

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

***Helicoverpa armigera* (HÜBNER) (LEPIDOPTERA:
NOCTUIDAE): TÁTICAS PARA O MANEJO INTEGRADO**

**Valéria Lucas de Laurentis
Engenheira Agrônoma**

2017

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

***Helicoverpa armigera* (HÜBNER) (LEPIDOPTERA:
NOCTUIDAE): TÁTICAS PARA O MANEJO INTEGRADO**

Valéria Lucas de Laurentis

Orientador: Prof. Dr. Sergio Antonio De Bortoli

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)

2017

L383h Laurentis, Valéria Lucas de
 Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) : táticas
 para o manejo integrado / Valéria Lucas de Laurentis. – – Jaboticabal,
 2017
 viii, 120 p. : il. ; 29 cm

 Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
 Ciências Agrárias e Veterinárias, 2017

 Orientador: Sergio Antonio De Bortoli

 Banca examinadora: Daniel Júnior de Andrade, Fernando Hercos
 Valicente, Pedro Takao Yamamoto, Ricardo Antonio Polanczyk
 Bibliografia

 1. Controle biológico. 2. Controle químico. 3. Compatibilidade. 4.
 Seletividade. 5. Toxicidade. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de
 Ciências Agrárias e Veterinárias.

 CDU 595.78:632.9

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação –
Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

VALÉRIA LUCAS DE LAURENTIS – Nascida em 02 de fevereiro de 1987, na cidade de Rio Claro, São Paulo, Brasil. Engenheira Agrônoma graduada pela Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP/Campus Jaboticabal – SP, em fevereiro de 2010. As atividades de pesquisa em biologia de insetos e controle de pragas, com ênfase em controle biológico, iniciaram-se durante o estágio no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI) em abril de 2008. Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola) pela mesma instituição, título obtido em fevereiro de 2013. Iniciou, em março de 2013, o Doutorado em Agronomia (Entomologia Agrícola), na mesma universidade.

“Unir-se é um bom começo,
manter a união é um progresso,
e trabalhar em conjunto é a
vitória.”

Henry Ford

Aos meus pais, Emygdio e Vera, e ao meu irmão Guilherme, pelo apoio e incentivo em todas as minhas escolhas. Por todo amor e carinho!

DEDICO.

À minha sobrinha, Maria Alice, por me permitir experimentar o amor mais puro e doce.

OFEREÇO.

AGRADECIMENTOS

A Deus pelo dom da vida.

À Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Campus de Jaboticabal e ao Departamento de Fitossanidade, pela oportunidade de realização do curso de graduação e de pós-graduação.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela bolsa de doutorado concedida.

Ao Prof. Dr. Sergio Antonio De Bortoli, responsável pelo Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI), pela orientação, disponibilidade, paciência e ensinamentos, durante todos estes anos de boa convivência e na realização deste trabalho.

À Alessandra Marieli Vacari, pós-doutoranda do LBCI, pela paciência, apoio e auxílio em todas as etapas deste trabalho.

À equipe do LBCI (Nathália Alves dos Santos, Dagmara Ramalho, Vanessa Carvalho, Caroline De Bortoli, Thamiris Sipriano, Amanda Lemes, Natália Vieira, Wanderley Dibelli, Warner Cardoso, Rafael dos Santos e Caio Truzzi), pelo apoio e amizade, e pela ajuda durante a realização dos experimentos.

À Ana Carolina Veiga, ao Haroldo Volpe e ao Roberto Goulart, pela amizade e pela ajuda, sempre, mesmo que de longe.

Ao Lucas Martinez, pelo carinho e companheirismo.

À Fabiana de Laurentis, pelo apoio e amizade.

Aos professores e funcionários do Departamento de Fitossanidade, pela convivência e auxílio sempre que necessário.

E a todos que, de alguma forma, colaboraram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	v
ABSTRACT	vii
CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	1
1. Introdução	1
2. Revisão de literatura	2
2.1. <i>Helicoverpa armigera</i>	2
2.1.1. Classificação taxonômica	2
2.1.2. Ocorrência e distribuição geográfica.....	2
2.1.3. Aspectos morfológicos e biológicos	3
2.1.4. Plantas hospedeiras e danos causados	5
2.2. Manejo integrado de <i>Helicoverpa armigera</i>	5
2.2.1. Controle químico.....	6
2.2.2. Controle biológico	7
2.2.2.1. Parasitoides	7
2.2.2.2. Entomopatógenos.....	9
2.2.3. Interação entre controle químico e biológico	11
3. Referências	14
CAPÍTULO 2 – Toxicidade de inseticidas químicos e biológicos à <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae).....	33
Resumo	33
1. Introdução.....	34
2. Material e métodos	35
2.1. Insetos	35
2.2. Inseticidas	36
2.3. Bioensaios	36
2.3.1. Toxicidade de inseticidas via ingestão e contato	36
2.3.2. Estimativa da CL ₅₀	37
2.3.3. Análise dos dados.....	37
3. Resultados.....	38

3.1. Toxicidade de inseticidas via ingestão e contato	38
3.2. Estimativa da Concentração Letal 50 (CL ₅₀)	38
4. Discussão	39
5. Referências.....	42
CAPÍTULO 3 – Desempenho de <i>Trichogramma pretiosum</i> Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)	52
Resumo.....	52
1. Introdução.....	53
2. Material e Métodos	54
2.1. Insetos	54
2.1.1. <i>Corcyra cephalonica</i>	54
2.1.2. <i>Trichogramma pretiosum</i>	55
2.2. Parasitismo por <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de <i>Helicoverpa armigera</i>	56
2.3. Longevidade de <i>Trichogramma pretiosum</i>	57
2.4. Parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos obtidos em diferentes dias de oviposição de <i>Helicoverpa armigera</i>	57
2.5. Parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de diferentes idades de <i>Helicoverpa armigera</i>	57
2.6. Preferência hospedeira de <i>Trichogramma pretiosum</i>	58
2.7. Análise dos dados.....	58
3. Resultados.....	59
3.1. Parasitismo por <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de <i>Helicoverpa armigera</i>	59
3.2. Longevidade de <i>Trichogramma pretiosum</i>	59
3.3. Parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos obtidos em diferentes dias de oviposição de <i>Helicoverpa armigera</i>	60
3.4. Parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de diferentes idades de <i>Helicoverpa armigera</i>	60
3.5. Preferência hospedeira de <i>Trichogramma pretiosum</i>	61
4. Discussão	61
5. Referências.....	65

CAPÍTULO 4 – Seletividade de inseticidas utilizados no controle de <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) a <i>Trichogramma pretiosum</i> Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae).....	77
Resumo.....	77
1. Introdução.....	78
2. Material e métodos	79
2.1. Insetos	79
2.1.1. <i>Corcyra cephalonica</i>	79
2.1.2. <i>Trichogramma pretiosum</i>	80
2.2. Inseticidas e bioinseticidas.....	80
2.3. Toxicidade aguda por contato a adultos de <i>Trichogramma pretiosum</i>	81
2.3.1 Sobrevivência dos adultos após a exposição aos produtos.....	81
2.3.2 Parasitismo e emergência dos indivíduos sobreviventes.....	82
2.4. Tratamento de ovos hospedeiros com inseticidas químicos e biológicos antes do parasitismo por <i>Trichogramma pretiosum</i>	82
2.5. Efeito dos inseticidas nos estágios imaturos de <i>Trichogramma pretiosum</i>	82
2.6. Seletividade de inseticidas a adultos de <i>Trichogramma pretiosum</i> de acordo com a metodologia da IOBC/WPRS	83
2.7. Análise dos dados.....	85
3. Resultados.....	85
3.1. Toxicidade aguda por contato a adultos de <i>Trichogramma pretiosum</i>	85
3.1.1 Sobrevivência dos adultos após a exposição aos produtos.....	85
3.1.2 Parasitismo e emergência dos indivíduos sobreviventes.....	85
3.2. Efeito do tratamento de ovos hospedeiros com inseticidas químicos e biológicos antes do parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i>	86
3.3. Efeito dos produtos nos estágios imaturos do parasitoide	86
3.4. Seletividade de inseticidas a <i>Trichogramma pretiosum</i> de acordo com a metodologia da IOBC/WPRS	87
4. Discussão	87
5. Referências.....	90

CAPÍTULO 5 – Compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos à base de <i>Bacillus thuringiensis</i> Berliner no controle de <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae).....	103
1. Introdução.....	104
2. Material e Métodos	104
2.1. Insetos	105
2.2. Inseticidas químicos e biológicos.....	105
2.3. Compatibilidade entre inseticidas sintéticos e biológicos.....	106
2.4. Suscetibilidade de lagartas de <i>Helicoverpa armigera</i>	106
2.4.1. Preparação das suspensões dos produtos biológicos.....	106
2.4.2. Bioensaios de patogenicidade	107
2.5. Análise dos dados.....	107
3. Resultados.....	108
3.1. Compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos	108
3.2. Suscetibilidade de lagartas de <i>Helicoverpa armigera</i>	109
4. Discussão	109
5. Referências.....	111
CAPÍTULO 6 – CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	118

***Helicoverpa armigera* (HÜBNER) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE): TÁTICAS PARA O MANEJO INTEGRADO**

RESUMO – O objetivo desta pesquisa foi estudar algumas estratégias para o manejo de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lep.: Noctuidae), como o uso de inseticidas químicos (clorantianiliprole, clorfenapir e zeta-cipermetrina) e biológicos (*Bacillus thuringiensis kurstaki*, *Bacillus thuringiensis aizawai* e VPN-HzSNPV), o uso do parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), além da compatibilidade entre estas ferramentas, em condições de laboratório. Para os testes de toxicidade foi avaliada a mortalidade das lagartas de segundo ínstar via ingestão e contato, e estimada a CL₅₀, via ingestão, dos inseticidas. Por ingestão, todos os produtos testados, exceto VPN-HzSNPV, provocaram 100% de mortalidade. Por contato, os produtos clorfenapir e clorantianiliprole mataram 100% dos insetos. Clorfenapir matou as lagartas em menos tempo. Dentre os produtos químicos, zeta-cipermetrina foi o que demorou mais tempo para matar os insetos. Clorantianiliprole (0,00031 g i.a./L) e VPN-HzSNPV (0,001293 g i.a./L) apresentam os menores valores de CL₅₀. Nos testes com *T. pretiosum*, comparados com *Corcyra cephalonica* (Staiton) (Lep.: Pyralidae), foi estudado o parasitismo, a emergência e o período de ovo a adulto, com 24 e 48 h de exposição do parasitoide aos ovos de *H. armigera*; a longevidade dos descendentes com 24 h de exposição; o parasitismo e a emergência em ovos de diferentes idades e diferentes dias de oviposição dos lepidópteros; e a preferência hospedeira. O parasitismo foi maior em *C. cephalonica* após 24 e 48 h de exposição (57,4% e 84,6%, respectivamente). Nos diferentes dias de oviposição, em ovos de *C. cephalonica* o parasitismo foi maior no segundo dia (76,2%), e em *H. armigera*, no terceiro (71,1%). Em relação às idades dos ovos, o parasitismo foi menor em *C. cephalonica* com dois dias (63,3%) e *H. armigera* com três (41,3%). No teste com chance de escolha, *T. pretiosum* preferiu *H. armigera*. No teste sem chance de escolha não houve diferença na preferência. Para os experimentos de seletividade, ovos hospedeiros foram mergulhados nos inseticidas antes e depois do parasitismo. Os adultos foram expostos ao resíduo seco dos inseticidas em tubos de vidro e utilizando a metodologia da Organização Internacional de Controle Biológico (IOBC). Quando os ovos foram tratados antes do parasitismo, zeta-cipermetrina e clorfenapir foram moderadamente nocivos aos adultos em relação ao parasitismo e nocivos em relação à emergência. Com relação à fase imatura de *T. pretiosum*, quando os ovos foram tratados com dois dias após o parasitismo, zeta-cipermetrina foi moderadamente nocivo para a emergência. Após quatro dias do parasitismo, para a emergência, zeta-cipermetrina e clorfenapir foram moderadamente nocivos. Clorfenapir impediu a emergência dos adultos quando os hospedeiros foram tratados após seis dias do parasitismo, sendo considerado nocivo, enquanto zeta-cipermetrina foi moderadamente nocivo. Após 24, 48 e 72 horas de exposição dos adultos aos inseticidas de acordo com a metodologia da IOBC, zeta-cipermetrina e clorfenapir não permitiram o parasitismo, sendo classificados como nocivos. Nos testes de compatibilidade, os inseticidas sintéticos foram adicionados ao meio de cultura ágar nutriente, e sobre o meio foram inoculados 5,0 µL de cada suspensão de *B. thuringiensis*. As áreas das colônias foram medidas e contabilizado o número

de esporos, e depois as suspensões foram utilizadas no teste de patogenicidade. Zeta-cipermetrina foi muito tóxico aos dois bioinseticidas. Clorfenapir foi moderadamente tóxico para *Bt aizawai* e compatível para *Bt kurstaki*. Clorantraniliprole foi compatível aos dois biológicos. *Bt kurstaki* e *Bt aizawai*, crescidos em meio contendo os inseticidas clorantraniliprone e clorfenapir, causaram 100% de mortalidade nas lagartas.

Palavras-chave: Controle biológico, controle químico, compatibilidade, seletividade, toxicidade

***Helicoverpa armigera* (HÜBNER) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE): TACTICS FOR INTEGRATED MANAGEMENT**

ABSTRACT – The aim of this research was to study some strategies for *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lep.: Noctuidae) management, such as: chemicals (chlorantraniliprole, chlorfenapyr and zeta-cypermethrin) and biological insecticides use (*Bacillus thuringiensis kurstaki*, *Bacillus thuringiensis azawai* and VPN-HzSNPV), egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), in addition to the compatibility among these tools, under laboratory conditions. In the toxicity tests, the second instar larvae mortality was evaluated through insecticides ingestion and contact; the LC₅₀ was estimated through ingestion. All products tested by ingestion caused 100% mortality, except VPN-HzSNPV. Chlorfenapyr and chlorantraniliprole killed 100% of the insects in the contact tests, and chlorfenapyr killed the larvae in less time. Among the chemicals, zeta-cypermethrin took longer to kill the insects. Chlorantraniliprole (0.00031 g a.i./L) and VPN-HzSNPV (0.001293 g a.i./L) had the lowest LC₅₀ value. In the *T. pretiosum* tests, parasitism, emergence and egg-to-adult period with 24 and 48 h of parasitoid exposure to *H. armigera* eggs, offspring longevity with 24 h of exposure, parasitism and emergence in different egg ages and in eggs from different days of lepidopteran oviposition, and the host preference were studied and compared to *Corcyra cephalonica* (Staiton) (Lep.: Pyralidae). The parasitism was higher in *C. cephalonica* than *H. armigera* after 24 and 48 h of exposure (57.4% e 84.6%, respectively). When eggs laid in different days were used in *C. cephalonica*, the highest parasitism was on the second day (76.2%), and in *H. armigera* on the third one (71.1%). When different egg ages were used, the lowest parasitism was in *C. cephalonica*, with two-day-old eggs (63.3%) and *H. armigera* with three-day-old eggs (41.3%). In the test with chance of choice, *T. pretiosum* preferred *H. armigera*. In the no chance of choice test there was no difference in preference. For the selectivity bioassays, the host eggs were dipped into insecticides before and after the parasitism. The adults were exposed to the dry insecticides residues in glass tubes following the International Organization for Biological Control (IOBC) methodology. When the eggs were treated before the parasitism, zeta-cypermethrin and chlorfenapyr were moderately harmful to adults in relation to parasitism and harmful for emergence. Concerning to the immature stage of *T. pretiosum*, when eggs were treated two days after the parasitism, zeta-cypermethrin was moderately harmful for emergence. After four days of parasitism, zeta-cypermethrin and chlorphenapyr were moderately harmful for emergence. Chlorfenapyr prevented adult emergence when the hosts were treated after six days of parasitism, being considered harmful, while zeta-cypermethrin was moderately harmful. After 24, 48 and 72 hours of exposing the adults to the insecticides, according to the IOBC methodology, zeta-cypermethrin and chlorfenapyr did not allow parasitism and they were classified as harmful. In the compatibility tests, the synthetic insecticides were added to the nutrient agar culture medium, and 5.0 µL of each *B. thuringiensis* suspension was placed on the medium. The colony areas were measured and the number of spores was counted. Then, the suspensions were used in the pathogenicity test. Zeta-cypermethrin was very toxic to both bio-insecticides. Chlorfenapyr was moderately toxic to Bt *azawai* and compatible with Bt *kurstaki*. Chlorantraniliprole was compatible with both biological products. Bt *kurstaki* and Bt

aizawai that were grown in medium containing the chlorantraniliprone and chlorfenapyr insecticides caused 100% mortality of the caterpillars.

Keywords: Biological control, chemical control, compatibility, selectivity, toxicity

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

1. Introdução

Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) é uma importante praga de plantas cultivadas que ocorre em várias partes do mundo, destacando-se por apresentar características como polifagia, diapausa facultativa, grande capacidade de dispersão e adaptação em diversos ambientes, além de alto potencial reprodutivo (FITT, 1989; CABI, 2014). Dentre os principais hospedeiros desta praga estão tomate, algodão, feijão, grão de bico, soja, amendoim, sorgo, fumo e milho, além de plantas ornamentais e hortaliças (EPPO, 2007; CABI, 2014).

No Brasil, desde 1999, *H. armigera* era considerada praga quarentenária A1, sendo, em 2013, relatada a ocorrência em altas infestações no país, em diferentes estados e atacando várias culturas (OLIVEIRA et al., 2003; CZEPAK et al., 2013a; SPECHT et al., 2013; TAY et al., 2013). Na safra 2012/2013 foi estimado que 46% do valor total gasto para o controle de pragas em lavouras de algodão foi devido às ações de controle visando *H. armigera*. O número de pulverizações na cultura aumentou cerca de 10 a 15%, e isto está ligado diretamente aos ataques da lagarta e à dificuldade de seu controle (MIRANDA, 2013).

O controle químico é o mais utilizado para *H. armigera* na maioria dos países onde ela ocorre (FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013). Por se tratar de uma praga quarentenária, não havia produtos registrados para o seu controle no Brasil quando foi relatada a sua ocorrência, então, alguns produtos foram liberados em caráter emergencial até março de 2016 (BRASIL, 2013; BRASIL, 2015). Atualmente, de acordo com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento do Brasil, são 34 formulações, dentre produtos químicos e biológicos, registradas para o controle da praga no país (AGROFIT/MAPA, 2016).

O controle biológico também é uma ferramenta importante para o controle de *H. armigera* (FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013). Inimigos naturais, como parasitoides e predadores, e entomopatógenos são componentes importantes em programas de manejo integrado de pragas (MIP) (EMBRAPA, 2013; WANG et al., 2013). Dentre os parasitoides de ovos utilizados em vários países para o controle de

lepidópteros, incluindo *H. armigera*, os mais comercializados são espécies do gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (SMITH, 1996; van LENTEREN, 2003; MILLS, 2010). Bioinseticidas à base da bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis* Berliner e de vírus também são utilizados na agricultura para o controle de lepidópteros (ROH et al., 2007; BRAVO et al., 2011; FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013), sendo esses bioinseticidas registrados para o controle de *H. armigera*, não apenas no Brasil, mas em vários países (AHMED et al., 2012; ARRIZUBIETA et al., 2016).

Neste contexto, para o sucesso do manejo integrado de *H. armigera* no Brasil são necessários estudos sobre a eficácia das diferentes ferramentas de controle disponíveis, além da possível interação entre elas. Neste sentido, o objetivo deste trabalho foi estudar algumas estratégias, como inseticidas químicos e biológicos, utilizando produtos liberados em caráter emergencial, e o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), além da compatibilidade entre estas táticas, em condições de laboratório.

2. Revisão de literatura

2.1. *Helicoverpa armigera*

2.1.1. Classificação taxonômica

Helicoverpa armigera pertence à classe Insecta; ordem Lepidoptera; família Noctuidae; subfamília Heliethinae; gênero *Helicoverpa* Hardwicke; e espécie *H. armigera* (Hübner) (SULLIVAN; MOLET, 2007; FAUNA EUROPAEA, 2013).

2.1.2. Ocorrência e distribuição geográfica

Helicoverpa armigera tem ampla distribuição geográfica, podendo se estabelecer em regiões de clima tropical ou temperado (EPPO, 2007; LAMMERS; MACLEOD, 2007), estando presente em países da África, Ásia, Europa e Oceania (PEARSON, 1958; FITT, 1989; EPPO, 2007).

Recentemente foi relatada a ocorrência desta praga em países da América do Sul, sendo em 2013 no Brasil (CZEPAK et al., 2013a; SPECHT et al., 2013; TAY et al., 2013) e no Paraguai (SENAVE, 2013); em 2014 na Argentina (MURÚA et al., 2014); e em 2016 no Uruguai (CASTIGLIONI et al., 2016). Porém, dada à extensão da área infestada e a alta abundância, é provável que tenha estado presente na América do Sul durante algum tempo antes da detecção de sua ocorrência (KRITICOS et al., 2015). Há indícios da presença desta praga em território brasileiro, em baixo nível populacional, desde 2008 (SOSA-GÓMEZ et al., 2016).

Em 2015, o serviço de Inspeção Sanitária do Departamento de Agricultura dos Estados Unidos informou a primeira ocorrência de *H. armigera* no país, em cultivo de tomate, na Florida, onde foram coletados três machos (APHIS, 2015). Desde que foi encontrado um macho, em uma plantação de feijão, em Porto Rico, em setembro de 2014, especialistas têm alertado os principais centros produtores nos EUA, pedindo atenção e monitoramento da praga (APHIS, 2014).

A disseminação de *H. armigera* está relacionada à sua alta capacidade de dispersão, pois os adultos são migrantes naturais e podem percorrer longas distâncias, chegando a 1.000 Km (PEDGLEY, 1985). A migração é realizada no período noturno, por várias horas, a favor do vento e por centenas de quilômetros em apenas uma noite (FITT, 1989; FITT; DILLON; HAMILTON, 1995). Além disso, o comércio internacional de plantas também contribui para o transporte de *H. armigera* para diferentes regiões (LAMMERS; MACLEOD, 2007).

2.1.3. Aspectos morfológicos e biológicos

Helicoverpa armigera é um inseto holometábolo, ou seja, de metamorfose completa, com o seu desenvolvimento biológico passando pelas fases de ovo, lagarta, pupa e adulto (ALI; CHOUDHURY, 2009; ÁVILA; VIVAN; TOMQUELSKI, 2013). O ciclo de *H. armigera* se dá em cerca de 30 dias, de ovo até a emergência do adulto, variando com a alimentação e com as condições climáticas (GUEDES et al., 2013).

Os ovos são branco-amarelados, com aspecto brilhante, tornando-se marrom-escuro próximo ao momento de eclosão. Têm forma oval, mais aguda na porção

apical e achatada na base, com o tamanho variando de 0,42 mm a 0,60 mm de comprimento e de 0,40 mm a 0,55 mm de largura. O período embrionário é, em média, de 3,3 dias (ALI; CHOUDHURY, 2009).

O estágio larval apresenta de 5 a 6 ínstaes, podendo durar de 2 a 3 semanas, variando com as condições climáticas (EPPO, 1981). Nos primeiros ínstaes larvais, a coloração do corpo varia de branco-amarelada a marrom-avermelhada e da cápsula cefálica de marrom-escuro a preto. Neste período as lagartas são pouco móveis e medem de 1,4 mm a 4,0 mm. À medida que as lagartas crescem, a coloração pode variar do amarelo-palha ao verde, apresentando listras de coloração marrom lateralmente no tórax, abdômen e na cabeça (ALI; CHOUDHURY, 2009). No quarto ínstar, as lagartas apresentam tubérculos escuros e bem visíveis na região dorsal do primeiro segmento abdominal e o tegumento apresenta aspecto levemente coriáceo (CZEPAK et al., 2013b). No último ínstar elas podem medir até 34 mm, e a cor varia com a alimentação (GUEDES et al., 2013). Quando perturbadas, as lagartas encurvam a cápsula cefálica até o primeiro par de falsas pernas (CZEPAK et al., 2013a).

A pré-pupa compreende o período entre o momento em que a lagarta cessa a sua alimentação, até a fase de pupa. A pupa de *H. armigera* é do tipo obtecta e ocorre no solo, podendo entrar em diapausa, de acordo com as condições climáticas (KARIM, 2000; ALI; CHOUDHURY, 2009). No início do período, apresentam coloração verde-claro, porém com a evolução do processo de esclerotização, ao fim de 24 horas, passam a marrom-mogno (ALI; CHOUDHURY, 2009). Tem formato fusiforme, com comprimento variando entre 12 mm a 20 mm (DIAS, 2005). O período pupal varia de 10 a 14 dias (ALI; CHOUDHURY, 2009).

O adulto apresenta, sobre as margens das asas anteriores, uma linha em posição superior com sete a oito manchas, além de uma faixa marrom ampla, irregular e transversal; na parte central, ocorre uma marca em forma de vírgula. As asas posteriores são mais claras e na extremidade apical apresentam uma borda marrom escura, com uma mancha clara no centro (EPPO, 1981). A longevidade média é de 11,7 dias para fêmeas e de 9,2 dias para machos (ALI; CHOUDHURY, 2009). *Helicoverpa armigera* apresenta alto potencial reprodutivo, sendo que uma fêmea pode colocar até 3.000 ovos e, dependendo das condições climáticas, podem

ocorrer 2 a 11 gerações por ano (SHANOWER; ROMEIS, 1999; EPPO, 2007). Seus ovos são colocados de forma isolada e preferencialmente à noite, sobre caules, folhas, frutos e flores (EPPO, 1981).

2.1.4. Plantas hospedeiras e danos causados

Por ser altamente polífaga, *H. armigera* se destaca entre as pragas agrícolas, sendo considerada como um sério problema em qualquer parte do mundo onde ocorre. As lagartas causam perdas significativas por atacarem as plantas, tanto na fase vegetativa quanto na reprodutiva, consumindo folhas, caules, brotos, inflorescências, frutos e vagens (WANG; LI, 1984; FITT, 1989).

A ocorrência desta espécie foi relatada em plantas de cerca de 180 espécies de até 45 famílias, causando perdas expressivas na produção de alimentos, grãos, fibras e plantas ornamentais, em diferentes regiões do mundo (FITT, 1989; SINGH; BALLAL; POORANI, 2002; SRIVASTAVA; NITIN; TRIVEDI, 2010; CUNNINGHAM; ZALUCKI, 2014). Dentre as plantas cultivadas, alguns dos hospedeiros da praga são: algodão, grão-de-bico, tomate, sorgo, quiabo, ervilhas, feijão, soja, milho, tabaco, batata, couve-flor e repolho (CHANDRA; RAI, 1974; MULTANI; SOHI, 2002; KAKIMOTO; FUJISAKI; MIYATAKE, 2003; EPPO, 2007; CABI, 2014). Entre as frutíferas destacam-se os citros, mangueira, nectarina e pêssego (CABI, 2014)

No Brasil, os primeiros relatos da praga foram em cultivos de soja, milho e algodão (CZEPAK et al., 2013a; GABRIEL, 2013), sendo posteriormente encontrada em tomate, citros, trigo, canola, girassol, feijão, milheto, sorgo, pastagens, guandu, crotalária e nabo forrageiro, além de diferentes espécies de plantas invasoras (GUEDES et al., 2013; BUENO et al., 2014; SALVADORI; SUZANA 2014; PRATISSOLI et al., 2015).

2.2. Manejo integrado de *Helicoverpa armigera*

O manejo integrado de pragas (MIP) consiste na associação, de forma harmônica, de diferentes técnicas de controle, compatíveis entre si, com o objetivo de manter as populações das pragas em densidades abaixo dos níveis de dano

econômico, levando-se em consideração aspectos sociais, ambientais e econômicos (KOGAN, 1998; CORSO et al., 1999).

Para o sucesso do manejo de *H. armigera* é fundamental a correta identificação da espécie. Além disso, é importante que se conheça a dinâmica populacional, o seu comportamento e os fatores ambientais ou biológicos que podem interferir no seu desenvolvimento (ÁVILA; VIVAN; TOMQUELSKI, 2013).

O monitoramento da praga é o ponto inicial, a base para a tomada de decisão apropriada, tanto na determinação do nível populacional quanto na escolha do método de controle adequado e da frequência da sua implementação (PEDIGO; HUTCHINS; HIGLEY, 1996; FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013). Para o monitoramento dos adultos podem ser utilizadas as armadilhas luminosas ou as de feromônio sexual (HARTSTACK et al., 1973; KLUN et al., 1979; ÁVILA; VIVAN; TOMQUELSKI, 2013). No entanto, as armadilhas de feromônio são mais eficientes por serem específicas a cada espécie, práticas para manusear e de contagem rápida e fácil (FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013). A inspeção no campo para verificar a presença de lagartas e ovos também deve ser feita periodicamente (van HAMBURG, 1981; ROGERS; BRIER, 2010; ÁVILA; VIVAN; TOMQUELSKI, 2013).

2.2.1. Controle químico

Dentre as ferramentas do MIP, o controle químico é a mais utilizada para *H. armigera* em várias regiões do mundo (RASHID et al., 2003; BOUKHRIS-BOUHACHEM et al., 2007; FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013; VOJOU DI et al., 2016).

Alguns dos inseticidas sintéticos frequentemente utilizados para o controle de *H. armigera* são indoxacarbe, metoxifeno zida, benzoato de emamectina, novaluron, clorfenapir, imidacloprid, endosulfan, espinosade, abamectina, deltametrina, cipermetrina, lambda-cialotrina, carbaril, metomil, profenofós, tiodicarbe e clorpirifós (RAFIEE-DASTJERDI et al., 2008; AVILLA; GONZALEZ-ZAMORA, 2010; BABARIYA et al., 2010; MAHDAVI et al., 2011).

Porém, com a pressão de seleção devido ao uso indiscriminado e de maneira desordenada, principalmente dos organofosforados, carbamatos, ciclodienos e

piretroides, vários casos de resistência a inseticidas foram relatados em muitos países, não se conseguindo, assim, se controlar de maneira eficiente as populações da praga (GUNNING; MOORES; DEVONSHIRE, 1998; McCAFFERY, 1998; MARTIN et al., 2000; AHMAD; ARIF; ZAHOOOR, 2001; KRANTHI et al., 2002; QAIM; PRAY; ZILBERMAN, 2008; BASKAR; IGNACIMUTHUA, 2012).

Para evitar, ou retardar, a seleção de populações resistentes, algumas estratégias para o manejo da resistência aos inseticidas devem ser adotadas como: controlar a praga apenas quando, na amostragem, a infestação atingir o nível de controle (ROGERS; BRIER, 2010); rotacionar inseticidas de grupos químicos e modos de ação diferentes (RAFIEE-DASTJERDI et al., 2008; FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013); efetuar a tomada de decisão no momento adequado, quando a praga estiver no estágio de desenvolvimento que seja suscetível ao controle (MABETT; DAREEPAT; NACHAPONG, 1980); utilizar inseticidas seletivos que permitam a manutenção dos inimigos naturais na área (HAMED I et al., 2009; GENTZ; MURDOCH; KING, 2010); além da associação do controle químico com o biológico (ISSA; ELBANHAWY; RASMY, 1974; DESNEUX; DECOURTYE; DELPUECH, 2007; HAMED I; FATHIPOUR; SABER, 2010; HAMED I; FATHIPOUR; SABER, 2011).

2.2.2. Controle biológico

O controle biológico é um dos componentes do MIP, sendo baseado na utilização de predadores, parasitoides e entomopatógenos para o controle de pragas; é uma estratégia importante para o manejo de *H. armigera*, principalmente porque pode ser associado a outros tipos de controle (FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013; CABI, 2014).

2.2.2.1. Parasitoides

Os parasitoides que estão relacionados ao controle biológico de *H. armigera* pertencem, principalmente, às famílias Braconidae (LI et al., 2006; THANAVENDAN; JEYARANI, 2010), Ichneumonidae (GUPTA; RAI; DEVIL, 2004; ZHANG et al., 2006;

MIRONIDIS; SAVOPOULOU-SOULTANI, 2009), Platygastriidae (DUARTE et al., 2006), Tachinidae (OBOPILE; MOSINKIE, 2007; WALKER, 2011; JADHAV; ARMES, 2013; GUERRA et al., 2014), Eulophidae (OLIVEIRA et al., 2016) e Trichogrammatidae (HUANG; GORDH, 1998; JARJEES; MERRITT, 2004; DAVIES et al., 2011; KRISHNAMOORTHY, 2012).

Trichogrammatidae é representada por 89 gêneros e mais de 800 espécies distribuídas pelo mundo (QUERINO; ZUCCHI; PINTO, 2010). O gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) é composto por cerca de 210 espécies conhecidas, sendo 26 delas reportadas no Brasil (PINTO, 2006; ZUCCHI; QUERINO; MONTEIRO, 2010).

Os insetos pertencentes a esse gênero são microhimenópteros, de tamanho diminuto, variando de 0,2 a 1,5 mm de comprimento, sendo exclusivamente parasitoides de ovos. São holometabólicos, passando, no seu processo de desenvolvimento, pelos estágios de ovo, larva, pupa e adulto (PARRA; ZUCCHI, 1997).

As fêmeas de *Trichogramma* spp. ovipositam no interior de ovos de outros insetos, podendo o ovo desse parasitoide, que possui em média 0,1 mm de comprimento, aumentar de 5 a 6 vezes o seu tamanho, próximo à eclosão das larvas, que se alimentam da massa vitelina ou do embrião do hospedeiro (PARRA; ZUCCHI, 1986). O ovo do hospedeiro torna-se escuro quando a larva atinge o terceiro ínstar, devido à deposição de grânulos pretos na parte interna do cório, os sais de urato (CÔNSOLI et al., 1999).

Representantes da família Trichogrammatidae, principalmente espécies do gênero *Trichogramma*, constituem-se em um dos grupos de inimigos naturais mais estudados e utilizados no mundo (PARRA; ZUCCHI, 2004). Esses insetos são de grande importância no controle biológico, pois como parasitoides de ovos, principalmente de insetos da ordem Lepidoptera, impedem que a praga atinja a fase de lagarta, estágio em que causa danos às culturas (BOTELHO, 1997).

Na China, algumas empresas de controle biológico chegaram a atingir produção anual de cerca de 20 bilhões de *Trichogramma*, liberados em mais de 4 milhões de hectares em culturas como pêssego, maçã, milho e algodão (LUO; NARANJO; WU, 2014; WANG et al., 2013; ZHOU et al., 2014; LI et al., 2016; LIU et

al., 2016). Para o controle de grandes infestações de *H. armigera* em algodão, por exemplo, 180 a 210 mil vespas devem ser liberadas por hectare, em intervalos de liberação de 50 a 60 dias, o que possibilita parasitismo de 37 a 40% e redução na população da lagarta em até 60% (LUO; NARANJO; WU, 2014). Em pomares de maçã as liberações de *Trichogramma* são de 1,8 milhões de parasitoides por hectare (ZHOU et al., 2014).

