

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

SELETIVIDADE DE INSETICIDAS AO PARASITOIDE DE OVOS
Trichogramma pretiosum
(HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE)

LUCAS SILVA BARROS

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP - Câmpus
de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU - SP
Fevereiro - 2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

SELETIVIDADE DE INSETICIDAS AO PARASITOIDE DE OVOS
Trichogramma pretiosum
(HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE)

LUCAS SILVA BARROS

Orientadora: Profa. Dra. Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno
Co-orientador: Prof. Dr. Carlos Gilberto Raetano

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP - Câmpus
de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU - SP
Fevereiro - 2016

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - DIRETORIA TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Barros, Lucas Silva, 1989-

B277s Seletividade de inseticidas ao parasitoide de ovos
Trichogramma pretiosum (Hymenoptera: Trichogrammatidae) /
Lucas Silva Barros. - Botucatu : [s.n.], 2016
vii, 80 f. : tabs.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista,
Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2016

Orientador: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

Coorientador: Carlos Gilberto Raetano

Inclui bibliografia

1. Compatibilidade. 2. Pesticidas. 3. Parasitoides. 4. Sustentabilidade. I. Bueno, Regiane Cristina Oliveira de Freitas. II. Raetano, Carlos Gilberto. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

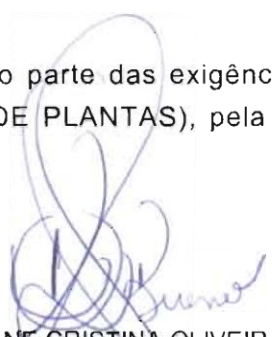
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: SELETIVIDADE DE INSETICIDAS AO PARASITOIDE DE OVOS
Trichogramma pretiosum Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae).


AUTOR: LUCAS SILVA BARROS

ORIENTADORA: REGIANE CRISTINA OLIVEIRA DE FREITAS BUENO

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em AGRONOMIA
(PROTEÇÃO DE PLANTAS), pela Comissão Examinadora:



Profa. Dra. REGIANE CRISTINA OLIVEIRA DE FREITAS BUENO
Depto. de Proteção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu



Prof. Dr. CARLOS FREDERICO WILCKEN
Depto. Produção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrônômicas



Dra. SANDRA REGINA MAGRO
Departamento de Entomologia e Acarologia / Koppert do Brasil Holding Ltda

Botucatu, 04 de fevereiro de 2016

À Deus pelo milagre da vida.

Agradeço.

Aos meus pais Benilton e Mariza, a minha irmã Aline, e as minhas avós Vitória Lucinda da Silva e Benedita Ferreira Barros.

Dedico.

À Maria Aparecida Silva Rodrigues e Bruno Alves Rosa Soares (in memoriam).

Ofereço.

AGRADECIMENTOS

À professora Dra. Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno, pelo acolhimento, confiança, e ensinamentos ao longo desse período, os quais foram fundamentais para meu crescimento e execução desta pesquisa.

Ao professor Dr. Carlos Gilberto Raetano, pela co-orientação e suporte físico e financeiro.

Às empresas Koppert do Brasil e Bug Agentes Biológicos pela parceria, possibilitando a execução do projeto.

À Faculdade de Ciências Agrônomicas, FCA/UNESP, Câmpus de Botucatu, especialmente ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Proteção de Plantas, pela oportunidade em realizar o mestrado.

À Coordenadoria de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Proteção de Plantas pelos conhecimentos transmitidos.

Aos funcionários do Departamento de Proteção Vegetal, pelo suporte prestado durante este período.

Aos técnicos da Fazenda Experimental São Manuel e Lageado, pelo apoio, em especial ao Nilton Aparecido de Moraes, Luiz Antonio da Silva e Mário de Oliveira Munhoz.

A todos integrantes do Grupo de Estudos em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura (AGRIMIP), em especial a Bruna Favetti, Daniel Alvarez, Diego Souza, João Paulo, Marina Mouzinho, Nádia Maebara e Thais Grassi, pelo apoio, em todos os sentidos, antes, durante e depois da execução dos experimentos.

A minha namorada Carolina Pucci pelo amor, compreensão e carinho.

Aos amigos da república Domina & Cama, pela amizade e companheirismo ao longo desses anos.

A todos que contribuíram de alguma maneira.

Meus sinceros agradecimentos.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	VII
RESUMO	1
SUMMARY	3
1. INTRODUÇÃO	5
2. REVISÃO DE LITERATURA	8
2.1 Estudos em seletividade de produtos fitossanitários à inimigos naturais	9
2.2 Aspectos bioecológicos de <i>Trichogramma</i> spp.	11
2.3 Metodologia para teste de seletividade à <i>Trichogramma</i> spp.....	12
2.4 Seletividade de produtos fitossanitários a <i>Trichogramma</i> spp.	14
2.5 Inseticidas seletivos	15
3. MATERIAL E MÉTODOS	18
3.1 Criação e manutenção de <i>Trichogramma pretiosum</i>	18
3.2 Condução dos bioensaios	19
3.3 Inseticidas avaliados	19
3.4 Lepidópteros alvo	22
3.5 Preparo da calda inseticida.....	23
3.5.1 Aplicação dos tratamentos.....	23
3.6 Testes de seletividade	24
3.6.1 Preparo das gaiolas seletividade	24
3.6.2 Seletividade à fase adulta de <i>T. pretiosum</i>	25
3.6.3 Seletividade à fase de pupa de <i>T. pretiosum</i>	25
3.7 Avaliação dos dados	26
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	27
4.1 Fase de pupa.....	27
4.1.1 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 1 à <i>Trichogramma pretiosum</i>	27
4.1.2 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 2 à <i>Trichogramma pretiosum</i>	36
4.2 Fase adulta	43
4.2.1 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 1 à <i>Trichogramma pretiosum</i>	43
4.2.2 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 2 à <i>Trichogramma pretiosum</i>	50
5. CONCLUSÕES.....	59

6. REFERENCIAS 60

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Inseticidas utilizados no Bioensaio 1 para os testes de seletividade às fases de desenvolvimento de pupa e adulto de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae). Botucatu, SP, 2016.....	20
Tabela 2: Inseticidas utilizados no Bioensaio 2 para os testes de seletividade às fases de desenvolvimento de pupa e adulto de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae). Botucatu, SP, 2016.....	21
Tabela 3: Lepidópteros alvo dos tratamentos do Bioensaio 1. Botucatu, SP, 2016.....	22
Tabela 4: Lepidópteros alvo dos tratamentos do Bioensaio 2. Botucatu, SP, 2016.....	23
Tabela 5: Parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR70±10% e fotofase de 14 horas.....	29
Tabela 6: Viabilidade do parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	31
Tabela 7: Parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	38
Tabela 8: Viabilidade do parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	40
Tabela 10: Viabilidade do parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	47
Tabela 11: Parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	52
Tabela 12: Viabilidade do parasitismo de <i>T. pretiosum</i> (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.....	54

