-GAMAS et al., 2010); *Aleurocanthus woglumi* (EVANS & SERRA, 2002; HUANG & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA, 2005); *Aleuroclava kuwani* (MYARTSEVA, 2007; PERALTA-GAMAS et al., 2010, *Aleuroplatus pectiniferus* (HUANG & POLASZEK, 1998); *Aleurothrixus floccosus* (MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA et al., 2000, PERALTA-GAMAS et al.,

2010); *Aleurotuberculatus kuwanai* (HUANG & POLASZEK, 1998); *Tetraleurodes acaciae* (MYARTSEVA, 2007; PERALTA-GAMAS et al., 2010)

***Encarsia plaumanni* Viggiani, 1987**

Encarsia plaumanni Viggiani (1987), Holótipo: uma fêmea (Lâmina), Alótipo: um macho, Brasil, Teotonia, SC 16.iv.1941; F. Plaumann; Parátipo: quatro fêmeas; AEI.

Filogenia – Sem grupo definido

Coloração – Fêmea: corpo marrom, exceto o escutelo amarelo claro; antena marrom amarelada; pernas escuras com tíbia e tarsos amarelos.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos; funículo com três segmentos; sensilas lineares em F2-F6; mesosoma menor que o comprimento do gáster; lobo médio com 14-16 setas; asa anterior hialina, com setas uniforme abaixo da veia estigmal; veia submarginal com duas setas; gáster cônico; ovipositor inserido até a base do gaster; terceira válvula um quinto do comprimento do ovipositor. Macho: similar à fêmea (VIGGIANI, 1987).

Comentário – Similar à *E. alboscutellaris*, porém difere por apresentar funículo e clava antenal com três segmentos e pedicelo sutilmente menor que F1, enquanto *E. alboscutellaris* possui funículo com 4-segmentos e clava antenal com 2-segmentos e o pedicelo é a metade do comprimento de F1 (VIGGIANI, 1987).

Hospedeiro – Desconhecido

Distribuição – Brasil (Santa Catarina/SC)

***Encarsia polaszeki* Evans, 1997**

Encarsia polaszeki Evans, 1997a: 25. Holótipo: fêmea. Brasil: Pernambuco, Olinda, 18.v.1991, F. D. Bennett, ex. complexo *Bemisia tabaci* em *Chamaesyce* sp. USNM.

Filogenia – Sem grupo definido

Coloração – Cabeça, corpo amarelo; lobo médio do mesoescuto, ápice da axila metanoto, base do tergito I, margem lateral dos tergitos I-V e uma faixa no tergito VI, marrom escuro; tergito VII escuro; antenas e pernas pálidas, F6 levemente escuro (EVANS, 1997a).

Morfologia – Clava antenal com três segmentos, sensilas lineares em F2-F6; mesoescuto mais largo que longo, com desenho hexagonal e com dois pares de setas, axilas com uma seta pequena, sensilas escutelares separadas pela distância de 2.5-3.0x o diâmetro de uma sensila, endofragma tocando a base do tergito II, asa anterior hialina, duas setas submarginal, cinco setas longas e robustas ao longo da veia marginal; fórmula tarsal 5-5-5, esporão tibial da perna mediana 0.7x o comprimento do basitarso, ovipositor chegando ao meio do tergito III, 0.9x o comprimento da tibia mediana, válvula III 0.4x o comprimento do ovipositor (EVANS, 1997a).

Comentário – *Encarsia polaszeki* é semelhante à *Encarsia brevivalvula* e *Encarsia septentrionalis* descritas na Índia, quanto à morfologia e a coloração, mas pode se distinguir por ter a terceira válvula mais alongada e dois pares de setas no mesoescuto. Em *E. brevivalvula* a terceira válvula é muito pequena e quatro pares de setas no mesoescuto, e distingue de *E. septentrionalis* pelo F1 na qual o comprimento é 2x a largura, e em *E. polaszeki* em F1, o comprimento é sutilmente maior que a largura (EVANS, 1997a).

Distribuição – Brasil (EVANS, 1997a).

Hospedeiro – Complexo *B. tabaci* (EVANS, 1997a).

***Encarsia porteri* (Mercet, 1928)**

Prospaltella citrella subsp. *porteri* Mercet, 1927: 130. Tipo: fêmea. Chile: San Bernardo, ex. *Aleurocanthus* sp.; Lectotipo designado por Polaszek et al. (1992), MNCN.

Prospaltella porteri (Mercet); Blanchard (1937: 26); De Santis (1948: 250.-252) descrição e ilustração da fêmea.

Encarsia porteri (Mercet); (VIGGIANI & MAZZONE, 1979: 45); Polaszek, (1991: 102). Polaszek, (1992:387); descrição e ilustração da fêmea.

Filogenia – Grupo *Encarsia porteri*

Coloração – Fêmea com coloração geral amarela incluindo a bainha do ovipositor; Macho: amarelo claro, exceto mesoescuto com mancha marrom triangular; axilas e gáster com uma faixa marrom central em vista dorsal.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos; F1 mais longo do que largo; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia stigmal; sensilas escutelares distantes 2x o seu diâmetro; fórmula tarsal 5-5-5;

Material examinado – Cinco fêmeas e quatro machos, Jaboticabal, SP, 05.iii.2009, R. Pessoa, em *B. tabaci* biótipo B e *T. vaporariorum* em *Glycine max*; duas fêmeas 21.ii.2010 Chapadão do Sul, MS, *B. tabaci* em *Gossypium hirsutum*; três fêmeas, Chapadão do Sul, MS, 21.ii.2010, *B. tabaci* em *Phyllanthus* sp.; quatro fêmeas Jaboticabal, SP, 05.iii.2009, R. Pessoa, *B. tabaci* biótipo B em *Brassica oleracea*, *Solanum lycopersicum*, *Euphorbia heterophylla*.

Comentário – Esta espécie é muito encontrada em lavouras de algodoeiro e soja parasitando naturalmente as nindas de *B. tabaci*, os machos desta espécie são parasitoides primários de ovos de lepidópteros. Os machos de *E. porteri* são parasitoides primários facultativos de ovos de lepidópteros.

Distribuição – Argentina, Brasil, Chile (POLASZEK et al., 1992); USA, Índia, Israel, Itália e Pakistão (SCHAUFF et al., 1996)

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurocanthus* sp. (MERCET, 1927); *Aleurodicus dispersus* (SCHAUFF et al., 1996); *Aleurothrixus aepim* (POLASZEK et al., 1992); *Aleurothrixus floccosus* (DE SANTIS, 1979); *Aleurothrixus porteri* (POLASZEK et al., 1992); *Bemisia tabaci* (POLASZEK et al., 1992. Pessoa, 2009); *Dialeurodes citri* (SCHAUFF et al., 1996); *Singhiella* [= *Dialeurodes*] *citrifolii*, *Trialeurodes vaporariorum* (POLASZEK et al., 1992).

***Encarsia protransvena* Viggiani, 1985**

Encarsia protransvena Viggiani (1985: 89). Holótipo: fêmea. USA: Florida, Broward County, Ft. Lauderdale, ix.1984, C. R. R. Thompson, ex. *Dialeurodes kirkaldyi*; seis fêmeas parátipo, USNM, UNP; (HUANG & POLASZEK, 1998; HERATY & POLASZEK, 2000: 162; ABD-RABOU & GHAHARI, 2007: 162).

Filogenia – Grupo *Encarsia strenua*.

Coloração – Antena e corpo amarelos, com algumas manchas marrom na margem interior do ocelo.

Morfologia – Fêmea: clava antenal com três segmentos, antena com 6 flagelômeros; antena do macho com sensila linear em todos os

flagelômeros, F5-F6 fundidos; vértex sutilmente areolado, seta dorsal robusta; mesosoma sutilmente hexagonalmente areolado; lobo médio do mesossoma com quatro pares de setas raramente com três ou cinco; sensila escutelar ovoide e próximas, distância menor que o diâmetro de uma sensila; asa anterior hialina com setas ausentes abaixo da veia estigmal; duas setas longas na veia submarginal, fórmula tarsal 5-5-5; esporão apical da tíbia mediana 0.8-0.9x o basitarso; metassoma com reticulações sutis; terceira válvula robusta (HERAT & POLASZEK, 2000)

Distribuição – Argentina (VISCARRET et al., 2000); Austrália (SCHMIDT et al., 2001; SCHMIDT & POLASZEK, 2007); Brasil (POLASZEK et al., 1992a; Colômbia (POLASZEK et al., 1992a; HERATY & POLASZEK, 2000; SCHMIDT et al., 2001); Egito (POLASZEK et al., 1999); Espanha (HUANG & Polaszek 1998); Hawaii (POLASZEK et al., 1992a); Honduras (POLASZEK et al., 1992a); Ilhas Cayman (POLASZEK et al., 1992a); Iran (ABD-RABOU & GHAHARI, 2007); Ilha Fiji, Ilha do Natal, (POLASZEK et al., 1992a, SCHMIDT et al., 2001); México (POLASZEK et al., 1992a); Polinésia Francesa (POLASZEK et al., 1992a; Porto Rico (POLASZEK et al., 1992a); China (POLASZEK et al., 1999, SCHMIDT et al., 2001, HUANG & POLASZEK, 1998); Taiwan (HUANG & POLASZEK, 1998)

Hospedeiro – *Acaudaleyrodes citri* (POLASZEK et al., 1999); *Aleurocanthus* sp. (SCHMIDT et al., 2001); *Aleurothrixus floccosus*, *Bemisia argentifolii* (HERATY & POLASZEK, 2000); *Bemisia tabaci* (HERATY & POLASZEK, 2000; MYARTSEVA & EVANS, 2007; POLASZEK et al., 1999; SCHMIDT et al., 2001); *Crenidorsum* sp. HERATY & POLASZEK, 2000; *Dialeurodes citri* (ABD-RABOU, 2002; HERATY & POLASZEK, 2000; SCHMIDT et al., 2001; *Dialeurodes citrifolii* (HERATY & POLASZEK, 2000; NGUYEN & HAMON, 1989; POLASZEK et al., 1999; SCHMIDT et al., 2001); *Dialeurodes kirkaldyi* (HERATY & POLASZEK, 2000; NGUYEN & HAMON, 1989); *Parabemisia myricae* (HERATY & POLASZEK, 2000; VIGGIANI, 2002); *Singhiella citrifoli*, *Tetraleurodes acaciae* (MYARTSEVA & EVANS, 2007); *Trialeurodes abutiloneus*, *Trialeurodes packardi* (HUANG & POLASZEK, 1998), *T. vaporariorum* (SCHMIDT et al., 2001); *T. variabilis* (HUANG & POLASZEK, 1998).