Várias espécies de *Trichogramma* foram mencionadas como eficientes em relação ao seu potencial uso no controle de *H. armigera* em diversos países. No Paquistão e na Índia, *Trichogramma chilonis* (Ishii) é utilizado no manejo de vários lepidópteros-praga, incluindo *H. armigera* em algodão (RASOOL et al., 2002).

Na Turquia, após liberações inundativas de *Trichogramma evanescens* Westwood em algodão, para o controle de *H. armigera*, foi observado parasitismo de 52,5%, quando foram liberados 120 mil parasitoides por hectare (OZTEMIZ, 2008), evidenciando o potencial de *Trichogramma* no controle biológico de *H. armigera*.

No oeste da Austrália, *Trichogramma* tem sido eficaz na supressão de pragas importantes e é considerado crucial para o manejo de populações resistentes a inseticidas e ao algodão transgênico na região (DAVIES; LANGE; O'NEILL, 2006; DAVIES; PUFKE; ZALUCKI, 2009; DAVIES; PUFKE; ZALUCKI, 2011). A espécie *T. pretiosum* foi introduzida e faz parte do plano de manejo de *H. armigera* em algodão, na Austrália (DAVIES; ZALUCKI, 2008; DAVIES; PUFKE; ZALUCKI, 2009).

Trichogramma pretiosum, no Brasil, em 2014 foi utilizado em aproximadamente 250 mil hectares em lavouras de soja, algodão, milho e feijão para o controle de ovos de noctuídeos, como *H. armigera*, *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lep.: Noctuidae), *Anticarsia gemmatilis* (Hübner) (Lep.: Noctuidae) (PARRA, 2014). Sendo assim, *T. pretiosum* pode ser uma ferramenta no controle de *H. armigera* em cultivos brasileiros (EMBRAPA, 2013).

2.2.2.2. Entomopatógenos

O controle microbiano de insetos é baseado na utilização de fungos, vírus, bactérias e nematoides entomopatogênicos, sendo uma estratégia importante em programas de MIP (ALVES, 1998).

A utilização de entomopatógenos é vantajosa por evitar desequilíbrio ecológico no agroecossistema, pois muitos são específicos aos insetos-alvo e seletivos aos inimigos naturais. Além de causar mortalidade direta, os patógenos podem afetar as características biológicas e reprodutivas dos insetos-pragas, bem como ser associados a outros métodos de controle compatíveis; não poluem o ambiente e não são tóxicos aos homens e animais, desde que selecionados e manuseados corretamente (ALVES, 1998).

Dentre esses microrganismos, os baculovírus e a bactéria *B. thuringiensis* se destacam no controle de lepidópteros-praga, incluindo *H. armigera*. Devido aos problemas com populações resistentes aos inseticidas sintéticos, a implementação do manejo com bioinseticidas se torna fundamental no manejo desta praga (FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013).

A bactéria *B. thuringiensis* se destaca entre os entomopatógenos por ser a mais estudada e utilizada no manejo integrado de pragas (BRAVO et al., 2011). Durante a esporulação e/ou fase estacionária, esse microrganismo produz inclusões proteicas cristalinas (cristais proteicos) chamadas δ -endotoxinas ou proteínas Cry com atividade entomopatogênica para várias espécies de insetos, principalmente os das ordens Lepidoptera, Coleoptera e Diptera (VALADARES-INGLIS; SOUZA; SHILER, 1998; VIDYARTHI et al., 2002; BRAVO; GILL; SOBERÓN, 2007; VALICENTE et al., 2010). Os cristais proteicos atuam na fase larval dos lepidópteros e, ao serem ingeridos, são solubilizados no intestino médio devido à ação do pH alcalino e de proteases, ativando as protoxinas (proteínas Cry). As toxinas se ligam a receptores específicos localizados no epitélio intestinal, formando poros que propiciam o extravasamento do conteúdo intestinal para a hemocela. Como consequência, a lagarta para de se alimentar, torna-se imóvel e morre por inanição ou septicemia (KNOWLES, 1994; COPPING; MENN, 2000; PRAÇA et al., 2004; BRAVO; GILL; SOBERÓN, 2007).

Os baculovírus pertencem à família Baculoviridae e são divididos em dois grupos devido às diferenças na conformação morfológica existentes entre os corpos de oclusão, são eles os Nucleopoliedrovírus (NPV) e os Granulovírus (GV). Após a ingestão dos corpos de oclusão pelos insetos, a matriz proteica existente nestes corpos é dissolvida no intestino médio devido ao pH ser fortemente alcalino, sendo

liberados os “virions”. Essas partículas infectivas penetram nas células epiteliais do intestino médio e são transportadas ao núcleo, liberando o seu DNA e iniciando o processo de replicação viral. A replicação do vírus produz a forma não oclusa, infectando todos os tecidos do inseto. Porém, a forma oclusa somente é produzida nos estágios finais da infecção viral, quando ocorre a produção dos poliedros. Nesta ocasião ocorre a ruptura das células e a liberação dos poliedros no ambiente. É quando ocorre a morte do inseto seguida da liquefação dos tecidos (BUENO et al., 2012; HAASE; SCIOCCO-CAP; ROMANOWSKI, 2015).

O potencial desses patógenos em *H. armigera* foi avaliado por vários pesquisadores. Kuss et al. (2016) testaram a eficiência de controle de alguns inseticidas, sendo que os bioinseticidas à base de baculovírus e *B. thuringiensis*, causaram cerca de 90% de mortalidade ao final da fase de pupa dos insetos. Em outro estudo, Perini et al. (2016) concluíram que os melhores resultados de controle com os produtos biológicos foram em lagartas menores, principalmente primeiro e segundo ínstaes. Moore et al. (2004) constataram o eficiente controle de *H. armigera* por baculovirus em citros, enquanto Jeyarani et al. (2010) citam o mesmo em algodão e grão-de-bico. Outros estudos comprovaram a eficiência de *B. thuringiensis* no controle de *H. armigera*, além de prejudicar o desenvolvimento do inseto, causando também efeitos subletais (LIAO; HECKEL; AKHURSTA, 2002; AVILLA et al., 2005; FATHIPOUR; SEDARATIAN, 2013).

Em muitos casos, a utilização exclusiva de entomopatógenos pode não permitir o controle necessário da praga. No entanto, quando empregados associados com outras ferramentas em programas de MIP, podem atingir resultados satisfatórios (LACEY et al., 2001).

2.2.3. Interação entre controle químico e biológico

A combinação do controle químico e do biológico no MIP tem o objetivo de maximizar a eficácia no controle de pragas, de forma segura (GENTZ; MURDOCH; KING, 2010). Inseticidas e agentes de controle biológico estão sendo cada vez mais usados em conjunto para controlar pragas, incluindo espécies invasoras (DENT, 2000; OI et al., 2008; GENTZ; MURDOCH; KING, 2010).

Inseticidas são considerados adequados para o MIP se eles combinarem o eficiente controle da praga com a mínima influência sobre a atividade de espécies benéficas (GUEDES; LIMA; ZANUNCIO, 1992; SUINAGA et al., 1996). Tais produtos são chamados de seletivos (DEGRANDE; GOMEZ, 1990; FOERSTER, 2002).

Entretanto, quantificar o impacto de inseticidas aos inimigos naturais pode ser difícil (STARK; BANKS; ACHEAMPONG, 2004; STARK; VARGAS; BANKS, 2007). Existem alguns métodos que são utilizados para avaliar a seletividade de inseticidas aos inimigos naturais, como aplicação tópica, exposição à superfície tratada, pulverização direta, imersão na solução do inseticida, exposição a vapores e testes de alimentação (GRAHAM-BRYCE, 1987).

A Organização Internacional de Controle Biológico (IOBC) desenvolveu um protocolo e padronizou os testes de seletividade (HASSAN et al., 1994). As pesquisas devem incluir testes de laboratório, semi-campo e campo, sendo os produtos classificados em função do seu efeito (HASSAN, 1997). O grande intuito da IOBC é coordenar as atividades internacionais em relação aos métodos padronizados de seletividade, gerando o intercâmbio de informações e repetitividade dos dados, apontando os agrotóxicos que possam ser adequados em futuros programas de manejo integrado (HASSAN et al., 1994).

Várias pesquisas têm sido realizadas para avaliar a seletividade de inseticidas a inimigos naturais, como por exemplo, aos parasitoides de ovos *Trichogramma* spp. (BASTOS; ALMEIDA; SUINAGA, 2006; CARVALHO et al., 2010; GOULART et al., 2012; LIU; ZHANG, 2012; SOUZA et al., 2013; SOUZA et al., 2014; AMARO et al., 2015).

Com relação aos estudos de compatibilidade de produtos químicos com microrganismos, além de testes em campo, devem ser avaliados “in vitro”, pois expõe os agentes de controle a todos os possíveis efeitos negativos ou positivos que possam sofrer quando aplicados em associação, especialmente em casos em que são realizadas misturas (ROSSI-ZALAF et al. 2008).

Ensaio realizados “in vitro” expõem ao máximo os microrganismos à ação dos produtos fitossanitários, podendo diferir das condições de campo, onde outros fatores interferem, diminuindo a intensidade das reações (KNAAC et al., 2009). Alves, Moino Júnior e Almeida (1998) salientaram que a seletividade ou o sinergismo

de um produto testado em laboratório pode ser confirmado em campo, mas o antagonismo apresentado em laboratório nem sempre pode ser verificado no campo.

Existem várias pesquisas relacionadas a testes de compatibilidade entre *B. thuringiensis* e inseticidas químicos sintéticos (MORRIS, 1977; BATISTA FILHO; ALMEIDA; LAMAS, 2001; KNAAC et al., 2009; AGOSTINI et al., 2014; VEIGA, 2014). Alguns inseticidas químicos sintéticos podem, inclusive, favorecer a eficiência de controle, quando utilizado em conjunto com um biológico (VEIGA, 2014), otimizando o controle da praga e diminuindo problemas relacionados à evolução de populações resistentes. Tais pesquisas geraram informações de compatibilidade de biológicos com químicos sintéticos, permitindo a mistura de produtos para aplicação no campo, quando são compatíveis.

3. Referências

AGOSTINI, L. T.; DUARTE, R. T.; VOLPE, H. X. L.; AGOSTINI, T. T.; CARVALHO, G. A.; ABRAHÃO, Y. P.; POLANCZYK, R. A. Compatibility among insecticides, acaricides, and *Bacillus thuringiensis* used to control *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and *Heliothis virescens* (Lepidoptera: Noctuidae) in cotton fields. **African Journal of Agricultural Research**, Lagos, v. 9, n. 11, p. 941-949, 2014.

AGROFIT/MAPA. **Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 19 set. 2016.

AHMAD, M.; ARIF, M. I.; ZAHOR, A. Resistance to carbamate insecticides in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 20: p. 427–432, 2001.

AHMED, K.; KHALIQUE, F.; DURRANI, S. A.; PITAFI, K. D. Field evolution of bio-pesticide for control of chickpea pod borer *Helicoverpa armigera*, a major pest of chickpea crop. **Pakistan Journal of Zoology**, Lahore, v. 44, n. 6, p. 1555-1560, 2012.

ALI, A.; CHOUDHURY, R. A. Some biological characteristics of *Helicoverpa armigera* on chickpea. **Tunisian Journal of Plant Protection**, Cameroon, Kef, v. 4, n. 1, p. 99-106, 2009.

ALVES, S. B. Patologia e controle microbiano: vantagens e desvantagens. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. p. 21-38.

ALVES, S. B.; MOINO JÚNIOR, A.; ALMEIDA, J. E. M. Produtos fitossanitários e entomopatógenos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. p. 217-238.

ALVES, S. B.; MORAES, S. A. Quantificação de inóculos de patógenos de insetos, in: ALVES, S. B. **Controle Microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. p. 21-37.

AMARO, J. T.; BUENO, A. F.; POMARI-FERNANDES, A. F.; NEVES, P. M. Selectivity of organic products to *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 44, n. 5, p. 489-497, 2015.

APHIS. **Animal and Plant Health Inspection Service**. For information and action, 2014. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/owb/downloads/DA-2014-45.pdf>. Acesso em: 13 nov. 2016.

APHIS. **Animal and Plant Health Inspection Service**. For information and action, 2015. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/owb/downloads/DA-2015-43.pdf>. Acesso em: 13 nov. 2016.

ARRIZUBIETA, R.; SIMON, O.; TORRES-VILA, L. M.; MENDIOLA, J.; MEXIA, A.; CABELLERO, P.; WILLINAS, T. Insecticidal efficacy and persistence of a co-occluded binary mixture of *Helicoverpa armigera* nucleopolyhedrovirus (HearNPV) variants in protects in protected and field-grown tomato crops on the Iberian Peninsula. **Pest Management Science**, West Sussex, v. 72, n. 4, p. 660-670, 2016.

ÁVILA, J. C.; VIVIAN, L. M.; TOMQUELSKI, G. V. Ocorrência, aspectos biológicos, danos e estratégias de manejo de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) nos sistemas de produção agrícolas. **Circular Técnica**. 2013. Disponível em: <[http://www.cnpso.embrapa.br/caravana/pdfs/FINAL_Circular_Tecnica_23_CPAO\(1\).pdf](http://www.cnpso.embrapa.br/caravana/pdfs/FINAL_Circular_Tecnica_23_CPAO(1).pdf)>. Acesso em: 19 jun., 2015.

AVILLA, C.; GONZALEZ-ZAMORA, J. E. Monitoring resistance of *Helicoverpa armigera* to different insecticides used in cotton in Spain. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 29, n. 1, p. 100-103, 2010.

AVILLA, C.; VARGAS-OSUNA, E.; GONZALEZ-CABRERA, J.; FERRE, J.; GONZALEZ-ZAMORA, J. E. Toxicity of several δ -endotoxin of *Bacillus thuringiensis* against *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) from Spain. **Journal of Invertebrate Pathology**, Maryland Heights, v. 90, n. 1, p. 51-54, 2005.

BABARIYA, P. M.; KABARIA, B. B.; PATEL, V. N.; JOSHI, M. D. Chemical control of gram pod bore *Helicoverpa armigera* Hübner infesting pigeon pea. **Legume Research**, Karnal, v. 33, n. 3, p. 224-226, 2010.

BASKAR, K.; IGNACIMUTHUA, S. Antifeedant, larvicidal and growth inhibitory effects of ononitol monohydrate isolated from L. against *Helicoverpa armigera* (Hub.) and *Spodoptera litura* (Fab.) (Lepidoptera: Noctuidae). **Chemosphere**, Oxford, v. 88, n. 4, p. 384–388, 2012.

BASTOS, C. S.; ALMEIDA, R. P.; SUINAGA, F. A. Selectivity of pesticides used on cotton (*Gossypium hirsutum*) to *Trichogramma pretiosum* reared on two laboratory-reared hosts. **Pest Management Science**, Chichester, v. 62, n. 1, p. 91–98, 2006.

BATISTA-FILHO, A.; ALMEIDA, J. E. M.; LAMAS, C. Effect of thiamethoxam on entomopathogenic microorganisms. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 437-447, 2001.

BOTELHO, P. M. Eficiência de *Trichogramma* em campo. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. FEALQ, Piracicaba, 1997. cap.11, p.3 03-318.

BOUKHRIS-BOUHACHEM, S.; HDIDER, C.; SOUISSI, R.; GHAZEL, I.; PIZZOL, J. Seasonal activity of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) for improved control management strategies in processing tomatoes. **Acta Horticulturae**, Leuven, p. 89-94, 2007. DOI: 10.17660/ActaHortic.2007.758.9.

BRASIL. Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Ato nº 15 de 14 de março de 2013. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF, 18 de mar. 2013. Seção 1.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 3, de 18 de março de 2015. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF, 19 mar. 2015. Seção 1, p. 08.

BRAVO, A.; GILL, S. S.; SOBERÓN, M. Mode of action of *Bacillus thuringiensis* Cry and Cyt toxins and their potential for insect control. **Toxicon**, Elmsford, v. 49, n. 4, p. 423–435, 2007.

BRAVO, A.; LIKITVIVATANAVONG, S.; GILL, S. S.; SOBERÓN, M. *Bacillus thuringiensis*: a story of a successful bioinsecticide. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, Oxford, v. 41, n. 7, p. 423-431, 2011.

BUENO, A. F.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F.; BUENO, R. C. O. F. Inimigos naturais das pragas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. (Eds.). **Soja: manejo integrado de insetos e outros Artrópodes-praga**. Brasília: Embrapa, 2012. p. 493-630.

BUENO, R. C. O. F.; YAMAMOTO, P. T.; CARVALHO, M. M.; BUENO, N. M. Occurrence of *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808) on citrus in the state of São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 36, p. 520-523, 2014.

CABI. **Crop Protection Compendium**. *Helicoverpa armigera*. 2014. Disponível em: <<http://www.cabi.org/cpc/datasheet/26757>>. Acesso em 14 nov. 2016.

CARVALHO, G. A.; GODOY, M. S.; PARREIRA, D. D.; REZENDE, D. T. Effect of chemical insecticides used in tomato crops on immature *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 36, n. 1, p. 10-15, 2010.

CASTIGLIONI, E.; CLÉRISON, R. P.; CHIARAVALLE, W.; JONAS, A. A.; UGALDE, G.; JERSON, V. C. G. Primer registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808) (Lepidoptera: Noctuidae) em soja, em Uruguai. **Agrociencia**, Montevideo, v. 20, n. 1, p. 31-35, 2016.

CHANDRA, B. K. N.; RAI, P. S. Two new ornamental host plants of *Heliothis armigera* Hubner in India. **Indian Journal of Horticulture**, Madras, v. 31, n. 2, p. 198, 1974.

CÔNSOLI, F. L.; ROSSI, M. M.; PARRA, J. R. P. Developmental time and characteristics of the immature stages of *Trichogramma galloi* and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 43, n. 3/4, p. 271-275, 1999.

COPPING, L. G.; MENN, J. J. Review biopesticides: a review of their action, applications and efficacy. **Pest Management Science**, Sussex, v. 56, n. 8, p. 651-676, 2000.

CORSO, I. C.; GAZZONI, D. L.; NERY, M. E. Efeito de doses de refúgio sobre a seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides de pragas de soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 9, p. 1529-1538, 1999.

CUNNINGHAM, J. P.; ZALUCKI, M. P. Understanding Heliothine (Lepidoptera: Heliothinae) pests: what is a host plant? **Journal of Economic Entomology**, Cary, v.107, n. 3, p. 881–896, 2014.

CZEPAK, C.; ALBERNAZ, K. C.; VIVAN, L. M.; GUIMARÃES, H. O.; CARVALHAIS, T. Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 43, n. 1, p. 110-113, 2013a.

CZEPAK, C.; ÁVILA, C. J.; VIVAN, L. M.; ALBERNAZ, K. C. Praga da vez. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n. 176, p. 4-11, 2013b.

DAVIES, A. P.; CARR, C. M.; SCHOLZ, B. C. G.; ZALUCKI, M. P. Using *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) for insect pest biological control in cotton crops: an Australian perspective. **Australian Journal of Entomology**, Richmond, v. 50, n. 4, p. 424-440, 2011.

DAVIES, A. P.; LANGE, C. L.; O'NEILL, S. L. A rapid single-step multiplex method for discriminating between *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) species in Australia. **Journal of Economic Entomology**, Cary, v. 99, n. 6, p. 2142-2145, 2006.

DAVIES, A. P.; M.P. ZALUCKI. Collection of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from tropical northern Australia: a survey of egg parasitoids for potential pest insect biological control in regions of proposed agricultural expansion. **Australian Journal of Entomology**, Richmond, v. 47, n. 2, p. 160-167, 2008.

DAVIES, A. P.; PUFKE, U. S.; ZALUCKI, M. P. Spatio-temporal variation in *Helicoverpa* egg parasitism by *Trichogramma* in a tropical Bt-transgenic cotton landscape. **Agricultural and Forest Entomology**, West Sussex, v. 13, n. 3, p. 247-258, 2011.

DAVIES, A. P.; PUFKE, U. S.; ZALUCKI, M. P. *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) ecology in a tropical bt transgenic cotton cropping system: sampling to improve seasonal pest impact estimates in the Ord River irrigation area, Australia. **Journal of Economic Entomology**, Cary, v. 102, n. 3, p. 1018-1031, 2009.

DEGRANDE, P. E.; GOMEZ, D. R. S. Seletividade de produtos químicos no controle de pragas. **Agropecuária São Paulo**, São Paulo, v. 7, p. 8-13, 1990.

DENT, D. **Insect Pest Management**. Wallingford: CABI Publishing, 2000, 432p.

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A. DELPUECH, J. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 52, p. 81-106, 2007.

DIAS, R. **Limitação natural de *Helicoverpa armigera* (Hbn) em tomate indústria no Ribatejo**: parasitoides e predadores. Relatório (Trabalho de Graduação em Engenharia Agrônômica) - Instituto Superior de Agronomia, Lisboa, 2005. 70 p.

DUARTE, S.; GONÇALVES, C. I.; FIGUEIREDO, E.; QUARTAU, J. A.; MEXIA, A.; AMARO, F. Viability of rearing *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae), an egg parasitoid of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae), under laboratory conditions. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**, Madrid, v. 32, n. 4, p. 513-521, 2006.

EMBRAPA. **Ações emergenciais propostas pela Embrapa para o manejo integrado de *Helicoverpa* spp. em áreas agrícolas**. 19 p. 2013. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/ALERTA-HELICOVERPA>>. Acesso em: 14 nov. 2016.

EPPO - European and Mediterranean Plant Protection Organization. **Data sheets on quarantine pests: *Helicoverpa armigera***. 2007. Disponível em <http://www.eppo.int/QUARANTINE/insects/Helicoverpa_armigera/HELIAR_ds.pdf>. Acesso em: 17 nov. 2016.

EPPO - European and Mediterranean Plant Protection Organization. **Data sheets on quarantine organisms n° 110: *Helicoverpa armigera***. Bulletin 11, Paris, 1981.

FATHIPOUR, Y.; SEDARATIAN, A. Integrated Management of *Helicoverpa armigera* in Soybean Cropping Systems. In: EL-SHEMY, H. (Ed.). **Soybean - Pest Resistance**. Cairo: InTech, 2013, p. 231-280.

FAUNA EUROPAEA. ***Helicoverpa armigera* (Hübner 1808)**. Taxonomy. 2013. Disponível em: <http://www.faunaeur.org/full_results.php?id=449072>. Acesso em: 17 nov. 2016.

FITT, G. P. The ecology of *Heliothis* in relation to agroecosystems. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 34, p. 17-52, 1989.

FITT, G. P.; DILLON, M. L.; HAMILTON, J. G. Spatial dynamics of *Helicoverpa* populations in Australia: simulation modelling and empirical studies of adult movement. **Computers and electronics in agriculture**, v. 13, n. 2, p. 177–192, 1995.

FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Eds.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. cap. 6, p. 95-114.

GABRIEL, D. **Lagarta *Helicoverpa*: mais um sério problema**. São Paulo: Instituto biológico, 2013. (Instituto Biológico. Comunicado Técnico, 186). Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/artigos_ok.php?id_artigo=186>. Acesso em 19 set. 2016.

GENTZ, M. C.; MURDOCH, G.; KING, G. F. Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 52, n. 3, p. 208-215, 2010.

GOULART, R. M.; VOLPE, H. X. L.; VACARI, A. M.; THULER, R. T.; DE BORTOLI, S. A. Insecticide selectivity to two species of *Trichogramma* in three different hosts, as determined by IOBC/WPRS methodology. **Pest Management Science**, Chichester, v. 68, n. 2, p. 240–244, 2012.

GRAHAM-BRYCE, I. J. Chemical methods. In: BURN, A. J.; COAKER, T. H.; JEPSON, P. C. (Eds.). **Integrated pest management**. London: Academic Press, p.113-159, 1987.

GUEDES, J. V. C.; ARNEMANN, J. A.; PERINI, C. R.; ARRUE, A.; ROHRIG, A. Manejar ou perder. **Revista Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n. 176, p. 12-16, 2013.

GUEDES, R. N., LIMA, J. O. G.; ZANUNCIO, J. C. Seletividade dos inseticidas deltametrina, fenvalerato e fenitroton para *Podisus connexivus* Bergroth, 1891 (Heteroptera: Pentatomidae). Edição especial. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 21, p. 339-346, 1992.

GUERRA, W. D.; GUERRA, A. L. L. D.; RIBAS, L. N.; GONÇALVES, R. M.; MASTRANGELO, T. Molecular identification of a parasitic fly (Diptera: Tachinidae) from the introduced *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Entomology, Ornithology & Herpetology**, Los Angeles, v. 3, p. 1-4, 2014.

GUNNING, R. V.; MOORES, G. D.; DEVONSHIRE, A. L. Insensitive acetylcholinesterase causes resistance to organophosphates in Australian *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). **Pesticide Science**, Chichester, v. 54, p. 319–320, 1998.

GUPTA, R. K.; RAI, D. DEVIL, N. Biological and impact assessment studies on *Campoletis chlorideae* Uchida: a promising solitary larval endoparasitoid of *Helicoverpa armigera* (Hübner). **Journal of Asia-Pacific Entomology**, Amsterdam, v. 7, n. 2, p. 239-247, 2004.

HAASE, S.; SCIOCCO-CAP, A.; ROMANOWSKI, V. Baculovirus Insecticides in Latin America: Historical Overview, Current Status and Future Perspectives. **Viruses**, Basel, v. 7, n. 5, p. 2230-2267, 2015.

HAMEDI, N.; FATHIPOUR, Y.; SABER, M. Sublethal effects of abamectin on the biological performance of the predatory mite, *Phytoseius plumifer* (Acari: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 53, n. 1, p. 29-40, 2011.

HAMEDI, N.; FATHIPOUR, Y.; SABER, M. Sublethal effects of fenpyroximate on life table parameters of the predatory mite *Phytoseius plumifer*. **BioControl**, Dordrecht, v. 55, n. 2, p. 271-278, 2010.

HAMEDI, N.; FATHIPOUR, Y.; SABER, M.; SHEIKHI-GARJAN, A. Sublethal effects of two common acaricides on the consumption of *Tetranychus urticae* (Prostigmata: Tetranychidae) by *Phytoseius plumifer* (Mesostigmata: Phytoseiidae). **Systematic and Applied Acarology**, London, v. 14, n. 3, p. 197-205, 2009.

HARTSTACK, A. W.; HOLLINGSWORTH, J. P.; RIDGWAY, R. L.; COPPEDGE, J. R. A population dynamics study of the bollworm and the tobacco budworm with light traps. **Environmental Entomology**, Cary, v. 2, p. 244-252, 1973.

HASSAN, S. A. Métodos padronizados para testes de seletividade com ênfase em *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap. 8, p. 207-233.

HASSAN, S. A.; BIGLER, F.; BOGENSCHÜTZ, H.; BOLLER, E.; BRUN, J.; CALIS, J. N. M.; COREMANS-PELSENEER, J.; DUSO, C.; GROVE, A.; HEIMBACH, U.; HELYER, N.; HOKKANEN, H.; LEWIS, G. B.; MANSOUR, F.; MORETH, L.; POLGAR, L.; SAMSOE-PETERSEN, L.; SAUPHANOR, B.; STAUBLI, A.; STERK, G.; VAINIO, A.; VEIRE, M. VAN DE; VIGGIANI, G.; VOGT, H. Results of the sixth joint pesticides testing program of the IOBC/WPRS – Working group “Pesticides and Beneficial Organisms”. **Entomophaga**, Paris, v. 39, n. 1, p. 107-119, 1994.

HUANG K, GORDH G. Does *Trichogramma australicum* Girault (Hymenoptera: Trichogrammatidae) use kairomones to recognize eggs of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)? **Australian Journal of Entomology**, Richmond, v. 37, p. 269-274, 1998.

ISSA, G. I.; ELBANHAWY, E. M.; RASMY, A. H.; Successive release of the predatory mite *Phytoseius plumifer* for combating *Tetranychus arabicus* (Acarina) on fig seedlings. **Zeitschrift für Angewandte Entomologie**, Berlin, v. 76, p. 442-444, 1974.

JADHAV, D. R.; ARMES, N. J. Diapause in two tachinid (Diptera: Tachinidae) parasitoids of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in Southern India. **Asian Journal of Agricultural Sciences**, Reading, v. 5, n. 6, p. 118-125, 2013.

JARJEES, E. A.; MERRITT, D. J. The effect of parasitization by *Trichogramma australicum* on *Helicoverpa armigera* host eggs and embryos. **Journal of Invertebrate Pathology**, Maryland Heights, v. 85, n. 1, p. 1-8, 2004.

JEYARANI, S.; SATHIAH, N; KARUPPUCHAMY, P. Field efficacy of *Helicoverpa armigera* nucleopolyhedron virus isolates against *H. armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) on cotton and chickpea. **Plant Protection Science**, Prague, v. 46, p. 116-122, 2010.

KAKIMOTO, T.; FUJISAKI, K; MIYATAKE, T. Egg laying preference, larval dispersion, and cannibalism in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 96, n. 6, p. 793-798, 2003.

KARIM, S. Management of *Helicoverpa armigera*: a review and prospectus for Pakistan. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, Faisalabad, v. 3, n. 8, p.1213-1222, 2000.

KLUN J. A.; PLIMMER, J. R.; BIERL-LEONHARDT, B. A.; SPARKS, A. N.; CHAPMAN, O. L. Trace chemicals: the essence of sexual communication systems in *Heliothis* species. **Science**, Washington, v. 204, p. 1328-1330, 1979.

KNAAC, N.; AZAMBUJA, A. O.; LUCHO, A. P. R.; BERLITZ, D. L.; FIUZA, L. M. Interações de *Bacillus thuringiensis* e o controle de fitopatógenos. **Biotechnologia Ciências e Desenvolvimento**, Uberlândia, v. 11, n. 38, p. 1-6, 2009.

KNOWLES, B. H. Mechanism of action of *Bacillus thuringiensis* insecticidal δ -endotoxins. **Advances in Insect Physiology**, San Diego, v. 24, p. 275-308, 1994.

KOGAN, M. Integrated pest managements: historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 243-270, 1998.

KRANTHI, K. R.; JADHAV, D. R.; KRANTHI, S.; WANJARI, S.; ALI, S. S.; RUSSEL, D. A. Insecticide resistance in five major insect pests of cotton in India. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 21, n. 6, p. 449-460, 2002.

KRISHNAMOORTHY, A. Exploitation of egg parasitoids for control of potential pests in vegetable ecosystems in India. **Comunicata Scientiae**, Bom Jesus, v. 3, n. 1, p. 1-15, 2012.

KRITICOS, D. J.; OTA, N.; HUTCHISON, W. D.; BEDDOW, J.; WALSH, T.; TAY, W. T.; BORCHERT, D. M.; PAULA-MOREAS, S. V.; CZEPAK, C.; ZALUCKI, M. P. The potential distribution of invading *Helicoverpa armigera* in North America: is it just a matter of time? **PLoS ONE**, San Francisco, 2015. DOI:10.1371/journal.pone.0119618.

KUSS, C. C.; ROGGIA, R. C. R. K.; BASSO, C. J.; OLIVEIRA, M. C. N.; PIAS, O. H. C.; ROGGIA, S. Controle de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) em soja com inseticidas químicos e biológicos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 51, n. 5, p. 527-536, 2016.

LACEY, L. A.; FRUTOS, R.; KAYA, H. K.; VAILSS, P. Insect pathogens as biological control agents: do they have a future? **Biological Control**, Maryland Heights, v. 21, n. 3, p. 230-248, 2001.

LAMMERS, J. W.; MACLEOD, A. Report of a Pest Risk Analysis: *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808). **Plant Protection Service and Central Science Laboratory**, European Union, 2007. 18p.

LI, J.; YAN, F.; COUDRON, T. A.; PAN, W.; ZHANG, X.; LIU, X.; ZHANG, Q. Field release of the parasitoid *Microplitis mediator* (Hymenoptera: Braconidae) for control of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in cotton fields in Northwestern China's Xinjiang province. **Environmental Entomology**, Cary, v. 35, n. 3, p. 694-699, 2006.

LI, J.; ZHAO, L. L.; LI, Y.; ZHAO, Z. G.; MA, R. Y. Inoculative releases of *Trichogramma dendrolimi* for suppressing the oriental fruit moth (*Grapholita molesta*) in peach orchard in China. **Fruits**, London, v. 71, n. 2, p. 123-128, 2016.

LIAO, C.; HECKEL, D. G.; AKHURSTA, R. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* insecticidal proteins for *Helicoverpa armigera* and *Helicoverpa punctigera* (Lepidoptera: Noctuidae), major pests of cotton. **Journal of Invertebrate Pathology**, Maryland Heights, v. 80, n. 1, p. 55-63, 2002.

LIU, B.; YANG, L.; YANG, F.; WANG, Q.; YANG, Y. Z.; LU, Y. H.; GARNINER, M. M. Landscape diversity enhances parasitism of cotton bollworm (*Helicoverpa armigera*) eggs by *Trichogramma chilonis* in cotton. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 93, p. 15-23, 2016.

LIU, T. X.; ZHANG, Y. Side effects of two reduced-risk insecticides, indoxacarb and spinosad, on two species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on cabbage. **Ecotoxicology**, New York, v. 21, n. 8, p. 2254-2263, 2012.

LUO, S.; NARANJO, S. E.; WU, K. Biological control of cotton pests in China. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 68, p. 6-14, 2014.

MABETT, T. H.; DAREEPAT, P.; NACHAPONG, M. Behavior studies on *Heliothis armigera* and their application to scouting techniques for cotton in Thailand. **Tropical Pest Management**, Oxfordshire, v. 26, n. 3, p. 268-273, 1980.

MAHDAVI V, SABER M, RAFIEE-DASTJERDI H, MEHRVAR A. Comparative study of the population level effects of carbaryl and abamectin on larval ectoparasitoid *Habrobracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae). **BioControl**, Dordrecht, v. 56, n. 6, 2011.

MARTIN, T.; OCHOU, G. O.; HALA, N. F.; WASSAL, J.; WAISSAYRE, M. Pyrethroid resistance in cotton bollworm *Helicoverpa armigera* in West Africa. **Pest Management Science**, London, v. 56, n. 6, p. 549–554, 2000.

McCAFFERY, A. R. Resistance to insecticides in heliothine Lepidoptera: a global view. **Proceedings of the Royal Society**, Edinburgh, v. 353, p. 1735-1750, 1998.

MILLS, N. Egg parasitoids in biological control and integrated pest management. In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed.) **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on *Trichogramma***. Dordrecht: Springer, 2010, p. 389-412.

MIRANDA, J. E. Perdas por Pragas e Impacto Sobre o Custo de Produção do Algodão Brasileiro nas Safras 2011/2012 e 2012/2013. 9º Congresso Brasileiro do Algodão. **Embrapa Algodão**, Núcleo do Cerrado, p. 2, 2013.

MIRONIDIS, G. K.; SAVOPOULOU-SOULTANI, M. Development, survival and growth rate of the *Hyposoter didymator*-*Helicoverpa armigera* parasitoid-host system: effect of host instar at parasitism. **Biological Control**, Maryland Heights v. 49, n. 1, p. 58-67, 2009.