RESUMO

O uso de inseticidas tem o intuito de prevenir ou reduzir perdas agrícolas aos insetos-praga. Entretanto, quando de maneira irracional provoca consequências negativas aos agroecossistemas, como a eliminação de inimigos naturais. Alternativamente a esta situação, buscando-se a sustentabilidade, prima-se pelo emprego de inseticidas seletivos, os quais possibilitam a integração aos agentes do controle biológico. Destaca-se neste contexto *Trichogramma pretiosum*, parasitoides de ovos de inúmeras espécies de lepidópteros-praga agrícolas e florestais. Diante do exposto o presente trabalho avaliou a seletividade de novos inseticidas químicos e biológicos (g i.a. L⁻¹) às fases de pupa e adulto de *T. pretiosum*. No bioensaio 1, testou-se clorantraniliprole (0,04; 0,06; 0,08; 0,12; 0,2); flubendiamida (0,1344; 0,288; 0,4416); diflubenzuron (0,384; 0,48); bifentrina/carbosulfano (0,07/0,21; 0,1/0,3; 0,2/0,6; 0,3/0,9); bifentrina (0,216; 0,324). No bioensaio 2, foram testados espinosade (0,096; 0,24; 0,384), indoxicarbe (0,12; 0,24; 0,36); clorfenapir (0,768; 0,96; 1,152; 1,344; 1,536); *Baculovirus* (HzSNPV) (0,0064; 0,00896; 0,01536; 0,0192). Clorpirifós (1,92) e água destilada foram as testemunhas. Para esses experimentos, ovos de *Anagasta kuehniella* contendo o parasitoide nas fases de pupa foram expostos aos inseticidas, assim como adultos do parasitoide em contato com uma película seca dos inseticidas quando pulverizados sobre placas de vidro. Avaliou-se o parasitismo e viabilidade até 72 horas após a emergência do parasitoide. As reduções na capacidade benéfica dos parasitoides expostos aos tratamentos foram classificadas em quatro classes: 1, inócuo (<30%); 2, levemente nocivo (30-79%); 3, moderadamente nocivo (80-99%) e 4, nocivo (>99%). Os bioensaios foram realizados sob condições climáticas controladas (25±2°C, UR de 70±10% e fotofase de 14 horas). Os parâmetros biológicos variaram conforme a fase de desenvolvimento de *T. pretiosum*, mecanismos de ação, concentração e

periodos avaliados. No bioensaio 1 flubendiamida, na menor concentração, foi inócuo (classe 1) à fase de pupa de *T. pretiosum* no primeiro dia após a emergência. *Baculovirus* (HzSNPV), no bioensaio 2, em todas as concentrações testadas, foi inócuo (classe 1) à fase pupa e adulto de *T. pretiosum* no primeiro dia após a emergência. Tais inseticidas mostraram-se seletivos e adequados ao uso no Manejo Integrado de Pragas (MIP). Os demais inseticidas, classe 2, 3 e 4, deverão passar para as próximas etapas dos testes de seletividade. Palavras-chave: Compatibilidade; Pesticidas; Parasitoides; Sustentabilidade.

SELECTIVITY OF INSECTICIDES TO egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE). Botucatu, 2016. 81 p.

Dissertação (Mestrado em Agronomia/Proteção de Plantas) - Faculdade de Ciências Agronômicas. Universidade Estadual Paulista.

Author: LUCAS SILVA BARROS

Adviser: REGIANE CRISTINA OLIVEIRA DE FREITAS BUENO

Co-adviser: CARLOS GILBERTO RAETANO

SUMMARY

The use of pesticides has the purpose to prevent or reduce crop losses to insect pests. However, when irrationally causes negative consequences to agricultural ecosystems, as the elimination of natural enemies. Alternatively to this, aiming for sustainability, it suggests the use of selective insecticides, which enable integration with biological control agents. In this context *Trichogramma pretiosum*, eggs parasitoids to numerous species of agricultural and forestry lepidopteran pests. Given the above the present study evaluated the selectivity of new chemical and biological insecticides (g a.i. L⁻¹) to the pupal stage and adult of *T. pretiosum*. In the bioassay 1, was tested clorantraniliprole (0.04; 0.06; 0.08; 0.12; 0.2); flubendiamide (0.1344; 0.288; 0.4416); diflubenzuron (0.384; 0.48); bifenthrin/carbosulfan (0.07/0.21; 0.1/0.3; 0.2/0.6; 0.3/0.9); bifenthrin (0.216; 0.324). In the bioassay 2, were tested spinosad (0.096; 0.24; 0.384), indoxicarbe (0.12; 0.24; 0.36); chlorfenapyr (0.768; 0.96; 1.152; 1.344; 1.536); *Baculovirus* (HzSNPV) (0.0064; 0.00896; 0.01536; 0.0192). Chlorpyrifos (1.92) and distilled water were the control. For these experiments, *Anagasta kuehniella* eggs containing the parasitoid in pupal stage were exposed to insecticides, as well as adult parasitoids in contact with a dry film of insecticides when sprayed on glass plates. Was evaluated the parasitism and viability until 72 hours after the emergence of the parasitoid. The reductions in the beneficial capacity of parasitoids exposed to the treatments were classified into four classes: 1, harmless (<30%); 2, slightly harmful (30-79%); 3, moderately harmful (80-99%) and 4, harmful (> 99%). Bioassays were conducted under controlled climatic conditions (25 ± 2° C, RH of 70 ± 10% and photoperiod of 14 hours). The biological parameters varied according to the development of *T. pretiosum*, mechanisms of action, concentration and evaluated periods. In the bioassay 1 flubendiamide, in the lowest concentration, was harmless (class 1) to the pupal stage of *T. pretiosum* on the first day after emergence. *Baculovirus* (HzSNPV) in the bioassay 2, in all concentrations

tested, was harmless (class 1) to the pupal stage and adult parasitoids on the first day after emergence. Such insecticides were selective and suitable for use in Integrated Pest Management (IPM). Other insecticides, class 2, 3 and 4, should move to the next steps of selectivity tests.

Keywords: Compatibility; Pesticides; Parasitoids; Sustainability.

1. INTRODUÇÃO

O conhecimento acerca da agricultura, pelo homem, faz correspondência à própria história apresentando várias origens independentes, com os primeiros relatos datados por volta de 11.000 anos atrás, no sudoeste da Ásia, América do Sul e norte da China (LEWIS; MASLIN, 2015). Atualmente, com a agricultura extremamente desenvolvida, o uso de insumos, como os produtos fitossanitários, tornaram-se fundamentais para a produção de alimentos, uma vez que atuam na proteção dos cultivos agrícolas e florestais com eficiência e eficácia (LOMBORG, 2001; CARVALHO, 2006).

Entretanto, embora apresente benefícios, devem-ser considerados e evitados os efeitos com relação ao mau uso dessa ferramenta, mesmo sabendo-se que, para o controle de insetos-praga, por exemplo, os inseticidas ainda são considerados a principal forma de controle (CASIDA; DURKIN, 2013).

Verifica-se que com o uso inadequado dos produtos fitossanitários, dentre outros fatores, a contaminação de ecossistemas aquáticos e terrestres (NOGUEIRA et al., 2012), a aceleração do processo de desenvolvimento de resistência de artrópodes-praga às moléculas inseticidas (TABASHNIK et al., 2014; SPARKS; NAUEN et al., 2015) e a eliminação de organismos benéficos (EI-WAKEIL et al., 2013).