***Encarsia pseudocitrella* Evans & Polaszek, 1997**

Encarsia pseudocitrella Evans & Polaszek, 1997: 567. Holótipo: fêmea. USA: Florida, Clewiston, US Sugar Corporation, 4.v.1989, H. W. Browning, ex. *Parabemisia myricae* em *Citrus* sp. USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia citrella*

Coloração – Corpo amarelo, base da axila e área central do 2-5 tergito do gáster marrom, antena e pernas amarelas.

Morfologia – Clava antenal com três segmentos; todos os flagelômeros mais longos que largos; sensilas lineares F1-F6; asa anterior com setas uniformes abaixo da veia estigmal; sensilas escutelares próximas, distância menor que o diâmetro de uma sensila; seta escutelar curta 0.3x o tamanho da seta posterior; esporão da tíbia mediana 0.8x o comprimento do basitarso; ovipositor 0.9x o comprimento da tíbia mediana; terceira válvula pequena 0.2x o comprimento do ovipositor (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Distribuição – Brasil, Costa Rica, Guatemala, Honduras (EVANS & POLASZEK, 1997); México, USA (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Bemisia tabaci*, *Crenidorsum* sp., *Parabemisia myricae* (EVANS & POLASZEK, 1997).

***Encarsia quaintancei* Howard, 1907**

Encarsia quaintancei Howard, 1907: 79. Holótipo: fêmea. USA: Washington, DC, Bladensburg Road, 29.viii.1900, T. Pergande, ex. *Aleyrodes* sp. em *Polygonum* sp. USNM.

Prospaltella perspicuipennis Girault (1910: 234). Léctotipo: fêmea. USA: Illinois, Centralia, 27.viii.1909, A. A. Girault. INHS; (POLASZEK et al., 1992: 387).

Encarsia perspicuipennis (Girault); (VIGGIANI, 1986: 71).

Filogenia – Grupo *Encarsia cubensis*

Coloração – Cabeça, mesoescuto e gaster marrom escuro, escutelo e lobo lateral do mesoescuto pálido (HOWARD, 1907).

Morfologia – Fêmea: Clava antenal com dois segmentos, F1 0.9x o comprimento de F2, e F2 0.8x a largura de F1; Macho: F1 e F2 alargado, F2 com estrutura sensorial circular; asa anterior hialina com setas ausentes abaixo da veia

estigmal; lobo médio do mesoescuto com 3-4 pares de setas; fórmula tarsal 5-4-5 (HOWARD, 1907).

Comentário – *Encarsia quaintancei* é similar à *Encarsia cubensis*, porém, distingue-se pela coloração do metasoma com manchas amarelas e pela antena com primeiro flagelômero a metade do comprimento do segundo em *E. cubensis*.

Distribuição – Brasil (EVANS & POLASZEK, 1998); Cuba (CASTINEIRAS, 1995); El Salvador, Guadeloupe, Jamaica, Porto Rico e Venezuela (POLASZEK et al., 1992a; EVANS & POLASZEK, 1998); USA (HOWARD, 1907; POLASZEK et al., 1992a)

Hospedeiro – *Aleurothrixus floccosus* (EVANS & POLASZEK, 1998; POLASZEK et al., 1992b); *Aleyrodes* sp. (GORDH, 1979; PECK, 1963); *Bemisia argentifolii* (POLASZEK et al., 1992b); *Bemisia tabaci* (ARGOV & RÖSSLER, 1988, CASTINEIRAS, 1995); *Trialeurodes abutiloneus* (EVANS & POLASZEK, 1998); *Trialeurodes packardi*, *Trialeurodes vaporariorum* (EVANS & POLASZEK, 1998; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

***Encarsia tabacivora* Viggiani, 1985**

Encarsia bemisiae De Santis, 1981: 37. Holótipo fêmea. Brasil: Campinas, São Paulo, ix.1979, Lourenção, ex. *Bemisia tabaci*. UNLP.

Encarsia tabacivora Viggiani, 1985c: 82

Encarsia pergandiella; sinonimizado por Polaszek et al., 1992: 387; porém não sinonimizado por Myartseva & Evans (2008: 174).

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Cabeça e mesosoma amarelo, pronoto, marrom-amarelado; gaster marrom com margens laterais e sétimo tergito pálido; antenas e pernas esbranquiçadas (VIGGIANI, 1985).

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos, F1-F2 sensilas longitudinais ausentes, lobo médio do mesoescuto com quatro pares de setas; sensilas escutelares separadas pela distância de 5x o diâmetro de uma sensila; asa anterior hialina, com ausência de setas abaixo da veia stigmal, 1-2 setas na célula basal; veia marginal com cinco setas ao longo da margem anterior; fórmula tarsal 5-5-5; esporão da tíbia mediana, pequeno 0.5x o comprimento

do basitarso; terceira válvula 0.7x o comprimento do segundo valvífero (VIGGIANI, 1985).

Comentário – Semelhante a *E. pergandiella* mas difere-se por apresentar um par de setas entre os cercos no sexto tergito do gáster; o ovipositor menor que a tíbia mediana e o quinto flagelômero ser 1.2x mais longo que o quarto segmento.

Distribuição – Brasil (DE SANTIS, 1981); Costa Rica; República Dominicana (EVANS & SERRA, 2002); Honduras; Jamaica; México; Porto Rico (MYARTSEVA & EVANS, 2008); USA (DE SANTIS, 1981).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Aleurodicus dispersus*; *Aleuroglandulus malangae*; *Aleurothrixus floccosus*; *Aleurotrachelus trachoides* (MYARTSEVA & EVANS, 2007); *Bemisia tabaci* (DE SANTIS, 1981; MYARTSEVA & EVANS, 2008); *Dialeurodes citri*; *D. kirkaldyi*; *Tetraleurodes acaciae*; *Trialeurodes abutiloneus*; *T. floridensis* (MYARTSEVA & EVANS, 2007).

***Encarsia trialeurodes* Myartseva & Evans, 2008**

Encarsia trialeurodis Myartseva & Evans (2008: 187). Holótipo: fêmea. México: Tamaulipas, Ciudad Victoria, 25.i - 16.ii.2006, S. Myartseva, ex. *Trialeurodes vaporariorum*; UCR.

Filogenia – Grupo *Encarsia parvella*

Coloração – Fêmea: corpo amarelo claro, clipeo castanho.

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos; sensilas lineares F3-F6, lobo médio com oito setas, sensilas escutelares separada pela distância de 2x ou mais o diâmetro de uma sensila, asa anterior com setas ausentes abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-5-5, macho desconhecido (MYARTSEVA, 2010).

Comentário – Primeiro relato no Brasil – Jaboticabal, SP. *Encarsia trialeurodis* é similar a *Encarsia gerlingi* de ocorrência Afrotropical e Oriental. Em *E. gerlingi* a cabeça e o corpo possuem manchas marrons veia marginal e submarginal com a base infuscada; quarto flagelômero aproximadamente 1.7x o comprimento do primeiro.

Material examinado – Três fêmeas Jaboticabal-SP, R. Pessoa; 27.v.2013, *T. vaporariorum* em *Euphorbia pulcherrima*.

Distribuição – México (MYARTSEVA, 2010), Brasil (R. PESSOA).

Hospedeiro – Aleyrodidae: *Trialeurodes vaporariorum* (MYARTSEVA, 2010).

***Encarsia variegata* Howard, 1908**

Encarsia variegata Howard (1908: 64). Holótipo: fêmea, USA: Florida, Orlando, 25.vi.1907, A.W. Morrill, ex. *Paraleyrodes* [= *Aleurodicus*] *perseae* em *Citrus* sp., tipo 11707 USNM. Macho desconhecido.

Trichoporus variegata (Howard, 1908); mudança de combinação, (Dozier, 1933).

Encarsia variegata Howard (VIGGIANI & MAZZONE, 1979: 45; VIGGIANI, 1986: 75).

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*.

Coloração – Cabeça, pronoto, mesoscutum marrom escuro, escutelo amarelo, metassoma amarelo com a margem lateral marrom.