MOORE, S. D.; PITTAWAY, T.; BOUWER, G., FOURIE, J. G. Evaluation of *Helicoverpa armigera* nucleopolyhedron virus (HearNPV) for control of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) on citrus in South Africa. **Biocontrol Science and Technology**, Oxfordshire, v. 14, p. 239-250, 2004.

MORRIS, O. N. Compatibility of 27 chemical insecticides with *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki*. **The Canadian Entomologist**, Quebec, v. 109, n. 6, p. 855-864. 1977.

MULTANI, J. S.; SOHI, A. S. *Helicoverpa armigera* (Hubner) on carnation, *Dianthus caryophyllus* Linn. in Punjab. **Insect Environment**, Bangalore, v. 8, n. 2, p. 82, 2002.

MURÚA, M. G.; SCALORA, F. S.; NAVARRO, F. R.; CAZADO, L. E.; CASMUZ, A.; VILLAGRÁN, M. E.; LOBOS, E.; GASTAMINZA, G. First record of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Argentina. **Florida Entomologist**, Lutz, v. 97, n. 2, p. 854-856, 2014.

OBOPILE, M. MOSINKIE, K. T. Integrated pest management for African bollworm *Helicoverpa armigera* (Hübner) in Botswana: review of past research and future perspectives. **Journal of Agricultural, Food, and Environmental Science**, Saint Cloud, v. 1, p. 1-9, 2007.

OI, D. H.; WILLIAMS, D. F.; PEREIRA, R. M.; HORTON, P.; DAVIS, T. S.; HYDER, A. H.; BOLTON, H. R.; ZEICHNER, B. C.; PORTER, S. D.; HOCH, A. L.; BOSWELL, M. L.; WILLIAMS, G. Combining biological and chemical controls for the management of red imported fire ants (Hymenoptera: Formicidae). **American Entomologist**, Cary, v. 54, n. 1, p. 46–55, 2008.

OLIVEIRA, H. N.; SIMONATO, J.; GLAESER, D. F.; PEREIRA, F. F. Parasitism of *Helicoverpa armigera* pupae (Lepidoptera: Noctuidae) by *Tetrastichus howardi* and *Trichospinus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae). **Semina Ciências Agrárias**, Londrina, v. 37, n. 1, p. 111-115, 2016.

OLIVEIRA, M. R. V.; MARTINS, O. M.; MARINHO, V. L. A.; MENDES, M. A. S.; TENENTE, R. C. V.; FONSECA, J. N.L.; BATISTA, M.F. **O mandato da quarentena vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia** – Documentos 110. Brasília: EMBRAPA CENARGEN. 2003. 61p.

OZTEMIZ, S. Natural parasitism rate of *Trichogramma evanescens* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and its release efficacy against the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae) in the Cukurova region, Turkey. **Entomological News**, Philadelphia, v. 119, n. 1, p. 19-33., 2008.

PARRA, J. R. P. Biological control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 71, n. 5, p. 345-355, 2014.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. FEALQ, Piracicaba, 1997. 324p.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* no Brasil: viabilidade de uso após vinte anos de pesquisa. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 3, p. 271-282, 2004.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. O uso de *Trichogramma* no controle de pragas. In: NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.) **Atualização sobre métodos de controle de pragas**. FEALQ, Piracicaba, 1986. p.54-5.

- PEARSON, E. O. **The insect pests of cotton in tropical Africa**. London: Commonwealth Institute of Entomology, 1958. 355p.
- PEDGLEY, D. E. Windborne migration of *Heliothis armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) to the British Isles. **Entomologist's Gazette**, Wallingford, v. 36, n. 1, p. 15-20, 1985.
- PEDIGO, L. P.; HUTCHINS, S. H.; HIGLEY, L. G. Economic injury levels in theory and practice. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 31, p. 341-358, 1996.
- PERINI, C. R.; ARNEMANN, J. A.; MELO, A. A.; PES, M. P.; VALMORBIDA, I.; BECHE, M.; GUEDES, J. V. C. How to control *Helicoverpa armigera* on soybean in Brazil? What we have learned since its detection. **African Journal of Agricultural Research**, Lagos, v. 11, n. 16, p. 1426-1432, 2016.
- PINTO, J. D. A review of the New World genera of Trichogrammatidae (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research**, Sófia, v. 15, p. 38-163, 2006.
- PRAÇA, L. B.; BATISTA, A. C.; MARTINS, É. S.; SIQUEIRA, C. B.; DIAS, D. G. S.; GOMES, A. C. M. M.; FALCÃO, R.; MONNERAT, R. G. Estirpes de *Bacillus thuringiensis* efetivas contra insetos das ordens Lepidoptera, Coleoptera e Diptera. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 1, p. 11-16, 2004.
- PRATISSOLI, D.; LIMA, V. L. S.; PIROVANI, V. D.; LIMA, W. L. Occurrence of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) on tomato in the Espírito Santo state. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 33, n. 1, p.101-105, 2015.
- QAIM, M.; PRAY, C. E.; ZILBERMAN, D. Economic and social considerations in the adoption of Bt crops. In: ROMEIS, J.; SHELTON, A. M.; KENNEDY, G. G. (Eds.) **Integration of insect-resistant genetically modified crops within IPM programs**. Dordrecht: Springer, 2008 p.329–356.
- QUERINO, R., ZUCCHI, R. A., PINTO, J. D. Systematics of the Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) with a focus on the genera attacking Lepidoptera. In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Egg parasitoids in agrosystems with emphasis on *Trichogramma***. New York: Springer, 2010. p. 191-218.

RAFIEE-DASTJERDI H.; HEJAZI, M. J.; NOURI-GANBALANI, G.; SABER, M. Toxicity of some biorational and conventional insecticides to cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) and its ectoparasitoid, *Habrobracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Entomological Society of Iran**, Tehran, v. 28, n. 1, p. 27-37, 2008.

RASHID, A.; SAEED, H. A.; AKHTAR, L. H.; SIDDIQI, S. Z.; ARSHAD, M. Comparative efficacy of various insecticides to control gram pod borer (*Helicoverpa armigera* Hubner) on chickpea. **Asian Journal of Plant Sciences**, Faisalabad, v. 2, n. 4, p. 403-405, 2003.

RASOOL, B.; ARIF, J.; HAMED, M.; NADEEM, S. Field Performance of *Trichogramma chilonis* Against *Helicoverpa armigera* Under Varying Sowing Time and Varieties of Cotton. **International Journal of Biology and Agriculture**, Faisalabad, v. 4, n. 1, p. 113–114, 2002.

ROGERS, D. J.; BRIER, H. B. Pest-damage relationships for *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) on vegetative soybean. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 29, n. 1, p. 39-46, 2010.

ROH, J. Y.; CHOI, J. Y.; LI, M. S.; JIN, B. R.; JE, Y. H. *Bacillus thuringiensis* as a specific, safe and effective tool for insect pest control. **Journal of Microbiology and Biotechnology**, Seoul, v. 17, n. 4, p. 547-559, 2007.

ROSSI-ZALAF, L. S.; ALVES, S. B.; LOPES, R. B.; SILVEIRA NETO, S.; TANZINI, M. R. Interação de micro-organismo com outros agentes de controle de pragas e doenças. In: ALVES, S. B.; LOPES, R. B. (Eds.). **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. Piracicaba: FEALQ, 2008. p. 279–302.

SALVADORI, J. R.; SUZANA, C. S. Saldo da *Helicoverpa*. **Cultivar Grandes Culturas**, Pelotas, n. 187, p. 26-28, 2014.

SENAVE. **Servicio Nacional de Calidad y Sanidad Vegetal y de Semillas**. Senave en alerta tras ingreso de peligrosa plaga agrícola. ABC Color, 2013. Disponível em: <<http://www.abc.com.py/edicion-impresia/economia/senave-en-alerta-tras-ingreso-de-peligrosa-plaga-agricola-629240.html>>. Acesso em: 19 set. 2016.

SHANOWER, T. G.; ROMEIS, J. Insect pests of pigeon pea and their management. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 44, p. 77-96, 1999.

SINGH, S. P.; BALLAL, C. R.; POORANI, J. Old world bollworm *Helicoverpa armigera*, associated Heliiothinae and their natural enemies. Bangalore, India, Project Directorate of Biological Control, **Technical Bulletin 31**, 135 pp. 2002.

SMITH, S. M. Biological control with *Trichogramma*: advances, success, and potential of their use. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 41, p. 375-406, 1996.

SOSA-GÓMEZ, D. R.; SPECHT, A.; PAULA-MORAES, S. V.; LOPES-LIMA, A.; YANO, S. A. C.; MICHELI, A.; MORAIS, E. G. F.; GALLO, P.; PEREIRA, P. R. V. S.; SALVADORI, J. R. BOTTON, M.; ZENKER, M. M.; AZEVEDO-FILHO, W. S. Timeline and geographical distribution of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera, Noctuidae: Heliiothinae) in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 60, p. 101-104, 2016.

SOUZA, J. R.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P.; COUTO, M. H. G.; MAIA, J. B. Toxicity of some insecticides used in maize crop on *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) immature stages. **Chilean Journal of Agricultural Research**, Chillan, v. 74, n. 2, p. 234-239, 2014.

SOUZA, J. R.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P.; COUTO, M. H. G.; MAIA, J. B. Impact of insecticides used to control *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) in corn on survival, sex ratio, and reproduction of *Trichogramma pretiosum* Riley offspring. **Chilean Journal of Agricultural Research**, Chillan, v. 73, n. 2, p. 122-127, 2013.

SPECHT, A.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; PAULA-MORAES, S. V. de; YANO, S. A. C. Identificação morfológica e molecular de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e ampliação de seu registro de ocorrência no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 48, n. 6, p. 689-692, 2013.

SRIVASTAVA, C. P.; NITIN, J.; TRIVEDI, T. P. Forecasting of *Helicoverpa armigera* populations and impact of climate change. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, New Delhi, v. 80, n. 1, p. 3-10, 2010.

STARK, J. D.; BANKS, J. E.; ACHEAMPONG, S. Estimating susceptibility of biological control agents to pesticides: influence of life history strategies and population structure. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 29, n. 3, p. 392-398, 2004.

STARK, J. D.; VARGAS, R.; BANKS, J. E. Incorporating ecologically relevant measures of pesticide effect for estimating the compatibility of pesticides and biocontrol agents. **Journal of Economic Entomology**, Cary, v. 100, n. 4, p. 1027–1032, 2007.

SUINAGA, F. A.; PICANÇO, M.; ZANUNCIO, J. C.; BASTOS, C. S. Seletividade fisiológica de inseticidas a *Podisus nigrispinus* (Dallas, 1851) (Heteroptera: Pentatomidae) predador de lagartas desfolhadoras de eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa, v.20, n.3, p.407-414, 1996.

SULLIVAN, M.; MOLET, T. CPHST Pest Datasheet for *Helicoverpa armigera*. USDA-APHIS-PPQ-CPHST. 2007. Revised April 2014. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/owb/downloads/owb-factsheet.pdf>. Acesso em: 14 nov. 2016.

TAY, W. T.; SORIA, M. F.; WALSH, T.; THOMAZONI, D.; SILVIE, P.; BEHERE, G. T.; ANDERSON, C.; DOWNES, S. A brave New World for an Old World pest: *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **PLoS ONE**, San Francisco, v. 8, n. 11, p. 1-7, 2013.

THANAENDAN, G.; JEYARANI, S. Effect of different temperature regimes on the biology of *Bracon brevicornis* Wesmael (Braconidae: Hymenoptera) on different host larvae. **Journal of Biopesticides**, Tamilnadu v. 3, n. 2, p. 441-444, 2010.

VALADARES-INGLIS, M. C. C.; SOUZA, M. T.; SHILER, W. Engenharia genética de microrganismos agentes de controle biológico. In: MELO, I. L.; AZEVEDO, J. L. (Eds.). **Controle Biológico**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 1998, p.102-225.

VALICENTE, F. H.; TUELHER, E. S.; LEITE, M. I. S.; FREIRE, F. L.; VIEIRA, C.M. Production of *Bacillus thuringiensis* biopesticide using commercial lab medium and agricultural by-products as nutrient sources. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 9, n. 1, p. 1-11, 2010.

van HAMBURG, H. The inadequacy of egg counts as indicators of threshold levels for control of *Heliothis armigera* on cotton. **Journal of the Entomological Society of South Africa**, Pretoria, v. 44, n. 2, p. 289-295, 1981.

van LENTEREN, J. C. Commercial availability of biological control agents. In: van LENTEREN, J. C. (Ed.) **Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures**. Wallingford: CAB International, 2003, p. 167-179.

VEIGA, C. P. **Compatibilidade entre produtos químicos e biológicos à base de *Bacillus thuringiensis* Berliner no controle de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)**. 2014. 88 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista "Julio de Mesquita Filho", Jaboticabal, 2014.

VIDYARTHI, A. S.; TYAGI, R. D.; VALERO, J. R.; SURAMPALLI, R. Y. Studies on the production of *B. thuringiensis* based biopesticides using wastewater sludge as a raw material. **Water Research**, New York, v. 36, n. 19, p. 4850-4860, 2002.

VOJOU DI, S.; SABER, M.; GHAREKHANI, G.; ESFANDIARI, E. Toxicity and sublethal effects of hexaflumuron and indoxacarb on the biological and biochemical parameters of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in Iran. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 91, p. 100-107, 2016.

WALKER, P. W. Biology and development of *Chaetophthalmus dorsalis* (Malloch) (Diptera: Tachinidae) parasitizing *Helicoverpa armigera* (Hübner) and *H. punctigera* Wallengren (Lepidoptera: Noctuidae) larvae in the laboratory. **Australian Journal of Entomology**, Richmond, v. 50, p. 309-318, 2011.

WANG, N. C.; LI, Z. H. Studies on the biology of cotton bollworm (*Heliothis armigera* Hübner) and tobacco budworm (*Heliothis assulta* Quenee). **Journal of the Shandong Agricultural University**, Taian, v.1-2, n.1, p.13-25, 1984.

WANG, Z. Y.; HE, K. L.; ZHAN, F.; LU, X.; BABENDREIER, D. Mass rearing and release of *Trichogramma* for biological control of insect pests of corn in China. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 68, p. 136-144, 2013.

ZHANG, S. Y.; XIE, B. Y.; CUI, J.; LI, D. M. Biology of *Campoletis chlorideae* (Uchida) (Hym., Ichneumonidae) developing in Bt-treated, Bt-resistant *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lep., Noctuidae) larvae. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 130, n. 5, p. 268-274, 2006.

ZHOU, H.; YU, Y. I.; TAN, X. M.; CHEN, A. D.; FENG, J. G. Biological control of insect pests in apple orchards in China. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 68, p. 47-56, 2014.

ZUCCHI, R. A.; QUERINO, R. B.; MONTEIRO, R. C. Diversity and hosts of *Trichogramma* in the New World, with emphasis in South America. In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.) **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on *Trichogramma***. Dordrecht: Springer, 2010, p. 219-236.

CAPÍTULO 2 – Toxicidade de inseticidas químicos e biológicos à *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)

Resumo

Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) é uma praga polífaga, relatada pela primeira vez causando prejuízo em cultivos brasileiros em 2013. Inseticidas sintéticos são os mais utilizados no controle desta praga em todo o mundo, porém, com a pressão de seleção devido ao uso indiscriminado e de maneira desordenada, vários casos de resistência foram constatados. O manejo da resistência de insetos à inseticidas engloba diferentes técnicas e estratégias, como a rotação do mecanismo de ação dos inseticidas. Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a toxicidade de inseticidas químicos e biológicos, de diferentes mecanismos de ação, em lagartas de *H. armigera*, em condições de laboratório. Foi avaliada a mortalidade das lagartas de segundo ínstar via ingestão e contato, e estimada a CL₅₀ via ingestão. Por ingestão, todos os produtos testados, exceto VPN-HzSNPV, provocaram 100% de mortalidade. Por contato, os produtos clorfenapir e clorantraniliprole mataram 100% dos insetos. Clorfenapir matou as lagartas em menos tempo. Dentre os produtos químicos, zeta-cipermetrina foi o que demorou mais tempo para matar os insetos. Bt *kurstaki*, no terceiro dia, matou cerca de 60% das lagartas, com 100% de mortalidade até o sétimo. Bt *aizawai* proporcionou maior mortalidade no quarto dia após a ingestão, atingindo 100% no sexto dia. VPN-HzSNPV demorou quatro dias para começar a matar as lagartas, sendo que a maior mortalidade ocorreu no sexto e sétimo dia. Comparando os valores de CL₅₀ dos diferentes produtos, zeta-cipermetrina (0,0242 g i.a./L) e Bt *aizawai* (0,0300 g i.a./L) foram os menos tóxicos. Clorantraniliprole (0,00031 g i.a./L) e VPN-HzSNPV (0,001293 g i.a./L) apresentam os menores valores de CL₅₀. Bt *aizawai*, Bt *kurstaki*, VPN-HzSNPV, zeta-cipermetrina, clorfenapir e clorantraniliprole são tóxicos para lagartas de *H. armigera*, em condições de laboratório.

Palavras-chave: controle químico, controle biológico, MIP.

1. Introdução

Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) é uma praga polífaga, que pode se alimentar de cerca de 180 espécies de plantas de até 45 famílias, causando perdas expressivas na produção de alimentos, grãos, fibras e plantas ornamentais, em diferentes regiões do mundo (Fitt, 1989; Singh et al., 2002; Srivastava et al., 2010; Cunningham & Zalucki, 2014). As lagartas causam danos significativos por atacarem as plantas tanto na fase vegetativa quanto na reprodutiva, consumindo folhas, caules, brotos, inflorescências, frutos e vagens (Reed, 1965; Wang & Li, 1984; Fitt, 1989).

Esta espécie é amplamente distribuída na Oceania, Ásia, Europa e na África (Pearson, 1958; Fitt, 1989; EPPO, 2007). No Brasil, foi relatada a primeira vez em 2013, causando prejuízos em cultivos de soja, milho e algodão (Czepak et al., 2013; Specht et al., 2013; Tay et al., 2013). Porém, há indícios da presença desta praga em território brasileiro, em baixo nível populacional, desde 2008 (Sosa-Gómez et al., 2016).

Nesse contexto, o programa de manejo integrado de pragas (MIP) para o controle de *H. armigera* no Brasil conta com algumas táticas, como a utilização de inseticidas químicos e biológicos à base de *Bacillus thuringiensis* Berliner e vírus, no qual alguns deles foram liberados em caráter emergencial de 2013 a março de 2016 e atualmente já são registrados para essa espécie (Brasil, 2013; Brasil, 2015; AGROFIT/MAPA, 2016).

Inseticidas sintéticos são os mais utilizados no controle de *H. armigera* devido a sua ampla disponibilidade no mercado, praticidade de utilização e rápida ação sobre as lagartas (Rashid et al., 2003; Boukhris-Bouhachem et al., 2007; Vojoudi et al., 2016). Porém, com a pressão de seleção devido ao uso indiscriminado e de maneira desordenada desses inseticidas, vários casos de resistência foram relatados em todo o mundo, registrando-se a dificuldade de controle de populações do inseto (Gunning et al., 1998; Martin et al., 2000; Ahmad et al., 2001; Kranthi et al., 2002; Qaim et al., 2008). Além dos inseticidas químicos, o uso inadequado dos bioinseticidas, como os à base de *B. thuringiensis*, também podem levar a seleção de indivíduos de *H. armigera* resistentes, e em um curto período de tempo (Oppert et al., 1997). Existem relatos de 763 casos de populações resistentes, em 323 localidades, a 49 ingredientes ativos, incluindo *B. thuringiensis* (IRAC, 2016a).

Devido a este problema, muitos pesquisadores em parceria com o governo e produtores em vários países, propuseram estratégias para compor o programa de manejo de resistência a inseticidas (MRI). Todas as técnicas MRI visam maximizar a eficácia dos

inseticidas, minimizar a intensidade da pressão de seleção e mitigar o efeito adverso nos ecossistemas e no meio ambiente. Algumas das estratégias propostas são: uso de produtos sinérgicos em misturas; uso de inseticidas que não possuem relatos de resistência ou então novas moléculas, visando sempre atingir o estágio mais vulnerável da praga; rotação de grupos químicos e modo de ação dos produtos; uso de bioinseticidas e o emprego do controle biológico. O MRI combina as ferramentas do MIP, na busca de um método sustentável para o controle de pragas (Aggarwal et al., 2006; Nimbalkar et al., 2009; IRAC, 2016b)

Sendo assim, se torna necessário o estudo da suscetibilidade de *H. armigera* aos inseticidas utilizados para o seu controle, acrescentando informações para o manejo integrado desta praga que possam ser utilizadas pelos agricultores, com o intuito de manter populações abaixo do nível de dano econômico. Nesse contexto, o objetivo deste trabalho foi avaliar a toxicidade de inseticidas químicos e biológicos, com diferentes mecanismos de ação, em lagartas de segundo ínstar de *H. armigera*, em condições de laboratório.

2. Material e métodos

A criação de *H. armigera* e os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI) do Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, Brasil; mantidos em sala climatizada (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$; umidade relativa de $70 \pm 10\%$; e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro).

2.1. Insetos

Para os experimentos, foram utilizadas lagartas de *H. armigera* de segundo ínstar, obtidas da criação mantida no LBCI, de acordo com metodologia descrita por De Bortoli et al. (2014).

Os ovos depositados no papel toalha que revestiu a gaiola dos adultos de *H. armigera* foram mantidos em recipientes plásticos ($25\text{ cm} \times 15\text{ cm} \times 12\text{ cm}$) até a eclosão das lagartas. As lagartas, coletadas com o auxílio de um pincel, foram transferidas para placas de Petri (6 cm de diâmetro $\times 2\text{ cm}$ altura) contendo dieta artificial (Tabela 1), sendo inserida uma lagarta por placa.

Após a formação das pupas, os indivíduos foram separados por sexo e transferidos para gaiolas de PVC (20 cm de diâmetro $\times 20\text{ cm}$ de altura), onde ocorreu a cópula e

oviposição. Foram acondicionados 20 casais por gaiola. Os adultos receberam como alimento solução de mel a 10%, através de uma tampa plástica de 1 cm de diâmetro, contendo algodão embebido na solução. A gaiola de PVC foi revestida com papel toalha onde as fêmeas realizaram as posturas. O papel foi trocado diariamente para coleta dos ovos durante todo o período de oviposição. A gaiola de PVC foi colocada sobre um prato plástico (23,5 cm de diâmetro \times 3 cm de altura) contendo papel toalha em sua superfície. A parte superior da gaiola foi fechada com tecido de malha fina (tipo *voile*), preso com elástico. Os papéis contendo os ovos foram colocados em recipientes plásticos até a eclosão das lagartas.

2.2. Inseticidas

Os inseticidas químicos e biológicos utilizados nos experimentos foram: clorfenapir (Pirate[®]), zeta-cipermetrina (Mustang 350 EC[®]), clorantraniliprole (Prêmio[®]), *Bacillus thuringiensis aizawai* GC-91 (Agree[®]), *Bacillus thuringiensis kurstaki* (Dipel WP[®]) e VPN-HzSNPV (Gemstar[®]); e seus respectivos grupos químicos, mecanismos de ação e doses utilizadas estão apresentados na Tabela 2.

2.3. Bioensaios

2.3.1. Toxicidade de inseticidas via ingestão e contato

Para o teste via ingestão (toxicidade oral), pedaços de dieta artificial (Tabela 1) com área padronizada (4 cm²) foram cortados e mergulhados individualmente em cada um dos seis inseticidas, nas concentrações recomendadas para utilização no campo (Tabela 2), preparadas com água deionizada. Cada pedaço de dieta artificial foi mergulhado por 10 segundos e posteriormente seco em temperatura ambiente durante 30 minutos. Os pedaços de dieta foram então colocados individualmente em placas de Petri (6,0 cm de diâmetro \times 2,0 cm de altura). Em cada placa foi colocada uma lagarta de segundo ínstar de *H. armigera*. Quando houve necessidade foi feita a reposição da dieta nas placas. Em cada tratamento foram observadas 5 repetições, sendo cada repetição composta por 10 placas, totalizando 50 lagartas por tratamento. O tratamento controle consistiu de dieta tratada apenas com água deionizada. A avaliação da mortalidade foi realizada a cada 24 horas até a morte de todos os insetos. As lagartas foram registradas como mortas quando não se moviam ao serem tocadas com um pincel de cerdas macias.

Para avaliar a ação dos inseticidas por contato em *H. armigera*, foram aplicados 2µL da concentração recomendada dos três produtos que agem por contato (Tabela 2), aplicados dorsalmente na região do protorácica das lagartas de segundo ínstar, com o auxílio uma pipeta. No tratamento controle, as lagartas foram tratadas apenas com água deionizada. Após a aplicação, cada lagarta foi transferida para uma placa de Petri (6,0 cm de diâmetro × 2,0 cm de altura) e mantidas sem alimentação por 24 horas (Estrela et al., 2003). Após este período foi avaliada a mortalidade. As lagartas que sobreviveram foram então mantidas individualizadas nas placas, com pedaços de dieta artificial (Tabela 1) com área padronizada (4 cm²). A mortalidade foi registrada diariamente, quando os insetos não se moviam ao serem tocados com um pincel de cerdas macias, até a mortalidade total dos insetos.

2.3.2. Estimativa da CL₅₀

Pedaços de 4 cm² de dieta artificial (Tabela 1) foram mergulhados em diferentes concentrações dos inseticidas químicos e biológicos preparadas com água deionizada, por 10 segundos e posteriormente secos em temperatura ambiente por 30 minutos. Os pedaços foram colocados individualmente em placas de Petri (6,0 cm de diâmetro × 2,0 cm de altura). A amplitude das concentrações testadas foi pré-estabelecida em ensaio preliminar, sendo selecionadas no mínimo seis concentrações que provocaram mortalidade variando de cerca de 10 a 90%. Na condução do bioensaio, todas as concentrações foram testadas ao mesmo tempo para cada inseticida. Uma lagarta de segundo ínstar de *H. armigera* foi colocada em cada placa contendo um pedaço da dieta tratada. Para cada concentração foram observadas 5 repetições contendo 10 insetos cada uma (1 inseto por placa), totalizando 50 insetos por concentração. A mortalidade foi avaliada a cada 24 horas, caracterizada pela total imobilidade dos insetos.

2.3.3. Análise dos dados

Os dados de mortalidade foram submetidos aos testes de Bartlett e Kolmogorov para constatação de normalidade e homogeneidade da variância, para verificar se atendiam aos requisitos da análise de variância (ANOVA). Em seguida, a ANOVA foi utilizada para verificar o efeito dos produtos na mortalidade de lagartas. Como os dados não atenderam aos requisitos exigidos pela ANOVA, foram conduzidas análises não paramétricas utilizando os testes de Kruskal-Wallis para mais de dois tratamentos e de Wilcoxon para

dois tratamentos. Para a condução de todas as análises foi utilizado o software SAS Institute (2002).

Os dados de resposta da concentração-mortalidade dos testes de toxicidade foram submetidos à análise de regressão de Probit (Finney, 1971) e obtidos os valores de concentração letal média (CL₅₀), utilizando o software SAS (SAS Institute, 2002). Os valores de CL₅₀ dos tratamentos foram considerados significativos quando não ocorreu sobreposição do limite de confiança a 95%.

3. Resultados

3.1. Toxicidade de inseticidas via ingestão e contato

Por ingestão, todos os inseticidas testados, exceto VPN-HzSNPV, provocaram mortalidade total das lagartas de *H. armigera*. Por contato, os produtos clorfenapir e clorantraniliprole mataram 100% dos insetos (Tabela 3).

Clorfenapir matou as lagartas de *H. armigera* em menos tempo, tanto por ingestão quanto por contato. Após apenas um dia provocou 100% de mortalidade por contato e aproximadamente 95% por ingestão. Dentre os inseticidas, zeta-cipermetrina foi o que demorou mais tempo para matar os insetos. Nos dois primeiros dias, clorantraniliprole e zeta-cipermetrina provocaram maior mortalidade por contato (Figura A).

Bt kurstaki, no terceiro dia, apresentou taxa de mortalidade de cerca de 60%, matando todas as lagartas até o sétimo dia. *Bt aizawai* teve maior mortalidade no quarto dia após a ingestão, sendo que todas as lagartas morreram até o sexto. VPN-HzSNPV demorou quatro dias para começar a matar as lagartas, sendo que a maior mortalidade ocorreu no sexto e sétimo dias (Figura A).

3.2. Estimativa da Concentração Letal 50 (CL₅₀)

Comparando os valores de CL₅₀ entre os inseticidas, zeta-cipermetrina (0,0242 g i.a./L) e *Bt aizawai* (0,0300 g i.a./L) foram os menos tóxicos às lagartas de *H. armigera*, por apresentarem os maiores valores de CL₅₀ (Tabela 4).

Bt kurstaki (0,0100 g i.a./L) e clorfenapir (0,0063 g i.a./L) apresentaram valor intermediário de CL₅₀, sendo clorfenapir mais tóxico às lagartas de *H. armigera* do que *Bt kurstaki* (Tabela 4).

Cloranthraniliprole (0,00031 g i.a./L) e VPN-HzSNPV (0,001293 g i.a./L) apresentaram os menores valores de CL₅₀, sendo as lagartas mais suscetíveis a estes inseticidas (Tabela 4).

4. Discussão

Os inseticidas estudados podem ser empregados em programas do manejo integrado de *H. armigera*, uma vez que os valores de mortalidade, por ingestão e contato na concentração recomendada, foram superiores a 80%, sendo considerados tóxicos para a praga (MAPA, 2015). Devido ao relato de resistência da praga à 49 ingredientes ativos em vários países (IRAC, 2016a), produtores brasileiros devem aplicar de maneira adequada estes produtos para evitar problemas relacionados a seleção de populações resistentes da praga, procurando alterar o modo de ação do produto aplicado, bem como associando diferentes estratégias de controle, como a liberação de inimigos naturais.

Dentre os inseticidas químicos sintéticos que possuem ação por contato, zeta-cipermetrina foi o único que não causou 100% de mortalidade de lagartas. Konuş & Karaağaç (2014), estudando a suscetibilidade de uma população de *H. armigera* na Turquia, também por aplicação tópica, observaram razão de resistência de 21 vezes para zeta-cipermetrina. Zeta-cipermetrina pertence ao grupo químico dos piretroides, muito utilizado para o controle de várias pragas, em diferentes culturas (Feo et al., 2010; Wu et al., 2010). Por serem aplicados frequentemente, em pulverizações sequenciais, existem relatos de populações de várias espécies, entre elas *H. armigera*, resistentes a piretroides, no mundo todo (Ahmad & McCaffery, 1988; Ahmad et al., 1995; Vassal et al., 1997; McCaffery, 1998; Martin et al., 2002; Srinivas et al., 2004; Chaturvedi, 2007; Achaleke et al., 2009; Chaturvedi, 2013).

O aumento da atividade de enzimas de desintoxicação em populações de pragas é considerado um dos fatores mais importantes para o desenvolvimento de resistência a inseticidas, como da oxidase e da esterase, associadas à resistência dos piretroides em populações australianas de *H. armigera* (Denholm & Roland, 1992; Li et al., 2007; Joußen et al., 2012; Teese et al., 2013).

A alta mortalidade das lagartas de *H. armigera* causada pelos inseticidas químicos nos dois primeiros dias, está relacionada ao efeito de choque dos produtos, devido aos seus mecanismos de ação. Zeta-cipermetrina é um modulador dos canais de Na⁺, que age no sistema nervoso dos insetos, impedindo a transmissão dos impulsos nervosos (Soderlund et al., 2002). Clorfenapir pertence ao grupo químico dos análogos de pirazol, atuando no

processo metabólico, impedindo a produção de ATP na mitocôndria (Raghavendra et al., 2011). Clorantraniliprole é uma diamida antranílica, sendo moduladores dos receptores de rianodina antranílica, que regulam as liberações de Ca^{+} , causando efeito de contração muscular (Gentz et al., 2010).

Os bioinseticidas foram eficientes causando alta mortalidade de lagartas de *H. armigera*, porém, levaram maior tempo para provocar mortalidade total dos insetos. Bt *aizawai* e Bt *kurstaki* são compostos por esporos e toxinas de *B. thuringiensis* (Bravo et al., 2011). A ação das toxinas pode levar até cinco dias para matar os insetos e envolve diversas etapas, como: ingestão do complexo esporo-cristal pela lagarta, solubilização e processamento da toxina no intestino, ligação ao receptor, inserção na membrana, formação do poro e citólise. As proteínas Cry apresentam-se na forma de pró-toxinas e precisam ser ativadas por proteases para liberarem fragmentos tóxicos (Schnepf et al. 1998; Monnerat & Bravo, 2000; Praça et al., 2007; Bravo et al., 2011). Os bioinseticidas à base de vírus são compostos pelos corpos de oclusão, que se dissolvem no intestino do inseto, liberam os "virions" que são transportados para o núcleo, iniciando a replicação viral e infectando todos os tecidos do inseto e então evolui para a morte das lagartas, em torno de sete dias após a ingestão do produto (Bueno et al., 2012; Haase et al., 2015).

Quando as lagartas de segundo ínstar se alimentaram do VPN-HzSNPV, a mortalidade foi de 88%, valor superior ao encontrado por Kuss et al. (2016), de 75% com 8 dias, utilizando folhas de soja tratadas. Os mesmos autores também testaram a suscetibilidade das lagartas à clorfenapir, observando mortalidade de 40% no terceiro dia de avaliação, chegando a 60% no final da fase larval. Nesta pesquisa, clorfenapir no primeiro dia de avaliação apresentou 95% de mortalidade por ingestão, atingindo 100% no terceiro. A diferença na suscetibilidade de *H. armigera* a estes inseticidas pode ser devido à utilização de diferentes populações do inseto nos bioensaios (Ahmad et al., 2003; Building & Arhabhata, 2007; Hussain et al., 2015).

Quanto à CL_{50} , os menores valores obtidos foram para VPN-HzSNPV (0,001293 g i.a./L) e para clorantraniliprole (0,00031 g i.a./L), indicando ser necessária menor quantidade do ingrediente ativo para matar 50% da população da praga. Estes dois produtos foram altamente tóxicos para lagartas de *H. armigera*, além de serem seletivos a inimigos naturais e polinizadores (Lahm et al., 2007; Corrêa-Ferreira et al., 2010; Gentz et al., 2010; Hannig et

al., 2009; Sial & Brunner, 2010). Estas características fazem de VPN-HzSNPV e clorantianiliprole componentes promissores do MIP de *H. armigera*.

A aplicação combinada de inseticidas biológicos e químicos sintéticos nas culturas pode ser estratégia eficiente na redução do nível populacional da praga (Sharma et al., 2007). Existem pesquisas que comprovaram que a eficácia do clorantianiliprole foi maior quando ocorreu a aplicação combinada com entomopatógenos, como os fungos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* e a bactéria *B. thuringiensis kurstaki* (Wakil et al., 2013; Younas et al., 2016). Além disso, outros estudos também mostraram que VPN-HzSNPV e clorantianiliprole possuem efeito sinérgico no controle de *H. armigera*, causando mortalidade cerca de 40% maior quando aplicados em combinação, em comparação às aplicações isoladas, em diferentes populações (Wakil et al., 2012).