Uma alternativa a essa situação, buscando-se a sustentabilidade dos agroecossistemas sob a perspectiva do controle de insetos-praga, é o manejo integrado (MIP) que caracteriza-se pelo uso conjunto de táticas, destacando-se o controle biológico associado a inseticidas seletivo a inimigos naturais (PUENTE; DARNALL; FORKNER, 2011). A importância da preservação dos inimigos naturais nos ecossistemas agrícolas, juntamente com a necessidade do uso de inseticidas seletivos no manejo de pragas, levou a estudos de

compatibilidade entre as táticas. Destaca-se nesse contexto a iniciativa da “*International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants (IOBC) West Palearctic Regional Section (WPRS)*”, que criou, em 1974, o “*Working Group Pesticides and Beneficial Organisms*”, com o intuito de elaborar técnicas-padrão para testes de seletividade de produtos fitossanitários (HASSAN, 1992, 1997; ZHANG; HASSAN, 2000).

Vários trabalhos têm sido realizados para avaliar a seletividade de diferentes classes de produtos fitossanitários a importantes inimigos naturais (CARVALHO et al., 2001; 2002), como por exemplo para *Habrobracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae) (MAHDAVI et al., 2015), *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) (MOURA et al., 2015) e em especial à *Trichogramma* spp. com base na metodologia proposta pela IOBC/WPRS (CARVALHO et al., 2010; LIU; ZHANG, 2012; SOUZA et al., 2014; AMARO et al., 2015).

Os parasitoides de ovos do gênero *Trichogramma* têm relevância entre os inimigos naturais por ser amplamente utilizado na agricultura, devido a facilidade de criação e agressividade no controle de lepidópteros-praga (PARRA; ZUCCHI, 2004; SIQUEIRA et al., 2012). Na América Latina, de maneira geral, espécies desse gênero são empregados massalmente nas culturas do algodoeiro, sorgo, soja e cana-de-açúcar. No México, estima-se que cerca de 1,5 milhões de hectares são tratado com *Trichogramma* spp. Em outros países como Colômbia e Cuba, este inimigo natural também têm sido liberado em grandes áreas, entretanto, ainda são limitados em outras nações da América Latina, em função do baixo uso de produtos fitossanitários seletivos que lhes garantam preservação (VAN LENTEREN; BUENO, 2003).

Uma vez que os inimigos naturais isoladamente, em determinadas situações, não podem fornecer o controle eficiente dos insetos-pragas, o suplemento com inseticidas torna-se inevitável. Sendo assim, para que haja sustentabilidade nos cultivos agrícolas é necessário a compatibilização das táticas de controle, e, neste contexto, atitudes que buscam a manutenção das populações de inimigos naturais são relevantes para o fortalecimento da base de um programa de MIP (OLIVEIRA et al., 2013). Logo, somente inseticidas com algum grau de seletividade podem ser utilizados em conjunto com outros métodos propostos pelo MIP.

Nesse contexto, o objetivo desta dissertação foi de avaliar a seletividade de diferentes concentrações de inseticidas e posicionados para o controle de

lepidópteros-praga às fases de pupa e adulto da espécie *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae).

2. REVISÃO DE LITERATURA

Para que haja a compatibilidade entre produtos fitossanitários e inimigos naturais, estuda-se a seletividade (DEGRANDE et al., 2002; BARBOSA et al., 2009; El WAKEIL et al., 2013). A seletividade consiste na propriedade em que produto apresenta por controlar a praga visada, com o menor impacto possível aos componentes do agroecossistema, ou, ainda, contextualizando ao MIP, a propriedade que um produto tem de possuir baixos efeitos sobre os inimigos naturais, nas mesmas condições em que a praga visada é controlada com sucesso (GAZZONI, 1994).

De forma geral, a seletividade de um produto fitossanitário pode ser categorizada de duas maneiras: seletividade ecológica e fisiológica (HULL; BEERS, 1985). A seletividade ecológica consiste na minimização da exposição dos inimigos naturais ainda que haja o controle da praga-alvo. Dessa forma, devido à diferenciação do espaço e/ou do tempo de aplicação, consegue-se a manutenção da população de inimigos naturais no campo (GREATHEAD, 1995; DENT, 2000; FERNANDES et al., 2013).

Na seletividade ecológica, ainda, ocorrem diferenças de comportamento ou habitat entre as espécies, possibilitando que o produto entre em contato com determinada espécie e não com outra. Baseia-se nas diferenças ecológicas existentes entre pragas, inimigos naturais e polinizadores. Nesse caso, o conhecimento amplo dos aspectos bioecológicos das pragas e dos indivíduos benéficos são necessários (CROFT, 1990; STARKS et al., 2007). Outro exemplo de seletividade ecológica é a utilização de produtos sistêmicos no revestimento de sementes antes do plantio, garantindo a translocação dos inseticidas e controle das pragas iniciais da cultura sem atingir os inimigos naturais (GREATHEAD, 1995).

Por outro lado, a seletividade fisiológica é definida como a propriedade de um produtos fitossanitários em apresentar maior atividade sobre uma praga do que sobre um inimigo natural, quando ambos são expostos diretamente a esse produto. Na seletividade fisiológica estão envolvidos processos de absorção, penetração, transporte e ativação de inseticidas, os quais quando agem em diferentes intensidades, resultam em toxicidade diferencial em duas espécies. Ainda podem ser incluídos nesses fatores, processos como retenção e excreção desses compostos, detoxificação e insensibilidade dos pontos de ação dos insetos (GUSMÃO et al., 2000; FOERSTER, 2002).

Dessa maneira, esse tipo de seletividade pode ser alcançado por meio da redução de absorção do produto químico através do tegumento ou pelo aumento na degradação da substância tóxica pelo sistema enzimático do inimigo natural (PEDIGO, 1988). A possibilidade de obtenção de seletividade fisiológica com inseticidas neurotóxicos, por exemplo, é reduzida, em virtude da similaridade no processo de transmissão dos impulsos nervosos, não apenas entre as diferentes ordens de insetos, como também entre os vários filos animais (CASIDA; DURKIN, 2013).

Todavia, é possível alcançar, ou aumentar, a seletividade fisiológica por meio da manipulação de dosagens e, assim, densidades populacionais de pragas podem ser posicionadas abaixo do limiar de controle com baixas dosagens de inseticidas fisiologicamente seletivos que permitam a sobrevivência e a reprodução de inimigos naturais, como os análogos do hormônio juvenil, inibidores de crescimento e inseticidas microbianos (YOUN et al., 2003; YOUSSEF et al., 2004).

2.1 Estudos em seletividade de produtos fitossanitários à inimigos naturais

Visto que, mesmo os inseticidas considerados de risco reduzido, têm demonstrado efeitos nocivos (COSTA, 2014; MOSCARDINI, 2015; FONSECA, 2015), somados aos elevados custos envolvidos para a síntese de novas moléculas inseticidas (SPARKS, 2013), fortalece os estudos à cerca dos possíveis efeitos nocivos dos produtos fitossanitários aos inimigos naturais. A maneira como esses influenciam na sobrevivência e/ou permanência de um inimigo na área não é definida apenas como o efeito letal do produto. De fato, há diversos efeitos negativos causados por produtos fitossanitários, em inimigos naturais, o que torna de alta importância o conhecimento a cerca dos efeitos não

letais. As principais maneiras pelas quais um produto fitossanitário pode afetar um inimigo natural são (GREATHEAD, 1995; CLOYD, 2005):

Contato direto: o produto fitossanitário pode matar o inimigo natural ou, no caso de parasitoides o inimigo natural é morto ainda dentro do hospedeiro.