Morfologia – Primeiro segmento do funículo metade do comprimento do segundo e sensila longitudinal ausente; sensilas escutelares distantes mais que 2x o seu diâmetro; asas anteriores com setas uniformes abaixo da veia stigmal; mesoescuto com 4-6 pares de setas; fórmula tarsal 5-4-5 (MYARTSEVA et al., 2007, SCHAUFF et al., VIGGIANI, 1986).

Material examinado – Seis fêmeas 10.iv.2014; Jaboticabal-SP; R. Pessoa; Aleyrodidae em *Duranta repens*.

Comentário – Primeiro relato no Brasil – Jaboticabal, SP.

Distribuição – Brasil (PESSOA, R. 2015), Bahamas (MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2008), Cuba (VIGGIANI, 1986; DE SANTIS, 1979; MYARTSEVA & EVANS, 2008); Honduras (MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2008), Haiti (DE SANTIS, 1979; SCHAUFF et al., 1996; EVANS & SERRA, 2002), Hawaii (ANONYMOUS, 1975), México (SCHAUFF et al., 1996; MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2008; MYARTSEVA & GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, 2008); Porto Rico (DE SANTIS, 1979; MYARTSEVA & EVANS, 2008; PECK, 1963; THOMPSON, 1953), USA (GORDH, 1979; HERTING, 1972; HOWARD, 1908; MYARTSEVA & EVANS, 2008; PECK, 1963; HOWARD, 1908; THOMPSON, 1953; VIGGIANI, 1986); Venezuela (MYARTSEVA, 2007; MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Hospedeiros – Aleyrodidae: *Aleurocanthus spiniferus* (MYARTSEVA, 2007), *Aleurocanthus woglumi* (MYARTSEVA & EVANS, 2008), *Aleurodicus* sp. (MYARTSEVA & EVANS, 2008), *Aleurodicus perseae* [= *Paraleyrodes perseae*] (VIGGIANI, 1986), *Aleuroplatus plumosus*, *Dialeurodes citri*, *Singhiella* [= *Dialeurodes*] *citrifolii* (MYARTSEVA & EVANS, 2008), *Paraleyrodes* sp. (EVANS & SERRA, 2002), *Paraleyrodes minei*, *Paraleyrodes naranjæ* (DE SANTIS, 1979; THOMPSON, 1953) *Paraleyrodes perseae* (GORDH, 1979; PECK, 1963), *Singhiella citrifolii*, *Trialeurodes floridensis* (MYARTSEVA, 2007, MYARTSEVA et al., 2007), *Trialeurodes packardi* (MYARTSEVA & EVANS, 2008); Coccidae: *Protopulvinaria pyriformis* (MYARTSEVA & EVANS, 2008); Diaspididae: macho hiperparasita *Lepidosaphes beckii*; *Lepidosaphes gloveri*; *Pseudaulacaspis cockerelli* (MYARTSEVA & EVANS, 2008). Em Diaprididae e Coccidae foram encontradas em Bahamas, Honduras e Venezuela (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

***Encarsia woolleyi* Myartseva & Evans, 2008**

Encarsia woolleyi Myartseva & Evans 2008: 203. Holótipo: fêmea. México: Guerrero, 6.6 miles SW Filo de Caballo, 12.vii.1985, J. Woolley, ex. Aleyrodidae em *Solanum* sp. USNM.

Filogenia – Grupo *Encarsia luteola*

Coloração – Fêmea coloração geral do corpo castanho-escuro

Morfologia – Clava antenal com dois segmentos; sensilas lineares em F3-F6; F1 menor que o pedicelo e F2; F2 menor que o F3; F3 e F4 semelhantes; lobo médio com sete pares de setas; sensilas escutelares separadas pela distância de 4x o diâmetro de uma sensila; asa anterior com setas uniformes abaixo da veia estigmal; fórmula tarsal 5-4-5, ovipositor alcança o quarto tergito; terceira válvula 0.4x o comprimento do ovipositor (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Material examinado – Jaboticabal-SP, 26.vii. 2010; R. Pessoa; Aleyrodidae em *Euphorbia heterophylla*.

Comentário – Primeiro relato no Brasil – Jaboticabal-SP. A fêmea de distingue-se de outras espécies do grupo luteola por possuir o corpo inteiro marrom com as margens laterais do do lobo médio claros; terceira válvula marrom

escura; asa anterior hialina e veia estigmal em forma de gancho virada para cima.

Distribuição – México (MYARTSEVA & EVANS, 2008).

Hospedeiro – Aleyrodidae.

Lista de museus depositários das espécies Tipo

AMU Aligarh Muslim University, Aligarh, India

BMNH British Museum of Natural History, London, UK

HAL Haliday Collection, Dublin, Ireland

IESP Istituto di Entomologia F. Silvestri, Portici, Italy

INHS Illinois Natural History Survey, Champaign, IL, USA

IZAS Institute of Zoology, Academia Sinica, Beijing, China

MNCN Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid, Spain

QMB Queensland Museum, Brisbane, Australia

UCR University of California, Riverside, CA, USA

UNLP Universidad Nacional de La Plata, Argentina

UNP Università degli Studi di Napoli, Portici, Italy

USNM United States National Museum of Natural History, Washington, DC, USA.

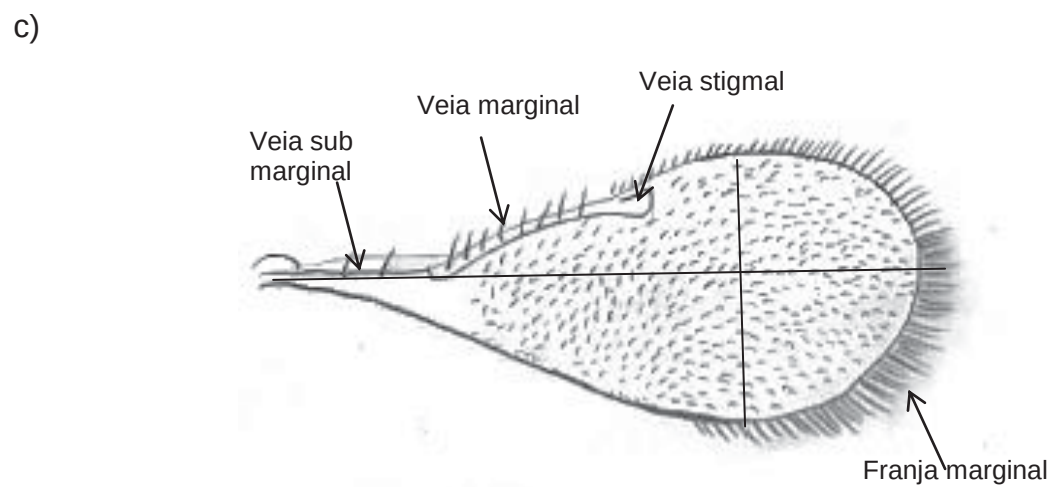
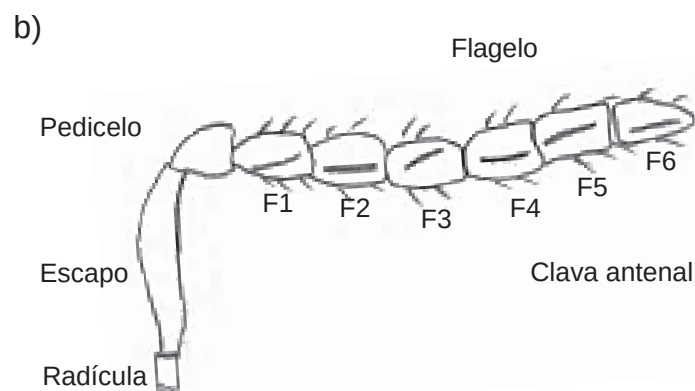
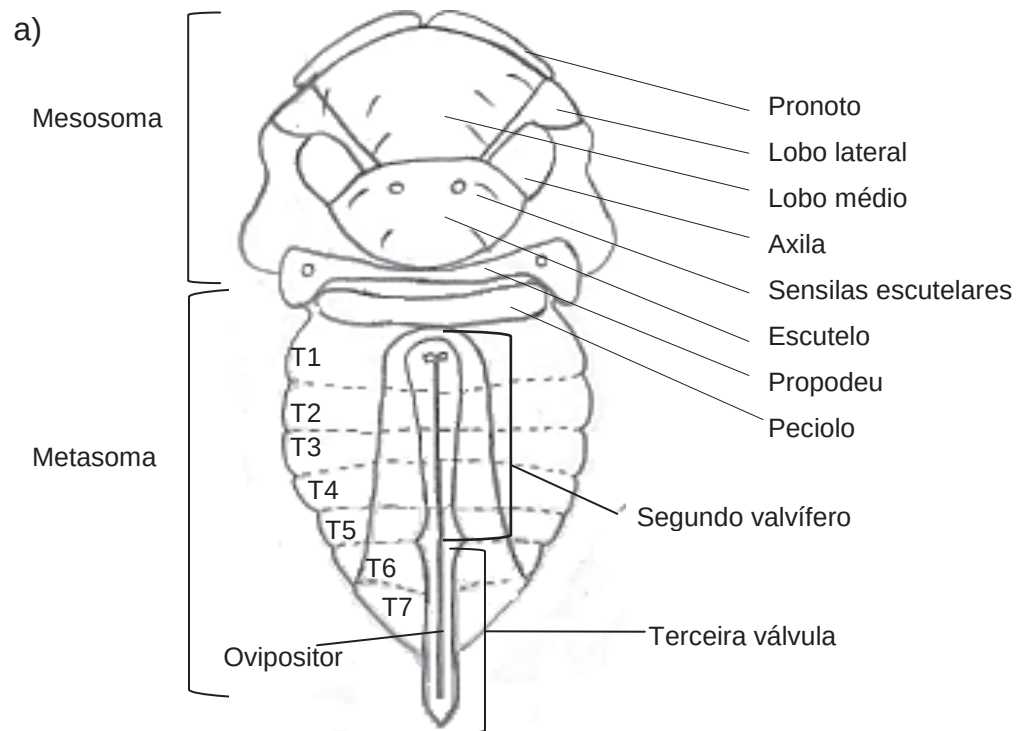