Clorantianiliprole pode ser também uma alternativa para o manejo da resistência em populações resistentes às toxinas de *B. thuringiensis*. Cao et al. (2010) confirmaram a suscetibilidade a este químico, tanto de populações suscetíveis quanto resistentes de *H. armigera* a proteína Cry1Ac, presente em bioinseticidas e plantas transgênicas.

Bt *aizawai*, Bt *kurstaki*, VPN-HzSNPV, zeta-cipermetrina, clorfenapir e clorantianiliprole apresentaram alta toxicidade a lagartas de *H. armigera*, em condições de laboratório. Porém, são necessários trabalhos em campo para testar a eficiência de controle e também para monitorar a resistência de *H. armigera* aos inseticidas utilizados com mais frequência pelos agricultores. Devem ser feitos, também, testes de seletividade dos produtos utilizados neste trabalho para os diferentes inimigos naturais, buscando-se alternativas para combinação no manejo integrado de *H. armigera*.

5. Referências

- Achaleke J, Martin T, Ghogomu RT, Vaissayre M & Brévault T (2009) Esterase-mediated resistance to pyrethroids in field populations of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) from Central Africa. *Pest Management Science* 65:1147-1154.
- Aggarwal N, Brar D & Basedow T (2006) Insecticide resistance management of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) and its effect on pests and yield of cotton in North India. *Journal of Plant Diseases and Protection* 113: 120-127.
- AGROFIT/MAPA (2016) Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. Available at: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons (accessed 21 November 2016).
- Ahmad M & McCaffery AR (1988) Resistance to insecticides in a Thailand strain of *Heliothis armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology* 81: 45-48.
- Ahmad M, Arif MI & Ahmad Z (1995) Monitoring insecticide resistance of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. *Journal of Economic Entomology* 88: 771-776.
- Ahmad M, Arif MI & Ahmad Z (2003) Susceptibility of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) to new chemistries in Pakistan. *Crop Protection* 22: 539–544.
- Ahmad M, Arif MI & Zahoor A (2001) Resistance to carbamate insecticides in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. *Crop Protection* 20: p.427–432.
- Boukhris-Bouhachem S, Hdider C, Souissi R, Ghazel I & Pizzol J (2007) Seasonal activity of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) for improved control management strategies in processing tomatoes. *Acta Horticulturae* 758: 89-94.
- BRASIL. Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Ato nº 15 de 14 de março de 2013. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF, 18 de mar. 2013. Seção 1.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 3, de 18 de março de 2015. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF, 19 mar. 2015. Seção 1, p. 08.
- Bravo A, Likitvivatanavong S, Gill SS & Soberón M (2011) *Bacillus thuringiensis*: a story of a successful bioinsecticide. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 41: 423-431.

- Bueno AF, Sosa-Gómez DR, Corrêa-Ferreira BS, Moscardi F & Bueno RCOF (2012) Inimigos naturais das pragas da soja. Soja: manejo integrado de insetos e outros Artrópodes-praga (ed. by CB Hoffmann-Campo, BS Corrêa-Ferreira & F Moscardi) Embrapa, Brasília, Brasil, pp.493-630.
- Building BM & Arhabhata S (2007) Status of insecticide resistance in the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hübner). Journal of Central European Agriculture 8:171-182.
- Cao G, Lu Q, Zhang L, Guo F, Liang G, Wua K, Wyckhuys KAG & Guo Y (2010) Toxicity of chlorantraniliprole to Cry1Ac-susceptible and resistant strains of *Helicoverpa armigera*. Pesticide Biochemistry and Physiology 98: 99–103.
- Chaturvedi I (2013) A survey of insecticide resistance in *Helicoverpa armigera* in central and South Indian cotton ecosystems. International Journal of Research in BioSciences 2: 37-43.
- Chaturvedi I (2007) Status of insecticide resistance in the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hübner). Journal Central European Agriculture 8: 171-182.
- Corrêa-Ferreira BS, Alexandre TM, Pellizzaro EC, Moscardi F & Bueno AF (2010) Práticas de manejo de pragas utilizadas na soja e seu impacto sobre a cultura. Circular Técnica 78, Embrapa Soja, Londrina, Brasil, 16p.
- Cunningham JP & Zalucki MP (2014) Understanding heliothine (Lepidoptera: Heliethinae) pests: what is a host plant? Journal of Economic Entomology 107: 881–896.
- Czepak C, Albernaz KC, Vivan LM, Guimarães HO & Carvalhais T (2013) Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. Pesquisa Agropecuária Tropical 43: 110-113.
- De Bortoli AS, Vacari AM, Laurentis VL, Figueroa CAS, Trevisan M & Dibelli W (2014) Aplicações da criação massal de insetos. Tópicos em Entomologia Agrícola, Vol. 7 (ed. by AC Busoli, LA Souza, JRC Alencar, DF Fraga & JFJ Grigolli) Maria de Lourdes Brandel, Jaboticabal, Brasil, pp. 141-164.
- Denholm I & Rowland MW (1992) Tactics for managing pesticide resistance in arthropods: theory and practice. Annual Review of Entomology 37: 91–112.
- EPPO (2007) Data sheets on quarantine pests: *Helicoverpa armigera*. Available at: http://www.eppo.org/QUARANTINE/insects/Helicoverpa_armigera/HELIAR_map.html (accessed 21 November 2016).

- Estrela JLV, Guedes RNC, Maltha CRA & Fazolin M (2003) Toxicidade de amidas análogas à Piperina a larvas de *Ascia monuste orseis* Godart (Lepidoptera: Pieridae) e *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Neotropical Entomology* 32: 343-346.
- Feo ML, Eljarrat E & Barcelo D (2010) Determination of pyrethroid insecticides in environmental samples. *Trends in Analytical Chemistry* 29: 692-705.
- Finney DJ (1971) Probit analysis. Cambridge University Press, Cambridge, 333p.
- Fitt GP (1989) The ecology of *Heliothis* in relation to agroecosystems. *Annual Review of Entomology* 34: 17-52.
- Gentz MC, Murdoch G & King GF (2010) Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. *Biological Control* 52: 208–215.
- Greene GL, Leppla NC & Dickerson WA (1976) Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. *Journal of Economic Entomology* 69: 487-488.
- Gunning RV, Moores GD & Devonshire AL (1998) Insensitive acetylcholinesterase causes resistance to organophosphates in Australian *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Pesticide Science* 54: 319–320.
- Haase S, Sciocco-Cap A & Romanowski V (2015) Baculovirus Insecticides in Latin America: Historical Overview, Current Status and Future Perspectives. *Viruses* 7: 2230-2267.
- Hannig GT, Ziegler M & Marçon PG (2009) Feeding cessation effects of chlorantraniliprole, a new anthranilic diamide insecticide, in comparison with several insecticides in distinct chemical classes and mode-of-action groups. *Pest Management Science* 65: 969–974.
- Hussain D, Saleem M, Ghouse G & Abbas M (2015) Insecticide resistance in field populations of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Entomological Science* 50:119-128.
- IRAC (2016a) Arthropod pesticide resistance database. Available at: <http://www.pesticideresistance.org/display.php?page=species&arId=41> (accessed 21 November 2016).
- IRAC (2016b) Insecticide resistance action committee. Available at: <http://www.irc-online.org/about/resistance/management/> (accessed 21 November 2016).
- Joußen N, Agnolet S, Lorenz S, Schöne SE, Ellinger R, Schneider B & Heckel DG (2012) Resistance of Australian *Helicoverpa armigera* to fenvalerate is due to the chimeric P450 enzyme CYP337B3. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109: 15206–15211.

- Kranthi KR, Jadhav DR, Kranthi S, Wanjari S, Ali SS & Russel DA (2002) Insecticide resistance in five major insect pests of cotton in India. *Crop Protection* 21: 449–460.
- Konuş M & Karaağaç SU (2014) Determination of resistance ratios of the cotton bollworm (*Helicoverpa armigera* (Hübner)) against insecticides in Adana. *Journal of Agricultural Science* 29:106-112.
- Kuss CC, Roggia RCRK, Basso CJ, Oliveira MCN, Pias OHC & Roggia S (2016) Pesquisa Agropecuária Brasileira 51: 527-536.
- Lahm GP, Stevenson TM, Selby TP, Freudenberger JH, Cordova D, Flexner L, Bellin CA, Dubas CM, Smith BK, Hughes KA, Hollingshaus JG, Clark CE & Benner EA (2007) Rynaxypyr™: a new insecticidal anthranilic diamide that acts as a potent and selective ryanodine receptor activator. *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters* 17:6274–6279.
- Li X, Schuler MA & Berenbaum MA (2007) Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. *Annual Review of Entomology* 52: 231–253.
- MAPA (2015) Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Memória da 2ª reunião técnica nacional sobre pesquisa com agrotóxicos, p. 1-6.
- Martin T, Chandre F, Ochou OG, Vaissayre M & Fournier D (2002) Pyrethroid resistance mechanisms in the cotton bollworm *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) from West Africa. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 74: 17-26.
- Martin T, Ochou GO, Hala NF, Wassal J & Waissayre M (2000) Pyrethroid resistance in cotton bollworm *Helicoverpa armigera* in West Africa. *Pest Management Science* 56: 549–554.
- McCaffery AR (1998) Resistance to insecticides in heliothine Lepidoptera: a global view. *Proceedings of the Royal Society B* 353: 1735-1750.
- Monnerat RG & Bravo A (2000) Proteínas bioinseticidas produzidas pela bactéria *Bacillus thuringiensis*: modo de ação e resistência. *Controle biológico* (ed. by IS Melo & JL Azevedo) Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, Brasil, p. 163-200.
- Nimbalkar RK, Shinde SS, Tawar DS & Muley SP (2009) Response of cotton bollworm *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) to different insecticides in Maharashtra, India. *World Journal of Agricultural Sciences* 5: 250-255.
- Oppert B, Kramer KJ, Beeman RW, Johnson D & McGaughey WH (1997) Proteinase-mediated insect resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins. *Journal of Biological Chemistry* 272: 23473–23476.

- Pearson EO (1958) The insect pests of cotton in tropical Africa. Commonwealth Institute of Entomology, London, 355p.
- Praça LB, Martins ÉS, Melatti VM & Monnerat RG (2007) *Bacillus thuringiensis* Berliner (Eubacteriales: Bacillaceae): aspectos gerais, modo de ação e utilização. Documentos 239, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, 40 p.
- Qaim M, Pray CE & Zilberman D (2008) Economic and social considerations in the adoption of Bt crops. Integration of insect-resistant genetically modified crops within IPM programs (ed. by J Romeis, AM Shelton & GG Kennedy) Springer, Dordrecht, p.329–356.
- Raghavendra K, Barik TK, Sharma P, Bhatt RM, Srivastava HC, Sreehari U & Dash AP (2011) Chlorfenapyr: a new insecticide with novel mode of action can control pyrethroid resistant malaria vectors. *Malaria Journal* 10. doi: 10.1186/1475-2875-10-16
- Rashid A, Saeed HA, Akhtar LH, Siddiqi SZ & Arshad M (2003) Comparative efficacy of various insecticides to control gram pod borer (*Helicoverpa armigera* Hubner) on chickpea. *Asian Journal of Plant Sciences* 2: 403-405.
- Reed W (1965) *Heliothis armigera* (Hb.) (Noctuidae) in western Tanganyika: II. Ecology and natural and chemical control. *Bulletin of Entomological Research* 56: 127-140.
- SAS Institute (2002) User's Guide: Statistic Version 9.0. SAS Institute, Cary, NC, USA.
- Schnepf HE, Crickmore N, van Rie J, Lereclus D, Baum J, Feitelson J, Zeigler DR & Dean DH (1998) *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 62: 775–806.
- Sharma H, Gowda C, Stevenson P, Ridsdill-Smith T, Clement S, Rao GR, Romeis J, Miles M & El-Bouhssini M (2007) Host plant resistance and insect pest management in chickpea. Chickpea breeding and management (ed. by SS Yadav, RJ Redden, W Chen & B Sharma) CABI, Wallingford, Oxon, UK, pp. 520–537.
- Sial AA & Brunner JF (2010) Assessment of resistance risk in *Obliquebanded leafroller* (Lepidoptera: Tortricidae) to the reduced-risk insecticides chlorantraniliprole and spinetoram. *Journal of Economic Entomology* 103: 1378-1385.
- Singh SP, Ballal CR & Poorani J (2002) Old world bollworm *Helicoverpa armigera*, associated Heliothinae and their natural enemies. Technical Bulletin 31, Bangalore, India, 135 pp.

- Soderlund DM, Clark JM, Sheets LP, Mullin LS, Piccirillo VJ, Sargent D, Stevens JT & Weiner ML (2002) Toxicology 171:3-59.
- Sosa-Gómez DR, Specht A, Paula-Moraes SV, Lopes-Lima A, Yano SAC, Micheli A, Morais EGF, Gallo P, Pereira PRVS, Salvadori JR, Botton M, Zenker MM & Azevedo-Filho WS (2016). Timeline and geographical distribution of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera, Noctuidae: Heliothinae) in Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 60: 101-104.
- Specht A, Sosa-Gómez DR, Paula-Moraes SV de & Yano SAC (2013) Identificação morfológica e molecular de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e ampliação de seu registro de ocorrência no Brasil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 48: 689-692.
- Srinivas R, Udikeri SS, Jayalakshmi SK & Sreeramulu K (2004) Identification of factors responsible for insecticide resistance in *Helicoverpa armigera*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 137: 261-269.
- Srivastava CP, Nitin J & Trivedi TP (2010) Forecasting of *Helicoverpa armigera* populations and impact of climate change. *Indian Journal of Agricultural Sciences* 80: 3-10.
- Tay WT, Soria MF, Walsh T, Thomazoni D, Silvie P, Behere GT, Anderson C & Downes S (2013) A brave new world for an old world pest: *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. *PloS ONE* 8: 1-7.
- Teese MG, Farnsworth CA, Li Y, Coppin CW, Devonshire AL, Scott C, East P, Russell RJ & Oakeshott JG (2013) Heterologous expression and biochemical characterisation of fourteen esterases from *Helicoverpa armigera*. *PLoS ONE* 8: e65951.
- Vassal JM, Vaissayre M & Martin T (1997) Decrease in the susceptibility of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) to pyrethroids in Côte d'Ivoire. *Resistant Pest Management* 9: 14-15.
- Vojoudi S, Saber M, Gharekhani G & Esfandiari E (2016) Toxicity and sublethal effects of hexaflumuron and indoxacarb on the biological and biochemical parameters of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in Iran. *Crop Protection* 91: 100-107.
- Wakil W, Ghazanfar MU, Nasir F, Qayyum MA & Tahir M (2012) Insecticidal efficacy of *Azadirachta indica*, *Nucleopolyhedrovirus* and chlorantraniliprole singly or combined against field populations of *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae). *Chilean Journal of Agricultural Research* 72: 53-61.

- Wakil W, Ghazanfar MU, Riasat T, Qayyum MA, Ahmed S & Yasin M (2013) Effects of interactions among *Metarhizium anisopliae*, *Bacillus thuringiensis* and chlorantraniliprole on the mortality and pupation of six geographically distinct *Helicoverpa armigera* field populations. *Phytoparasitica* 41: 221–234.
- Wang NC & Li ZH (1984) Studies on the biology of cotton bollworm (*Heliothis armigera* Hübner) and tobacco budworm (*Heliothis assulta* Quenee). *Journal of the Shandong Agricultural University* 1-2: 13-25.
- Wu SW, Pu X & Wu YD (2010) Determination of the activities of detoxifying enzymes of *Lygus lucorum* and *Adelphocoris suturalis*. *Journal of Nanjing Agricultural University* 33: 40-44.
- Younas A, Wakil W, Khan Z, Shaaban M & Prager SM (2016) The efficacy of *Beauveria bassiana*, jasmonic acid and chlorantraniliprole on larval populations of *Helicoverpa armigera* in chickpea crop ecosystems. *Pest Management Science*. doi: 10.1002/ps.4297

Figuras

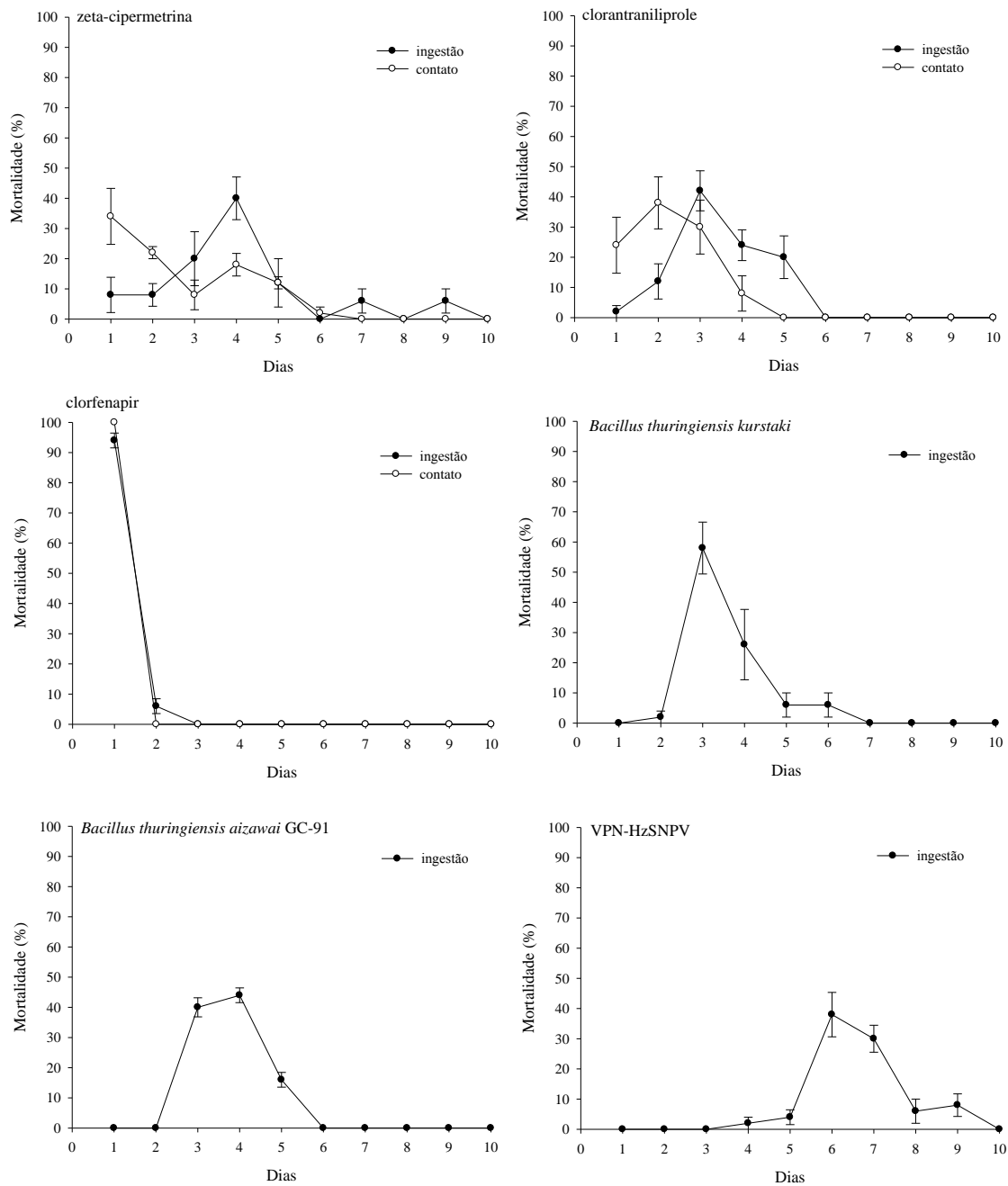


Figura A. Porcentagem de mortalidade diária de lagartas de *Helicoverpa armigera* ao longo do tempo, após contato ou ingestão de inseticidas nas concentrações recomendadas pelos fabricantes.

Tabelas

Tabela 1. Composição da dieta artificial utilizada para criação de *Helicoverpa armigera* (Greene et al., 1976, modificada).

Ingredientes	Quantidade
Feijão branco	75 g
Germe de trigo	60 g
Farelo de soja	30 g
Leite em pó	30 g
Levedura de cerveja	37,5 g
Ácido ascórbico	3,6 g
Ácido sórbico	1,8 g
Metil para-hidroxibenzoato de sódio	3 g
Solução vitamínica	9 mL
Tetraciclina	0,12 g
Formaldeído 40%	3,6 mL
Ágar	23 g
Água	1.400 mL

Tabela 2. Inseticidas químicos e biológicos utilizados para os testes de toxicidade a *Helicoverpa armigera*.

Produto comercial	Ingrediente ativo	Grupo químico	MA ²	DC ³
Pirate [®]	Clorfenapir	Análogo de Pirazol	I/C	500
Mustang 350 EC [®]	Zeta-cipermetrina	Piretroide	I/C	200
Prêmio [®]	Clorantianiliprole	Diamida Antranílica	I/C	125
Agree [®]	Bt ¹ <i>aizawai</i> GC-91	Inseticida biológico	I	750
Dipel WP [®]	Bt ¹ <i>kurstaki</i> , linhagem HD-1 <i>H. zea single capsid</i>	Inseticida biológico	I	600
Gemstar [®]	<i>nucleopolyhedrovirus</i> (VPN- <i>HzSNPV</i>) (Baculovírus)	Inseticida biológico	I	375

¹Bt = *Bacillus thuringiensis*.

²MA = Mecanismo de ação dos produtos; I = ingestão; C = contato.

³DC = Dosagem da formulação comercial utilizada (g ou mL.100 L⁻¹).

Tabela 3. Porcentagem de mortalidade de lagartas de *Helicoverpa armigera* após ação por ingestão e contato de inseticidas nas concentrações recomendadas pelos fabricantes.

Inseticidas	Ação	
	Ingestão	Contato
Bt <i>aizawai</i> GC-91	100,0 ± 0,00 a ¹	-
Bt <i>kurstaki</i>	100,0 ± 0,00 a	-
VPN-HzSNPV	88,0 ± 5,83 b	-
Zeta-cipermetrina	100,0 ± 0,00 a	96,0 ± 2,45 a
Clorfenapir	100,0 ± 0,00 a	100,0 ± 0,00 a
Clorantianiliprole	100,0 ± 0,00 a	100,0 ± 0,00 a
Controle	16,0 ± 4,00 c	14,0 ± 2,45 b

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Kruskal-Wallis (P > 0,05); não ocorreu diferença significativa para a comparação entre ingestão e contato para cada inseticida pelo teste de Wilcoxon (P > 0,05).

Tabela 4. Análise de Probit da resposta de concentração-mortalidade da toxicidade oral de inseticidas às lagartas de segundo ínstar de *Helicoverpa armigera*.

Inseticidas	N ¹	CL ₅₀ (95% I.C.) (g i.a./L) ²	Coefficiente Angular \pm EP ³	χ^2	GL	P
Bt <i>aizawai</i> GC-91	50	0,0300 (0,0227-0,0389)	1,31 \pm 0,11	10,06	6	0,1215
Bt <i>kurstaki</i>	50	0,0100 (0,0084-0,0117)	2,25 \pm 0,24	8,72	6	0,1898
VPN-HzSNPV	50	0,001293 (0,000165-0,00278)	0,86 \pm 0,21	2,69	5	0,7476
Zeta-cipermetrina	50	0,0242 (0,0176-0,0315)	1,27 \pm 0,14	5,08	6	0,5342
Clorfenapir	50	0,0063 (0,0057-0,0067)	4,86 \pm 0,50	6,79	5	0,2363
Clorantraniliprole	50	0,00031 (0,0002-0,0005)	0,76 \pm 0,15	6,89	4	0,1421

¹N=número de lagartas observadas por concentração.

²Concentração letal que matou 50% da população (intervalo de confiança a 95%) (gramas de ingrediente ativo por litro).

³Coefficiente angular \pm erro padrão.

CAPÍTULO 3 – Desempenho de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)

Resumo

Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) é uma praga polífaga, com ampla distribuição geográfica. A primeira ocorrência no Brasil foi em 2013, sendo necessários estudos sobre os métodos de controle disponíveis visando o seu manejo. Uma possível ferramenta para o controle de *H. armigera* é o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Sendo assim, o objetivo foi estudar o comportamento de *T. pretiosum* em ovos de *H. armigera*. Foi estudado o parasitismo, emergência e período de ovo a adulto, com 24 e 48 h de exposição do parasitoide aos ovos de *H. armigera* e *Corcyra cephalonica* (Stainton) (Lepidoptera: Pyralidae); a longevidade dos descendentes com 24 h de exposição; o parasitismo e a emergência em ovos de diferentes idades e diferentes dias de oviposição dos lepidópteros; e a preferência hospedeira. O parasitismo foi maior em *C. cephalonica* após 24 e 48 h de exposição (57,4% e 84,6%, respectivamente). Nos diferentes dias de oviposição, em ovos de *C. cephalonica* o parasitismo foi maior no segundo dia (76,2%), e em *H. armigera*, foi maior no terceiro (71,1%). Em relação às idades dos ovos, o parasitismo foi menor em ovos de *C. cephalonica* com dois dias (63,3%) e de *H. armigera* com três (41,3%). No teste com chance de escolha, *T. pretiosum* preferiu *H. armigera*. No teste sem chance de escolha não houve diferença na preferência. Assim, *T. pretiosum* pode ser uma possível ferramenta no MIP de *H. armigera*.

Palavras-chave: controle biológico, parasitoide, MIP, parasitismo.

1. Introdução

Helicoverpa armigera (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) é uma praga importante para a agricultura mundial por ser altamente polífaga e causar danos em diferentes culturas de importância econômica como tomate, algodão, soja, milho e girassol (Fitt, 1989; Singh et al., 2002; Srivastava et al., 2010; Cunningham & Zalucki, 2014). No Brasil, esta espécie foi relatada pela primeira vez em altos níveis populacionais em 2013, em cultivos de soja, milho e algodão (Czepak et al., 2013; Gabriel, 2013; Specht et al., 2013; Tay et al., 2013). Os prejuízos causados aos produtores rurais no período da ocorrência foram estimados em R\$ 10 bilhões (Gottens, 2013).

Considerando que a praga foi detectada há apenas três anos no Brasil, são necessários estudos sobre os diferentes métodos de controle disponíveis, visando estabelecer um programa de manejo integrado de pragas (MIP) adequado para *H. armigera*. Algumas alternativas para o manejo desta praga foram propostas, em caráter emergencial, pelo governo brasileiro e pela Embrapa, como o controle químico e o biológico (Brasil, 2013; Embrapa, 2013; Brasil, 2015; Agrofite/Mapa, 2016).

O controle biológico é uma ferramenta importante para o controle de *H. armigera* (Embrapa, 2013). Inimigos naturais, como parasitoides e predadores, são componentes importantes do MIP e o seu uso representa uma estratégia fundamental nesses programas (Wang et al., 2013).

Dentre os parasitoides de ovos utilizados no controle biológico estão algumas espécies do gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae), que tem cerca de 210 espécies conhecidas em todo o mundo, sendo 26 delas reportadas no Brasil (Pinto, 2006; Zucchi et al., 2010). Esses insetos são utilizados em vários países, principalmente para o controle de lepidópteros-praga (Smith, 1996; van Lenteren, 2003; Mills, 2010), por meio de liberações inundativas em milhões de hectares de muitas culturas agrícolas de interesse econômico (Smith, 1996; van Lenteren, 2003; Parra & Zucchi, 2004; Pizzol et al., 2012). A ação desses insetos parasitando ovos impede que haja a eclosão de lagartas, prevenindo qualquer dano, já que este é o estágio que provoca prejuízos às culturas (Botelho, 1997).

Para atender a demanda do controle biológico em culturas como milho, soja algodão, tomate e cana-de-açúcar, esses parasitoides são criados massalmente por algumas empresas, existindo no Brasil quatro biofábricas que produzem *Trichogramma* spp., registrados no Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (Agrofite) (Agrofite/Mapa, 2016). Dentre as espécies do

gênero, *T. pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), é uma das espécies comercializadas para o controle de ovos de lepidópteros (Pinto, 1997; Parra, 2010; Agrofit/Mapa, 2016), sendo relatada em aproximadamente 18 diferentes hospedeiros e em 13 culturas (Zucchi & Monteiro, 1997).

Para viabilizar a produção desses insetos são utilizados ovos de hospedeiros alternativos, como os de *Corcyra cephalonica* (Stainton) (Lepidoptera: Pyralidae), conhecida como a traça-do-arroz, importante praga de grãos armazenados (Upadhyay & Ahmad, 2011; van Lenteren, 2012).

A utilização de hospedeiros alternativos torna a criação prática e com o custo de produção bem menor em relação a uma criação realizada no hospedeiro natural (Parra, 1997; van Lenteren, 2012; Singhamuni et al., 2015; Rajasekhar et al., 2016). *Corcyra cephalonica* é um hospedeiro adequado para produção em laboratório de *T. pretiosum*, pois permite bom desempenho reprodutivo quando comparado a outros, por gerações consecutivas, garantindo descendentes com qualidade para a manutenção da criação (Figueroa, 2015).

Neste contexto, *T. pretiosum* pode então ser considerado uma das ferramentas disponíveis para compor o programa de MIP de *H. armigera*. Porém, para obter bons resultados no campo são necessários estudos básicos para entender o desenvolvimento e o comportamento do parasitoide nos ovos desta praga. Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi estudar o parasitismo e o comportamento de *T. pretiosum* em ovos de *H. armigera*, comparando-se com ovos de *C. cephalonica*, que é um hospedeiro adequado para o desenvolvimento desta espécie de parasitoide em laboratório.

2. Material e Métodos

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI) do Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, Brasil; mantidos em sala climatizada, com condições controladas de temperatura ($25 \pm 2^\circ\text{C}$), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo (12 horas de luz/12 horas de escuro).

2.1. Insetos

2.1.1. *Corcyra cephalonica*

Os ovos de *C. cephalonica* utilizados para a manutenção da criação de *T. pretiosum* e para os experimentos foram obtidos da criação do LBCI (De Bortoli et al., 2012). A dieta utilizada para alimentação das lagartas era composta por germe de trigo (94%), esterilizado a 150°C por 2 horas, misturado homogeneamente à levedura de cerveja (6%) (Bernardi et al., 2000). Sobre a superfície da dieta foram distribuídas 0,15 gramas de ovos, em um recipiente plástico (47 cm × 29,5 cm × 10,5 cm) fechado com tampa plástica com orifício telado com tecido tipo *voile* (6 cm × 8 cm). Insetos recém-emergidos foram coletados diariamente utilizando-se um aspirador de pó adaptado com uma câmara de captura, sendo transferidos para recipientes de vidro cilíndrico (11 cm de diâmetro × 17 cm de altura) contendo como substrato para oviposição tela tipo sombrite. O recipiente foi tampado com o mesmo tipo de tela. A coleta de ovos foi feita diariamente. Os ovos foram peneirados para retirada de impurezas. A sala de criação foi mantida à temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de 25% e fotofase de 12 horas.

2.1.2. *Trichogramma pretiosum*

Os insetos utilizados nos bioensaios foram provenientes da criação mantida no LBCI, composta somente por fêmeas, que se reproduzem por partenogênese telítica (Pinto & Stouthamer, 1994).

Os ovos do hospedeiro alternativo *C. cephalonica* foram oferecidos em cartelas de cartolina azul celeste (3,5 cm × 1,5 cm), fixados na cartela com fita adesiva dupla face (2,5 cm × 1,2 cm), identificadas pela data da oferta dos ovos. Os ovos nas cartelas foram inviabilizados em lâmpada germicida por 45 minutos, com o objetivo de evitar a eclosão das lagartas. As cartelas foram posteriormente colocadas em tubos de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), contendo adultos de *T. pretiosum* recém-emergidos. Na superfície da lateral interna do tubo foi adicionada uma gotícula de mel, para alimentação dos insetos. A substituição da cartela ocorreu a cada 24 horas, por até cinco dias, e aquelas com ovos parasitados foram transferidas para outro tubo semelhante, vedado com plástico filme PVC, onde ocorria a emergência dos adultos. A emergência dos primeiros parasitoides ocorreu após o décimo dia do parasitismo. Os insetos foram mantidos a temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro.

2.1.3. *Helicoverpa armigera*

Para os experimentos com *T. pretiosum*, os ovos de *H. armigera* foram obtidos da criação mantida no LBCI, de acordo com o método descrito por De Bortoli et al. (2014).

Os ovos depositados no papel toalha que revestia a gaiola dos adultos de *H. armigera* foram mantidos em recipientes plásticos (25 cm × 15 cm × 12 cm) até a eclosão das lagartas. As lagartas, coletadas com o auxílio de um pincel, foram transferidas para placas de Petri (6 cm de diâmetro × 2 cm altura) contendo dieta artificial (Tabela 1), sendo inserida uma lagarta por placa.

Após a formação das pupas, os indivíduos foram separados por sexo e transferidos para gaiolas de PVC (20 cm de diâmetro × 20 cm de altura), onde ocorreu a cópula e oviposição. Foram acondicionados 20 casais por gaiola. Os adultos receberam como alimento solução de mel a 10%, através de uma tampa plástica de 1 cm de diâmetro, contendo algodão embebido na solução. A gaiola de PVC foi revestida com papel toalha onde as fêmeas realizaram as posturas. O papel foi trocado diariamente para coleta dos ovos durante todo o período de oviposição. A gaiola de PVC foi colocada sobre um prato plástico (23,5 cm de diâmetro × 3 cm de altura) contendo papel toalha em sua superfície. A parte superior da gaiola foi fechada com tecido de malha fina (tipo *voile*), preso com elástico. Os papéis contendo os ovos foram colocados em recipientes plásticos até a eclosão das lagartas. Os insetos foram mantidos em sala climatizada (temperatura: $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa: $70 \pm 10\%$ e fotofase: 12 horas).

2.2. Parasitismo por *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Helicoverpa armigera*

Foram utilizados ovos de até 24 horas e do primeiro dia de oviposição dos hospedeiros *C. cephalonica* (hospedeiro alternativo) e *H. armigera* (hospedeiro natural). Os ovos foram colados em cartelas de cartolina azul celeste (3,5 cm × 1,5 cm) com goma arábica (50%), diluída em água deionizada. Os ovos de *C. cephalonica* foram manuseados com pincel de cerdas finas e macias, já os de *H. armigera* foram recortados um a um do papel utilizado como substrato de oviposição e colados na cartela. Ambos foram expostos a luz germicida, por 45 minutos, para inviabilização dos ovos. Cada repetição correspondia a um tubo de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), contendo uma cartela com os ovos e uma fêmea do parasitoide, sendo o tubo vedado com plástico filme PVC. Foi colocada uma gotícula de mel na superfície interna dos tubos para alimentação das fêmeas. Foram realizadas 20 repetições com 30 ovos por hospedeiro. Cada fêmea ficou em contato com os ovos por

dois períodos diferentes, 24 e 48 horas de exposição, para permitir o parasitismo, sendo, após esses períodos, retiradas e descartadas. O parasitismo foi avaliado pela contagem do número de ovos escuros e a emergência pelo número de ovos escuros com orifício. Foi também contabilizado o período de ovo até adulto do parasitoide, medido desde o dia do parasitismo até o dia da emergência dos descendentes.