Eliminação do hospedeiro: o produto fitossanitário causa a morte do hospedeiro, fazendo que os inimigos naturais morram ou abandonem a área por não conseguirem localizar hospedeiros adicionais ou alternativos.

Atividade residual: o produto fitossanitário não mata o inimigo natural, mas os resíduos podem ter atividade repelente, influenciando a capacidade de parasitoides e predadores de localizar a fonte de alimento.

Efeitos subletais: o produto fitossanitário não mata um inimigo natural, mas afeta a reprodução, esterilizando e reduzindo a capacidade das fêmeas em realizar a oviposição, alterando a viabilidade de ovos ou causando impacto na razão sexual. Adicionalmente, o comportamento de forrageamento e a mobilidade podem ser modificados, influenciando a capacidade do parasitoide ou predador em encontrar o hospedeiro.

A maioria dos estudos de seletividade é realizada reportando apenas a mortalidade de adultos e larvas de inimigos naturais e a duração do efeito devido ao alto custo e trabalho empregados em estudos de determinação de efeitos subletais (MURPHY, 2005).

Existem diversas razões pelas quais um inimigo natural pode ser mais ou menos suscetível a um produtos fitossanitários, dentre elas o tipo (parasitoide ou predador), a espécie, a sensibilidade do estágio de vida do indivíduo (ex: ovo, larva pupa ou adulto), o estágio de desenvolvimento do hospedeiro, a taxa de aplicação do produto, o período da aplicação e o modo de ação do produto (CLOYD, 2005).

Entre os inimigos naturais mais estudados, *Trichogramma* spp. destaca-se pelo amplo uso na agricultura e por possuir elevada sensibilidade quando comparado aos demais parasitoides, sendo assim considerado um inseto representante dos testes de seletividade à Ordem Hymenoptera (HASSAN, 1998; HASSAN, 2000).

2.2 Aspectos bioecológicos de *Trichogramma* spp.

O gênero *Trichogramma* foi descrito por Westwood, em 1833, por meio da espécie *Trichogramma evanescens* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae), coletada em árvores de carvalho, na floresta do Epping, na Inglaterra (FLANDERS, 1930).

Atualmente, o gênero conta com aproximadamente 210 espécies em todo o mundo, sendo o maior da família Trichogrammatidae (PINTO, 2006). Aproximadamente 20% dessas espécies estão registradas na América do Sul e 26 somente no Brasil (QUERINO et al., 2010), as quais parasitam mais de 240 espécies de hospedeiros (PINTO, 1999).

Espécies desse microhimenóptero podem se reproduzir tanto sexuadamente quanto assexuadamente, por partenogênese (BOWEN; STERN, 1966). A reprodução por partenogênese baseia-se no sexo dos descendentes produzidos, podendo ser: telítoca, em que ovos não fertilizados dão origem a fêmeas; arrenótoca, em que ovos não fertilizados produzem machos, e deuterótoca, em que machos e fêmeas são oriundos de ovos não fecundados (DOUTT, 1959), sendo o modo de reprodução, mais comum em *Trichogramma* spp. a arrenotoquia (BESERRA et al., 2003).

Durante o parasitismo, as fêmeas de *Trichogramma* spp. inserem os ovos nos hospedeiros e as larvas alimentam-se da massa vitelínica e/ou do embrião do hospedeiro. Quando ocorre o parasitismo, no início do terceiro ínstar, os ovos do hospedeiro tornam-se escuros, em decorrência da deposição de grânulos de sais de urato próximos à superfície do córion, sendo esta uma característica marcante de parasitismo por *Trichogramma* spp. (CÔNSOLI et al., 1999).

Os ovos de *Trichogramma* spp. são transparentes e elípticos, medindo de 90-100 µm de comprimento por 35-40 µm de largura. Ao eclodir, a larva mede cerca de 160 µm de comprimento por 88 µm de largura (GRENIER, 1997; MOUTIA; COURTOIS, 1952; PARRA; ZUCCHI, 1986; PINTO, 1997).

O ciclo biológico de *Trichogramma* spp. pode ser influenciado por diversos fatores, como a qualidade, tamanho da população do hospedeiro e temperatura. Em ovos de *Spodoptera cosmioides* Walker (Lepidoptera: Noctuidae), a temperatura ótima para o parasitismo de *T. pretiosum* é próxima a 25°C (CABEZAS et al., 2013).

O ciclo total de desenvolvimento de *T. pretiosum* dura em média de dez dias, sendo a fase de ovo-larva em torno de 2,9 dias, pré-pupa 1,4 dia e a fase de pupa

6,1 dias, dando origem ao adulto do parasitoide (CÔNSOLI et al., 1999). Entretanto, a longevidade média de fêmeas de *T. pretiosum* é influenciada inversamente pela temperatura, em que, à 18°C, as fêmeas sobrevivem por 17,75 dias, em ovos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), e 11,10 dias, sob *Chrysodeixis includens* Walker, 1857 (Lepidoptera: Noctuidae), e, quando foram expostas a 32°C, a longevidade foi de 4,0 dias em ambas espécies de hospedeiros (BUENO et al., 2012).

2.3 Metodologia para teste de seletividade à *Trichogramma* spp.

Para testes de seletividade, dentre os métodos mais empregados estão as aplicações tópicas, exposição às superfícies tratadas, pulverização direta, imersão em caldas tóxicas, exposição a vapores e testes de alimentação. A campo, outros testes são realizados, como a observação e contagem do número de predadores e parasitoides não alvo coletados vivos após a aplicação de um produto (STERK et al., 1999).

Estudos de seletividade de produtos fitossanitários a organismos não alvo vem sendo desenvolvidos principalmente pela IOBC/WPRS que fundou, em 1974, o grupo de pesquisa “*Pesticides and Beneficial Organisms*”, cuja principal atividade é estabelecer a padronização dos testes de seletividade e a categorização dos produtos fitossanitários, apontando aqueles que são adequados para programas de manejo integrado (HASSAN, 1989; 1994).

Reconhecendo-se que um único ambiente de avaliação dos testes não seria adequado para a conclusão de que um produto seria seletivo ou não, a IOBC/WPRS propôs que os testes fossem realizados a três níveis: em laboratório, a semi-campo e a campo. A utilização desses três níveis permite diferentes tipos de resultados. Os testes de laboratório provam a inocuidade dos produtos fitossanitários, retirando os inócuos; os testes de laboratório, iniciais semi-campo e de persistência semi-campo, ajudam a fornecer informação adicional, diferenciando entre preparações tóxicas, e os testes de campo permitem avaliar a toxicidade de um produto fitossanitário (HASSAN et al., 1991).

Sendo assim, desde 1980, o grupo obteve diversos resultados aceitos e empregados mundialmente como a uniformização dos estudos de efeitos colaterais de produtos fitossanitários em inimigos naturais, e metodologia de criação de artrópodes benéficos, publicados em diversos boletins (HASSAN et al., 1985; HASSAN et al., 1991).