Figura 1. Morfologia Geral de *Encarsia*: a) Mesosoma e gáster, b) Antena, c) Asa

Anterior

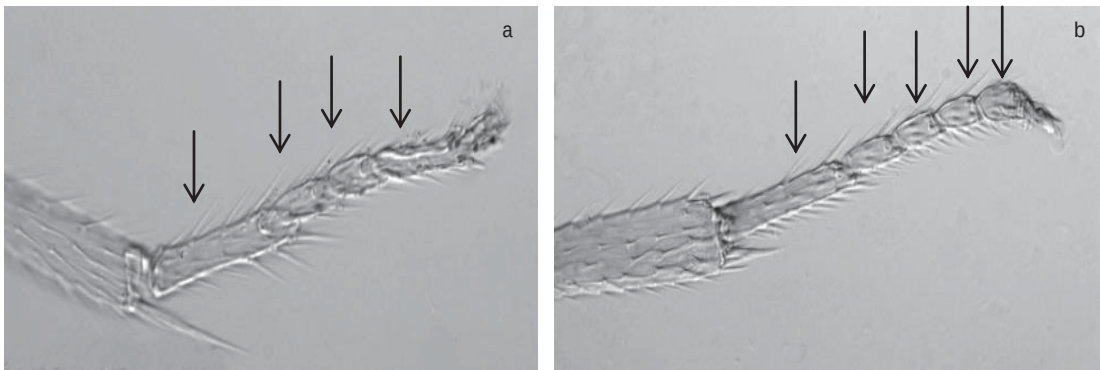


Figura 2. Características morfológicas dos tarsos da perna mediana: a) tarso com 4 segmentos; b) tarso 5 segmentos.

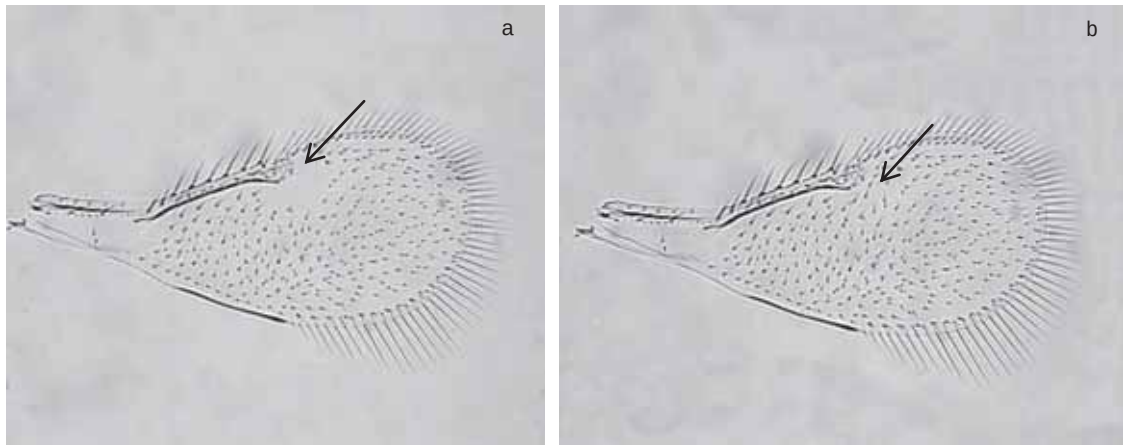


Figura 3. características morfológicas da asa anterior: a) setas ausentes abaixo da veia estigmal, b) setas uniformes abaixo da veia estigmal

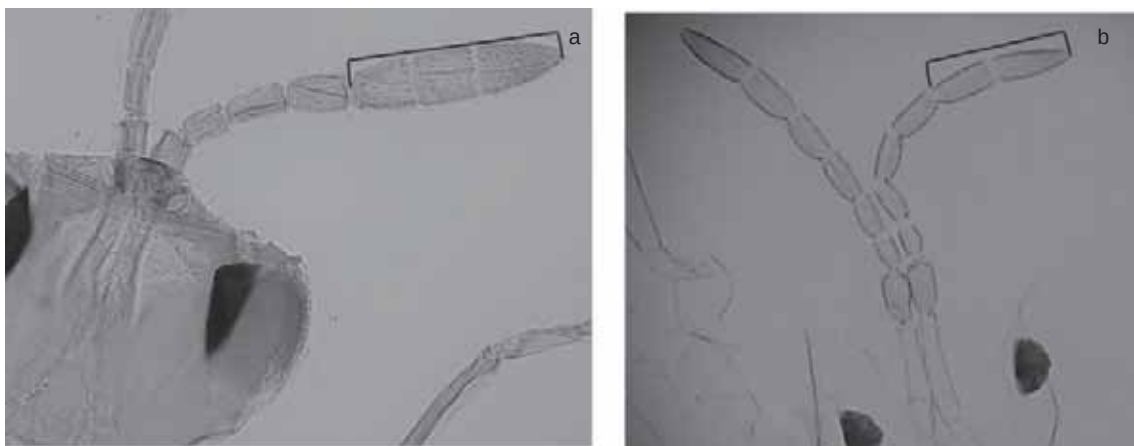


Figura 4. a) Antena com clava com três segmentos; b) Antena com dois segmentos

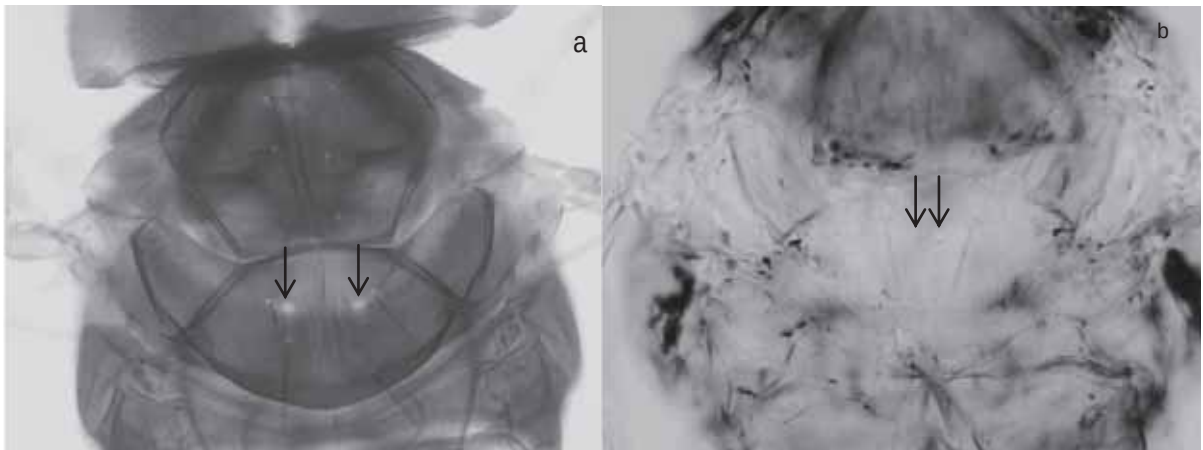


Figura 5. a) Sensilas escutelaes distantes; b) sensilas escutelaes próximas

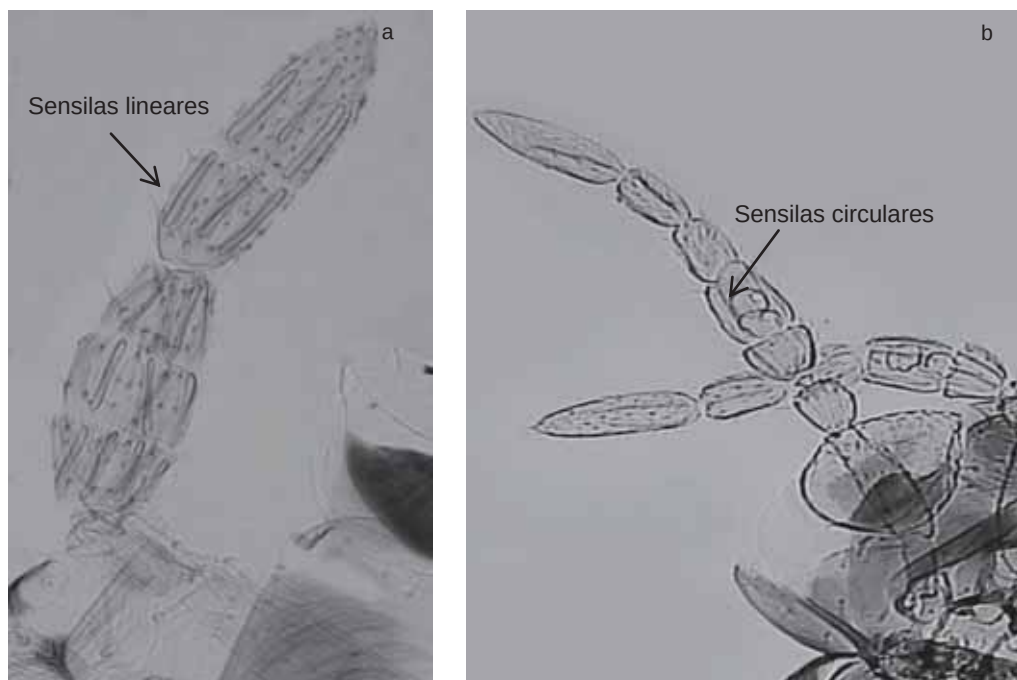


Figura 6. Antenas: a) macho de *E. lutea* com sensilas lineares; b) macho de *E. nigricephala* com sensilas circulares.