2.3. Longevidade de *Trichogramma pretiosum*

Os descendentes de *T. pretiosum* obtidos dos indivíduos que foram submetidos ao tratamento de 24 horas descrito no item 2.2, foram utilizados para avaliação da longevidade. Quarenta fêmeas oriundas dos dois hospedeiros foram separadas aleatoriamente para se determinar a longevidade dos adultos, que foram mantidos em tubos de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro) contendo uma gotícula de mel na superfície interna desses tubos para alimentação, com vedação por plástico filme PVC.

2.4. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos obtidos em diferentes dias de oviposição de *Helicoverpa armigera*

Para este teste foram utilizados ovos do primeiro, segundo, terceiro, quarto, quinto e sexto dia de oviposição de *C. cephalonica* e *H. armigera*. Trinta ovos de cada hospedeiro foram expostos a uma fêmea de *T. pretiosum* por 24 horas, dos diferentes dias de oviposição, em tubos de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), contendo uma gotícula de mel na superfície lateral interna e vedado com plástico filme PVC. Os ovos foram fixados em cartelas de cartolina azul celeste, e inviabilizados por 45 minutos em luz germicida, como descrito no item 2.2. Foram observadas 15 repetições, com 30 ovos para cada hospedeiro, sendo avaliado o parasitismo e a emergência dos parasitoides.

2.5. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos de diferentes idades de *Helicoverpa armigera*

Cada fêmea do parasitoide foi acondicionada em tubos de vidro (8,0 de altura × 2,0 cm de diâmetro), fechados com filme plástico do tipo PVC, que também continham na parede interna uma gotícula de mel para alimentação. Trinta ovos de *C. cephalonica*, com um, dois, três e quatro dias de idade, obtidos da criação em laboratório, foram colados em cartelas de cartolina azul celeste (3,5 cm × 1,5 cm) e posteriormente colocadas nos tubos de vidro. O

mesmo foi feito com ovos de *H. armigera*. Os ovos foram inviabilizados por 45 minutos em luz germicida no dia da montagem do experimento. Ao final de 24 horas de parasitismo, as fêmeas de *T. pretiosum* foram retiradas e descartadas. Foram observadas 15 repetições, com 30 ovos para cada hospedeiro. Os tubos com as cartelas foram mantidos em sala climatizada, nas condições já descritas, até a emergência dos descendentes. Foram também avaliadas a porcentagem de parasitismo e de emergência dos parasitoides.

2.6. Preferência hospedeira de *Trichogramma pretiosum*

Foram montadas arenas em garrafas transparentes (pré-forma) de polietileno de 4 cm de altura, contendo na tampa orifícios onde foram acoplados quatro tubos de Duran dispostos equidistantes (Volpe & Goulart, 2009). No teste com dupla chance de escolha, em dois tubos opostos foram colocadas cartelas de cartolina azul celeste (0,4 cm × 2,0 cm) contendo 15 ovos de *C. cephalonica* e, nos outros 2, 15 ovos de *H. armigera*. No teste sem chance foram colocados somente 2 tubos com 15 ovos de *C. cephalonica* ou *H. armigera*. Os ovos utilizados foram inviabilizados em luz germicida por 45 minutos. Em cada arena foi liberada uma fêmea, por meio de um orifício localizado na parte superior da tampa. Após 24 horas, os tubos de Duran com os ovos foram retirados da arena, vedados com plástico PVC e mantidos em sala climatizada até a emergência dos adultos. Foram observadas 15 repetições para cada tratamento, e avaliado o parasitismo e a emergência dos descendentes.

2.7. Análise dos dados

Os dados de parasitismo, emergência e período de ovo a adulto de *T. pretiosum* foram submetidos aos testes de Kolmogorov e Bartlett para verificar a normalidade e homogeneidade da variância. Quando os dados apresentaram estes pressupostos foram então submetidos à análise de variância (ANOVA). Quando havia dois tratamentos foi utilizado o teste t de Student e quando havia mais de dois tratamentos foi utilizado o teste de Student Newman Keulls ($P < 0,05$). Quando os dados não atenderam aos requisitos da ANOVA foi utilizada a transformação mais adequada, e se mesmo assim, não apresentavam normalidade e homocedasticidade, os dados então foram submetidos a testes não paramétricos. Para os testes não paramétricos foi utilizado o teste de Wilcoxon para dois tratamentos e o de Kruskal-Wallis para três ou mais tratamentos ($P < 0,05$). Todas as análises foram conduzidas utilizando o software SAS (SAS Institute, 2002).

Também foram elaboradas curvas utilizando-se os dados de sobrevivência na idade específica, comparadas de acordo com Kaplan & Meyer (1958), que foram analisados utilizando-se o software SAS (SAS Institute, 2002).

As frequências dos dados de escolha foram analisadas usando o Proc FREQ (SAS Institute, 2002) e interpretadas pelo teste χ^2 , em que a razão 1:1 foi assumida se o parasitoide não apresentasse preferência.

3. Resultados

3.1. Parasitismo por *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Helicoverpa armigera*

Comparando-se o parasitismo para um mesmo hospedeiro ao longo do tempo, observou-se que foi maior quando a fêmea ficou em contato por 48 horas com os ovos de *C. cephalonica* (84,6%) ($t = -4,90$; GL = 43; $P < 0,0001$). Já para *H. armigera*, 24 e 48 horas de exposição apresentaram parasitismo similar ($t = -0,92$; GL = 43; $P = 0,3603$). Entre os hospedeiros no mesmo período, houve um aumento no parasitismo em ovos do hospedeiro alternativo *C. cephalonica*, em relação à *H. armigera*, para 24 ($t = 2,69$; GL = 38; $P = 0,0106$) e 48 horas de exposição dos ovos ($t = 5$; GL = 48; $P < 0,0001$) (Tabela 2).

A duração do período de ovo a adulto de *T. pretiosum* foi de 10 dias para ambos os hospedeiros após 24 horas de exposição aos ovos. Com 48 horas, a duração do período de desenvolvimento foi maior em ovos de *C. cephalonica* (11,3 dias) do que *H. armigera* (10,9 dias) ($z = 2,36$; GL = 1; $P = 0,0182$) (Tabela 3).

A emergência não foi afetada pelos diferentes hospedeiros com 24 horas de exposição ($t = 0,82$; GL = 37; $P = 0,4165$). No entanto, com 48 horas ($t = 5,62$; GL = 48; $P < 0,0001$) observou-se que a emergência foi maior em ovos de *C. cephalonica* (80,1%) em relação à *H. armigera* (50,9%). Nos dois hospedeiros houve diferença na porcentagem de emergência entre os tempos de exposição. Em ovos de *C. cephalonica* ($t = 4,28$; GL = 43; $P = 0,0001$) e *H. armigera* ($t = 9,08$; GL = 43; $P < 0,0001$) as taxas de emergência foram, respectivamente, 1,2 e 1,86 vezes maiores com 24 horas (Tabela 4).

3.2. Longevidade de *Trichogramma pretiosum*

Após a emergência nos ovos hospedeiros parasitados por 24 horas, as fêmeas de *T. pretiosum* provenientes de *C. cephalonica* tiveram longevidade por até 12 dias diferindo em

relação à *H. armigera* que obtiveram longevidade maior, de até 13 dias. Porém, com três dias após emergência, a porcentagem de sobrevivência dos adultos emergidos de ovos de *H. armigera* foi reduzida para 50%. A mesma redução foi observada apenas no oitavo dia para insetos emergidos de ovos de *C. cephalonica*. A sobrevivência dos insetos provenientes dos ovos de *C. cephalonica* foi menor, em relação aos de *H. armigera*, somente a partir do 11º dia (Figura A).

3.3. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos obtidos em diferentes dias de oviposição de *Helicoverpa armigera*

O parasitismo de *T. pretiosum* para *C. cephalonica* ($\chi^2 = 11,89$; GL = 5; P = 0,0362), foi semelhante em ovos obtidos em diferentes dias de oviposição, com exceção do primeiro dia, que foi menor (56,0%). Já em ovos de *H. armigera* ($\chi^2 = 34,03$; GL = 5; P < 0,0001), o terceiro dia de oviposição apresentou a maior porcentagem de parasitismo (71,1%) em relação aos demais (Tabela 5).

No primeiro (t = 2,18; GL = 28; P = 0,0375), segundo (t = 3,40; GL = 28; P = 0,0021), quarto (t = 2,32; GL = 28; P = 0,0281) e sexto (t = 4,50; GL = 23; P = 0,0002) dia de oviposição, o parasitismo em ovos de *C. cephalonica* foi maior quando comparado aos ovos de *H. armigera* (Tabela 5).

A porcentagem de emergência foi similar entre os períodos de oviposição para *C. cephalonica* ($\chi^2 = 8,71$; GL = 5; P = 0,1211) e para *H. armigera* ($\chi^2 = 8,28$; GL = 5; P = 0,1414) e entre os hospedeiros (Tabela 6).

3.4. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos de diferentes idades de *Helicoverpa armigera*

A porcentagem de parasitismo de *T. pretiosum* foi menor em ovos de *C. cephalonica* ($\chi^2 = 16,30$; GL = 3; P = 0,0010) com dois dias (63,3%) e em ovos de *H. armigera* ($\chi^2 = 19,99$; GL = 3; P = 0,0002), no terceiro dia (41,3%) (Tabela 7).

Os ovos com um e três dias (t = 3,78; GL = 28; P = 0,0008), respectivamente, apresentaram parasitismo maior em *C. cephalonica* em relação à *H. armigera* (Tabela 7).

A porcentagem de emergência não foi influenciada pela idade dos ovos, em *C. cephalonica* ($\chi^2 = 0,07$; GL = 3; P = 0,9949) e *H. armigera* ($\chi^2 = 3,25$; GL = 3; P = 0,3545) (Tabela 8).

3.5. Preferência hospedeira de *Trichogramma pretiosum*

Com relação ao parasitismo, no teste com chance de escolha ($\chi^2 = 20,12$; GL = 1; $P < 0,0001$), *T. pretiosum* preferiu os ovos de *H. armigera* (80%) em relação à *C. cephalonica* (20%). No teste sem chance de escolha ($\chi^2 = 1,1843$; GL = 1; $P = 0,2765$), não houve diferença na preferência do parasitoide com relação aos hospedeiros (Figura B).

Em relação à emergência dos adultos, não houve diferença entre os hospedeiros, uma vez que nos testes com ($\chi^2 = 0,0179$; GL = 1; $P = 0,8937$) e sem chance ($\chi^2 = 1,2678$; GL = 1; $P = 0,2602$) de escolha *T. pretiosum* se desenvolveu tanto em ovos de *C. cephalonica* quanto de *H. armigera* (Figura C).

4. Discussão

Este trabalho faz parte dos estudos básicos visando adequar o manejo da praga introduzida no Brasil, *H. armigera*, utilizando o parasitoide de ovos *T. pretiosum*, que é eficiente no controle de alguns lepidópteros-praga em várias culturas de importância econômica (Zucchi & Monteiro, 1997; Bueno et al., 2010).

O parasitismo de *T. pretiosum* com 24 e 48 horas de exposição aos ovos de *C. cephalonica* e *H. armigera* foi maior no hospedeiro alternativo *C. cephalonica*, que é o mesmo utilizado para manter a criação em laboratório. Em ovos de *H. armigera*, o parasitismo com 24 e 48 horas foi, respectivamente, de 43% e 49,7%, valores inferiores ao encontrado por Ballal & Singh (2003), que foi 76,7%, em condições de laboratório, utilizando uma população da mesma praga originária da Índia. Porém, antes dos testes, os autores criaram o parasitoide por duas gerações em ovos de *H. armigera*. Pode-se sugerir então que o melhor desempenho do parasitoide em *C. cephalonica* pode estar relacionado à adaptação do comportamento, ou seja, ao condicionamento do inseto, já que foi mantido por sucessivas gerações em laboratório nos ovos deste hospedeiro (Kaiser et al., 1989; Hommay et al., 2002; Kölliker-Ott et al., 2003). Quando em laboratório, os insetos podem adaptar o seu comportamento de acordo com as condições em que eles têm experimentado, tanto na fase adulta como na jovem (Kaiser, 1989).

Porém, o parasitismo em ovos de *H. armigera* foi cerca de 50%, o que possibilita a associação da liberação de *T. pretiosum* em campo com outras ferramentas para o controle da praga, buscando aumentar os níveis de controle. As liberações de *T. pretiosum* podem ser

feitas em conjunto com a aplicação de produtos químicos e biológicos, que, principalmente neste caso, devem ser eficientes para o controle da praga e seletivos ao parasitoide (Guedes et al., 1992; Foerster, 2002). No leste da Austrália, em cultivos de milho doce, a associação de *Trichogramma* com produtos biológicos à base de bactéria e vírus, foi realizada no MIP para o controle de *H. armigera* (Scholz et al., 1998). Na China, espécies de *Trichogramma* também são utilizadas no manejo de pragas em milho, incluindo ovos de *H. armigera* (Wang et al., 2013).

Além disso, se utilizado em áreas de variedades transgênicas, o controle biológico pode incrementar o controle da praga, atingindo indivíduos resistentes às tecnologias expressas pelas plantas (Davies et al. 2006; Davies et al. 2009; Downes et al., 2016). Ainda, pode ajudar no manejo de resistência às toxinas expressas pela planta, já que impede que as lagartas eclodam e ingiram o tecido transgênico, evitando futuros surtos da praga e garantindo o sucesso da tecnologia na agricultura (Davies et al., 2011). No oeste da Austrália, *Trichogramma* tem sido eficaz na supressão de pragas importantes e é considerado crucial para a continuidade da produção sustentável de algodão-Bt na região (Davies et al., 2006; Davies et al., 2009; Davies et al., 2011b). Na Turquia após liberações inundativas de *Trichogramma* em algodão para o controle de *H. armigera* foi observado parasitismo de 52,5%, quando foram liberados 120 mil parasitoides por hectare (Oztemiz, 2008), evidenciando o potencial de *Trichogramma* no controle biológico de *H. armigera*.

Com 48 horas de exposição, o parasitismo em ovos de *C. cephalonica* foi maior do que com 24 horas. Mas o aumento do parasitismo não foi proporcional ao aumento do tempo de exposição, que dobrou. Já com os ovos de *H. armigera*, o aumento de exposição não aumentou o parasitismo.

A emergência foi semelhante entre os hospedeiros, com 24 horas de exposição, o que permite concluir que os ovos das duas espécies permitem o desenvolvimento completo do parasitoide (Schmidt & Smith, 1985). Porém, com 48 horas a emergência reduziu, nas duas espécies, ficando abaixo do valor ideal de 85% (Navarro, 1998). Possivelmente, por ficar mais tempo em contato com os ovos, algumas fêmeas podem depositar seus ovos em um hospedeiro já parasitado, por ela mesma ou por outra, o que caracteriza o superparasitismo. Este comportamento pode prejudicar o desenvolvimento do parasitoide no interior do ovo, ou até mesmo matar tanto o parasitoide em desenvolvimento quanto o hospedeiro. Quando um hospedeiro é superparasitado, alguns ou todos os imaturos do parasitoide são

insuficientemente nutridos, não conseguindo completar o desenvolvimento e morrendo. Em alguns casos, os insetos nascem, porém, com tamanho diminuto ou com deformações (Salt, 1936; van Alphen & Visser, 1990; Dorn & Beckage, 2007).

Na prática, o resultado do tempo de exposição implica, possivelmente, na necessidade de liberações periódicas, de acordo com a amostragem, já que com a redução da emergência o parasitoide não manterá sua população em nível necessário no campo para o controle da praga.

A Embrapa recomenda que, durante a amostragem com armadilhas adesivas de feromônio, ao serem coletados os primeiros adultos de *H. armigera*, as liberações do parasitoide devem ser feitas (EMBRAPA, 2013). Mas deve-se levar em consideração, também, que neste trabalho foi observado que o maior parasitismo ocorreu em ovos do terceiro dia de oviposição da praga. Tais resultados são de suma importância e auxiliarão nas liberações de *T. pretiosum* no momento mais adequado, contribuindo para o eficiente controle de *H. armigera* no campo.

Com relação à idade do ovo, houve redução em ovos de dois dias para *C. cephalonica* e em ovos de três dias para *H. armigera*. A idade dos ovos hospedeiros pode influenciar no desempenho de parasitoides de ovos utilizados no controle biológico (Pak et al., 1986), pois os ovos podem sofrer mudanças morfológicas e fisiológicas, o que pode interferir na aceitação pela fêmea (Vinson, 1997; Godin & Boivin, 2000; Faria et al., 2000). Como o ovo do hospedeiro está em fase transitória de desenvolvimento, o parasitoide deve então matar o embrião e impedir o seu desenvolvimento para então ovipositar seus ovos (Jarjees & Merritt, 2004).

Nos ovos de *H. armigera* com três dias, possivelmente, o embrião já está com certo desenvolvimento, ocupando o volume quase total do ovo, além de estar com elevado nível de esclerotização, o que aumenta a proteção do hospedeiro e diminui a quantidade de alimento necessário para o desenvolvimento da larva de *Trichogramma* dentro do ovo (Jarjees & Merritt, 2004).

De maneira geral, pode-se assumir que houve parasitismo em todas as idades dos ovos de *H. armigera*, e com isso é possível observar a aceitação dos ovos pelo parasitoide, mesmo os mais velhos. Se as condições do ambiente forem favoráveis à permanência do inseto por mais tempo no campo, talvez ele continue parasitando os ovos da praga presentes na cultura, de todas as idades, impedindo a eclosão das lagartas.

A idade do ovo, depois que foi parasitado, não interferiu na emergência dos descendentes do parasitoide, o que também foi observado com *T. pretiosum* em ovos de *Mocis latipes* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae) (Stinguel et al., 2013), *T. galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Crambidae) (Oliveira et al., 2014), *T. cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em *Lobesia botrana* (Denis & Schiffermüller) (Lepidoptera: Tortricidae) (Pizzol et al., 2012) e *T. exiguum* Pinto & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae) (Polanczyk et al., 2007), possibilitando a permanência dos descendentes nas áreas em que foram liberados os parasitoides.

No teste de preferência com chance de escolha, o parasitoide preferiu os ovos do hospedeiro natural, *H. armigera*. Existem vários fatores que influenciam na preferência hospedeira, como o tamanho do ovo, que é um fator crítico no processo de seleção hospedeira. No geral, a maioria das espécies de *Trichogramma* tende a preferir ovos de tamanho médio a grande para ovipositar (Schmidt, 1994). Neste caso, os ovos de *H. armigera* e *C. cephalonica* possuem volume aproximado de, respectivamente, $0,08 \text{ mm}^3$ (Anantanawat et al., 2016) e $0,036 \text{ mm}^3$ (Cônsoli et al., 1999), o que pode ser um dos fatores que explica esta preferência. Estudos sobre os mecanismos associados à seleção hospedeira devem ser feitos com *T. pretiosum* e *H. armigera* para garantir o sucesso no controle biológico aplicado.

Os resultados obtidos neste trabalho mostram a possibilidade da utilização de *T. pretiosum* no controle de *H. armigera*. Testes em semicampo e campo devem ser realizados, buscando adequar a metodologia de liberação, além de estudos de associação com outras técnicas de controle da praga.

5. Referências

- AGROFIT/MAPA (2016) Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. Available at: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons (accessed 21 November 2016).
- Anantanawat KJ, Glatz R & Keller MA (2016) Effect of induced tolerance to Bt toxin on the egg size of *Helicoverpa armigera* and parasitism by *Trichogramma pretiosum*. *Physiological Entomology* 41: 267-273. doi: 10.1111/phen.12152.
- Ballal CR & Singh SP (2003) The Effectiveness of *Trichogramma chilonis*, *Trichogramma pretiosum* and *Trichogramma brasiliense* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) as Parasitoids of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) on Sunflower (*Helianthus annuus*) and Redgram (*Cajanus cajan*). *Biocontrol Science and Technology* 13: 231-240. doi: 10.1080/0958315021000073493.
- Bernardi EB, Haddad ML & Parra JRP (2000) Comparison of artificial diets for rearing *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) (Lep., Pyralidae) for *Trichogramma* mass production. *Revista Brasileira de Biologia* 60: 45-52.
- Botelho PM (1997) Eficiência de *Trichogramma* em campo. *Trichogramma e o controle biológico aplicado* (ed. by JRP Parra & RA Zucchi) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp.303-318.
- Brasil (2013). Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Ato nº 15 de 14 de março de 2013. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF.
- Brasil (2015) Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 3, de 18 de março de 2015. Diário Oficial [da] União, Poder Executivo, Brasília, DF.
- Bueno RCOF, Bueno AF, Parra JRP, Vieira SS & de Oliveira LJ (2010) Biological characteristics and parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) on eggs of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 54: 322-327.
- Cônsoli FL, Kitajima EW & Parra JRP (1999) Ultrastructure of the natural and factitious host eggs of *Trichogramma galloi* Zucchi and *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology* 28: 211-231.

- Cunningham JP & Zalucki MP (2014) Understanding Heliothine (Lepidoptera: Heliothinae) pests: what is a host plant? *Journal of Economic Entomology* 107: 881-96.
- Czepak C, Albernaz KC, Vivan LM, Guimarães HO & Carvalhais T (2013) Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. *Pesquisa Agropecuária Tropical* 431: 110-113.
- Davies AP, Lange CL & O'Neill SL (2006) A rapid single-step multiplex method for discriminating between *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) species in Australia. *Journal of Economic Entomology* 99: 2142-2145.
- Davies AP, Pufke US & Zalucki MP (2009) *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) ecology in a tropical bt transgenic cotton cropping system: sampling to improve seasonal pest impact estimates in the Ord River irrigation area, Australia. *Journal of Economic Entomology* 102: 1018-1031.
- Davies AP, Carr CM, Scholz BCG & Zalucki MP (2011) Using *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) for insect pest biological control in cotton crops: an Australian perspective. *Australian Journal of Entomology* 50: 424-440.
- Davies AP, Pufke US & Zalucki MP (2011b) Spatio-temporal variation in *Helicoverpa* egg parasitism by *Trichogramma* in a tropical Bt-transgenic cotton landscape. *Agricultural and Forest Entomology* 13: 247-258.
- De Bortoli AS, Vacari AM, Volpe HXL, Pomari AF, Laurentis VL, Maeda JM & Dibelli W (2012) Produção de insetos: da base a biofábrica. *Tópicos em Entomologia Agrícola*, Vol. V (ed. by AC Busoli, JFJ Grigolli, LA Souza, MM Kubota, EN Costa, LAO Santos, JC Netto & MA Viana) Multipress, Jaboticabal, Brasil, pp. 323-342.
- De Bortoli SA; Vacari AM; Laurentis VL; Figueroa CAS; Trevisan M & Dibelli W (2014) Aplicações da criação massal de insetos. *Tópicos em Entomologia Agrícola*, Vol. 7 (ed. by AC Busoli, LA Souza, JRC Alencar, DF Fraga & JFJ Grigolli) Maria de Lourdes Brandel, Jaboticabal, Brasil, pp. 141-164.
- Dorn S & Beckage N (2007) Superparasitism in gregarious hymenopteran parasitoids: ecological, behavioural and physiological perspectives. *Physiological Entomology* 32: 199-211.
- Downes S, Kriticos D, Parry H, Paull C, Schellhorn N & Zalucki MP (2016) A perspective on management of *Helicoverpa armigera*: transgenic bt cotton, IPM, and landscapes. *Pest Management Science*. doi: 10.1002/ps.4461.

- EMBRAPA (2013) Ações emergenciais propostas pela Embrapa para o manejo integrado de *Helicoverpa* spp. em áreas agrícolas. 19p. Available at: <https://www.embrapa.br/ALERTA-HELICOVERPA> (accessed 21 November 2016).
- Faria CA, Torres JB & Farias AMI (2000) Resposta funcional de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitando ovos de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae): Efeito da idade do hospedeiro. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 29: 85-93.
- Figueroa CAS (2015) Alternância de hospedeiros de criação e efeito de bioinseticidas no parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Plutella xylostella*. PhD Thesis, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista 'Julio de Mesquita Filho', Jaboticabal, Brazil.
- Fitt GP (1989) The ecology of *Heliothis* in relation to agroecosystems. Annual Review of Entomology 34: 17-52.
- Foerster LA (2002) Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores (ed. by JRP Parra, PSM Botelho, BS Corrêa-Ferreira, JMS Bento) Manole, São Paulo, Brasil, pp. 95-114.
- Godin C & Boivin G (2000) Effects of host age on parasitism and progeny allocation in Trichogrammatidae. Entomologia Experimentalis et Applicata 97: 149-160.
- Gottens L (2013) Brasil já perdeu 10 bilhões com *Helicoverpa armigera*. Disponível em: <<http://www.agrolink.com.br/noticias/NoticiaDetalhe.aspx?codNoticia=>>.
- Greene GL, Leppla NC & Dickerson WA (1976) Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. Journal of Economic Entomology 69: 487-488.
- Guedes RN, Lima JOG & Zanuncio JC (1992) Seletividade dos inseticidas deltametrina, fenvalerato e fenitrothion para *Podisus connexivus* Bergroth, 1891 (Heteroptera: Pentatomidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 21: 339-346.
- Hommay G, Gertz C, Kienlen JC, Pizzol J & Chavigny P (2002) Comparison between the control efficacy of *Trichogramma evanescens* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and two *Trichogramma cacoeciae* Marchal strains against grapevine moth (*Lobesia botrana* Den. & Schiff.), depending on their release density. Biocontrol Science and Technology 12: 569-581.
- Jarjees EA & Merritt DJ (2004) The effect of parasitization by *Trichogramma australicum* on *Helicoverpa armigera* host eggs and embryos. Journal of Invertebrate Pathology 85: 1-8.

- Kaiser L, Pham-Delegue MH & Masson C (1989) Behavioural study of plasticity in host preferences of *Trichogramma maidis* (Hym.: Trichogrammatidae). *Physiological Entomology* 14: 53-60.
- Kaplan EL & Meyer P (1958) Nonparametric estimation from incomplete observations. *Journal of the American Statistical Association* 53: 457-481.
- Kölliker-Ott UM, Bigler F & Hoffmann AA (2003) Does mass rearing of field collected *Trichogramma brassicae* wasps influence acceptance of european corn borer eggs? *Entomologia Experimentalis et Applicata* 109: 197–203.
- Mills N (2010) Egg parasitoids in biological control and integrated pest management. *Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on Trichogramma* (ed. by FL Cônsoli, JRP Parra & RA Zucchi) Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 389-412.
- Navarro MA (1998) *Trichogramma* spp. Procucción, Uso y Manejo en Colombia. Impretec, Guadalajara de Buga, 176 p.
- Oliveira HN, Santana DRS, Bellon PP & Oliveira FC (2014) Age influence of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on the parasitism by *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Interciência* 39: 46-48.
- Oztemiz S (2008) Natural parasitism rate of *Trichogramma evanescens* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and its release efficacy against the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae) in the Cukurova region, Turkey. *Entomological News* 119: 19-33.
- Pak GA, Buis HCEM, Heck ICC & Hermans MLG (1986) Behavioural variations among strains of *Trichogramma* spp.: Host-age selection. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 40: 247-258.
- Parra JRP (1997) Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma*. *Trichogramma e o controle biológico aplicado* (ed. by JRP Parra & RA Zucchi) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp. 121-150.
- Parra JRP (2010) Mass rearing of egg parasitoids for biological control programs: Egg parasitoids in agrosystems with emphasis on *Trichogramma* (ed. by FL Cônsoli, JRP Parra & RA Zucchi) Springer, New York, United States, pp. 267-292.
- Parra JRP & Zucchi RA (2004) *Trichogramma* in Brazil: feasibility of use after twenty years of research. *Neotropical Entomology* 33: 271-281.

- Pinto JD (1997) Taxonomia de Trichogrammatidae (Hymenoptera) com ênfase nos gêneros que parasitam Lepidoptera. *Trichogramma* e o controle biológico aplicado (ed. by JRP Parra & RA Zucchi) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp. 13-40.
- Pinto JD (2006) A review of the New World genera of Trichogrammatidae (Hymenoptera). *Journal of Hymenoptera Research* 15: 38-163.
- Pinto JD & Stouthamer R (1994) Systematics of the Trichogrammatidae with emphasis on *Trichogramma*. *Biological Control with egg parasitoids* (ed. by E Wajnberg & SA Hassan) CAB International, Wallingford, UK, pp.1-36.
- Pizzol J, Desneux N, Wajnberg E & Thiery D (2012) Parasitoid and host egg ages have independent impact on various biological traits in a *Trichogramma* species. *Journal of Pest Science* 85: 489-496.
- Polanczyk RA, Pratisoli D, Holtz AM, Pereira CLT & Furtado AS (2007) Efeito da idade de *Trichogramma exiguum* e do desenvolvimento embrionário da traça-das-crucíferas sobre as características biológicas do parasitoide. *Acta Scientiarum. Biological Sciences* 29: 161-166.
- Rajasekhar L, Divya J & Lavanya N (2016) Study on parasitisation ability of *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on the eggs of *Corcyra cephalonica* reared on different media at laboratory conditions. *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical Technology* 7: 85-89.
- Salt G (1936) Experimental studies in insect parasitism. IV. The effect of superparasitism on populations of *Trichogramma evanescens*. *Journal of Experimental Biology* 13: 363-375.
- SAS Institute (2002) User's Guide: Statistic Version 9.0. SAS Institute, Cary, NC, USA.
- Schmidt JM (1994) Host recognition and acceptance by *Trichogramma*. *Biological control with egg parasitoids* (ed. by E Wajnberg & SA Hassan) CAB International, Wallingford, UK, pp. 113-135.
- Schmidt JM & Smith JJ (1985) The mechanism by which the parasitoid wasp *Trichogramma minutum* responds to host clusters. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 39: 287-294.
- Scholz BCG, Monsour CJ & Zalucki MP (1998) An evaluation of selective *Helicoverpa armigera* control options in sweet corn. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 38: 601-607.
- Singh SP, Ballal CR & Poorani J (2002) Old World bollworm *Helicoverpa armigera*, associated Heliothinae and their natural enemies. *Technical Bulletin* 31: 135.

- Singhamuni SAA, Hemachandra KS & Sirisena UGAI (2015) Potential for Mass Rearing of the Egg Parasitoids, *Trichogramma chilonis* and *Tricogramma achaeae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Corcyra cephalonica* Eggs. Tropical Agricultural Research 27: 1-12.
- Smith SM (1996) Biological control with *Trichogramma*: advances, success, and potential of their use. Annual Review of Entomology 41: 375-406.
- Specht A, Sosa-Gómez DR, Paula-Moraes SV de & Yano SAC (2013) Identificação morfológica e molecular de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e ampliação de seu registro de ocorrência no Brasil. Pesquisa Agropecuária Brasileira 48: 689-692. doi: 10.1590/S0100-204X2013000600015.
- Srivastava CP, Nitin J & Trivedi TP (2010) Forecasting of *Helicoverpa armigera* populations and impact of climate change. Indian Journal of Agricultural Sciences 80: 3-10.
- Stinguel P, Carvalho JR, Pratissoli D, Zuim V & Mardgan L (2013) Efeito da idade dos ovos de *Mocis latipes* (Lepidoptera, Noctuidae) sobre o parasitismo de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) com diferentes idades. Nucleus 10: 265-274.
- Tay WT, Soria MF, Walsh T, Thomazoni D, Silvie P, Behere GT, Anderson C & Downes S (2013) A brave New World for an Old World pest: *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. PLoS ONE 8: 1-7. doi: 10.1371/journal.pone.0080134.
- Upadhyay RK & Ahmad S (2011) Management strategies for control of stored grain insect pests in farmer stores and public ware houses. World Journal of Agricultural Sciences 7: 527-549.
- van Alphen JJM & Visser ME (1990) Superparasitism as an adaptive strategy for insect parasitoids. Annual Review of Entomology 35:59-79.
- van Lenteren JC (2003) Commercial availability of biological control agents. In Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures (ed. by JC van Lenteren) CAB International, Wallingford, UK, pp. 167-179.
- van Lenteren JC (2012) IOBC Internet Book of Biological Control, version 6. IOBC-Global, pp. 1-182.
- Vinson SB (1997) Comportamento de seleção hospedeira de parasitoides de ovos, com ênfase na família Trichogrammatidae. *Trichogramma* e o controle biológico aplicado (ed. by JRP Parra & RA Zucchi) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp.67-119.

- Volpe HXL & Goulart RM (2009) Criação de *Anagasta kuehniella*. Criação de insetos: da base à biofábrica (ed. by SA De Bortoli) Funep, Jaboticabal, Brasil, pp. 162-172.
- Wang ZY, He KL, Zhang F, Lu X & Babendreier D (2013) Mass rearing and release of *Trichogramma* for biological control of insect pests of corn in China. *Biological Control* 68: 136-144.
- Zucchi RA & Monteiro RC (1997) O gênero *Trichogramma* na América do Sul. *Trichogramma e o controle biológico aplicado* (ed. by JRP Parra & RA Zucchi) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp. 41-46.
- Zucchi RA, Querino RB & Monteiro RC (2010) Diversity and hosts of *Trichogramma* in the New World, with emphasis in South America. *Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on Trichogramma* (ed. by FL Côtoli, JRP Parra & RA Zucchi) Springer, Dordrecht, The Netherlands. pp. 219-236.

Figuras

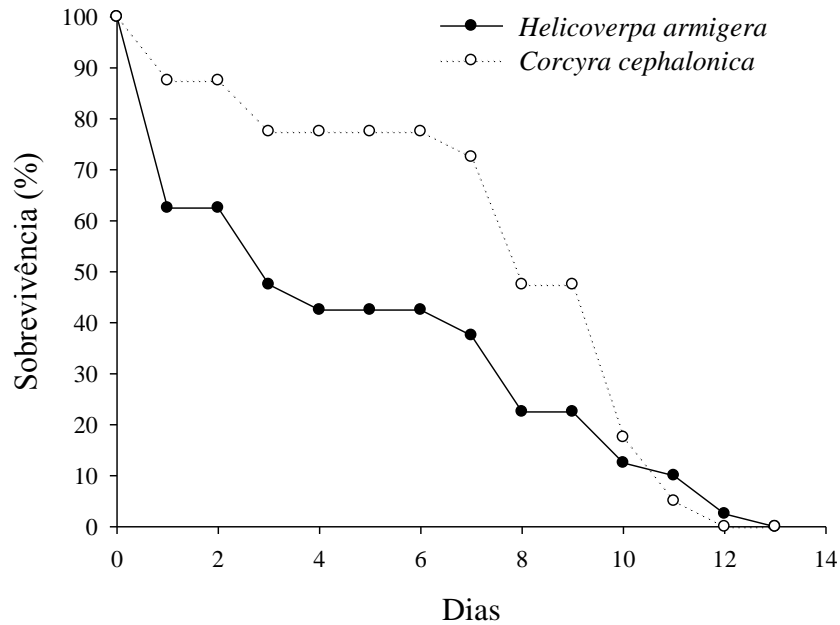


Figura A. Longevidade de *Trichogramma pretiosum* após emergência em ovos de *Helicoverpa armigera* e *Corcyra cephalonica*. Os tratamentos apresentaram diferença significativa pelo teste de Wilcoxon ($\chi^2 = 7,52$; GL = 1; P = 0,0061).