O esquema de avaliação realizado pela IOBC para *Trichogramma* combina dois métodos experimentais de laboratório e um em condições de laboratório-ampliado, como citados anteriormente, que são aplicados em sequência: exposição (contato) dos adultos do inimigo natural a um filme do produto fitossanitário aplicado em placas de vidro, pulverização direta de pupas dentro do ovo do hospedeiro e exposição (contato) de adultos do inimigo natural à folhas de videiras tratadas, a diferentes intervalos após a aplicação do produto fitossanitário, com a degradação sob condições de campo.

Os testes iniciais em laboratório comprovam a inocuidade do composto, sendo este categorizado desta maneira, também serão seletivos em campo (STERK et al., 1999; HASSAN et al., 2000). Testes posteriores, em nível de semi-campo e campo são necessários quando o produto for classificado como nocivo, moderadamente nocivo e levemente nocivo, em laboratório. Apesar da inocuidade de um produto ser facilmente demonstrada em experimentação de laboratório, a toxicidade somente pode ser confirmada sob condições de campo. Os testes sob condições práticas de semicampo ou campo são recomendados quando o produto fitossanitário for classificado como nocivo ou moderadamente nocivo, no segundo teste, e persistente ou moderadamente persistente, no último teste (HASSAN; ABDELGADER, 2001; BOLLER et al., 2005).

Os métodos para a avaliação dos efeitos de inseticidas a *Trichogramma* spp. incluem: exposição de adultos a resíduos aplicados nas plantas ou sobre superfícies de vidro, tratamento de ovos parasitados por pulverização ou imersão, aplicação sobre ovos não parasitados que são posteriormente oferecidos às fêmeas do parasitoide, e a avaliação da capacidade de parasitismo de fêmeas emergidas de ovos tratados com inseticidas (FOERSTER, 2002).

Com base nos resultados de mortalidade e parasitismo obtidos nos testes, a IOBC/WPRS classifica a seletividade dos produtos fitossanitários em categorias de 1 a 4 (HASSAN et al., 1985; DENT, 2000; DEGRANDE 2002; BOLLER et al., 2005):

Laboratório: 1- Inócuo (<30%); 2- Levemente nocivo (30-79%); 3- Moderadamente nocivo (80-99%); 4- Nocivo (>99%);

Persistência: 1- Vida curta (<5 dias), 2- Pouco persistente (5-15 dias), 3- Moderadamente persistente (16-30 dias), 4- Persistente (>30 dias);

Semicampo e campo: 1- Inofensivo (<25%), 2- Pouco tóxico (25-50%), 3- Moderadamente tóxico (51-75%), 4-Tóxico (>75%).

2.4 Seletividade de produtos fitossanitários a *Trichogramma* spp.

Na cultura do tomate, estudos de seletividade à *T. pretiosum* demonstraram que os inseticidas (g i.a. L⁻¹) abamectina (0,018), acefato (0,75), esfenvalerato (0,019), imidaclopride (0,28), lufenurom (0,04), metoxifenoze (0,12), pirimicarbe (0,25) e triflumuro (0,15) reduziram a capacidade de parasitismo de *T. pretiosum* (ROCHA; CARVALHO, 2004).

Avaliando-se o efeito de inseticidas (g i.a. L⁻¹) as fases imaturas (ovo-larva, pré-pupa e pupa) a *T. pretiosum*, clorfenapir (0,12) e imidaclopride (1,16) reduziram a emergência de insetos da geração F1 em 76,0% e 64,4 %, respectivamente. Além disso, clorfenapir diminuiu em aproximadamente 50% a capacidade de parasitismo de *T. pretiosum* da geração F1. Acetamipride (0,05) e tiametoxam (0,05) foram inócuos (classe 1) ao parasitoide (MOURA et al., 2005).

Na cultura da maçã, os inseticidas (g i.a L⁻¹) endossulfam (2,625), etofenproxi (0,047) e triflumuro (0,096) afetaram mais as fases de desenvolvimento adulta e imaturas (ovo-larva, pré-pupa e pupa) de *T. atopovirilia* do que *T. pretiosum* (MANZONI et al., 2007).

Os inseticidas (g i.a L⁻¹) beta-cipermetrina (0,03), clorfenapir (0,60), clorpirifós (0,96), espinosade (0,16), etofenproxi (0,10), triflumuron (0,08), alfa-cipermetrina/teflubenzuron (0,0425/0,0425) e lambda-cialotrina/tiametoxam (0,11/0,083), influenciaram na sobrevivência, razão sexual, reprodução e na prole de *T. pretiosum* (SOUZA et al., 2013). Nesse mesmo estudo a capacidade de parasitismo e razão sexual foram afetadas por todos tratamentos, com exceção de triflumuron.

Com relação a *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae), avaliando-se a taxa de mortalidade e número de ovos parasitados por fêmeas da geração segunda as normas da IOBC/WPRS, clorantraniliprole (350 g i.a /kg), triflumuro (480 g i.a /l) e *Metharizium anisopliae* Metchnikoff (Mitospórico, Hyphomycetes) (50 g i.a /kg), nas maiores doses foram inócuos (classe 1), com percentuais de redução da mortalidade menor que 30%. Diferentemente, tiametoxam (250 g i.a /kg), lambdacialotrina+tiametoxam (106 g i.a /l + 141 g i.a/l), fipronil (800 g i.a /kg) foram nocivos (classe 4) ao parasitoide, resultando em 100% de mortalidade (OLIVEIRA et al., 2013).

A geração F1 da espécie *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), quando submetidos a ação de imidacloprido/beta-ciflutrina (0,033 g i.a L⁻¹), novaluron (0,05 g i.a L⁻¹), triflumuron (0,048 g i.a L⁻¹) e clorpirifós (0,75 g i.a L⁻¹), demonstram ser inócuos (classe 1), com menos de 30% na redução da emergência às fases de desenvolvimento imatura do parasitoide. Ademais, clorfenapir (0,6 g i.a L⁻¹) e espinosade (0,16 g i.a L⁻¹) foram classificados como moderadamente e levemente tóxicos (classe 3 e 2), reduzindo a emergência do parasitoide em 84% e 65%, respectivamente, as fases de ovo-larva. Efeitos sob a emergência na geração F2 foram inexpressivos, sendo todos os tratamentos considerados inócuos (classe 1) (MAIA et al., 2013).

Além da toxicidade de inseticidas, efeitos nocivos do herbicida clomazone (800 g L⁻¹) e hexazinona + diuron (488 g kg⁻¹ + 142 g kg⁻¹) e dos maturadores fisiológicos sulfometuron-metil (750 g kg⁻¹) e trinexapac-etil (250 g L⁻¹), sobre as fases imaturas da geração F1 e F2 de *T. galloi* foram observadas, demonstrando que a fase de ovo-larva foi a mais afetada em todos os tratamentos, levemente nociva (classe 2) (OLIVEIRA et al., 2014).

Fipronil (800 g kg⁻¹), lambda-cialotrina + tiametoxam (106 + 141 mg L⁻¹), espinosade (480 mg L⁻¹), tiametoxam (250 g Kg⁻¹), triflumuron (480 mg L⁻¹), nas maiores doses, interferiram na razão sexual, emergência e capacidade de parasitismo, tanto da geração maternal quanto da prole de *T. galloi* (COSTA et al., 2014).