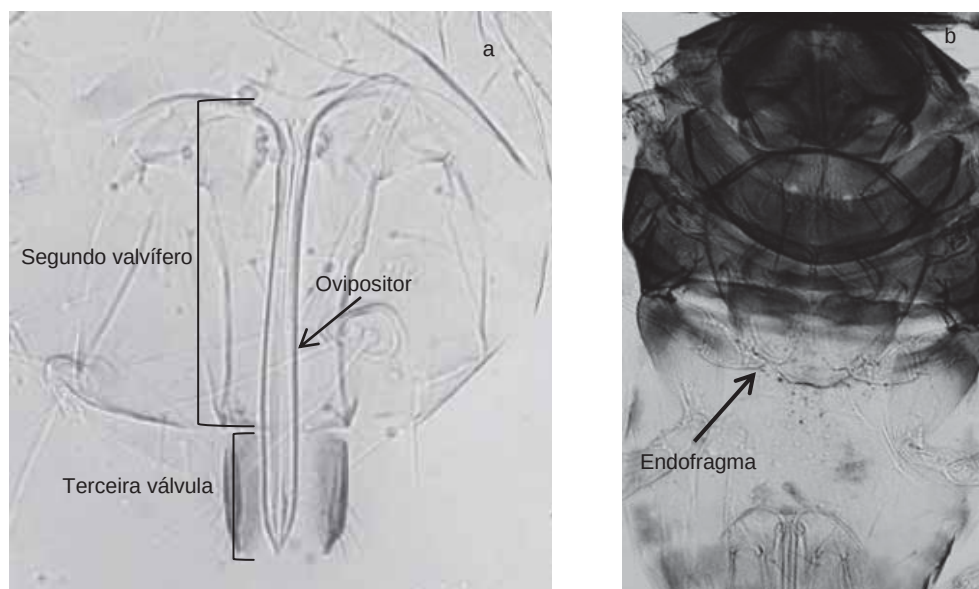


Figura 7. a) características do aparelho reprodutor da fêmea; b) endofragma.

Lista das espécies de *Encarsia* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae) relatadas para o Brasil.

Encarsia albiscutellum (Girault, 1913) nr **
Encarsia aleurodici (Girault, 1916)
Encarsia aleurothrix Evans & Polaszek, 1998
Encarsia americana (DeBach & Rose, 1981)
Encarsia basicincta Gahan, 1927
Encarsia berlesei (Howard, 1906)
Encarsia citrina (Craw, 1891)
Encarsia cubensis Gahan, 1931
Encarsia desantisi (Viggiani, 1985)
Encarsia diaspidicola (Silvestri, 1909)
Encarsia dispersa Polaszek, 2004
Encarsia elongata (Dozier, 1937) nr**
Encarsia formosa Gahan, 1924
Encarsia hispida De Santis, 1948
Encarsia inaron (Walker, 1839)
Encarsia lanceolata Evans & Polaszek, 1997
Encarsia lounsburyi (Berlese & Paoli, 1916)
Encarsia lutea (Masi, 1909)
Encarsia luteola Howard, 1895
Encarsia lycopersici De Santis, 1957
Encarsia mineoi Viggiani, 1982 nr**
Encarsia nigricephala Dozier, 1937

Encarsia pergandiella Howard, 1907
Encarsia perplexa Huang & Polaszek, 1998
Encarsia plaumanni Viggiani, 1987
Encarsia polaszeki Evans, 1997
Encarsia porteri (Mercet, 1928)
Encarsia protransvena Viggiani, 1985
Encarsia pseudocitrella Evans & Polaszek, 1997
Encarsia quaintancei Howard, 1907
Encarsia tabacivora Viggiani, 1985
Encarsia trialeurodes Myartseva, 2007nr*
Encarsia variegata Howard, 1908 nr*
Encarsia woolleyi Myartseva & Evans, 2007 nr*

* Primeiro relato no Brasil

** Primeiro relato na região Neotropical

Tabela 1. Espécies de *Encarsia* que parasitam ninfas de Aleyrodidae no Brasil.

<i>Encarsia</i> spp.	<i>B. tabaci</i>	<i>T. vaporariorum</i>	<i>A. floccosus</i>	Aleyrodidae spp.
<i>albiscutellum</i>	-	-	-	X
<i>aleurodici</i>	-	-	-	X
<i>aleurothrix</i>	X		X	X
<i>americana</i>	-	-	X	X
<i>basicincta</i>	-	X	X	-
<i>brasiliensis</i>	-	-	X	-
<i>cubensis</i>	-	-	X	-
<i>desantisi</i>	X	X	-	-
<i>dispersa</i>	-	-	X	X
<i>formosa</i>	X	X	X	X
<i>hispida</i>	X	X	X	X
<i>inaron</i>	X	X	X	X
<i>lanceolata</i>	X	-	-	X
<i>lutea</i>	X	X	-	X
<i>luteola</i>	X	X	-	X
<i>lycopersici</i>	-	X	-	-
<i>mineoi</i>	X	X	-	-
<i>nigricephala</i>	X	X	X	X
<i>pergandiella</i>	X	X	X	X
<i>plaumani</i>	-	-	-	X
<i>perplexa</i>	-	X	X	X
<i>polaszek</i>	X	-	-	-
<i>porteri</i>	X	X	X	X
<i>protransvena</i>	X	X	X	X
<i>pseudocitrella</i>	X	-	-	X
<i>quantancei</i>	X	X	X	X
<i>tabacivora</i>	X		X	X
<i>trialeurodes</i>	-	X	-	-
<i>variegata</i>	-	-	-	X
<i>wooleyi</i>	X	-	-	-
Total	30	18	16	20

REFERÊNCIAS

- ABD-RABOU, S. A revision of the parasitoids of whiteflies from Egypt. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica**, Budapest, v.33, n.1-2, p. 202, 1998.
- ABD-RABOU, S. Parasitoids of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hom. Aleyrodidae) in Egypt. **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri'**, Portici, v.54, p.11-16, 1998a.
- ABD-RABOU, S. Revision of Aphelinidae (Hymenoptera) from Egypt. **Second International Conference of Plant Protection Research Institute**, Dokki, v.1, p.285, 2002.
- ABD-RABOU, S.; GHAHARI, H. A revision of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) species from Iran. **Egyptian Journal of Agricultural Research**, Giza, v.82, 2, p.672, 2004.
- ABD-RABOU, S.; GHAHARI, H. Two new species of the genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) from Iran. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica**, Budapest, v.42, n.1, p. 161-167, 2007.
- ALAM, S. M. The taxonomy of some British aphelinid parasites (Hymenoptera) of scale insects (Coccoidea). **The Transactions of the Royal Entomological Society of London**, London, v.108, p.360–362, 1956.
- ARGOV, Y.; RÖSSLER, Y. Introduction of beneficial insects into Israel for the control of insect pests. **Phytoparasitica**, Rewhovot, v.16, p.311-312, 1988.
- AZIME, M. N.; SHAFEE, S. A. Indian species of the genus *Trichaporus* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae). **The Journal of the Bombay Natural History Society**, Bombai, v.76, n.2, p.335-338, 1980.
- BABCOCK, C.S.; HERATY, J.M.; BARRO, P.J. DE, DRIVER, F.; SCHMIDT, S. Preliminary phylogeny of *Encarsia* Förster (Hymenoptera: Aphelinidae) based on morphology and 28S r DNA. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, Orlando, v.18: p. 306-323, 2001.

BERLESE, A.; PAOLI, G. Un endofago esotico efficace contro il *Chrysomphalus dictyosperni* morg. **Redia**, Firenze, v.11, p. 305-307, 1916.

BERLESE, A. Aspidiotiphagus How. e *Prospaltella* Ashm. **Redia**, Firenze, v.12, p.1–13, 1917.

BLANCHARD, E. E. Informaciones tecnicas. **Boletin Informativo de la Direccion de Sanidad Vegetal**, Montivideo, v.1, p. 25-32, 1937.

BRÈTHES, J. Les ennemis de la *Diaspis pentagona* dans la Republique Argentina. **Nunquam Otiosus**, Buenos Aires, v.1, p. 1-16, 1914.

BRÈTHES, J. Hymenoptères parasites de l'Amérique meridionale. **Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires**, Buenos Aires, v. 27, p. 401-430, 1916.

CARVALHO, M. B.; DE, FREITAS, A. DE O.; ARRUDA, G. P. DE Some observations on *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Homoptera, Aleyrodidae), the cashew 'whitefly' in the State of Pernambuco. **Boletim Técnico do Instituto de Pesquisas Agronômicas**, Recife , v.18, p.1–20, 1971.