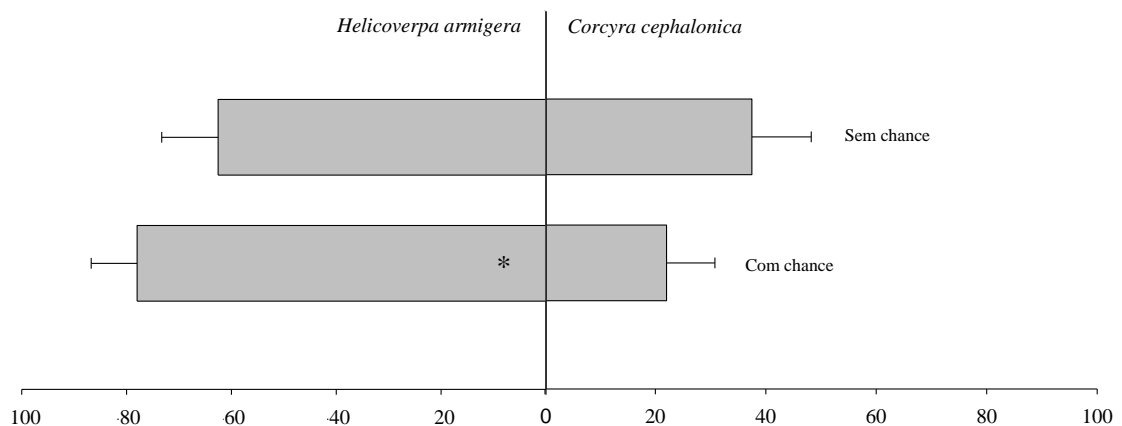


Figura B. Parasitismo (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Helicoverpa armigera* ou *Corcyra cephalonica* com e sem chance de escolha. * Indica diferença significativa.

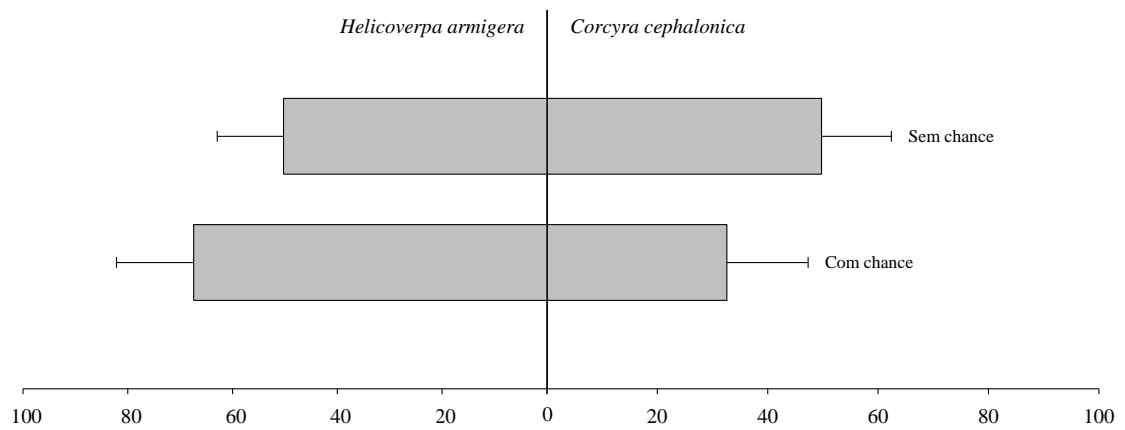


Figura C. Emergência (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Helicoverpa armigera* ou *Corcyra cephalonica*, com e sem chance de escolha.

Tabelas

Tabela 1. Composição da dieta artificial utilizada para criação de *Helicoverpa armigera* (Greene et al., 1976, modificada).

INGREDIENTE	QUANTIDADE
Feijão branco	75 g
Germe de trigo	60 g
Farelo de soja	30 g
Leite em pó	30 g
Levedura de cerveja	37,5 g
Ácido ascórbico	3,6 g
Ácido sórbico	1,8 g
Metil para-hidroxibenzoato de sódio	3 g
Solução vitamínica	9 mL
Tetraciclina	0,12 g
Formaldeído 40%	3,6 mL
Agar	23 g
Água	1.400 mL

Tabela 2. Porcentagem de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Corcyra cephalonica* e *Helicoverpa armigera* após 24h ou 48 h de exposição.

	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
24 h	57,4 ± 4,65 Ab ¹	43,0 ± 2,65 Ba
48 h	84,6 ± 3,30 Aa	49,7 ± 6,14 Ba

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra, maiúscula linha e minúscula na coluna, não diferem pelo teste t de Student (P < 0,05).

Tabela 3. Duração do período de ovo a adulto de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Corcyra cephalonica* e *Helicoverpa armigera* após 24h ou 48 h de exposição.

	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
24 h	10,0 ± 0,00 Aa ¹	10,0 ± 0,00 Aa
48 h	11,3 ± 0,09 Aa	10,9 ± 0,12 Ba

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra, maiúscula linha e minúscula na coluna, não diferem pelo teste t de Student (P < 0,05).

Tabela 4. Porcentagem de emergência de *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Corcyra cephalonica* e *Helicoverpa armigera* após 24h ou 48 h de exposição.

	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
24 h	96,2 ± 1,37 Aa ¹	94,5 ± 1,65 Aa
48 h	80,1 ± 3,21 Ab	50,9 ± 5,39 Bb

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra, maiúscula linha e minúscula na coluna, não diferem pelo teste t de Student (P < 0,05).

Tabela 5. Parasitismo (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos hospedeiros de diferentes dias de oviposição.

Período de oviposição	Hospedeiros	
	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
Primeiro dia	56,0 ± 3,64 b* ¹	41,1 ± 5,78 c
Segundo dia	76,2 ± 3,09 a*	61,5 ± 3,04 b
Terceiro dia	65,6 ± 5,05 ab	71,1 ± 2,02 a
Quarto dia	64,1 ± 5,09 ab*	49,8 ± 3,48 c
Quinto dia	63,3 ± 6,10 ab	51,6 ± 5,30 bc
Sexto dia	68,5 ± 5,85 ab*	38,9 ± 3,71 c

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Kruskal-Wallis (P > 0,05); *indica diferença na linha pelo teste t de Student (P < 0,05).

Tabela 6. Emergência (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos de espécies hospedeiras em diferentes dias de oviposição.

Período de oviposição	Hospedeiros	
	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
Primeiro dia	89,0 ± 3,34 a ¹	88,7 ± 3,80 a
Segundo dia	95,1 ± 1,34 a	96,3 ± 1,06 a
Terceiro dia	90,8 ± 6,53 a	97,6 ± 0,75 a
Quarto dia	96,5 ± 1,16 a	94,3 ± 2,10 a
Quinto dia	97,6 ± 0,84 a	97,4 ± 1,04 a
Sexto dia	95,6 ± 1,46 a	94,0 ± 1,57 a

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Kruskal-Wallis (P > 0,05); *indica diferença na linha pelo teste de Wilcoxon (P < 0,05).

Tabela 7. Parasitismo (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos de espécies hospedeiras de diferentes idades.

Idade do ovo	Hospedeiros	
	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
Um dia	76,7 ± 2,53 a* ¹	61,7 ± 3,04 a
Dois dias	63,3 ± 2,62 b	65,3 ± 2,58 a
Três dias	78,9 ± 1,68 a*	41,3 ± 3,09 b
Quatro dias	68,4 ± 4,73 ab	55,9 ± 4,91 a

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Kruskal-Wallis (P > 0,05); *indica diferença na linha pelo teste t de Student (P < 0,05).

Tabela 8. Emergência (%) de *Trichogramma pretiosum* em ovos de espécies hospedeiras de diferentes idades.

Idade do ovo	Hospedeiros	
	<i>C. cephalonica</i>	<i>H. armigera</i>
Um dia	95,1 ± 1,16 a ¹	96,4 ± 1,06 a
Dois dias	94,9 ± 1,68 a	94,7 ± 1,49 a
Três dias	94,3 ± 1,47 a	91,1 ± 2,55 a
Quatro dias	94,4 ± 1,94 a	91,1 ± 3,32 a

¹Médias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Kruskal-Wallis ($P > 0,05$); *indica diferença na linha pelo teste de Wilcoxon ($P < 0,05$).

CAPÍTULO 4 – Seletividade de inseticidas utilizados no controle de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) a *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae)

Resumo

O controle químico é o método mais utilizado para o controle de pragas, porém, seu uso intensivo pode selecionar populações resistentes, além de causar danos à saúde humana e ao meio ambiente. Uma alternativa ao uso exclusivo de químicos é a associação com bioinseticidas e inimigos naturais. Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a seletividade de inseticidas químicos (zeta-cipermetrina, clorfenapir e clorantraniliprole) e biológicos (Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV) utilizados no controle de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) a *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Ovos hospedeiros parasitados foram mergulhados nos inseticidas antes e depois do parasitismo. Os adultos foram expostos aos resíduos secos dos inseticidas em tubos de vidro e utilizando a metodologia da Organização Internacional de Controle Biológico (IOBC). Zeta-cipermetrina e clorfenapir causaram 100% de mortalidade para adultos de *T. pretiosum* em até 1 hora, nos tubos de vidro. Quando os ovos foram tratados antes do parasitismo, zeta-cipermetrina e clorfenapir foram moderadamente nocivos aos adultos em relação ao parasitismo e nocivos em relação à emergência. Com relação à fase imatura de *T. pretiosum*, quando os ovos foram tratados com dois dias após o parasitismo, zeta-cipermetrina foi moderadamente nocivo para a emergência. Após quatro dias do parasitismo, para a emergência, zeta-cipermetrina e clorfenapir foram moderadamente nocivos. Clorfenapir impediu a emergência dos adultos quando os hospedeiros foram tratados após seis dias do parasitismo, sendo considerado nocivo, enquanto zeta-cipermetrina foi moderadamente nocivo. Após 24, 48 e 72 horas de exposição dos adultos aos inseticidas de acordo com a metodologia da IOBC, zeta-cipermetrina e clorfenapir não permitiram o parasitismo, classificados como nocivos. Bt *aizawai*, Bt *kurstaki*, VPN-HzSNPV e clorantraniliprole não foram classificados como nocivos ao parasitoide em nenhum dos testes. Portanto, conclui-se que os Bt *aizawai*, Bt *kurstaki*, VPN-HzSNPV e clorantraniliprole podem ser utilizados simultaneamente com *T. pretiosum* em programas de MIP.

Palavras-chave: Parasitoide de ovos, controle biológico, manejo integrado de pragas.

1. Introdução

O controle químico é o método mais utilizado para o controle de pragas na maioria das culturas de importância econômica no mundo, incluindo soja, algodão e milho (Panizzi, 2013; Silvie et al., 2013; Olmstead & Shelton, 2016). A pressão de seleção devido ao uso intensivo de inseticidas como organofosforados, carbamatos, piretroides e ciclodienos para o controle de pragas, como *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae), tem selecionado populações de insetos resistentes a esses compostos (Gunning et al., 1998; McCaffery, 1998; Martin et al., 2000; Ahmad et al., 2001; Kranthi et al., 2002; Qaim et al., 2008).

Além disso, o uso generalizado e indiscriminado destas substâncias gera preocupações sobre segurança humana e ambiental, por expor organismos não alvos aos inseticidas e seus resíduos, como, por exemplo, insetos predadores e parasitoides (Casida & Durkin, 2013; Collotta et al., 2013). Estes problemas indicam o controle biológico como alternativa ao químico (Wang et al., 2013), utilizando bioinseticidas e parasitoides, por exemplo, devido às suas especificidades, não causando impactos ecológicos e a saúde humana (Roh et al., 2007; Bravo et al., 2011; Roldão et al., 2011; Virto et al., 2013; Wang et al., 2013).

Estudos mostram que bioinseticidas à base da bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis* (Bt) Berliner e de baculovírus podem ser tão eficazes quanto alguns dos principais químicos utilizados no controle de lepidópteros, sendo então ferramentas importantes a serem implementadas no manejo integrado de pragas (MIP) (Roh et al., 2007; Roldão et al., 2011).

Além dos inseticidas biológicos, a utilização de parasitoides e predadores é também uma alternativa para o controle de pragas e o seu uso representa estratégia fundamental nestes programas (Wang et al., 2013). Espécies parasitoides de ovos, como *Trichogramma Westwood* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), são utilizadas em mais de 30 países, incluindo o Brasil, para o combate de cerca de 20 espécies-praga (Parra, 2010; Luo et al., 2014). Dentre as espécies comercializadas, *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) tem sido incorporada em programas de MIP para controle de ovos de lepidópteros-praga em algodão, milho e soja (Goulart et al., 2011; Luo et al., 2014; Wang et al., 2013; Parra et al., 2015).

No entanto, o controle de pragas utilizando somente o método biológico, em muitos casos, não é plenamente satisfatório (Batista, 1990), principalmente em culturas onde habitualmente existem populações de pragas de espécies diferentes ocorrendo

simultaneamente (Burkness et al., 2009; Panizzi, 2013; Khan & Damalas, 2015). Sendo ideal, de acordo com o conceito do MIP, a combinação de técnicas múltiplas, de forma harmônica, para a manutenção das pragas abaixo do nível de dano econômico, levando-se em consideração aspectos econômicos, ecológicos e ambientais (Corso et al., 1999).

Assim, se faz necessário a utilização de inseticidas químicos, que podem ser adequados ao MIP se combinarem a eficiência no controle da praga com a mínima influência sobre espécies benéficas, sendo assim, seletivos (Degrande & Gomez, 1990; Guedes et al., 1992; Foerster, 2002). A utilização de inseticidas não seletivos reduz o potencial benéfico dos parasitoides liberados, que são, muitas vezes, mais suscetíveis aos produtos do que as próprias pragas (Desneux et al., 2007).

Embora estudos anteriores tenham identificado a seletividade de alguns grupos químicos a *Trichogramma* (Bastos et al., 2006; Goulart et al., 2012; Souza et al., 2013; Souza et al., 2014), os efeitos de muitos inseticidas, químicos e biológicos, nos estágios adulto e imaturos de *T. pretiosum* são ainda desconhecidos.

Neste sentido, foram avaliados os efeitos tóxicos de três inseticidas químicos e três biológicos, comumente utilizados nas culturas de algodão, soja e milho, em adultos e imaturos de *T. pretiosum*, com o objetivo de fornecer informações importantes para o uso dessas ferramentas no controle de *H. armigera* em programas de MIP.

2. Material e métodos

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI), Departamento de Fitossanidade, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, Brasil, sendo mantidos em condições controladas (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$; umidade relativa de $70 \pm 10\%$; e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro).

2.1. Insetos

As fêmeas de *T. pretiosum* e os ovos do hospedeiro alternativo *Corcyra cephalonica* (Stainton) (Lepidoptera: Pyralidae) utilizados nos experimentos foram obtidos das criações mantidas no LBCI.

2.1.1. *Corcyra cephalonica*

Os ovos de *C. cephalonica* utilizados para a manutenção da criação de *T. pretiosum* e para os experimentos foram obtidos da criação do LBCI, mantida de acordo com De Bortoli et al. (2012). A dieta utilizada para alimentação das lagartas foi composta por germe de trigo (94%), esterilizado a 150°C por 2 horas, misturado homogeneamente à levedura de cerveja (6%) (Bernardi et al., 2000). Sobre a superfície da dieta disposta em um recipiente plástico (47 cm × 29,5 cm × 10,5 cm) foi distribuída 0,15 gramas de ovos, fechado com tampa plástica com orifício telado com tecido tipo *voile* (6 cm × 8 cm). Insetos recém-emergidos foram coletados diariamente utilizando-se um aspirador de pó adaptado com uma câmara de captura, sendo transferidos para recipientes de vidro cilíndrico (11 cm de diâmetro × 17 cm de altura) contendo como substrato para oviposição tela tipo sombrite. O recipiente foi tampado com o mesmo tipo de tela. A coleta de ovos foi feita diariamente. Os ovos foram peneirados para retirada de impurezas. A sala de criação foi mantida à temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de 25% e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro.

2.1.2. *Trichogramma pretiosum*

Os insetos utilizados nos bioensaios foram provenientes da criação mantida no LBCI, composta somente por fêmeas, que se reproduzem por partenogênese telítica (Pinto & Stouthamer, 1994). Os ovos do hospedeiro alternativo *C. cephalonica* foram oferecidos em cartelas de cartolina azul celeste (3,5 cm × 1,5 cm), fixados na cartela com fita adesiva dupla face (2,5 cm × 1,2 cm), identificadas pela data da oferta dos ovos. Os ovos nas cartelas foram inviabilizados em lâmpada germicida por 45 minutos a distância de 15 cm, com o objetivo de evitar o desenvolvimento embrionário. As cartelas foram posteriormente colocadas em tubos de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), contendo adultos recém-emergidos de *T. pretiosum* e fechadas com plástico filme PVC. Na superfície da lateral interna do tubo foi adicionada uma gotícula de mel, para alimentação dos insetos. A substituição da cartela ocorreu a cada 24 horas, por até cinco dias, e aquelas com ovos parasitados foram transferidas para outro tubo, também vedados com filme plástico PVC, onde ocorreu a emergência dos adultos. A emergência dos primeiros parasitoides ocorreu após o décimo dia de parasitismo. Os insetos foram mantidos a temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro.

2.2. Inseticidas e bioinseticidas

Os inseticidas químicos e biológicos utilizados foram: clorfenapir (Pirate[®]), zeta-cipermetrina (Mustang 350 EC[®]), clorantraniliprole (Prêmio[®]), *Bacillus thuringiensis aizawai* GC-91 (Agree[®]), *Bacillus thuringiensis kurstaki* (Dipel WP[®]) e VPN-HzSNPV (Gemstar[®]) (Tabela 1). No tratamento controle foi utilizado somente água deionizada.

2.3. Toxicidade aguda por contato a adultos de *Trichogramma pretiosum*

2.3.1 Sobrevivência dos adultos após a exposição aos produtos

Para avaliar a toxicidade aguda por contato dos produtos aos adultos de *T. pretiosum* foi utilizada uma metodologia de resíduo seco, adaptada de Desneux et al. (2006) e Ko et al. (2015).

Uma alíquota de 5 mL de solução de cada inseticida foi transferida para um tubo de vidro (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro). Para obter uma deposição homogênea, os tubos foram então rotacionados manualmente até que a superfície interna fosse completamente coberta pela solução, sem gotas remanescentes nas paredes do tubo. Água deionizada foi usada no tratamento controle. Em seguida, os tubos foram mantidos com a superfície aberta para baixo, à temperatura ambiente, até a secagem. Posteriormente, fêmeas de *T. pretiosum* com até 24 horas de idade foram colocadas nos tubos, sendo 5 tubos para cada produto e 20 fêmeas por tubo. Foi colocada uma gotícula de mel na superfície interna de cada tubo, que foi vedado com plástico filme PVC. As aberturas dos tubos vedadas com o plástico foram mantidas para baixo, sobre uma superfície de cor preta, para que os insetos fossem atraídos pela luz e ficassem em contato com a superfície do tubo tratada com os produtos.

Após 1 e 24 horas de exposição aos produtos, a mortalidade foi avaliada. Após 24 horas de avaliação, os insetos que sobreviveram foram separados em dois lotes, sendo um para estudar o efeito da exposição no parasitismo e na emergência, e outro para acompanhar a sobrevivência.

Para a análise da sobrevivência, quarenta fêmeas sobreviventes de cada tratamento foram separadas em quatro tubos de vidro (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), por tratamento, contendo uma gotícula de mel e vedados com plástico filme PVC. A cada 24 horas foi avaliada a mortalidade dos insetos. Os insetos foram considerados mortos quando não apresentavam nenhum movimento, mesmo que tocados com um pincel de cerdas finas.

2.3.2 Parasitismo e emergência dos indivíduos sobreviventes

Vinte fêmeas que foram expostas a cada produto e sobreviveram foram individualizadas em tubos de vidro (8,0 cm de altura \times 2,0 cm de diâmetro), contendo uma gotícula de mel e vedados com plástico filme PVC. Em cada tubo foi colocada uma cartela de cartolina azul celeste (3,5 cm \times 1,5 cm) contendo 40 ovos de *C. cephalonica*, colados com goma arábica (50%), diluída em água deionizada, e inviabilizados por 45 minutos em luz ultravioleta. Cada fêmea ficou 24 horas em contato com os ovos, sendo removida do tubo após este período. Foi avaliado o parasitismo dos ovos, através da contagem dos ovos escuros, e a emergência dos descendentes, pela contagem dos ovos com orifício.

2.4. Tratamento de ovos hospedeiros com inseticidas químicos e biológicos antes do parasitismo por *Trichogramma pretiosum*

Vinte cartelas azuis (3,5 cm \times 1,5 cm) contendo 40 ovos de *C. cephalonica*, inviabilizados em luz ultravioleta (45 minutos a 15 cm de distância) e colados com goma arábica 50%, foram mergulhadas por três segundos na solução de cada inseticida (produto + água deionizada) (Tabela 1) e mantidas por cerca de 1 hora em sala com temperatura ambiente para secagem. Cada cartela tratada foi transferida para um tubo de vidro (8,0 cm de altura \times 2,0 cm de diâmetro), contendo uma gotícula de mel e uma fêmea de *T. pretiosum* de até 24 horas de idade. Os tubos foram vedados com plástico filme PVC. Após 24 horas as fêmeas foram retiradas dos tubos e posteriormente avaliado o número de ovos parasitados e ovos com orifício, obtendo-se os dados de parasitismo e emergência.

2.5. Efeito dos inseticidas nos estágios imaturos de *Trichogramma pretiosum*

Cartelas azuis (3,5 cm \times 1,5 cm) com 40 ovos de *C. cephalonica*, inviabilizados em luz ultravioleta (45 minutos a 15 cm de distância), foram expostas a 20 fêmeas de *T. pretiosum* individualizadas, de até 24 horas de idade, em tubos de vidro (8,0 cm de altura \times 2,0 cm de diâmetro). Após 24 horas, os parasitoides foram removidos.

Foram preparadas as soluções dos inseticidas com água deionizada (Tabela 1), sendo que as cartelas com os ovos foram expostas às fêmeas de *T. pretiosum* após serem mergulhadas por 3 segundos nas soluções (Sterk et al., 1999). Além disso, foram mergulhadas cartelas contendo ovos com 2, 4 e 6 dias após o parasitismo, o que corresponde aos estágios

de ovo, larva e pré-pupa de *Trichogramma* spp. (Saber et al., 2004). Na sequência foram mantidos nas mesmas condições de desenvolvimento. O número de ovos escuros e o número de ovos com orifício foram contados para cada tratamento, obtendo-se os dados de parasitismo e emergência.

A redução da emergência em cada tratamento foi calculada como $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$, onde Et é a emergência dos adultos no tratamento com inseticida e Ec é a emergência dos adultos no controle. A redução do parasitismo em cada tratamento foi calculada como $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$, onde Pt é o parasitismo observado no tratamento com inseticida e Pc é o parasitismo no controle. A toxicidade dos produtos testados foi classificada em quatro classes de acordo com a IOBC (“International Organization for Biological Control”): Classe 1, inócuo (RE ou $RP < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30 < RE$ ou $RP < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80 < RE$ ou $RP < 99\%$); Classe 4, nocivo (RE ou $RP > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

2.6. Seletividade de inseticidas a adultos de *Trichogramma pretiosum* de acordo com a metodologia da IOBC/WPRS

Foram utilizados como tratamentos, os inseticidas químicos e biológicos nas doses de acordo com a Tabela 1, e como controle somente água deionizada. A metodologia de avaliação seguiu aquela preconizada pela IOBC/WPRS para testes de seletividade com parasitoides do gênero *Trichogramma* (Hassan et al., 2000). Adultos de *T. pretiosum* foram expostos a resíduos secos dos inseticidas pulverizados sobre placas de vidro (13 cm × 13 cm) de 2 mm de espessura. As pulverizações foram realizadas com torre de Potter, regulada a pressão de $15 \text{ lbf/pol}^2 \sim 1 \text{ bar} \sim 100 \text{ KPa}$. Duas placas de vidro, com as duas superfícies com o filme seco do inseticida, formaram o fundo e a cobertura interiores da gaiola (Figura A1). Cada gaiola foi confeccionada em armação de alumínio de 13 cm de largura por 13 cm de comprimento e 1,5 cm de altura por 1,5 de espessura. Fitas de espuma de 1,5 cm de largura, autoadesivas em uma das faces, foram fixadas na armação de alumínio para acomodar as placas de vidro. Em três lados da armação de alumínio existiam seis orifícios para ventilação (diâmetro aproximado de 1 cm), vedado com um tecido fino preto do tipo “mucelini” (Figura A2). No quarto lado da armação havia dois orifícios: o maior (3,5 cm de largura × 1 cm de altura) utilizado para introdução dos ovos do hospedeiro a serem parasitados e alimento dos insetos em teste; o menor (diâmetro de 1 cm) utilizado para liberação dos parasitoides nas

gaiolas (Figura A3). Essas duas aberturas foram externamente fechadas com papel cartão preto, sendo abertas somente no momento da introdução das cartelas e dos parasitoides. Para evitar a fuga dos parasitoides para áreas marginais das placas de vidro, as superfícies exteriores (não tratadas) foram cobertas com papel cartão preto, que possuía um quadrado central (7 cm × 7 cm) vazado. Assim, os parasitoides eram atraídos pela luminosidade e ficavam ativos na superfície do vidro exposta à luz, proporcionando maior exposição aos inseticidas. Posteriormente os vidros foram fixados por 4 gomas elásticas à armação de alumínio.

Aproximadamente 150 ovos de *C. cephalonica* em cartelas de cartolina azul (3,5 cm × 0,37 cm) com os parasitoides em fase de pupa, foram distribuídos individualmente em tubos de vidro (8,0 cm × 0,8 cm). Na parede interna do tubo foi adicionada uma gotícula de mel como fonte de alimento após a emergência dos insetos. Cada tubo foi revestido com papel alumínio a fim de forçar a saída dos parasitoides quando os tubos foram conectados às gaiolas de contato. Para promover a aeração no ambiente interno das gaiolas foram utilizados mini compressores de ar (compressor de aquário), conectados por mangueiras às gaiolas, permitindo o fluxo contínuo de ar durante o experimento (Figura A4).

Tubos de vidro contendo os parasitoides com aproximadamente 24 horas de idade foram conectados às gaiolas de contato, permitindo a liberação dos insetos para o interior da gaiola. A desconexão dos tubos ocorreu após 16 horas e posteriormente estes foram mantidos na sala climatizada por mais 3 dias para que ocorresse total emergência dos parasitoides remanescentes, para facilitar o cálculo do número de indivíduos que entraram em cada gaiola. Seis horas após a desconexão, cartelas de cartolina azul (3,5 cm × 1,5 cm) contendo aproximadamente 650 ovos do hospedeiro (*C. cephalonica*), aderidos com fita dupla face, foram oferecidas aos respectivos tratamentos. Os ovos foram oferecidos 24, 48 e 72 horas após a pulverização dos inseticidas, juntamente com um filete de mel na cartela. As cartelas com os ovos parasitados foram retiradas e acondicionados em tubos de fundo chato (8,0 cm de altura × 2,0 cm de diâmetro), vedados com plástico filme PVC, para aguardar o escurecimento dos ovos parasitados e a emergência dos adultos. Para cada inseticida foram realizadas quatro repetições.

A redução da emergência e do parasitismo em cada tratamento foi calculada, respectivamente, como RE (%) e RP (%), como descrito no item 2.4. (Sterk et al., 1999).

2.7. Análise dos dados

Os dados de parasitismo e de emergência foram submetidos aos testes de Shapiro-Wilk (Shapiro & Wilk, 1965) e Bartlett (Snedecor & Cochran, 1989), quanto à normalidade e homogeneidade da variância, respectivamente, e, quando necessário, foram realizadas as transformações para atender aos requisitos da análise de variância (ANOVA). Quando ocorreu diferença significativa, o teste de Tukey foi utilizado para comparações entre os inseticidas. Para todos os testes utilizou-se o software SAS (SAS Institute, 2002).

Além disso, foram elaboradas curvas utilizando-se os dados de sobrevivência na idade específica que foram comparadas de acordo com Kaplan & Meyer (1958) que foram analisados utilizando-se o software SAS (SAS Institute, 2002).

3. Resultados

3.1. Toxicidade aguda por contato a adultos de *Trichogramma pretiosum*

3.1.1 Sobrevivência dos adultos após a exposição aos produtos

Os inseticidas zeta-cipermetrina e clorfenapir causaram 100% de mortalidade dos adultos de *T. pretiosum*, com menos de uma hora de exposição, em tubos de vidro. Os insetos do tratamento controle foram os que sobreviveram por mais tempo (15 dias). Clorantulaniliprole, dentre os químicos, foi o que menos interferiu na longevidade dos parasitoides, que sobreviveram por até 11 dias. Já entre os biológicos, os insetos dos tratamentos Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV permaneceram vivos por até 13 dias ($\chi^2 = 41,25$; GL = 6; $P < 0,0001$) (Figura B).

3.1.2 Parasitismo e emergência dos indivíduos sobreviventes

Os adultos que ficaram expostos nos tubos de vidro aos inseticidas clorantulaniliprole, Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV por 24 horas tiveram o parasitismo reduzido ($F_{4, 95} = 9,90$; $P < 0,0001$) quando comparados ao controle, sendo Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV, classificados como levemente nocivos. A emergência dos descendentes não foi afetada pelo contato com os produtos ($F_{4, 95} = 2,20$; $P = 0,0752$) (Tabela 2).

3.2. Efeito do tratamento de ovos hospedeiros com inseticidas químicos e biológicos antes do parasitismo de *Trichogramma pretiosum*

O parasitismo em ovos hospedeiros pré-tratados com os inseticidas químicos zeta-cipermetrina (7,0%) e clorfenapir (6,4%) foi inferior ao controle (57,4%) ($F_{6, 79} = 10,93$; $P < 0,0001$). No entanto, o parasitismo em ovos hospedeiros pré-tratados com clorantraniliprole, Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV não foi influenciado pelos tratamentos (Tabela 3).

A emergência dos adultos não foi alterada pelo pré-tratamento com os inseticidas biológicos, ao contrário do efeito dos químicos ($F_{4, 49} = 6,26$; $P = 0,0004$). Clorantraniliprole (50,7%) reduziu a emergência em relação ao controle (91,2%). Zeta-cipermetrina e clorfenapir impediram a emergência dos adultos (Tabela 3).

De acordo com a classificação da IOBC, clorantraniliprole, Bt *aizawai* e VPN-HzSNPV foram classificados como inócuos, sendo, portanto, mais seletivos em relação ao parasitismo de *T. pretiosum*. Clorantraniliprole, Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV foram classificados como levemente nocivos em relação ao efeito na emergência dos parasitoides. Zeta-cipermetrina e clorfenapir foram classificados como moderadamente nocivos para *T. pretiosum* em relação ao parasitismo e nocivos em relação à emergência (Tabela 3).

3.3. Efeito dos produtos nos estágios imaturos do parasitoide

Quando o parasitoide estava na fase de ovo (dois dias após o parasitismo), o único produto que diminuiu o parasitismo foi Bt *kurstaki* (38%) ($F_{6, 115} = 2,53$; $P = 0,0247$), em relação ao controle (61,2%), e foi classificado como levemente nocivo. Nesta fase do parasitoide, zeta-cipermetrina (5,35%) reduziu a emergência quando comparado ao controle (91,8%) ($F_{6, 104} = 17,27$; $P < 0,0001$), sendo classificado como moderadamente nocivo (Tabela 4).

O tratamento dos ovos quando *T. pretiosum* estava na fase de larva (quatro dias após o parasitismo) não interferiu no parasitismo ($F_{6, 133} = 1,96$; $P = 0,0761$). A emergência dos adultos de *T. pretiosum* foi afetada negativamente por todos os produtos testados ($F_{6, 132} = 24,10$; $P < 0,0001$), sendo zeta-cipermetrina e clorfenapir classificados como moderadamente nocivos enquanto clorantraniliprole, Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV como levemente nocivos (Tabela 5).

Nenhum dos produtos utilizados no tratamento dos ovos interferiu no parasitismo quando *T. pretiosum* estava na fase de pupa ($F_{6, 133} = 0,1$; $P = 0,9965$) (seis dias após o parasitismo). Clorfenapir impediu a emergência dos adultos ($F_{6, 132} = 164,35$; $P < 0,0001$) e foi classificado como nocivo ao parasitoide. Zeta-cipermetrina foi moderadamente nocivo, e reduziu em 44 pontos percentuais a emergência (Tabela 6).

3.4. Seletividade de inseticidas a *Trichogramma pretiosum* de acordo com a metodologia da IOBC/WPRS

Após 24 ($F_{4, 15} = 0,45$; $P = 0,7726$), 48 ($F_{4, 15} = 2,32$; $P = 0,1040$) e 72 ($F_{4, 15} = 1,75$; $P = 0,1924$) horas de exposição dos adultos aos inseticidas, de acordo com a metodologia da IOBC/WPRS, os produtos zeta-cipermetrina e clorfenapir não permitiram o parasitismo dos ovos pelos parasitoides, sendo classificados como nocivos (Tabelas 7, 8 e 9). Por não haver parasitismo não foi possível calcular a porcentagem de emergência para estes produtos, em todos os períodos de exposição. Para *Bt aizawai*, *Bt kurstaki*, VPN-HzSNPV e clorantianiliprole, com relação à emergência, não houve diferença significativa, para 24 ($F_{4, 15} = 0,23$; $P = 0,9184$), 48 ($F_{4, 15} = 0,73$; $P = 0,5880$) e 72 ($F_{4, 15} = 0,49$; $P = 0,7403$) horas.

4. Discussão

Os testes de seletividade mostraram que os inseticidas químicos zeta-cipermetrina e clorfenapir foram nocivos aos adultos de *T. pretiosum* e moderadamente ou nocivos para o parasitismo e emergência nos estágios imaturos, respectivamente. Outros trabalhos também relataram a toxicidade destes inseticidas e mostraram que não foram seletivos ao parasitoide *T. pretiosum* (Moura et al., 2004; Bastos et al., 2006).

Zeta-cipermetrina pertence ao grupo químico dos piretroides que são moduladores dos canais de sódio, agindo no sistema nervoso (Soderlund et al., 2002). Clorfenapir pertence ao grupo químico dos análogos de pirazol e é um inseticida/acaricida que é ativado por oxidases de função mista, na mitocôndria, impedindo a produção de ATP (Black et al., 1994). Certamente, tais mecanismos de ação estão relacionados aos efeitos observados tanto nos adultos quanto nos imaturos do parasitoide, sendo considerados tóxicos a *T. pretiosum*.