2.5 Inseticidas seletivos

Para que *T. pretiosum* atue como regulador populacional de lepidópteros-praga nos agroecossistemas é necessário conserva-lo. Paralelamente a isso, visto que o uso de inseticidas é fundamental no manejo, o uso de produtos seletivos deve ser almejado para a compatibilização das táticas. Todavia, inicialmente, com o advento dos primeiros inseticidas, os quais possuíam elevada toxicidade por atuarem no sistema nervoso central (neurotóxicos) e serem fisiologicamente semelhante no mecanismo de transmissão dos impulsos nervosos, tanto entre organismos alvo e não alvo, o uso conjunto das táticas era limitada (RUBERSON et al., 1998; MOREIRA et al., 2012).

Observando-se os efeitos prejudiciais provocados pelo mau uso desses inseticidas nos agroecossistemas, tais como a eliminação de inimigos naturais,

ressurgimento de pragas, seleção de insetos e ácaros resistentes, assim como os efeitos nocivos em seres humanos, buscou-se a partir de então empregar inseticidas que mais específicos, seletivos, e ambientalmente seguros (CARSON, 1962; KOGAN, 1998; GUEDES; CUTLER, 2013).

Atualmente, apesar da existência de produtos com amplo espectro de ação, ainda, como os organofosforados, carbamatos e piretroides, novos inseticidas tem se destacado no controle de insetos-praga, em especial da ordem lepidóptera, denominados de reguladores de crescimento (IGRs) (LIU; ZHANG, 2012). Esses possuem modo de ação diferente dos inseticidas convencionais, atuando em sítios específicos dos insetos, o que os tornam altamente seletivos, pouco tóxicos a mamíferos e com baixa persistência ambiental (GUEDES et al., 2010; MARI; GUERREIRO, 2015).

Tais inseticidas são ideias para utilizarem em programas de MIP, e estão subdivididos em dois grupos: os hormonais e não hormonais. Os primeiros são análogos aos hormônios dos insetos (ecdisona ou hormônio juvenil), e atuam no sistema endócrino, destacando-se os compostos metoprene, hidroprene, piriproxifen e o fenoxicarb (MOREIRA et al., 2012).

Dentre os IGRs não hormonais, fluazuron, diflubenzuron, triflumuron, hexaflumuron e lufenuron, são os principais representantes, estão inseridos no grupo químico das benzilfeniluréias, uma vez que atuam sobre a formação do exoesqueleto dos insetos, impedindo a síntese de quitina (SPARKS, 2015). De modo geral, a inocuidade dos IGRs está ligado no seu modo de ação, uma vez que atuam no desenvolvimento e metamorfose dos insetos (RIMOLDI et al., 2008).

Além das benzoiluréias, destacam-se inseticidas pertencentes ao grupo químico das Diamidas, como a flubendiamida e clorantraniliprole. Embora uma classe relativamente nova, esses inseticidas são de risco reduzido a organismos não-alvo, seletivos, agindo sobre os receptores de rianodina, os quais regulam o fluxo de cálcio (Ca^{2+}), atuando especificamente em nervos e músculos dos insetos (SPARKS, 2015).

Complementar aos inseticidas químicos, produtos microbiológicos altamente eficientes e específicos, tão quanto aos supracitados, obtidos a partir de cepas bacterianas, partículas virais e juvenis de nematoides entomopatogênicos, também destacam-se neste contexto (AMARO et al., 2015).

Dentre os vírus que controlam insetos destaca-se a família Baculoviridae, subdividida em dois grupos, Nucleopoliedrovirus (vírus de poliedrose nuclear), quando as partículas virais podem ser oclusas em corpos protéicos poliédricos, e Granulovírus (vírus de granulose), quando as partículas virais podem ser oclusas em corpos granulares. O mecanismo de ação inicia-se pela ingestão de plantas contaminadas com corpos protéicos de inclusão (CPIs) de baculovírus os quais são dissolvidos no intestino do inseto (pH alcalino), liberando os virions (nucleocapsídeos + envelope), cujas membranas se fundem às microvilosidades do intestino. Esses inseticidas são seletivos, uma vez que são espécie-específico (SINGH et al., 2014).

De maneira geral, a busca e o uso de inseticidas mais seguros e seletivos, com menos riscos para os organismos não alvo e ao meio ambiente tem se intensificado (ALTSTEIN et al., 1993), uma vez que a preservação de inimigos naturais nos agroecossistemas, tais como *T. pretiosum*, fortalecem programas de manejo integrado de pragas (OLIVEIRA et al., 2013).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os testes de seletividade foram conduzidos no laboratório do Grupo de Estudos em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura (AGRIMIP), do Departamento de Proteção Vegetal, da FCA/UNESP, Câmpus de Botucatu-SP.

3.1 Criação e manutenção de *Trichogramma pretiosum*

T. pretiosum foi multiplicada em ovos frescos de *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae), o qual é considerado o melhor hospedeiro alternativo para a criação da maioria das espécies de *Trichogramma* (PARRA, 1997). Os ovos foram aderidos em papel couchê por meio de fita adesiva dupla face e acondicionados em recipientes plásticos de 4 litros. No interior das paredes foram dispostos, em forma de pequenos filetes, mel puro para a alimentação dos parasitoides. Além disso, a fim de evitar a fuga dos parasitoides, selados com filme plástico de PVC e afixou-se com pulseiras elásticas a extremidade dos frascos.

Após a emergência dos indivíduos ofereceu-se cartelas com ovos frescos de *A. kuheniella* para o parasitismo durante 24 horas. Transcorrido esse período as cartelas recém parasitadas foram individualizadas em novos recipientes, até a emergência dos indivíduos, iniciando-se assim um novo ciclo na criação. A criação de *T. pretiosum* foi mantida sob condições controladas de temperatura ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$), umidade relativa ($70\pm 10\%$) e fotofase (14 horas).

3.2 Condução dos bioensaios

Conduziu-se dois bioensaios em tempos distintos, de acordo com as normas da IOBC/WPRS, sob condições climáticas controladas em laboratório, conforme citado no item anterior, expondo-se as fases de desenvolvimento de pupa e adulta de *T. pretiosum* aos tratamentos.

3.3 Inseticidas avaliados

Nesse estudo, foram avaliadas diferentes doses de inseticidas, os quais foram escolhidos com base naqueles frequentemente utilizados à campo no controle dos principais lepidópteros-praga (Tabelas 1 e 2). Para os testes, utilizou-se a água destilada como testemunha negativa e clorpirifós (1,92 g i.a L⁻¹) como padrão de toxicidade, testemunha positiva.

Tabela 1: Inseticidas utilizados no Bioensaio 1 para os testes de seletividade às fases de desenvolvimento de pupa e adulto de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Botucatu, SP, 2016.