CASTINEIRAS, A. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Cuba. **Florida Entomologist**, Gainesville, v.78, n.3, p.538-540, 1995.

CHOU, K. C; SU, Y. S.; CHOU, L. Y.; KO, C. C. New records of Aphelinidae (Hymenoptera) from Taiwan. **Journal of Agricultural Research of China**, Jaipéh, v. 45, n.2, p.195-202, 1996.

COMPERE, H. A revision of the species of *Coccophagus* a genus of hymenopterous coccid-inhabiting parasites. **Proceedings of the United States National Museum**. Whashington, v.78, p.1-132, 1931.

COMPERE H. Notes on the classification of the Aphelinidae with descriptions of new species. **University of California, Publications in Entomology**, Berkeley, v. 6, p.277–322, 1936.

Cooperative **Economic Insect Report**, Whashington, v.25, n. 1-5, p.3-12,1975.

CRAW, A. Internal parasites discovered in the San Gabriel Valley: recommendations and notes. Destructive Insects. **Bulletin of the California State Board of Horticulture. Division of Entomology**, Sacramentos, v.57, p. 25, 28, 1891.

DAHMS, E. C. A checklist of the types of Australian Hymenoptera described by Alexandre Arsene Girault: II. Preamble and Chalcidoidea species A–E and with advisory notes. **Memoirs of the Queensland Museum**, Brisbane, v.21, p.1 - 25, 1983.

DAHMS, E.C. A checklist of the types of Australian Hymenoptera described by Alexandre Arsene Girault: IV. Chalcidoidea species N–Z and genera with advisory notes plus addenda and corrigenda. **Memoirs of the Queensland Museum**, Bridbane, v.22, p.319–739, 1986.

DE BACH, P.; ROSE, M. A new genus and species of Aphelinidae with some synonymies, a rediagnosis of *Aspidiotiphagus* and a key to pentamerous and heteromerous Prospaltellinae (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v.83, n.4, p.658-679, 1981.

DE SANTIS, L. Adiciones a la fauna Argentina de Afelinidos (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Notas del Museo de La Plata**, La Plata, v.13, n.101, p. 43-48, 1948.

DE SANTIS, L. Estudio monografico de los Afelinidos de La República Argentina (Hymenoptera, Chalcidoidea). **Revista del Museo de La Plata - Zoologia**, La Plata, n. 5, p. 23-280, 1948.

DE SANTIS, L. Adiciones a La Fauna de Afelínidos. III (Hymenoptera: Chalcidoidea). Ministerio de Educación de la Nación, Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo. **Notas del Museo de La Plata**, La Plata, v. 9, n. 172, p. 103-106. 1957.

DE SANTIS, L. Catalogo de los himenopteros calcidoideos de America al Sur de los Estados Unidos. **Investigaciones Cientificas Provincia de Buenos Airies**, Buenos Aires, 1979, 488 pp.

DE SANTIS, L. Sobre dos especies de *Encarsia* (Hymenoptera, Aphelinidae) del Brasil parasitoides de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, n. 25, p.37-39, 1981.

DOZIER, H. L. Two undescribed chalcid parasites of the woolly whitefly, *Aleurothrixus floccosus* (Maskell), from Haiti. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, n. 34, p. 118- 122, 1932.

DOZIER, H. L. Miscellaneous notes and descriptions of chalcidoid parasite (Hymenoptera). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v.35, n.6, p.85-100,1933.

DOZIER, H.L. Descriptions of miscellaneous chalcidoid parasites from Puerto Rico. **The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, Rio Piedras, v. 21, p.121-135, 1937.

EVANS, G. A.; POLASZEK, A.; BENNETT, F. D. The taxonomy of the *Encarsia flavoscutellum* species-group (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitoids of Hormaphididae (Homoptera: Aphidoidea). **Oriental insects**, New Delhi, v.29, p.33-45, 1995.

EVANS, G. A.; CASTILLO, J. A. Parasites of *Aleurotrachelus socialis* (Homoptera: Aleyrodidae) from Colombia including descriptions of two new species (Hymenoptera: Aphelinidae: Platygasteridae). **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 81, n.2, p. 171-178, 1998a.

EVANS, G. A.; POLASZEK, A. The *Encarsia cubensis* species-group Hymenoptera: Aphelinidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v.100, n.2, p.222-233, 1998b.

EVANS, G. A.; SERRA, C. A. Parasitoids associated with whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) in Hispaniola and descriptions of two new species of *Encarsia* Förster (Hymenoptera: Aphelinidae). **Journal of Hymenoptera Research**, Washington, v. 11, n.2, p. 209, 2002.

FERRIERE, C. H. Hymenoptera Aphelinidae d'Europe et du Bassin Mediterranéen. **Faune de l'Europe et du Bassin Mediterranéen**, Paris,1965. 206 pp.

FLANDERS, S. E. Culture of entomophagous insects, **Proceedings of the seventh Pacific Science Congress**, Auckland, v.4, p.259–277, 1953.

GAHAN, A. B. Some new parasitic Hymenoptera with notes on several described forms. **Proceedings of the United States National Museum**, Washington, v.65, p.1-23, 1924.

GAHAN, A.B. A new species of *Encarsia* from Cuba (Hymenoptera: Aphelininae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v.33, p.121, 1931.

GERLING, D.; RIVNAY, T. A new species of *Encarsia* (Hym.: Aphelinidae) parasitizing *Bemisia tabaci* (Hom.: Aleyrodidae). **Entomophaga**, Paris, v.29, n.4, p.439-444, 1984,

GHAHARI, H.; HUANG, J.; ABD-RABOU, S. A contribution to the *Encarsia* and *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae) species from the Arasbaran biosphere reserve and Vicinity, Northwestern Iran. **Archives Biological Sciences**, Belgrade, v. 63, n. 3, p. 867-878 2011.

GIORGINI, M.; VIGGIANI, G. Influenza di trattamenti termici su individui di una popolazione uniparentale de *Encarsia meritoria* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri"**, Napoli, v. 51, p. 113-126, 1996.

GIRAULT, A. A. Australian Hymenoptera Chalcidoidea - IV. The family Eulophidae with descriptions of new genera and species. **Memoirs of the Queensland Museum**, Brisbane, v.2, p.140-296, 1913.

GIRAULT, A. A. Australian Hymenoptera Chalcidoidea - VII. The family Encyrtidae with descriptions of new genera and species. **Memoirs of the Queensland Museum**, Brisbane, v.4, p.1-184, 1915.

GIRAULT, A. A. Descriptiones hymenopterum chalcidoidicorum variorum cum observationibus. II. **Entomological News**, Philadelphia, v. 27, p.401-405, 1916.

GIRAULT, A. A. New syrphoid, cynipoid and chalcidoid hymenoptera. **Proceedings U.S. National Museum**, Washington, v.58, p.177-216,1920.

GIRAULT, A. A. **Some insecta and new all highness (notes compiled in fear and sorrow)**. Brisbane, 1928. p.3.

GIRAULT, A. A. Microhymenoptera Australiensis nova, mostly Chalcididae. In: Gordh et al. (1979). **Memoirs of the American Entomological Institute**, v.28, p.315-318, 1935.

GRAHAM, M. V. R. The British species of *Aphelinus* with notes and descriptions of other European Aphelinidae (Hymenotpera). **Systematic Entomology**, Oxford, n. 1, p. 123-146, 1976.

GRILLE, G.; LORENZO, M. E.; BURLA, J. P.; FRANCO, J.; BASSO, C. Parasitoid niches OF *Encarsia formosa* and *Encarsia lycopersici* (Hymenoptera: Aphelinidae) exploiting *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae); **The Florida Entomologist**, Gainesville, v.95, n.4, p.1024-1030, 2012.

GRISSELL, E. E. **The Prospaltella of Florida**. Gainesville: Florida Department of Agriculture and Consumer Services Entomological, 1979, p.1-4, **(Circular No. 203)**.

GONZALEZ, J. E. Z.; MORENO, R. V.; RODRIGUEZ, M.D.R.; RODRIGUEZ M.P.R.; MIRASOL, E. C.; LASTRES, J. GARCIA-TESTON; MANZANARES, C. R., Development of parasitism of *Bemisia tabaci* (Gen.) and *Trialeurodes vaporariorum* (West.) (Homoptera: Aleyrodidae) in greenhouses in Almeria. **Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas**, Madrid, v.22, n.2, p.373-389, 1996.

GORDH, G. Family Encyrtidae. Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico 1:906. Washington, D.C., 1979.

HAYAT, M. A revision of the species of *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae) from India and the adjacent countries. **Oriental Insects**, New Delhi, v. 23, p. 1-131, 1989.

HAYAT, M. Aphelinidae of India (Hymenoptera: Chalcidoidea): A taxonomic revision. **Memoirs on Entomology, International**, Gainesville, v.13, p.416, 1998.

HAYAT, M. Additions to the Indian Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) - III: the genus *Encarsia* Forster. **Oriental Insects**, New Delhi, v. 45, n. 2-3, p.202-274, 2012.

HEMPEL, A. Notas sobre dois inimigos da laranjeira. **Boletim da Agricultura**, São Paulo, v. 5, n.1, p. 10-21, 1904.