Além de não serem seletivos a *T. pretiosum*, estes dois inseticidas apresentaram registros, em várias culturas, de populações de lepidópteros resistentes a essas moléculas, devido ao uso indiscriminado (Ahmad & Arif, 2009), como, por exemplo, *H. armigera*,

Plutella xylostella (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae) e *Spodoptera litura* (Fabricius) (Lepidoptera: Noctuidae) (Ahmad et al., 2002; Gunning et al., 2007; Tong et al., 2013; Costa et al., 2014; Jiang et al., 2015; Zhang et al., 2016).

Em cultivos de soja, milho e algodão, para os quais os produtos em questão são utilizados visando o controle de *H. armigera*, a liberação de *Trichogramma* deve ser considerada apenas quando o parasitoide não tiver contato direto com os inseticidas, considerando-se, assim, a seletividade ecológica (Adán et al., 2011). A seletividade ecológica existe em função das diferenças de comportamento e outros fatores ecológicos entre a praga e os insetos benéficos (Ripper et al., 1951; Soares et al., 2008). Um inseticida pode ter seletividade ecológica, mesmo não sendo fisiologicamente seletivo, se for aplicado com uma metodologia planejada para torná-lo seletivo, ou seja, em função da "estratégia de aplicação" a ser adotada no controle da praga (Soares et al., 2008). Neste contexto, o ideal seria escolher um produto com curto período residual, ou então com uma formulação que evite o contato com o parasitoide (Soares et al., 2008).

As diferenças observadas na toxicidade entre os estágios adulto e imaturo de *T. pretiosum* podem ser explicadas pelo contato entre o parasitoide e os inseticidas. Estes produtos têm ação nos insetos por contato e ingestão (Agrofit/Mapa, 2016), assim, enquanto os adultos tinham contato direto com essas substâncias químicas, os estágios imaturos estavam protegidos pela barreira física oferecida pela estrutura do cório do ovo hospedeiro, como sugerido por Cònsoli et al. (1999).

Os inseticidas biológicos (Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV) e o químico clorantraniliprole foram classificados como inócuos ou levemente nocivos, dependendo do estágio de desenvolvimento de *T. pretiosum*.

Clorantraniliprole é um inseticida que pertence ao grupo químico das diamidas antranílicas, sendo moduladores dos receptores de rianodina antranílica, que são considerados seletivos para os inimigos naturais (Gentz et al., 2010). Seus efeitos inofensivos sobre *T. pretiosum*, aqui estudados, confirmam essa informação.

Os produtos à base de *B. thuringiensis*, Bt *aizawai* e Bt *kurstaki*, são compostos por esporos e cristais que possuem atividade específica para espécies de lepidópteros (van Frankenhuyzen, 2009; Bravo et al., 2011). A ação inseticida do baculovírus VPN-HzSNPV é altamente específica a *Helicoverpa* spp. (Moscardi & Souza, 2002). Como esperado, devido a essa especificidade, o contato de *T. pretiosum* com estes bioinseticidas não produziu efeito

nocivo, mostrando que as formulações comerciais dos bioinseticidas podem ser utilizadas em conjunto com a liberação de *T. pretiosum* (Medeiros et al., 2006; Polanczyk et al., 2006; Magalhães et al., 2015) em programas de MIP.

Os resultados sugerem que o contato de *T. pretiosum* com zeta-cipermetrina e clorfernapiir deve ser evitado. No entanto, os resultados com clorantraniliprole comprovaram que é possível o uso combinado do método químico com o biológico, e que esta associação pode proporcionar controle mais eficiente da praga, do que quando utilizados separadamente (Pazini et al., 2016).

Informações sobre seletividade são fundamentais visando a utilização de combinações de diferentes estratégias de controle no manejo integrado de pragas, que devem ser compatíveis. Os resultados deste trabalho adicionam informações sobre inseticidas que apresentam seletividade a *T. pretiosum* para uso em programas de MIP, combinando táticas químicas e biológicas. Estes dois métodos estão sendo cada vez mais utilizados em conjunto no controle de pragas agrícolas (Dent, 2000).

Assim, conclui-se que os inseticidas biológicos (Bt *aizawai*, Bt *kurstaki* e VPN-HzSNPV) e o químico clorantraniliprole podem ser utilizados concomitantemente com *T. pretiosum* em programas de MIP no controle de *H. armigera*, em cultivos de soja, milho e algodão, para os quais estes produtos são registrados (Agrofit/Mapa, 2016).

Porém, os hospedeiros alternativos de *Trichogramma*, que são utilizados para manter as criações em laboratório e para os testes de seletividade, como *C. cephalonica*, que foi utilizada neste estudo, são pragas de produtos armazenados. Estes insetos se adaptaram para viver em ambiente seco e possuem ovos com diferenças morfológicas quando comparados aos hospedeiros naturais, como por exemplo, menor número de aerópilas, que são responsáveis pelas trocas gasosas e pelo controle da perda de água, evitando a desidratação (Cônoli et al., 1999). Assim, apesar do IOBC preconizar o uso de hospedeiros alternativos para testes de seletividade com *Trichogramma*, estudos futuros, principalmente com os inseticidas que foram seletivos neste trabalho, devem ser realizados em ovos de *H. armigera*, com o objetivo de validar esses resultados com a praga alvo.

5. Referências

- Adán Á, Viñuela E, Bengochea P, Budia F, Del Estal P, Aguado P & Medinaj P (2011) Lethal and Sublethal Toxicity of Fipronil and Imidacloprid on *Psytalia concolor* (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Economic Entomology* 104: 1541-1549.
- AGROFIT/MAPA (2016) Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. Available at: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons (accessed 21 November 2016).
- Ahmad M & Arif MI (2009) Resistance of Pakistani field populations of spotted bollworm *Earias vittella* (Lepidoptera: Noctuidae) to pyrethroid, organophosphorus and new chemical insecticides. *Pest Management Science* 65: 433–439.
- Ahmad M, Arif MI & Zahoor A (2001) Resistance to carbamate insecticides in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. *Crop Protection* 20: 427–432.
- Ahmad M, Hollingworth RM & Wise JC (2002) Broad-spectrum insecticide resistance in obliquebanded leafroller *Choristoneura rosaceana* (Lepidoptera: Tortricidae) from Michigan. *Pest Management Science* 58: 834-838.
- Bastos CS, Almeida RP & Suinaga FA (2006) Selectivity of pesticides used on cotton (*Gossypium hirsutum*) to *Trichogramma pretiosum* reared on two laboratory-reared hosts. *Pest Management Science* 62: 91–98.
- Batista GC (1990) Seletividade de inseticidas e manejo integrado de pragas, Manejo integrado de pragas (ed. by WB Crócomo) UNESP/CETESB, São Paulo, pp. 199-213.
- Bernardi EB, Haddad ML & Parra JRP (2000) Comparison of artificial diets for rearing *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) (Lep., Pyralidae) for *Trichogramma* mass production. *Revista Brasileira de Biologia* 60: 45-52.
- Black BC, Hollingworth RM, Ahammadsahib KI, Kukel CD & Donovan S (1994) Insecticidal Action and Mitochondrial Uncoupling Activity of AC-303,630 and Related Halogenated Pyrroles. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 50: 115-128.
- Bravo A, Likitvivatanavong S, Gill SS & Soberón M (2011) *Bacillus thuringiensis*: A story of a successful bioinsecticide. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 41: 423-431.
- Burkness EC, Galvan TL & Hutchison WD (2009) Optimizing *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) Insecticidal Efficacy in Minnesota Sweet Corn: A Logistic Regression to Assess Timing Parameters. *Journal of Economic Entomology* 102: 677-684.

- Casida JE & Durkin KA (2013) Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. *Annual Review of Entomology* 58: 99-117.
- Collotta M, Bertazzi PA & Bollati V (2013) Epigenetics and pesticides. *Toxicology* 307: 35–41.
- Cônsoli FL, Kitajima EW & Parra JRP (1999) Ultrastructure of the natural and factitious host eggs of *Trichogramma galloi* Zucchi and *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology* 28: 211-229.
- Corso IC, Gazzoni DL & Nery ME (1999) Efeito de doses de refúgio sobre a seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides de pragas de soja. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 34: 1529-1538.
- Costa MA, Moscardini VF, Gontijo PC, Carvalho GA, Oliveira RL & Oliveira HN (2014) Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Ecotoxicology* 23:1399–1408.
- De Bortoli AS, Vacari AM, Volpe HXL, Pomari AF, Laurentis VL, Maeda JM & Dibelli W (2012) Produção de insetos: da base a biofábrica, *Tópicos em Entomologia Agrícola V* (ed. by AC Busoli, JFJ Grigolli, LA Souza, MM Kubota, EN Costa, LA Santos, JC Netto & MA Viana) Multipress, Jaboticabal, pp. 323-342.
- Degrande PE & Gomez DRS, Seletividade de produtos químicos no controle de pragas. *Agropecuária São Paulo* 7: 8-13 (1990).
- Dent D (2000) *Insect Pest Management*. CABI Publishing, Wallingford UK, 432 p.
- Desneux N, O’Neil RJ & Yoo HJS (2006) Suppression of population growth of the soybean aphid, *Aphis glycines* Matsumura, by predators: the identification of a key predator, and the effects of prey dispersion, predator density and temperature. *Environmental Entomology* 35:1342–1349.
- Desneux N, Decourtye A & Delpuech JM (2007) The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annual Review of Entomology* 52: 81-106.
- Foerster LA (2002) Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides, *Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores* (ed. by JRP Parra, PSM Botelho, BS Corrêa-Ferreira & JMS Bento) Manole, São Paulo, pp. 95-114.
- Gentz MC, Murdoch G & King GF (2010) Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. *Biological Control* 52: 208–215.

- Goulart MMP, Bueno AF, Bueno RCOF & Vieira SS (2011) Interaction between *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum* in the management of *Spodoptera* spp. *Revista Brasileira de Entomologia* 55: 121-124.
- Goulart RM, Volpe HXL, Vacari AM, Thuler RT & De Bortoli SA (2012) Insecticide selectivity to two species of *Trichogramma* in three different hosts, as determined by IOBC/WPRS methodology. *Pest Management Science* 68: 240–244.
- Guedes RN, Lima JOG & Zanuncio JC (1992) Seletividade dos inseticidas deltametrina, fenvalerato e fenitrothion para *Podisus connexivus* Bergroth, 1891 (Heteroptera: Pentatomidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 21: 339-346.
- Gunning RV, Moores GD & Devonshire AL (1998) Insensitive acetylcholinesterase causes resistance to organophosphates in Australian *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Pesticide Science* 54: 319–320.
- Gunning RV, Moores GD, Jewess P, Boyes AL, Devonshire AL & Khambay BPS (2007) Use of pyrethroid analogues to identify key structural features for enhanced esterase resistance in *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Pest Management Science* 63: 569-575.
- Hassan SA, Halsall N, Gray AP, Kuehner C, Moll M, Bakker FM, Roembke J, Yousef A, Nasr F & Abdelgader HA (2000) A laboratory method to evaluate the side effects of plant protection products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hym., Trichogrammatidae), Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target arthropods (ed. by MP Candolfi, S Blümel, R Forster, FM Bakker, C Grimm, SA Hassan, U Heimbach, MA Mead-Briggs, B Reber, R Schmuck & H Vogt. IOBC/WPRS, Reinheim, pp.107-119.
- Jiang T, Wu S, Yang T, Zhu C & Gao C (2015) Monitoring field populations of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) for resistance to eight insecticides in China. *Florida Entomologist* 98: 65-73.
- Kaplan EL & Meyer P (1958) Nonparametric estimation from incomplete observations. *Journal of the American Statistical Association* 53: 457-481.
- Khan M & Damalas CA, Farmers' knowledge about common pests and pesticide safety in conventional cotton production in Pakistan. *Crop Protection* 77: 45-51 (2015).

- Ko K, Liu Y, Hou M, Babendreier D, Zhang F & Song K (2015) Toxicity of Insecticides Targeting Rice Planthoppers to Adult and Immature Stages of *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Journal of Economic Entomology* 108: 69–76.
- Kranthi KR, Jadhav DR, Kranthi S, Wanjari S, Ali SS & Russel DA (2002) Insecticide resistance in five major insect pests of cotton in India. *Crop Protection* 21: 449–460.
- Luo S, Naranjo SE & Wua K (2014) Biological control of cotton pests in China. *Biological Control* 68: 6-14.
- Magalhães GO, Vacari AM, De Bortoli CP, Pomari AF, De Bortoli SA & Polanczyk RA (2015) Interactions Between Bt-Bioinsecticides and *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae), a Predator of *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). *Neotropical Entomology* 44: 521-527.
- Martin T, Ochou GO, Hala NF, Wassal J & Waissayre M (2000) Pyrethroid resistance in cotton bollworm *Helicoverpa armigera* in West Africa. *Pest Management Science* 56: 549–554.
- McCaffery AR (1998) Resistance to insecticides in heliothine Lepidoptera: a global view. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 353: 1735-1750.
- Medeiros P, Sone E, Soares CM, Dias JM & Monnerat R (2006) Avaliação de produtos à base de *Bacillus thuringiensis* no controle da traça-das-crucíferas. *Horticultura Brasileira* 24: 245-248.
- Moscardi F & Souza ML (2002) Baculovírus para o controle de pragas: panacéia ou realidade? *Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento* 24: 22-29.
- Moura AP, Carvalho GA & Rigitano RLO (2004) Efeito residual de novos inseticidas utilizados na cultura do tomateiro sobre *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Acta Scientiarum Agronomy* 26: 231–237.
- Olmstead DL & Shelton AM (2016) Effect of timing and insecticide on management of *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) in sweet corn (Poales: Poaceae). *Florida Entomologist* 99: 161-165.
- Panizzi AR (2013) History and contemporary perspectives of the integrated pest management of soybean in Brazil. *Neotropical Entomology* 42: 119-27.
- Parra JRP (2010) Mass rearing of egg parasitoids for biological control programs, Egg parasitoids in agrosystems with emphasis on *Trichogramma* (ed. by FL Côtoli, JRP Parra & RA Zucchi). Springer, New York, pp. 267-292.

- Parra JRP, Zucchi RA, Coelho A Jr, Geremias LD & C nsoli FL, *Trichogramma* as a tool for IPM in Brazil, *Trichogramma* in augmentative biological control: A worldwide view of the past, present and future (ed. by Vinson B, Greenberg SM, Liu T, Rao A, Volosciuk LF) Northwest A&F University Press, Shaanxi, 2015.
- Pazini JB, Grutzmacher AD, Martins JFS, Pasini RA & Rakes M (2016) Seletividade de pesticidas utilizados em arroz sobre *Telenomus podisi* e *Trichogramma pretiosum*. Pesquisa Agropecuária Tropical 46: 327-335.
- Pinto JD & Stouthamer R (1994) Systematics of the Trichogrammatidae with emphasis on *Trichogramma*, Biological Control with egg parasitoids (ed. by E Wajnberg & SA Hassan). CAB International, Wallingford, UK, pp. 1-36.
- Polanczyk RA, Pratissoli D, Vianna UR, Oliveira RGS & Andrade GS (2006) Interação entre inimigos naturais: *Trichogramma* e *Bacillus thuringiensis* no controle biológico de pragas agrícolas. Acta Scientiarum Agronomy 28: 233-239.
- Qaim M, Pray CE & Zilberman D (2008) Economic and social considerations in the adoption of Bt crops. Integration of insect-resistant genetically modified crops within IPM programs (ed. by J Romeis, AM Shelton & GG Kennedy) Springer, Dordrecht, p.329–356.
- Ripper WE, Greenslade RM & Hartley GS (1951) Selective Inseticides and Biological Control. Journal of Economic Entomology 44: 448-458.
- Roh JY, Choi JY, Li MS, Jin BR & Je YH (2007) *Bacillus thuringiensis* as a specific, safe and effective tool for insect pest control. Journal of Microbiology and Biotechnology 17: 547-559.
- Roldão A, Vicente T, Peixoto C, Carrondo MJT & Alves PM (2011) Quality control and analytical methods for baculovirus-based products. Journal of Invertebrate Pathology 107: S94–105.
- Saber M, Hejazi, MJ & Hassan AS (2004) Effects of Azadirachtin/Neemazal on different stages and adult life table parameters of *Trichogramma cacoeciae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Journal of Economic Entomology 97: 905-910.
- SAS Institute (2002) User’s Guide: Statistic Version 9.0. SAS Institute, Cary, NC, USA.
- Shapiro SS & Wilk MB (1965) An analysis of variance test for normality (complete samples). Biometrika 52: 591-611.

- Silvie PJ, Renou A, Vodounnon S, Bonni G, Adegniko MO, Héma O, Prudent P, Sorèze J, Ochou GO, Togola M, Badiane D, Ndour A, Akantetou PK, Ayeva B, Brévault T (2013) Threshold-based interventions for cotton pest control in West Africa: What's up 10 years later? *Crop Protection* 43: 157-165.
- Snedecor GW & Cochran WG (1989) *Statistical methods*, Eighth Edition. University Press, Iowa State, 503 p.
- Soares JJ, Nascimento ARB & Silva MV (2008) Predadores e Parasitóides Chaves e Seletividade de Inseticidas na Cultura Algodoeira. Documentos 209, Embrapa Algodão, Brasília, 29p.
- Soderlund DM, Clark JM, Sheets LP, Mullin LS, Piccirillo VJ, Sargent D, Stevens JT & Weiner ML (2002) Mechanisms of pyrethroid neurotoxicity: implications for cumulative risk assessment. *Toxicology* 171: 3–59.
- Souza JR, Carvalho GA., Moura AP, Couto MHG & Maia JB (2013) Impact of insecticides used to control *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) in corn on survival, sex ratio, and reproduction of *Trichogramma pretiosum* Riley offspring. *Chilean Journal of Agricultural Research* 73: 122-127.
- Souza JR, Carvalho GA, Moura AP, Couto MHG & Maia JB (2014) Toxicity of some insecticides used in maize crop on *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) immature stages. *Chilean Journal of Agricultural Research* 74: 234-239.
- Sterk G, Hassan SA, Baillod M, Bakker F, Bigler F, Blümel S, Bogenschütz H, Boller E, Bromand B, Brun J, Calis JNM, Coremans-Pelseneer J, Duso C, Garrido A, Grove A, Heimbach U, Hokkanen H, Jacas J, Lewis G, Moreth L, Polgar L, Rovesti L, Samsoe-Peterson L, Sauphanor B, Schaub L, Stäubli A, Tuset JJ, Vainio A, van de Veire M, Viggiani G, Viñuela E & Vogt H (1999) Results of the seventh joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS-Working Group 'Pesticides and Beneficial Organisms'. *BioControl* 44: 99-117.
- Tong H, Su Q, Zhou X & Bai L (2013) Field resistance of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) to organophosphates, pyrethroids, carbamates and four newer chemistry insecticides in Hunan, China. *Journal of Pest Science* 86: 599-609.
- van Frankenhuyzen K (2009) Insecticidal activity of *Bacillus thuringiensis* crystal proteins. *Journal of Invertebrate Pathology* 101: 1-16.

- Virto C, Zárete CA, López-Ferber M, Murillo R, Caballero P & Williams T (2013) Gender-mediated differences in vertical transmission of a nucleopolyhedrovirus. PLoS ONE 8: 1-5.
- Wang ZY, He KL, Zhang F, Lu X & Babendreier D (2013) Mass rearing and release of *Trichogramma* for biological control of insect pests of corn in China. Biological Control 68: 136-144.
- Zhang S, Zhang X, Shen J, Mao K, You H & Li J (2016) Susceptibility of field populations of the diamondback moth, *Plutella xylostella*, to a selection of insecticides in Central China. Pesticide Biochemistry and Physiology 132: 38-46.

Figuras

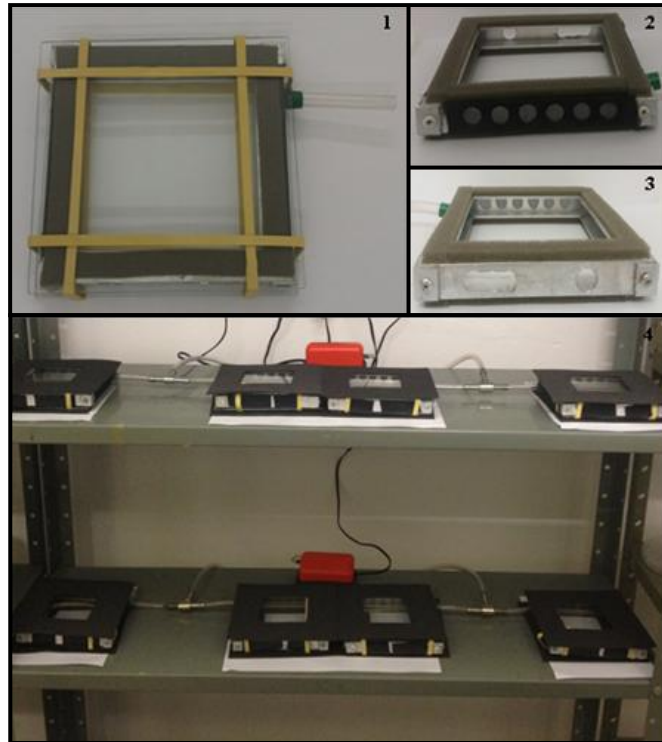


Figura A. 1) Gaiola de contato utilizada no experimento; 2) Visão lateral dos orifícios para ventilação; 3) Visão lateral dos orifícios para introdução dos ovos e para liberação dos parasitoides na gaiola; 4) Compressores de ar, conectados por mangueiras às gaiolas.

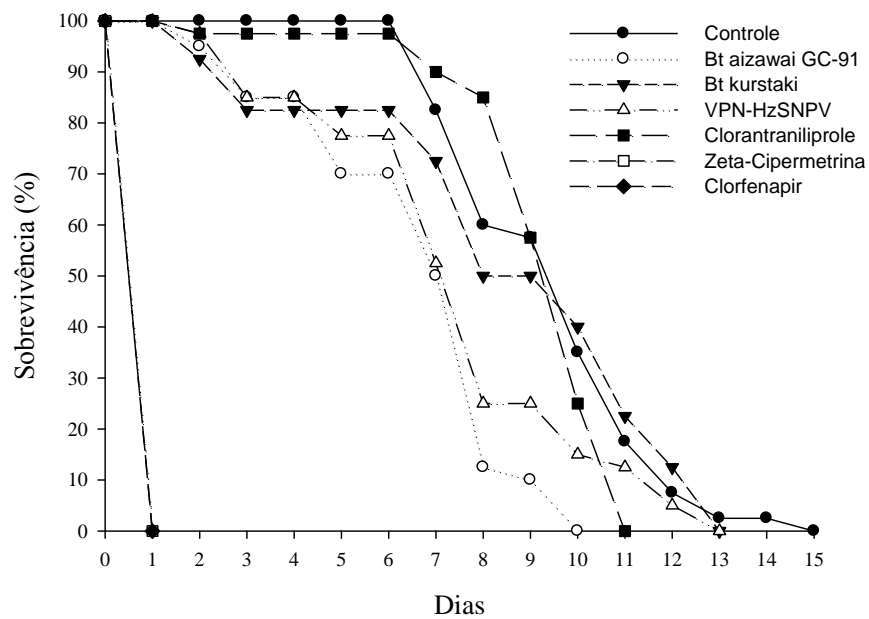


Figura B. Sobrevivência de *Trichogramma pretiosum* quando adultos foram expostos aos resíduos secos dos inseticidas em tubos de vidro.

Tabelas

Tabela 1. Inseticidas químicos e biológicos utilizados para os testes de seletividade a *Trichogramma pretiosum*.

Inseticida	Ingrediente ativo	Grupo químico	DC ⁽¹⁾
Pirate [®]	Clorfenapir	Análogo de pirazol	500
Mustang 350 EC [®]	Zeta-cipermetrina	Piretroide	200
Prêmio [®]	Clorantraniliprole	Diamida antranílica	125
Agree [®]	<i>Bacillus thuringiensis aizawai</i> GC-91	Inseticida biológico	750
Dipel WP [®]	<i>Bacillus thuringiensis kurstaki</i> , linhagem HD-1	Inseticida biológico	600
Gemstar [®]	<i>Helicoverpa zea single capsid nucleopolyhedrovirus</i> (VPN-HzSNPV) (Baculovírus)	Inseticida biológico	375

⁽¹⁾DC = Dosagem da formulação comercial utilizada (g ou mL.100 L⁻¹).

Tabela 2. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* após 24 horas de exposição do adulto ao resíduo seco de inseticidas em tubos de vidro.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	-	-	-	-	-	-
Clorfenapir	-	-	-	-	-	-
Clorantraniliprole	49,9 ± 2,67 b	26,6	1	93,4 ± 1,21 a	3,1	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	49,1 ± 2,96 b	27,8	1	93,6 ± 1,22 a	2,9	1
Bt <i>kurstaki</i>	45,7 ± 2,04 b	32,8	2	91,6 ± 1,53 a	5,0	1
VPN-HzSNPV	47,6 ± 2,99 b	30,0	2	95,3 ± 0,97 a	1,1	1
Controle	68,0 ± 3,52 a	-	-	96,4 ± 1,24 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo (RP/RE < 30%); Classe 2, levemente nocivo (30% < RP/RE < 79%); Classe 3, moderadamente nocivo (80% < RP/RE < 99%); Classe 4, nocivo (RP/RE > 99%) (Sterk et al., 1999).

Tabela 3. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* quando os ovos hospedeiros foram tratados com inseticidas antes do parasitismo.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	7,0 ± 1,29 bc	87,8	3	0,0	100,0	4
Clorfenapir	6,4 ± 0,93 c	88,9	3	0,0	100,0	4
Clorantraniliprole	46,2 ± 4,50 a	19,5	1	50,7 ± 6,04 b	44,4	2
Bt <i>aizawai</i> GC-91	44,8 ± 3,59 a	22,0	1	60,1 ± 5,14 ab	34,1	2
Bt <i>kurstaki</i>	32,2 ± 6,05 ab	43,9	2	61,3 ± 7,09 ab	32,8	2
VPN-HzSNPV	40,6 ± 7,31 a	29,3	1	62,6 ± 14,0 ab	31,4	2
Controle	57,4 ± 4,99 a	-	-	91,2 ± 5,25 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 4. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* quando os ovos hospedeiros parasitados foram tratados com inseticidas após dois dias do parasitismo.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	47,3 ± 2,21 ab	22,7	1	5,35 ± 0,49 c	94,2	3
Clorfenapir	50,4 ± 3,10 ab	17,6	1	38,7 ± 4,36 b	57,8	2
Clorantraniliprole	49,1 ± 3,57 ab	19,7	1	69,5 ± 4,16 a	24,3	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	51,6 ± 2,85 ab	15,6	1	73,5 ± 2,43 a	19,9	1
Bt <i>kurstaki</i>	38,0 ± 4,86 b	37,9	2	67,7 ± 5,61 a	26,3	1
VPN-HzSNPV	49,5 ± 2,39 ab	19,1	1	74,2 ± 4,31 a	19,2	1
Controle	61,2 ± 4,83 a	-	-	91,8 ± 2,07 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 5. Parasitismo e a emergência de *Trichogramma pretiosum* quando os ovos hospedeiros parasitados foram tratados com os inseticidas após quatro dias do parasitismo.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	39,9 ± 3,59 a	31,2	2	10,1 ± 3,05 c	89,3	3
Clorfenapir	49,1 ± 3,57 a	15,3	1	17,6 ± 4,25 c	81,4	3
Clorantraniliprole	53,2 ± 4,03 a	8,3	1	55,2 ± 6,40 b	41,5	2
Bt <i>aizawai</i> GC-91	49,0 ± 4,12 a	15,5	1	56,7 ± 5,46 b	39,9	2
Bt <i>kurstaki</i>	50,6 ± 4,72 a	12,8	1	41,4 ± 6,40 b	56,1	2
VPN-HzSNPV	53,1 ± 3,45 a	8,4	1	54,8 ± 6,55 b	41,9	2
Controle	58,0 ± 4,24 a	-	-	94,4 ± 1,39 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 6. Parasitismo e a emergência de *Trichogramma pretiosum* quando os ovos hospedeiros parasitados foram tratados com inseticidas após seis dias do parasitismo.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	57,3 ± 3,53 a	8,6	1	48,6 ± 3,49 b	47,5	2
Clorfenapir	57,2 ± 4,61 a	8,8	1	0,0	100,0	4
Clorantraniliprole	56,0 ± 3,95 a	10,7	1	90,7 ± 2,21 a	2,1	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	57,3 ± 4,29 a	8,6	1	89,2 ± 2,53 a	3,7	1
Bt <i>kurstaki</i>	57,2 ± 2,55 a	8,8	1	90,9 ± 1,63 a	1,8	1
VPN-HzSNPV	57,1 ± 4,34 a	8,9	1	91,1 ± 1,25 a	1,6	1
Controle	62,7 ± 4,46 a	-	-	92,6 ± 1,52 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 7. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* após 24 horas de exposição dos adultos ao resíduo seco dos inseticidas utilizando metodologia da IOBC.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	0,0	100	4	-	-	-
Clorfenapir	0,0	100	4	-	-	-
Clorantraniliprole	55,0 ± 4,61 a	10,0	1	98,8 ± 0,20 a	0,3	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	50,8 ± 6,38 a	16,9	1	99,0 ± 0,24 a	0,1	1
Bt <i>kurstaki</i>	55,1 ± 7,22 a	9,8	1	98,9 ± 0,52 a	0,2	1
VPN-HzSNPV	50,5 ± 7,42 a	17,3	1	98,5 ± 0,58 a	0,6	1
Controle	61,1 ± 5,99 a	-	-	99,1 ± 0,58 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 8. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* após 48 horas de exposição dos adultos ao resíduo seco dos inseticidas utilizando metodologia da IOBC.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	0,0	100	4	-	-	-
Clorfenapir	0,0	100	4	-	-	-
Clorantraniliprole	15,0 ± 1,99 a	10,7	1	97,2 ± 0,95 a	1,8	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	10,0 ± 1,70 a	40,5	2	86,8 ± 12,83 a	12,3	1
Bt <i>kurstaki</i>	16,0 ± 1,54 a	4,8	1	98,7 ± 0,58 a	0,3	1
VPN-HzSNPV	10,4 ± 3,32 a	38,1	2	98,9 ± 9,31 a	0,1	1
Controle	16,8 ± 1,29 a	-	-	99,0 ± 0,44 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

Tabela 9. Parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* após 72 horas de exposição dos adultos ao resíduo seco dos inseticidas utilizando metodologia da IOBC.

Inseticida	Parasitismo ^a (%)	RP ^b (%)	Classe ^d	Emergência ^a (%)	RE ^c (%)	Classe ^d
Zeta-cipermetrina	0,0	100	4	-	-	-
Clorfenapir	0,0	100	4	-	-	-
Clorantraniliprole	6,6 ± 1,73 a	37,7	2	95,9 ± 1,38 a	2,3	1
Bt <i>aizawai</i> GC-91	6,8 ± 2,00 a	35,8	2	96,1 ± 2,05 a	2,1	1
Bt <i>kurstaki</i>	9,7 ± 1,03 a	8,5	1	97,5 ± 0,85 a	0,7	1
VPN-HzSNPV	5,6 ± 2,00 a	47,2	2	97,7 ± 1,69 a	0,5	1
Controle	10,6 ± 1,26 a	-	-	98,2 ± 0,97 a	-	-

^aMédias ± erro padrão seguidas de mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Tukey (P > 0,05).

^bRP é o efeito do inseticida sobre o parasitismo, comparado ao controle. $RP (\%) = (1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt é o parasitismo no tratamento e Pc é o parasitismo no controle.

^cRE é o efeito do inseticida sobre a emergência, comparado ao controle. $RE (\%) = (1 - Et/Ec) \times 100$; Et é a emergência no tratamento e Ec é a emergência no controle.

^dClassificação dos inseticidas: Classe 1, inócuo ($RP/RE < 30\%$); Classe 2, levemente nocivo ($30\% < RP/RE < 79\%$); Classe 3, moderadamente nocivo ($80\% < RP/RE < 99\%$); Classe 4, nocivo ($RP/RE > 99\%$) (Sterk et al., 1999).

CAPÍTULO 5 – Compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos à base de *Bacillus thuringiensis* Berliner no controle de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae)

Resumo – O uso intensivo de inseticidas químicos para o controle de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil pode selecionar populações resistentes, como em outros países. A associação de diferentes ferramentas de controle é uma estratégia do manejo de pragas que permite o manejo da resistência. Neste contexto, o objetivo desse trabalho foi avaliar, em laboratório, a compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos, disponíveis para o controle de *H. armigera*, em laboratório, visando a possibilidade de integração no manejo da praga. Os produtos químicos utilizados foram clorantraniliprole, clorfenapir e zeta-cipermetrina; com os bioinseticidas *Bacillus thuringiensis aizawai* e *Bacillus thuringiensis kurstaki*. Os inseticidas foram adicionados ao meio de cultura ágar nutriente, e sobre o meio foram inoculados 5,0 µL de cada suspensão bioinseticida. A área das colônias foi medida e contabilizado o número de esporos, depois as suspensões foram utilizadas no teste de patogenicidade, em lagartas de *H. armigera* de segundo ínstar. Zeta-cipermetrina foi muito tóxico aos dois bioinseticidas. Clorfenapir foi moderadamente tóxico para Bt *aizawai* e compatível para Bt *kurstaki*. Clorantraniliprole foi compatível aos dois biológicos. Bt *kurstaki* e Bt *aizawai*, crescidos em meio contendo os inseticidas clorantraniliprone e clorfenapir, causaram 100% de mortalidade nas lagartas.

Palavras-chave: Controle microbiano, controle químico, entomopatógenos

1. Introdução

Devido ao uso intensivo de inseticidas químicos para o controle de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil, durante pelo menos três anos consecutivos, desde 2013, quando a praga foi identificada pela primeira vez no país (Czepak et al., 2013; Carneiro et al., 2014; Kuss et al., 2016), populações resistentes podem estar sendo selecionadas no campo. Em outros países, casos de populações resistentes foram registrados para vários inseticidas, como por exemplo, fipronil, clorfenapir, spinosad, indoxacarb, lambda-cialotrina, clorpirifós, bifentrin, deltametrina e tiodicarb (Ahmad et al., 2003; Hussain et al., 2014; Muhammad et al., 2015).

O manejo integrado de pragas (MIP) tem o objetivo de maximizar a eficácia no controle de pragas, visando manter populações de *H. armigera* abaixo do nível de controle (Gentz et al., 2010; Embrapa, 2013). A integração de diversas táticas de controle, dentro de um programa de MIP, pode ser a alternativa efetiva na redução da infestação de *H. armigera* e no manejo da resistência da praga (Fathipour & Sedaratian, 2013). Assim, a utilização de bioinseticidas associados a inseticidas químicos seletivos, representa uma alternativa importante para o manejo integrado de *H. armigera* em culturas como soja, algodão e milho (Cao et al., 2010; Wakil et al., 2012; Wakil et al., 2013; Younas et al., 2016).