Inseticidas	Ingrediente ativo (i.a)	Grupo Químico	Sítio de Ação ⁽¹⁾	Dose (g/ml)/ha	g i.a ha	g i.a L ⁻¹	Formulação ⁽²⁾
Premio 200	Clorantraniliprole	Diamidas		50	10	0,04	SC
Premio 200	Clorantraniliprole	Diamidas		75	15	0,06	SC
Premio 200	Clorantraniliprole	Diamidas		100	20	0,08	SC
Premio 200	Clorantraniliprole	Diamidas	Moduladores de receptores de rianodina	150	30	0,12	SC
Premio 200	Clorantraniliprole	Diamidas		250	50	0,2	SC
Belt	Flubendiamida	Diamidas		70	33,6	0,1344	SC
Belt	Flubendiamida	Diamidas		150	72	0,288	SC
Belt	Flubendiamida	Diamidas		230	110,4	0,4416	SC
Dimax 480 SC	Diflubenzuron	Benzoiluréias	Inibidores da biosíntese de quitina	200	96	0,384	SC
Dimax 480 SC	Diflubenzuron	Benzoiluréias		250	120	0,48	SC
Talisman 200 EC	Bifentrina/Carbosulfano	Piretroide/Carbamato	Moduladores de canais de sódio/Inibidores de acetilcolinesterase	350	17,5/52,5	0,07/0,21	CE
Talisman 200 EC	Bifentrina/Carbosulfano	Piretroide/Carbamato		500	25/75	0,1/0,3	CE
Talisman 200 EC	Bifentrina/Carbosulfano	Piretroide/Carbamato		1000	50/150	0,2/0,6	CE
Talisman 200 EC	Bifentrina/Carbosulfano	Piretroide/Carbamato		1500	75/225	0,3/0,9	CE
Talstar 100 EC	Bifetrina	Piretroide	Moduladores de canais de sódio	540	54	0,216	CE
Talstar 100 EC	Bifetrina	Piretroide		810	81	0,324	CE
Lorsban 480	Clorpirifós	Organofosforado	Inibidores de acetilcolinesterase	1000	480	1,92	CE
Água	----	----	----	----	----	----	----

⁽¹⁾Fonte: IRAC/BR (2015); ⁽²⁾SC (suspensão concentrada); CE (concentrado emulsionável).

Tabela 2: Inseticidas utilizados no Bioensaio 2 para os testes de seletividade às fases de desenvolvimento de pupa e adulto de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Botucatu, SP, 2016.

Inseticidas	Igrediente ativo (i.a.)	Grupo Químico	Sítio de Ação ⁽¹⁾	Dose (g/ml)/ha	g i.a/ ha	g i.a L ⁻¹	Formulação ⁽²⁾
Tracer	Espinosade	Espinosinas	Ativadores alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina	50	24	0,096	SC
Tracer	Espinosade	Espinosinas		125	60	0,24	SC
Tracer	Espinosade	Espinosinas		200	96	0,384	SC
Avaunt 150	Indoxicarbe	Oxadiazina	Bloqueadores de canais de sódio dependentes da voltagem	200	30	0,12	SC
Avaunt 150	Indoxicarbe	Oxadiazina		400	60	0,24	SC
Avaunt 150	Indoxicarbe	Oxadiazina		600	90	0,36	SC
Pirate 240	Clorfenapir	Análogo do Pirazol	Desacopladores da fosforilação oxidativa via interrupção do gradiente de próton	800	192	0,768	SC
Pirate 240	Clorfenapir	Análogo do Pirazol		1000	240	0,96	SC
Pirate 240	Clorfenapir	Análogo do Pirazol		1200	288	1,152	SC
Pirate 240	Clorfenapir	Análogo do Pirazol		1400	336	1,344	SC
Pirate 240	Clorfenapir	Análogo do Pirazol		1600	384	1,536	SC
Gemstar LC	Baculovírus (VPN-HzSNPV)	Biológico		250	1,6	0,0064	SC
Gemstar LC	Baculovírus (VPN-HzSNPV)	Biológico		350	2,24	0,00896	SC
Gemstar LC	Baculovírus (VPN-HzSNPV)	Biológico	----	500	3,2	0,0128	SC
Gemstar LC	Baculovírus (VPN-HzSNPV)	Biológico		600	3,84	0,01536	SC
Gemstar LC	Baculovírus (VPN-HzSNPV)	Biológico		750	4,8	0,0192	SC
Lorsban 480	Clorpirifós	Organofosforado	Inibidores de acetilcolinesterase	1000	480	1,92	CE
Água	----	----	----	----	----	----	----

⁽¹⁾Fonte: IRAC/BR (2015); ⁽²⁾SC (suspensão concentrada); CE (concentrado emulsionável).

3.4 Lepidópteros alvo

Os inseticidas e respectivas doses testadas podem ser posicionados aos lepidópteros-praga em diversas culturas, como descritos nas Tabelas 3 e 4:

Tabela 3: Lepidópteros alvo dos tratamentos do Bioensaio 1. Botucatu, SP, 2016.

Produtos*	Culturas	Lepidópteros-alvo
Premio	Melão/Abóbora	<i>Diaphania nitidalis</i>
	Batata	<i>Phthorimaea operculella</i>
	Repolho/Couve	<i>Trichoplusia ni</i> ; <i>Plutella xylostella</i>
	Tomate	<i>Tuta absoluta</i> ; <i>Neoleucinodes elegantalis</i> ; <i>Helicoverpa zea</i>
	Milho	<i>Spodoptera frugiperda</i>
	Soja	<i>Chrysodexis includens</i> ; <i>Anticarsia gemmatalis</i>
Belt	Algodão	<i>Helicoverpa armigera</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>Heliothis virescens</i>
	Milho	<i>S. frugiperda</i>
	Soja	<i>S. frugiperda</i> ; <i>Chrysodexis includens</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>A. gemmatalis</i>
	Tomate	<i>Tuta absoluta</i> ; <i>Neoleucinoides elegantalis</i>
Dimax	Soja	<i>A. gemmatalis</i>
	Algodão	<i>A. argillacea</i>
Talisman	Algodão	<i>H. armigera</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>H. virescens</i> ; <i>A. argillacea</i>
	Arroz	<i>S. frugiperda</i>
	Soja	<i>C. includens</i> ; <i>A. gemmatalis</i>
Talstar	Algodão	<i>H. armigera</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>A. argillacea</i>
	Citros	<i>Ecdytoplopha aurantiana</i>
	Tomate	<i>T. absoluta</i> ; <i>N. elegantalis</i>
	Soja	<i>A. gemmatalis</i>

*Fonte: Agrofitec - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (2015).

Tabela 4: Lepidópteros alvo dos tratamentos do Bioensaio 2. Botucatu, SP, 2016.

Produtos*	Culturas	Lepidópteros-alvo
Tracer	Algodão	<i>Helicoverpa</i> spp; <i>Heliothis virescens</i> ; <i>Alabama argillacea</i>
	Batata	<i>Phthorimaea operculella</i>
	Citros	<i>Ecdytophpha aurantiana</i>
	Milho	<i>Spodoptera frugiperda</i>
	Repolho	<i>Plutella xylostella</i>
	Soja	<i>H. armigera</i> ; <i>Anticarsia gemmatalis</i>
	Tomate	<i>Tuta absoluta</i>
Avaunt	Algodão	<i>Pectinophora gossypiella</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>H.virescens</i> ; <i>A.argillacea</i>
	Milho	<i>S. frugiperda</i>
Pirate	Algodão	<i>Helicoverpa</i> spp.; <i>Heliothis virescens</i> ; <i>S. frugiperda</i>
	Batata	<i>P. operculella</i>
	Couve	<i>Ascia monuste</i>
	Milho	<i>S. frugiperda</i>
	Repolho	<i>P. xylostella</i>
	Soja	<i>Helicoverpa</i> spp.
	Tomate	<i>Tuta absoluta</i>
Gemstar	Algodão	<i>Helicoverpa</i> spp.
	Soja	<i>Helicoverpa</i> spp.

*Fonte: Agrofít - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (2015).