HEINZ, K. M.; PARRELLA, M. P. Poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Koltz.) cultivar-mediated differences in performance of five natural enemies of *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring, n. sp. (Homoptera: Aleyrodidae). **Biological Control**, Orlando, v.4, n.4, p.305-318,1994.

HERATY, J.; WOOLLEY, J.; POLASZECK, A Catalog of the *Encarsia* of the world. 2007. 87p. Disponível em: <http://cache.ucr.edu/~heraty/Encarsia.cat.pdf>; Acesso em 27/out./2014.

HERNANDEZ-SUAREZ, E., CARNERO, A.; AGUIAR, A.; PRINSLOO, G.; LASALLE J.; POLASZEK, A. Parasitoids of whiteflies (Hymenoptera: Aphelinidae; Hemiptera: Aleyrodidae) from Macaronesian archipelagos of the Canary Islands, Madeira and the Azores. **Systematics and Biodiversity**, London, .v.1, n.1, p.55-108, 2003.

HERTING B. **Homoptera**: a catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods. Section A, host or prey/enemy. Slough: Commonwealth Agricultural Bureau, 1972. v. 2, p.1-210.

HOELMER, K.; GOOLSBY, J. Release, establishment and monitoring of *Bemisia tabaci* natural enemies in the United States. IN: **INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON BIOLOGICAL CONTROL OF ARTHROPODS 1º, 2002, Honolulu. Proceedings of the 1st International Symposium on Biological Control of Arthropods**, Washington: Department of Agriculture, Forest Service, USA. 2002. P.63

HOWARD, L.O. The hymenopterous parasites of the California red scale. **Insect Life**, Chicago, v.6, p. 227-236, 1894.

HOWARD, L. O. A key to the species of *Prospaltella*, with table of hosts, and descriptions of four new species. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v.1, p. 281-284, 1908.

HUANG J. **Systematic studies on Aphelinidae of China (Hymenoptera: Chalcidoidea)**. Chongqing: Chongqing Publishing House. 1994. 348 p.

HUANG, J.; A. POLASZEK. A revision of the Chinese species of *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae): parasitoids of whiteflies, scale insects and aphids (Hemiptera). **Journal of Natural History**, London, v.32, p.1825-1966. 1998.

HULDEN, L. The whiteflies (Homoptera, Aleyrodidae) and their parasites in Finland. **Notulae Entomologicae**, Helsinki, v.66, p. 1-40, 1986.

HUNTER, M. S.; ROSE, M.; POLASZEK, A. Divergent host relationships of males and females in the parasitoid *Encarsia porteri* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, 89:667–675, 1996.

JASNOSH, V. A. Species of the genus *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae) - parasites of aleyrodids in the USSR. **Proceedings of the Zoological Institute**, Leningrad, v. 191, p.109-121, 1989.

LUO, Z.Y.; ZHANG, W.N.; GAN, G.P. Population dynamics of tobacco whitefly in cotton fields and the influence of insecticide application. **Acta Entomologica Sinica**, Washington, v.32, n.3, p.293-299, 1989.

MASI, L. Contribuzioni alla conoscenza dei Chalcidid Italiani (parte 3a). **Bollettino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria**, Portici, v.4, p.3-37, 1909. 29 figuras.

MASI, L. Contribuzioni alla conoscenza dei Chalcidid italiani (parte 3a). **Bollettino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria**, Portici, v.4, p.1-37, 1910.

MERCET, R. G. Los enemigos de los parasitos de las planas. Los Afelinidos. **Trabajos de Museo de Ciencias Naturales**, Madri, v.10, p. 1-306, 1912.

MERCET, R. G. Afelinidos de Chile. **Revista Chilena de Historia Natural**. Santiago, v.31, p.129-131, 1927.

MERCET, R. G. Los aphelinidos de Espana. **Revista de Biologia Forestal y Limnologia**. Madri, v.2, n.2, p.29-106, 1930.

MERCET, R. G. Afelinidos palearcticos (Hym. Chalc.) 4, nota. **EOS**. Washington, v.6, p.191-199, 1930.

MERCET, R. G. Afelinidos palearcticos (Hym. Chalc.) 7a nota. **Boletin de la Real Sociedad Espanola de Historia Natural**, Madri, v.31, p.559-566, 1931.

MONTI, M. M.; NAPPO, A. G.; GIORGINI, M. Molecular characterization of closely related species in the parasitic genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) based on the mitochondrial cytochrome oxidase subunit I gene. **Bulletin of Entomological Research**, Wallingford, v.95, n.5, p.401-408, 2005.

MYARTSEVA, S. N.; YASNOSH, V. A. Parasites of Greenhouse and Cotton Whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) in Central Asia. **Entomological Review**. Moscow, v.73, n.6, p.1-10, 1994.

MYARTSEVA, S. N. A new species of parasitoid wasp of genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) from Tamaulipas, México. **Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)**, México, n. 082, p. 13-18, 2001.

MYARTSEVA, S. N. Species of genus *Encarsia* Forster (Hymenoptera: Aphelinidae) - parasitoids of whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) associated with *Psidium guajava* L. in Mexico, with key and description of new species. **Biosystematica**, Calicut, v.1, n.1, p. 7-19, 2007.

MYARTSEVA, S. N.; EVANS, G. A. **A vispas parasíticas de plagas y otros insectos – Genus *Ecarsia* Förster of Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae) A revision, key and descripton of new species.** Ciudad Victoria, Universidad Autónoma de Tamaulipas UAM Agronomía y Ciencias, 2008.

MYARTSEVA, S. N.; RUÍZ-CANCINO, R.; CORONADO-BLANCO, J.M. A review of parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of *Trialeurodes floridensis* (Hemiptera: Aleyrodidae) with description of a new species from Mexico. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v.90, n.4, p.640, 2007.

MYARTSEVA, S. N.; EVANS, G. A.; CORONADO-BLANCO, J. M. The *Encarsia noyesi* species-group (Hymenoptera, Chalcidoidea, Aphelinidae) in the Neotropical Region, with a key and description of the male of *E. andrewi* from Mexico. **Journal of Hymenoptera Research**, Washington, v.39, p.33–46, 2014 doi: 10.3897/JHR.39.7307.

NIKOL'SKAYA, M. N, YASNOSH, V. A. A felinidy *Europeiskoi chasti* SSSR i Kaukaza (Chalcidoidea. Aphelinidae) [Aphelinids of the European part of the USSR and the Caucasus]. **Opredeliteli po Faune SSSR**, Seningrad, v.91, p.1–296, 1966.

NOYES J. S. Universal Chalcidoidea Database [on line]. Worldwide Web electronic publication, Disponivel em:
<<http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/index.html>> Acesso: março/ 2015.

OLIVEIRA, M. R. V.; AMANCIO, E.; LAUMANN, R. A.; GOMES, L. O. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasilia, DF. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.32, p.151-154, 2003.

PAOLI G. Revisione del genere *Aspidiotiphagus* How. **Bollettino della Societa Entomologica Italiana**, Genova, v.58, p.97–105, 1926.

PECK, O. A Catalogue of the Nearctic Chalcidoidea (Insecta; Hymenoptera). **Canadian Entomologist Supplement**, Ohawa, v. 30, p.287, 1963.

PERALTA-GAMAS, M.; MYARTSEVA, S. N.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, A.; VILLANUEVA-JIMÉNEZ, J.A.; SÁNCHEZ-SOTO, S.; ORTIZ-GARCÍA, C. F. Parasitic wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Aleyrodidae and Diaspididae (Hemiptera: Sternorrhyncha) in orange (*Citrus sinensis* L.) orchards of the Chontalpa region, Tabasco, Mexico. **Acta Zoologica Mexicana** Nueva Serie, México, v.26, n.1, p.230, 2010.

PESSOA, R.; BUSOLI, A. C. Tecnicas de montaje de *Encarsi* spp. Forster 1878 em portaobjetos de microscópio. IN: **CONGRESO NACIONAL DE ENTOMOLOGIA**, 34., 2012, Santiago, Anales.

POINAR, G. O. JR. Studies on nutgrass insects in southern California and their effectiveness as biological control agents. **Journal of Economic Entomology**. Lanham, v.57, n.3, p.379-383, 1964.

POLASZEK, A.; ABD-RABOU, S.; HUANG, J. The Egyptian species of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) a preliminary review. **Zoologische Medelingen**, Leiden, v.73, p.131-163, 1999.

POLASZEK, A.; EVANS, G. A.; BENNETT, F. D. *Encarsia* parasitoids of *Bemisia tabaci* (Hymenoptera: Aphelinidae, Homoptera: Aleyrodidae): a preliminary guide to identification. **Bulletin of Entomological Research**. Wallingford, v.82, p.375-392, 1992.

POLASZEK, A.; HAYAT, M. A revision of the genera *Dirphys* Howard and *Encarsiella* Hayat (Hymenoptera: Aphelinidae). **Systematic Entomology**, Oxford, v.17, p. 181–197, 1992. doi: 10.1111/j.1365-3113.1992.tb00329.x

POLASZEK, A.; MANZARI, S.; QUICKE, D. Morphological and molecular taxonomic analysis of the *Encarsia meritoria* species-complex (Hymenoptera, Aphelinidae), parasitoids of whiteflies (Hemiptera, Aleyrodidae) of economic importance. **Zoologica Scripta**, Oxford, v.33, p. 403-421, 2004.