Dentre os bioinseticidas registrados para *H. armigera* nessas culturas, destacam-se alguns à base de *Bacillus thuringiensis* Berliner (Agrofit/Mapa, 2016). Existem diferentes produtos formulados e que são comercializadas no Brasil, principalmente das linhagens *B. thuringiensis* var. *kurstaki* e var. *aizawai* (Agrofit/Mapa, 2016). Estes produtos apresentam controle eficiente da praga (Kuss et al., 2016; Perini et al., 2016). Sendo assim, agricultores devem planejar o manejo da praga, preservando a eficiência dos inseticidas químicos e biológicos. Estas duas ferramentas de controle podem se complementar, e quando compatíveis, podem ser associadas.

Neste contexto, o objetivo desse trabalho foi avaliar a compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos, disponíveis para o controle de *H. armigera*, em laboratório, visando a possibilidade de integração no manejo da praga.

2. Material e Métodos

O experimento foi conduzido no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI) do Departamento de Fitossanidade, localizado na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista (FCAV/UNESP), Campus de Jaboticabal – SP.

2.1. Insetos

As lagartas de segundo ínstar *H. armigera* utilizadas para os testes foram obtidas da criação mantida no LBCI, em sala com condições controladas (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$; umidade relativa de $70 \pm 10\%$; e fotoperíodo de 12 horas de luz/12 horas de escuro), de acordo com metodologia descrita por De Bortoli et al. (2014).

Os ovos depositados no papel toalha que revestiu a gaiola dos adultos de *H. armigera* foram mantidos em recipientes plásticos (25 cm \times 15 cm \times 12 cm) até a eclosão das lagartas. As lagartas, coletadas com o auxílio de um pincel, foram transferidas para placas de Petri (6 cm de diâmetro \times 2 cm altura) contendo dieta artificial (Tabela 1), sendo inserida uma lagarta por placa.

Após a formação das pupas, os indivíduos foram separados por sexo e transferidos para gaiolas de PVC (20 cm de diâmetro \times 20 cm de altura), onde ocorreu a cópula e oviposição. Foram acondicionados 20 casais por gaiola. Os adultos receberam como alimento solução de mel a 10%, através de uma tampa plástica de 1 cm de diâmetro, contendo algodão embebido na solução. A gaiola de PVC foi revestida com papel toalha onde as fêmeas realizaram as posturas. O papel foi trocado diariamente para coleta dos ovos durante todo o período de oviposição. A gaiola de PVC foi colocada sobre um prato plástico (23,5 cm de diâmetro \times 3 cm de altura) contendo papel toalha em sua superfície. A parte superior da gaiola foi fechada com tecido de malha fina (tipo *voile*), preso com elástico. Os papéis contendo os ovos foram colocados em recipientes plásticos até a eclosão das lagartas.

2.2. Inseticidas químicos e biológicos

Para a preparação das caldas dos inseticidas clorfenapir (Pirate[®]), zeta-cipermetrina (Mustang 350 EC[®]), clorantraniliprole (Prêmio[®]), *Bacillus thuringiensis aizawai* GC-91 (Agree[®]) e *Bacillus thuringiensis kurstaki* (Dipel WP[®]) foram utilizadas as doses recomendadas pelos fabricantes para o controle de *H. armigera* (Tabela 2).

2.3. Compatibilidade entre inseticidas sintéticos e biológicos

O meio de cultura ágar nutriente (NA) foi preparado pela dissolução de 28,0 gramas do produto formulado Kasvi® em 1 litro de água deionizada, sendo posteriormente autoclavado a 1 atm. por 40 minutos. Após o meio pronto, esfriado até atingir temperatura de 45°C, ponto em que ainda não se encontra solidificado, cada inseticida químico na dosagem comercial (Tabela 2) foi homogeneizado ao meio de cultura com o auxílio de um agitador magnético. O pH do meio de cultura foi medido (sem inseticida = 6,7; clorantianiliprole = 6,9; clorfenapir = 6,9; zeta-cipermetrina = 7,0), e então foi vertido em placas de Petri (9,0 cm de diâmetro), totalizando 10 repetições para cada análise de compatibilidade. Cada inseticida químico foi considerado um tratamento. Para a testemunha foi utilizado somente ágar nutriente e água, sem a adição de inseticidas.

Após solidificação do meio, foram inoculadas suspensões dos inseticidas biológicos (*Bt aizawai* e *Bt kurstaki*) na concentração recomendada (Tabela 2). Foram inoculados 5,0 µL de *B. thuringiensis* na região central da placa de Petri. Foram empregadas 10 repetições, para cada produto biológico em cada inseticida químico.

As placas inoculadas foram acondicionadas em câmaras de germinação (B.O.D.) por um período de sete dias, mantidas a temperatura de $30 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12 h de luz/12 h de escuro.

A cada 24 horas, a área da colônia foi projetada sobre uma folha de papel sulfite branca e traçada, para cada tratamento. O sulfite foi recortado do tamanho da colônia, ilustrando uma figura, que foi mensurada com auxílio de um aparelho medidor de área foliar (CID Bio-Science, Camas, Washington, United State of America, modelo CI-202).

No sétimo dia, foi realizada a contagem de esporos para cada tratamento, com auxílio de uma câmara de Neubauer em microscópio óptico, raspando a colônia do meio de cultura com o auxílio da alça de platina e acondicionando o conteúdo em tubos Falcon com 10 mL de água estéril com espalhante adesivo (Triton 0,01%). As suspensões foram homogeneizadas com auxílio de um agitador (Phoenix® Modelo AP56) por um período de 1 minuto.

2.4. Suscetibilidade de lagartas de *Helicoverpa armigera*

2.4.1. Preparação das suspensões dos produtos biológicos

As suspensões dos produtos biológicos foram obtidas por meio de raspagens das colônias de *Bt aizawai* e *Bt kurstaki* que multiplicadas em nutriente ágar + inseticidas químicos (item 2.3). Cada inseticida químico acrescentado no meio de cultura foi considerado um tratamento. A suspensão (item 2.3) foi homogeneizada e a mistura com esporos, cristais e células vegetativas foi submetida a três centrifugações consecutivas (3.600 rpm por 20 minutos), sendo que o sobrenadante foi descartado visando eliminar os restos de células. Após a última centrifugação foi obtida uma nova suspensão e, a partir dela, foram feitas duas diluições seriadas para a contagem de esporos em câmara de NeuBauer (Alves & Moraes, 1998) e padronização da suspensão utilizada na concentração de 3×10^8 esporos/mL.

2.4.2. Bioensaios de patogenicidade

Pedaços de dieta artificial (Tabela 1) com área padronizada (4 cm²) foram cortados e mergulhados individualmente em cada uma das suspensões, preparadas com água deionizada, na concentração de 3×10^8 esporos/mL. Cada pedaço de dieta artificial foi mergulhado por 10 segundos e posteriormente seco em temperatura ambiente durante 30 minutos. Os pedaços de dieta foram então colocados individualmente em placas de Petri (6,0 cm de diâmetro \times 2,0 cm de altura). Em cada placa foi colocada uma lagarta de segundo ínstar de *H. armigera*. De cada tratamento foram observadas 5 repetições, sendo cada repetição composta por 10 placas, totalizando 50 lagartas por tratamento. O tratamento controle consistiu de dieta tratada apenas com água deionizada. A avaliação da mortalidade foi realizada a cada 24 horas, por 10 dias. As lagartas foram registradas como mortas quando não se moviam ao serem tocadas com um pincel de cerdas macias.

2.5. Análise dos dados

A influência dos inseticidas químicos e do controle sobre o tamanho da colônia de *B. thuringiensis* (variável tamanho da colônia) sobre as avaliações de cada colônia (repetições) foram analisados utilizando o procedimento de medidas repetidas para a análise de variância (PROC MIXED). Esta análise foi realizada considerando as avaliações ao longo do tempo como o fator bloco, desde que as avaliações foram realizadas na mesma unidade amostral (colônia), enquanto os inseticidas à base de *B. thuringiensis* e o controle foram considerados como tratamentos. Os resultados de cada bioinseticida foram analisados separadamente (variáveis fixas independentes: tratamentos e tempo; variável aleatória: repetições dentro de

tratamentos). Como houve interação significativa entre os principais efeitos, tratamentos e tempo de avaliação (dias), uma análise de variância adicional foi realizada para cada tratamento. Os dados foram transformados usando raiz quadrada ($x + 0,5$) para atender as suposições de normalidade e homogeneidade da variância. Quando foram detectadas diferenças significativas entre os tratamentos, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey. Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o Software SAS 9.1 (SAS Institute, 2002).

Além disso, os dados foram padronizados pela classificação de compatibilidade desenvolvida por Alves et al. (1998) (Tabela 3), que se baseia nos valores médios da porcentagem de esporulação e crescimento das colônias de *B. thuringiensis*, com auxílio da seguinte fórmula: $T = (20 * [CV] + 80 * [ESP]) / 100$, em que T = valor corrigido do crescimento vegetativo e esporulação para classificação do produto; CV = porcentagem de crescimento vegetativo com relação à testemunha; ESP = porcentagem de esporulação com relação à testemunha.

Os dados de patogenicidade dos inseticidas biológicos na mortalidade de lagartas de *H. armigera* no décimo dia de avaliação foram submetidos aos testes de normalidade (teste de Kolmogorov) e de homogeneidade da variância (teste de Bartlett) e, sempre que necessário, transformados, para atender os requisitos da análise de variância (ANOVA). Quando ocorreu diferença significativa, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

3. Resultados

3.1. Compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos

O crescimento de *Bt aizawai* foi prejudicado quando exposto ao meio de cultura contendo zeta-cipermetrina, sendo esse inseticida classificado como muito tóxico. Clorfenapir foi classificado como moderadamente tóxico e clorantraniliprole como compatível (Tabela 4).

Clorantraniliprole e clorfenapir, quando adicionados ao meio de cultura, foram compatíveis com *Bt kurstaki*, ao contrário de zeta-cipermetrina, que foi muito tóxico, prejudicando o crescimento bacteriano (Tabela 5).

Em todos os dias, *Bt aizawai* teve o menor crescimento quando submetido ao meio com zeta-cipermetrina, se estabilizando no quinto dia, porém apresentando menor

crescimento bacteriano entre os químicos avaliados. Quando exposto ao inseticida clorantraniliprole, o comportamento de crescimento foi semelhante ao de *Bt aizawai* no meio de cultura sem inseticida (Figura A).

No meio com zeta-cipermetrina, o tamanho da colônia de *Bt kurstaki* no sétimo dia foi semelhante ao dos outros tratamentos com apenas um dia. O crescimento de *Bt kurstaki* no meio com clorantraniliprole foi semelhante ao da testemunha (Figura B).

3.2. Suscetibilidade de lagartas de *Helicoverpa armigera*

Neste bioensaio, quando *Bt kurstaki* e *Bt aizawai* cresceram em meio de cultura contendo zeta-cipermetrina, não produziram a quantidade de esporos suficiente para obtenção da concentração padrão utilizada (3×10^8 esporos/mL).

Bt kurstaki e *Bt aizawai*, mesmo quando cresceram em meio contendo os inseticidas clorantraniliprone e clorfenapir, foram patogênicos a *H. armigera*, causando 100% de mortalidade nas lagartas de segundo ínstar após 10 dias (Figura C).

4. Discussão

Estudar a compatibilidade entre inseticidas sintéticos e biológicos é importante para se entender e testar a possível interação entre eles, com o objetivo de associar essas ferramentas de controle no MIP.

Os inseticidas químicos clorfenapir e clorantraniliprole são compatíveis nos testes com *Bt kurstaki*, e clorantraniliprole é compatível com *Bt aizawai*. Estes inseticidas não interferem no crescimento da colônia de *B. thuringiensis*, o que dá indícios da possível interação positiva com os entomopatógenos.

A utilização conjunta de inseticidas químicos com biológicos pode auxiliar na redução da pressão de seleção, devido os diferentes modos de ação, não favorecendo a evolução da resistência de populações de insetos pragas (Alves et al., 1998). Além disso, a combinação destas duas ferramentas pode ser mais eficiente no controle da praga do que quando utilizadas separadas (Hardman & Gaul, 1990). Esta afirmação baseia-se no princípio de que o inseticida pode agir como um agente estressor para o inseto, e, por sua vez, torná-lo vulnerável e mais suscetível a infecções, tais como a provocada por *B. thuringiensis* (Polanczyk & Alves, 2005).

O crescimento de *Bt kurstaki* com clorantraniliprole foi semelhante à testemunha. Isso sugere que os componentes utilizados na formulação dos inseticidas químicos, como por

exemplo, os adjuvantes, não foram tóxicos para a bactéria (Das et al., 1995; Das et al., 2003; Mandal et al., 2013).

Amizadeh et al. (2015), estudando a compatibilidade de inseticidas para *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae), também comprovou a compatibilidade entre clorantraniliprole e *B. thuringiensis*.

Zeta-cipermetrina foi classificado como muito tóxico para os dois bioinseticidas, inibindo a esporulação e o crescimento de *B. thuringiensis*. O efeito prejudicial do inseticida pode estar relacionado com a molécula química do ingrediente ativo, ou também pela presença dos inertes na formulação (Dougherty et al., 1970; Morris & Armstrong, 1975; Morris, 1977). Além disso, a dose utilizada dos inseticidas pode influenciar na compatibilidade com outros inseticidas químicos e biológicos. Esta variável pode ser utilizada para promover a compatibilidade (Ramaraje et al., 1967; Batista Filho et al., 2001; Manachini, 2002; Pinto et al., 2012). Doses menores de zeta-cipermetrina devem ser testadas, para, talvez, poder associar este inseticida com biológicos.

Os inseticidas biológicos *Bt kurstaki* e *Bt azawai* que cresceram em meio de cultura contendo clorantraniliprole e clorfenapir causaram 100% de mortalidade nas lagartas de segundo ínstar de *H. armigera*. A interação entre estes inseticidas não afetou a patogenicidade da bactéria, comprovando alta mortalidade em lagartas de *H. armigera*. A realização de testes para comprovar a atividade tóxica dos microrganismos que cresceram em meio de cultura contendo inseticidas químicos é de suma importância, pois alterações fisiológicas podem causar perdas de patogenicidade e virulência do patógeno (Alves et al., 1998).

Os resultados de compatibilidade *in vitro* obtidos neste trabalho indicaram que os inseticidas clorantraniliprole e clorfenapir, utilizados para o controle de *H. armigera*, são compatíveis com os inseticidas biológicos à base de *B. thuringiensis*, em laboratório. Ao contrário de zeta-cipermetrina, classificado como muito tóxico para o entomopatógeno. Porém, testes de misturas, de semi-campo e campo são necessários, pois existem muitos fatores bióticos e abióticos que podem influenciar na compatibilidade entre inseticidas químicos e biológicos.

5. Referências

- AGROFIT/MAPA (2016) Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins. Available at: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons (accessed 21 November 2016).
- Ahmad M, Iqbal AM & Ahmad Z (2003) Suscetibility of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) to new chemistries in Pakistan. *Crop Protection* 22: 539-544.
- Alves SB & Moraes AS (1998) Quantificação de inoculo de patógenos de insetos. Controle microbiano de insetos (ed. by SB Alves) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp. 765-777.
- Alves SB, Moino Júnior A & Almeida JEM (1998) Produtos fitossanitários e entomopatógenos. Controle microbiano de insetos (ed. by SB Alves) FEALQ, Piracicaba, Brasil, pp. 217-238.
- Amizadeh M, Hejazi MJ, Niknam G & Arzanlou M (2015) Compatibility and interaction between *Bacillus thuringiensis* and certain insecticides: perspective in management of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Biocontrol Science And Technology* 25: 671-684.
- Batista Filho A, Almeida JEM & Lamas C (2001) Effect of thiamethoxam on entomopathogenic microorganisms. *Neotropical Entomology* 30: 437-447.
- Cao G, Lu Q, Zhang L, Guo F, Liang G, Wua K, Wyckhuys KAG & Guo Y (2010) Toxicity of chlorantraniliprole to Cry1Ac-susceptible and resistant strains of *Helicoverpa armigera*. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 98: 99-103.
- Carneiro E, Silva LB, Maggioni K, Santos VB, Rodrigues TF, Reis SS & Pavan BE (2014) Evolution of insecticides targeting control of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *American Journal of Plant Sciences* 5: 2823-2828.
- Czepak C, Albernaz KC, Viva LM, Guimarães HO & Carvalhais T (2013) Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. *Pesquisa Agropecuária Tropical* 43: 110,113.
- Das AC, Chakravarty A, Sukul P & Mukherjee D (1995) Insecticides: their effect on microorganisms and persistence in rice soil. *Microbiological Research* 150: 187-194.
- Das AC, Chakravarty A, Sukul P & Mukherjee D (2003) Influence and persistence of phorate and carbofuran insecticides on microorganisms in rice field. *Chemosphere* 53: 1033-1037.
- De Bortoli AS, Vacari AM, Laurentis VL, Figueroa CAS, Trevisan M & Dibelli W (2014) Aplicações da criação massal de insetos. *Tópicos em Entomologia Agrícola*, Vol. 7 (ed. by

- AC Busoli, LA Souza, JRC Alencar, DF Fraga & JFJ Grigolli) Maria de Lourdes Brandel, Jaboticabal, Brasil, pp. 141-164.
- Dougherty EM, Reichelderfer CF & Faust RM (1970) Sensitivity of *Bacillus thuringiensis* var. *thuringiensis* to various insecticides and herbicides. *Journal of Invertebrate Pathology* 17: 292-293.
- EMBRAPA (2013) Ações emergenciais propostas pela Embrapa para o manejo integrado de *Helicoverpa* spp. em áreas agrícolas. 19p. Available at: <https://www.embrapa.br/ALERTA-HELICOVERPA> (accessed 21 November 2016).
- Fathipour Y & Sedaratian A (2013) Integrated Management of *Helicoverpa armigera* in Soybean Cropping Systems. Soybean - Pest Resistance (ed. by H El-Shemy) InTech, Croácia. DOI: 10.5772/54522. Available at: <http://www.intechopen.com/books/soybean-pest-resistance/integrated-management-of-helicoverpa-armigera-in-soybean-cropping-systems> (accessed 21 November 2016).
- Gentz MC, Murdoch G & King GF (2010) Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. *Biological Control* 52: 208-215.
- Greene GL, Leppla NC & Dickerson WA (1976) Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. *Journal of Economic Entomology* 69: 487-488.
- Hardman JM & Gaul SO (1990) Mixtures of *Bacillus thuringiensis* and pyrethroids control winter moth (Lepidoptera: Geometridae) in orchards without causing outbreaks of mites. *Journal of Economic Entomology* 83: 920- 936.
- Hussain D, Saleem HM, Saleem M & Abbas M (2014) Monitoring of insecticides resistance in field populations of *Helicoverpa armigera* (Hub.) (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Entomology and Zoology* 2: 01-08.
- Kuss CC, Roggia RCRK, Basso CJ, Oliveira MCN, Pias OHC & Roggia S (2016) Controle de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) em soja com inseticidas químicos e biológicos. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 51: 527-536.
- Manachini B (2002) Compatibility of chemical and biological pesticides. *Encyclopedia of pest management* (ed. by D Pimentel) CRC Press, Boca Raton, pp.134-137. <http://www.crcnetbase.com/doi/abs/10.1201/NOE0824706326.ch54> [accessed 21 November 2016].
- Mandal K, Singh B, Jariyal M & Gupta VK (2013) Microbial degradation of fipronil by *Bacillus thuringiensis*. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 93: 87-92.

- Morris ON & Armstrong JA (1975) Preliminary field trials, with *Bacillus thuringiensis*. Chemical insecticide combinations in the integrated control of the spruce/budworm *Choristoneura fumiferana*. The Canadian Entomologist 107: 1281-1288.
- Morris ON (1977) Compatibility of 27 chemical insecticides with *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki*. The Canadian Entomologist 109: 855-864.
- Muhammad DH, Saleem HM, Ghouse G & Abbas M (2015) Insecticide resistance in field populations of *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae). Journal of Entomological Science 50: 119-128.
- Perini CR, Arnemann JA, Melo AA, Pes MP, Valmorbidia I, Beche M & Guedes JVC (2016) How to control *Helicoverpa armigera* on soybean in Brazil? What we have learned since its detection. African Journal of Agricultural Research 11: 1426-1432.
- Pinto LMN, Dorr NC, Ribeiro APA, De Salles SM, De Oliveira JV, Menezes VG & Fiuza LM (2012) *Bacillus thuringiensis* monogenic strains: screening and interactions with insecticides used against rice pests. Brazilian Journal of Microbiology 43: 618-626.
- Polanczyk RA & Alves SB (2005) Interação entre *Bacillus thuringiensis* e outros entomopatógenos no controle de *Spodoptera frugiperda*. Manejo Integrado de Plagas 74: 24-33.
- Ramaraje NVU, Govindu HC & Shastry KSS (1967) The effect of certain insecticides on the entomogenous fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*. Journal of the Invertebrate Pathology 9: 398- 403.
- SAS Institute (2002) User's Guide: Statistic Version 9.0. SAS Institute, Cary, NC, USA.
- Wakil W, Ghazanfar MU, Nasir F, Qayyum MA & Tahir M (2012) Insecticidal efficacy of *Azadirachta indica*, *Nucleopolyhedrovirus* and chlorantraniliprole singly or combined against field populations of *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae). Chilean Journal of Agricultural Research 72: 53-61.
- Wakil W, Ghazanfar MU, Riasat T, Qayyum MA, Ahmed S & Yasin M (2013) Effects of interactions among *Metarhizium anisopliae*, *Bacillus thuringiensis* and chlorantraniliprole on the mortality and pupation of six geographically distinct *Helicoverpa armigera* field populations. Phytoparasitica 41: 221–234.
- Younas A, Wakil W, Khan Z, Shaaban M & Prager SM (2016) The efficacy of *Beauveria bassiana*, jasmonic acid and chlorantraniliprole on larval populations of *Helicoverpa armigera* in chickpea crop ecosystems. Pest Management Science. doi: 10.1002/ps.4297

Tabelas

Tabela 1. Composição da dieta artificial utilizada para criação de *Helicoverpa armigera* (Greene et al., 1976, modificada).

Ingredientes	Quantidade
Feijão branco	75 g
Germe de trigo	60 g
Farelo de soja	30 g
Leite em pó	30 g
Levedura de cerveja	37,5 g
Ácido ascórbico	3,6 g
Ácido sórbico	1,8 g
Metil para-hidroxibenzoato de sódio	3 g
Solução vitamínica	9 mL
Tetraciclina	0,12 g
Formaldeído 40%	3,6 mL
Ágar	23 g
Água	1.400 mL

Tabela 2. Inseticidas químicos e biológicos utilizados para os testes de compatibilidade.

Inseticida	Ingrediente ativo	Grupo químico	DC ¹
Pirate [®]	Clorfenapir	Análogo de pirazol	500
Mustang 350 EC [®]	Zeta-cipermetrina	Piretróide	200
Prêmio [®]	Clorantraniliprole	Diamida antranflica	125
Agree [®]	<i>Bacillus thuringiensis aizawai</i> GC-91	Inseticida biológico	750
Dipel WP [®]	<i>Bacillus thuringiensis kurstaki</i> , linhagem HD-1	Inseticida biológico	600

¹DC = Dosagem da formulação comercial utilizada (g ou mL.100 L⁻¹).

Tabela 3. Valores de T para a classificação do efeito de produtos químicos sobre fungos (Alves et al., 1998).

Valor de T ¹	Classificação do produto
0 a 30	Muito tóxico
31 a 45	Tóxico
46 a 60	Moderadamente tóxico
> 60	Compatível

¹T = valor corrigido do crescimento vegetativo e esporulação para classificação do produto.

Tabela 4. Valores de T para a classificação quanto à toxicidade dos inseticidas sintéticos à *Bacillus thuringiensis aizawai*.

Tratamento	ESP ¹ (esporos)	CV ² (cm ²)	Valores de T ³	Categoria
Controle	1,05×10 ⁹	18,81	-	-
Clorantraniliprole	1,015×10 ⁹	17,94	96,41	Compatível
Clorfenapir	6,2×10 ⁸	11,67	59,65	Moderadamente tóxico
Zeta-cipermetrina	6,0×10 ⁷	1,83	6,52	Muito tóxico

¹ Produção média de esporos/colônia² Crescimento vegetativo (área da colônia média no 7º dia)³ Correlação dos parâmetros (ESP e CV) segundo modelo proposto por Alves et al. (1998)**Tabela 5.** Valores de T para a classificação quanto à toxicidade dos inseticidas sintéticos à *Bacillus thuringiensis kurtaki*.

Tratamento	ESP ¹ (esporos)	CV ² (cm ²)	Valores de T ³	Categoria
Controle	9,9×10 ⁸	29,14	-	-
Clorantraniliprole	8,85×10 ⁸	28,33	90,96	Compatível
Clorfenapir	9,25×10 ⁸	11,27	82,49	Compatível
Zeta-cipermetrina	4,0×10 ⁷	1,19	4,05	Muito tóxico

¹ Produção média de esporos/colônia² Crescimento vegetativo (área da colônia média no 7º dia)³ Correlação dos parâmetros (ESP e CV) segundo modelo proposto por Alves et al. (1998)

Figuras

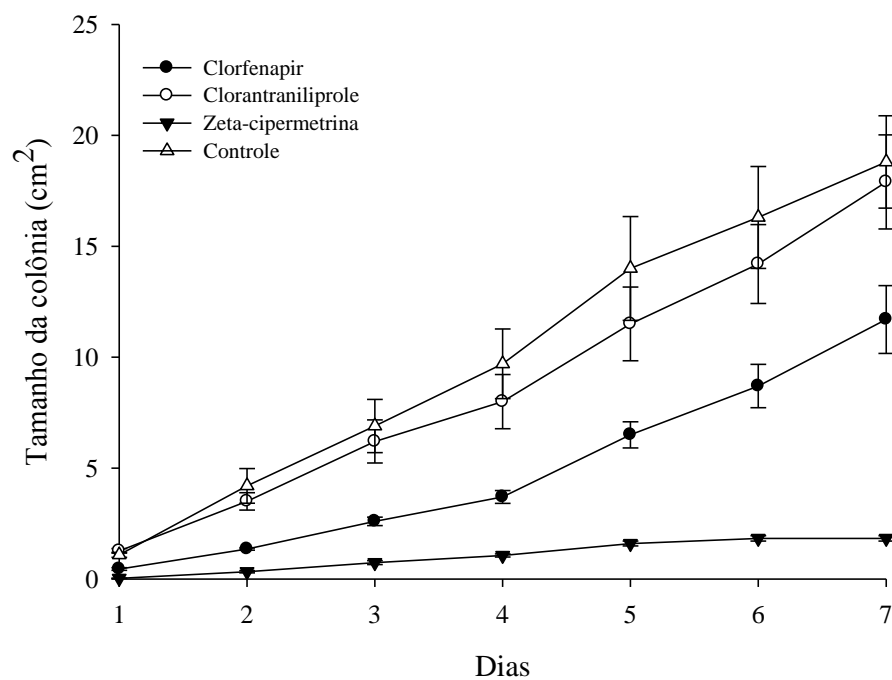


Figura A. Efeito de inseticidas químicos no crescimento da colônia de *Bacillus thuringiensis aizawai*.

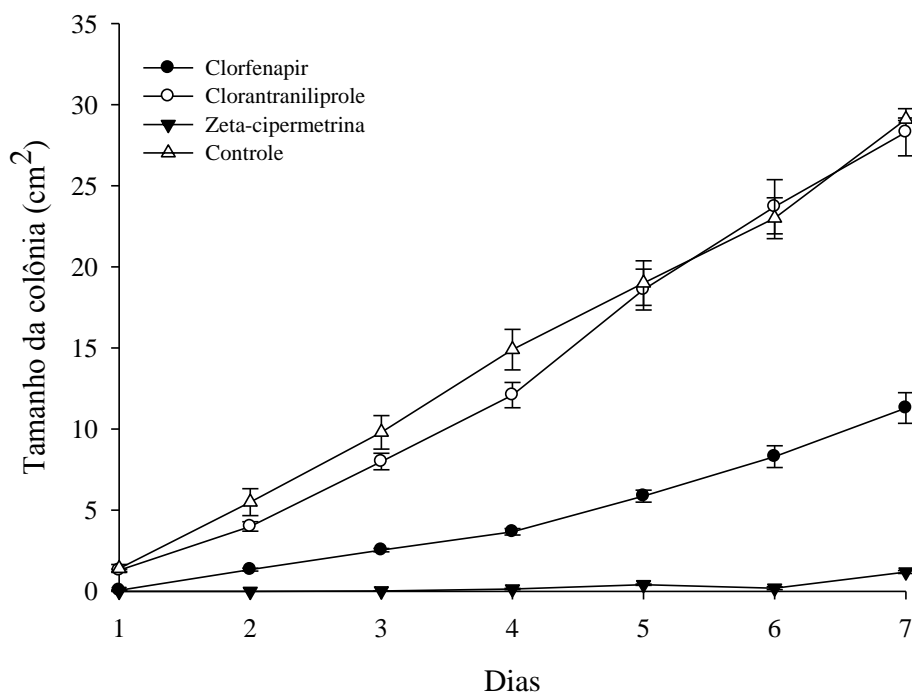


Figura B. Efeito de inseticidas químicos no crescimento da colônia de *Bacillus thuringiensis kurtaki*.

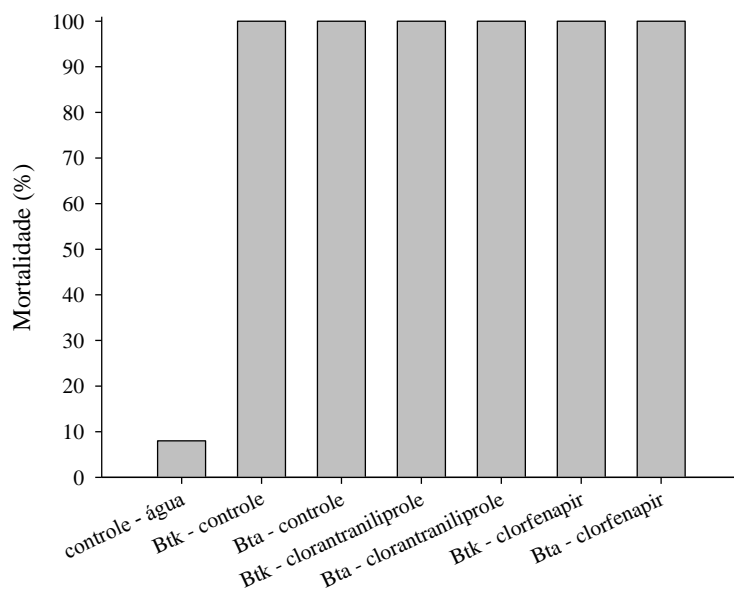


Figura C. Porcentagem de mortalidade de lagartas de *Helicoverpa armigera* após a ingestão de suspensão de *Bacillus thuringiensis* em teste de compatibilidade com inseticidas químicos sintéticos. Btk = *Bacillus thuringiensis kurtaki*; Bta = *Bacillus thuringiensis aizawai* GC-91.

CAPÍTULO 6 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

No Brasil, a ocorrência de espécies exóticas aumentou significativamente na última década, sendo registradas pragas introduzidas em frutíferas, plantas ornamentais, hortaliças, plantas forrageiras e grandes culturas (VILELA; ZUCCHI, 2015). A possibilidade de uma praga ser introduzida é um risco constante, no qual muitas vezes o país não está preparado e, nesses casos, a praga pode afetar todo o processo fitossanitário, como foi o caso de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil.

Após o seu primeiro registro de ocorrência em 2013 (CZEPAK et al., 2013), vários inseticidas químicos sintéticos foram liberados em caráter emergencial para serem utilizados no controle de *H. armigera*. Posteriormente vários bioinseticidas também foram liberados para o controle dessa praga, alguns à base de baculovírus e a maioria de *Bacillus thuringiensis* Berliner. Hoje, no mercado brasileiro, mais de 20 Bt-bioinseticidas estão disponíveis, principalmente das variedades *kurstaki* e *aizawai* (ABCBIO, 2016). Além disso, a área tratada com *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) cresceu consideravelmente após a introdução desta praga, sendo que, atualmente, em pouco mais de 250.000 hectares são liberados este parasitoide visando o controle de lepidópteros, principalmente em soja, algodão e milho (PARRA, 2014).

O manejo integrado de pragas (MIP) é um conceito que surgiu após problemas advindos do uso indiscriminado de inseticidas, fato que levou à seleção de populações resistentes, ressurgência de pragas, surtos de pragas secundárias e ao aumento de resíduos no ambiente (QAIM et al., 2008).

Esta tese apresenta resultados que poderão auxiliar o MIP em culturas de grande importância econômica, como algodão, soja e milho, onde *H. armigera* é atualmente um problema sério. De acordo com os resultados obtidos neste trabalho, em testes de laboratório, *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) pode ser uma ferramenta utilizada no MIP de *H. armigera*, associado aos bioinseticidas Bt *kurstaki*, Bt *azawai* e VPN-HzSNPV, bem como a clorraniliprole, que são seletivos ao parasitoide de ovos. Além disso, o inseticida clorraniliprole também é compatível com esses Bt-bioinseticidas, podendo ser

empregados em conjunto. Zeta-cipermetrina não foi seletivo ao parasitoide e foi tóxico aos Bt-bioinseticidas nas metodologias testadas, não sendo recomendada a utilização simultânea destas ferramentas.

Apesar dos agricultores terem dificuldade em utilizar o MIP, os problemas econômicos causados por *H. armigera* obrigaram os profissionais a empregarem diferentes táticas de controle, aumentando a utilização do controle biológico no Brasil, por exemplo.

Então, perspectivas futuras da aplicação de diferentes táticas para mediar a proteção de culturas, devem incluir o uso de inseticidas seletivos aos inimigos naturais, como os bioinseticidas à base de *B. thuringiensis* e baculovírus, além de moléculas mais modernas como clorantraniliprole. Assim, espera-se que as táticas recomendadas nesta tese para o controle de *H. armigera* ganhem espaço em programas de MIP, em especial para culturas de grande importância econômica no Brasil.

REFERÊNCIAS

ABCBIO. Associação Brasileira das Empresas de Controle Biológico. **Biodefensivos registrados**. 2016. Disponível em: <<http://www.abcbio.org.br/biodefensivos-registrados/>>. Acesso em: 4 dez. 2016.

CZEPAK, C.; ALBERNAZ, K. C.; VIVAN, L. M.; GUIMARÃES, H. O.; CARVALHAIS, T. Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 43, n. 1, p. 110-113, 2013.

PARRA, J. R. P. Biological control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 71, n. 5, p. 345-355, 2014.

QAIM, M.; PRAY, C. E.; ZILBERMAN, D. Economic and social considerations in the adoption of Bt crops. In: Romeis, J.; Shelton, A. M.; Kennedy, G. G. (Eds.) **Integration of insect-resistant genetically modified crops within IPM programs**. Dordrecht: Springer, 2008, p.329–356.

VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. **Pragas introduzidas no Brasil: insetos e ácaros**. Piracicaba: Fealq, 2015, 908 p.