REN, H. Chalcidoid parasites and their host associations in Guangdong, China (parasitic Hymenoptera). IN: GUPTA V.K. (Ed.) **Advances in parasitic Hymenoptera research**, Leiden: Brill, 1988. p. 395–398.

RILEY, C. V., HOWARD, L. O. Mr. Craw on the destructive insects of California. **Insect Life**, Chicago, v .4, p.167-168, 1891.

RIVNAY, T.; GERLING, D. Aphelinidae parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) in Israel, with description of three new species. **Entomophaga**, Dordrecht, v.32, p.463-475, 1987.

RYCKEWAERT, P.; ALAUZET, C. The natural enemies of *Bemisia argentifolii* in Martinique. **BioControl**, Dordrecht, v.47, n.1, P.115-126, 2002.

ROLTSCH, W. J.; PICKETT, C. H. Developing habitat to support silverleaf whitefly natural enemies in California desert agriculture. IN: California CONFERENCE ON BIOLOGICAL CONTROL 4^o, 2004, Berkeley. p.48-49.

SANDS, D. P. A.; BROE, R.; LIEBREGTS, W. J. M. M. Identity of *Encarsia* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae) introduced into Western Samoa for biological control of *Pseudaulacapis pentagona* (Targioni-Tozzetti) (Hemiptera: Diaspididae). **Proceedings Entomological Society Washington**, Washington, v.92, n.1, p. 135-138, 1990.

SCHAUFF, M. S.; EVANS, G. A.; HERATY, J. M. A Pictorial Guide to the species of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitic on whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Proceedings Entomological Society Washington**, Washington, v.98, n.1, p.1-35, 1996.

SCHMIDT, S.; NAUMANN, I. D.; BARRO, P. J. *Encarsia* species (Hymenoptera: Aphelinidae) of Australia and the Pacific Islands attacking *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) - a pictorial key and descriptions of four new species. **Bulletin of Entomological Research**, Wallingford, v.91, p.369-387, 2001.

SCHMIDT, S.; POLASZEK, A. The Australian species of *Encarsia* Foerster (Hymenoptera, Chalcidoidea: Aphelinidae), parasitoids of whiteflies (Hemiptera, Sternorrhyncha, Aleyrodidae) and armoured scale insects (Hemiptera, Coccoidea: Diaspididae), **Journal of Natural History**, London, v. 41 n.33-36: p. 2099-2265, 2007.

SHAFEE, S. A.; BELA, D. A new species of *Encarsia* (Hym: Aphelinidae) from Budapest, Hungary. **Indian Journal of Systematic Entomology**, v.1, p.29-30, 1984.

SILVESTRI, F. Notizie e descrizione preliminare di insetti parassiti della *Diaspis pentagona*. **Zoologia Agraria**, Parma, note II-III, p. 263-264, 1909.

SILVESTRI F. Preliminary report on the citrus scale insects of China. **INTERNATIONAL CONGRESS OF ENTOMOLOGY**, Ithaca, p.897–904, 1929.

SILVESTRI, F. Contribuzione alla conoscenza delle specie orientali del genere *Prospaltella* (Hym. Chalcididae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri"**, Napoli, v.25, p.49-68, 1930.

THOMPSON, W. R. A catalogue of the parasites and predators of insect pests. Section 2. **Host parasite catalogue**. Part 2: 1953. 190 p.

TORRES, L.C.; LOURENÇÃO, A.L.; COSTA, V.A.; SOUZA, B.; COSTA, M.B.; TANQUE, R.L. Records of natural enemies of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.43, p.189-191, 2014. <http://dx.doi.org/10.1007/s13744-013-0188-3>

VIGGIANI, G. & MAZZONE, P. Contributi alla conoscenza morfobiologica delle specie del complesso *Encarsia* Foerster – *Prospaltella* Ashmead (Hymenoptera, Aphelinidae). 1. Un commento sull'attuale stato, con proposte sinonimiche e descrizione di *Encarsia silvestrii* n. sp. parásita di *Bemisia citricola* Gom.Men. (Homoptera, Aleyrodidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri"**, Napoli, v.36, p. 42-50, 1979.

VIGGIANI, G. Notes on a few Aphelinidae, with descriptions of five new species of *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri'**. Napoli, v.42, p.81-94, 1985a.

VIGGIANI, G. Additional notes and illustrations on same species of aphelinids described by A. A. Girault and A. P. Dold in the genera *Coccophagus* Westw., Foerst. and *Prospaltella* Ashm. (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri'**. Napoli, v.42, p.233-235, 1985b.

VIGGIANI, G. Notes on some species of *Coccophagus* Westwood, *Coccophagoides* Girault, *Encarsia* Foerster and *Encarsiella* Hayat (Hymenoptera: Aphelinidae), mainly from the Nearctic and Neotropical regions. **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri'**, Napoli, v.43, p. 59-78, 1986.

VIGGIANI, G. La specie italiane del genere *Encarsia* Foerster (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria 'Filippo Silvestri'**, Napoli, v. 44, p. 121-179, 1987.

VIGGIANI, G., CARVER, M. *Cales orchamoplata* sp.n. (Hymenoptera: Aphelinidae) from Australia. **Journal of the Australian Entomological Society**, Brisbane, v. 27, p.43-45, 1988.

VIGGIANI, G. Notes on some Nearctic and Neotropical *Encarsia* Förster (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri" di Portici**, Napoli, v.46, p. 207-213, 1989.

VIGGIANI, G. New species and host records of African aphelinids (Researches on Hymenoptera Chalcidoidea LXX). **Journal of the Entomological Society of Southern Africa**, Pretoria, v.45, p.27-29, 1982.

VIGGIANI, G.; MAZZONE, P. *Amitus* Hald. (Hym. Platygasteridae) of Italy, with descriptions of three new species. **Bollettino del R. Laboratorio di Entomologia Agraria di Entomologia Agraria "Fellipo Silvestre"**, Napoli, v.39. p.55-69, 1982b.

VIGGIANE, G. Descriptive notes on the males of *Encarsia nigricephala* Dozier and *Encarsia porteri* (Mercet) (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Fellipo Silvestre"**, Napoli, v. 51; p. 101-106, 1996.

VIGGIANI, G.; REN, H. New species and records of Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) from China. **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri"**, Napoli, v.48, p.219–239, 1993.

VISCARRET, M. M.; BOTTO, E.N.; POLASZEK, A. Whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of economic importance and their natural enemies (Hymenoptera: Aphelinidae, Signiphoridae) in Argentina. **Revista Chilena de Entomología**, Santiago, v.26, p.5-11, 2000.

WALKER, F. **Monographia Chalciditum**, I. Hyppolitus Bailliere, London. 333 pp, 1939.

WILLIAMS, T.; POLASZEK, A. A re-examination of host relations in the Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) **Biological Journal of the Linnean Society**, London, v.57, p. 35-45, 1996.

CAPÍTULO 4 - Considerações finais

O presente estudo contribui para a compreensão dos efeitos tritróficos dos transgênicos sobre organismos não alvo como a espécie de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B e seus parasitoides associados. Apesar da redução de aproximadamente 20% na emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B cujas ninfas se alimentaram com plantas transgênicas com as toxinas Cry1Ac e Cry1F, os riscos de surtos da praga nas cultivares de algodoeiros transgênicos são possíveis e indica a necessidade de integração de uso de plantas transgênicas com o controle biológico para o controle desta praga.

As principais espécies de parasitoides utilizados com sucesso no controle biológico de mosca-branca pertencem à família Aphelinidae. O gênero *Encarsia* é utilizado principalmente no controle biológico da mosca-branca e cochonilhas de carapaça. *Encarsia formosa* Gahan é a espécie mais conhecida na história do controle biológico da mosca-branca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) e *B. tabaci* que têm ampla gama de hospedeiros.

Dentre as aproximadas 400 espécies de *Encarsia* descritas em todo o mundo apenas vinte e oito espécies estavam relatadas como de ocorrência no Brasil. Com os relatos da presente pesquisa, seis novas ocorrências de espécies de *Encarsia* foram acrescentadas para o Brasil, sendo que até a realização deste estudo as espécies *Encarsia albiscutellum*, *Encarsia mineoi* e *Encarsia variegata* não tinham sido relatadas na região Neotropical.

Outro fato importante é que a maioria das 34 espécies de *Encarsia* de ocorrência no Brasil são parasitoides de *Bemisia tabaci*; *Trialeurodes vaporariorum*; *Aleurotrixus floccosus*; e outros aleirodídeos. Estes resultados são valiosos para o controle biológico natural de moscas-brancas, tanto em plantas cultivadas onde ocorre o hospedeiro *B. tabaci* como em frutíferas, olerícolas, plantas ornamentais e plantas invasoras o que comprova que a sobrevivência destas espécies em ambientes agrícolas com estresses bióticos e abióticos, mesmo em altas frequências de aplicações de defensivos. Por exemplo, as espécies *E. lutea* e *E. porteri* são mais encontradas parasitando naturalmente *B. tabaci* biótipo B em culturas anuais de soja e algodoeiro.

Novas pesquisas no Brasil devem ser realizadas, no sentido de se obter mais informações sobre a fauna de *Encarsia* quanto ao número de espécies que ocorrem que certamente está muito abaixo da realidade considerando-se a mega diversidade de fauna e da flora no Brasil, índices de parasitismo natural que ocorrem em diferentes hospedeiros e plantas hospedeiras e estudos de biología de espécies nativas.