3.5 Preparo da calda inseticida

Os inseticidas foram preparados em Erlenmeyer de vidro, com capacidade de 500 ml, os quais foram previamente lavados com acetona. Para a diluição dos produtos, utilizou-se água destilada e, para a dosagem, foram utilizadas seringas plásticas descartáveis de 1 ml.

3.5.1 Aplicação dos tratamentos

Para os testes de seletividade, a aplicação dos tratamentos foi feita em Torre de Potter adaptada, uma vez que é reconhecida como padrão internacional em testes de compostos químicos sob condições laboratoriais. O equipamento constitui-se de uma tubulação metálica de 24 cm de diâmetro e 90 cm de comprimento. Na extremidade inferior da tubulação, existe uma gaveta com 30 cm² distanciado a 10 cm da porção inferior da tubulação aonde eram alocados, na porção central, os alvos biológicos (cartelas com *T. pretiosum* na fase de pupa) ou superfícies a serem tratadas (vidros). O equipamento foi calibrado para uma taxa de aplicação de 250 L ha⁻¹ com pressão variando de 5 a 7 psi e deposição de 1,75 ± 0,25 mg cm⁻², aferido mediante balança eletrônica de precisão, seguindo

as normas padronizadas pela IOBC. A calda inseticida foi pulverizada com auxílio de uma bomba do modelo EL 504 da marca Eletrolab.

Além desses parâmetros, foram analisadas a população média de gotas e deposição, que apresentavam nessas condições 300 μm e 600 gotas. cm^{-2} , respectivamente, por meio de papéis sensitivos à água nas dimensões de 26mm x 76mm, os quais foram analisados pelo software DropScan®.

Para a pulverização dos tratamentos foram retirados, com auxílio de seringa de insulina da solução matriz, o volume de 1,1 ml, o que equivale a taxa de aplicação na qual o equipamento foi previamente calibrado. Esse volume foi colocado em tubos do tipo Eppendorf com capacidade de 2 ml e, posteriormente, pulverizado sobre os alvos.

A fim de evitar influência de um tratamento sobre o outro, a cada aplicação limpava-se com acetona o sistema de pulverização, bem como, a superfície de vidro pertinente a gaveta.

3.6 Testes de seletividade

3.6.1 Preparo das gaiolas seletividade

Para a realização dos testes de seletividade, utilizou-se gaiolas de seletividade preconizadas pela IOBC/WPRS. Cada gaiola foi confeccionada em armação de alumínio apresentando 13 cm de largura, 13 cm de comprimento, 2 cm de altura e 1 cm de espessura, justapostas por parafusos. Em três lados da gaiola, observa-se 6 furos de 1 cm de diâmetro cada, para ventilação, os quais foram vedados internamente com tecido preto de algodão, garantindo o aprisionamento dos parasitoides nas gaiolas e as trocas gasosas com meio externo (HASSAN et al., 2000).

No quarto lado da gaiola, havia uma abertura de 3,5 cm de largura x 1 cm de altura para introdução de cartelas contendo ovos do hospedeiro alternativo e, ao lado, um outro orifício de 1 cm de diâmetro, para liberação dos parasitoides nas gaiolas. Essas duas aberturas foram fechadas externamente com papel preto e afixada com fita adesiva, sendo abertas somente no momento da introdução das cartelas ou dos parasitoides. Nas partes superior e inferior da gaiola, vedou-se com placas de vidro de 13 cm^2 (largura x comprimento) e 2 mm de espessura, presas com gomas elásticas. A fim de evitar o contato direto das superfícies de vidro com a armação de alumínio, delimitou-se externamente a armação, em ambos os lados, com espuma adesiva anti-ruído. Para evitar possíveis acúmulos

de vapores tóxicos dos tratamentos dentro das gaiolas de seletividade, as mesmas foram interligadas por um sistema de mangueiras de silicone a uma bomba de vácuo, de modo que todo o ar nas gaiolas fosse removido por sucção.

3.6.2 Seletividade à fase adulta de *T. pretiosum*

Para testes com adultos de *T. pretiosum*, indivíduos com até 24 horas de idade foram expostos aos tratamentos em placas de vidro e, posteriormente, ofertados cartões com ovos de *A. kuehniella* para o parasitismo durante três dias consecutivos.

Inicialmente, cerca de 2,5 cm² (\pm 600 ovos) de cartelas com ovos parasitados (parasitismo médio de 80% e razão sexual de 60%) foram separados em tubos de Duran, para a emergência e obtenção de 250 indivíduos fêmeas por gaiola (HASSAN, 1998; HASSAN et al., 2000).

A extremidade do tubo de Duran foi vedada com filme plástico PVC a fim de evitar o escape dos indivíduos, e, na parede interna do tubo, disposto um pequeno filete de mel para alimentação dos parasitoides (HASSAN; ABDELGADER, 2001). Após a emergência dos adultos os tubos foram envolvidos por papel alumínio, a extremidade com papel filme PVC retirada e conectada às gaiolas objetivando colonizá-la.

Os vidros superiores e inferiores que receberam a aplicação dos tratamentos foram voltadas para o interior da gaiola a fim de expor os indivíduos às partes contaminadas. Além disso, as bordas exteriores foram cobertas com placas de cartão preto, deixando uma porção central com cerca de 7 x 7 cm, com o objetivo de impedir que os parasitoides permanecessem em algum dos lados, estabelecendo uma área útil de contato dos insetos para os resíduos de pulverização, dentro da porção exposta iluminada. Após a emergência dos parasitoides e a colonização do interior das gaiolas, ofereceu-se, no período de 24, 48 e 72 horas, cartões com 1cm² de ovos frescos de *A. kuehniella* para o parasitismo. No quarto dia após a emergência dos parasitoides (96 horas), as gaiolas foram desmontadas e as cartelas oferecidas coletadas e individualizadas por data e tratamento em sacos plásticos 4,0 cm x 23 cm.

3.6.3 Seletividade à fase de pupa de *T. pretiosum*

Nos testes de seletividade à fase de pupa de *T. pretiosum*, pulverizou-se 2,5 cm² (\pm 600 ovos) de cartelas com ovos parasitados, aproximadamente 250

fêmeas a serem expostas nesta situação (HASSAN, 1998; HASSAN et al., 2000). Os ovos se encontravam com 168 a 192 horas, correspondendo ao estágio de desenvolvimento de pupa do parasitoide (CONSOLI et al., 1999). Ao final do processo, as cartelas secas em condições naturais foram individualizadas em tubos de Duran.

Os tubos foram envoltos com papel alumínio e vedados na extremidade com filme plástico PVC. Após a emergência dos indivíduos, os tubos foram conectados às gaiolas de seletividade. Ofereceu-se, 24, 48 e 72 horas após a emergência dos parasitoides e colonização do interior das gaiolas, cartões de 1cm² de ovos frescos de *A. kuehniella* para o parasitismo. No quarto dia, após a emergência dos parasitoides (96 horas), as gaiolas foram desmontadas e as cartelas oferecidas coletadas e individualizadas por data e tratamento em sacos plásticos 4,0 cm x 23 cm para posterior avaliação.

3.7 Avaliação dos dados

Foram avaliados o parasitismo e a viabilidade (%) contando-se o total de ovos ofertados, os ovos parasitados e os que efetivamente tiveram a emergência do parasitoide. Também foi avaliada a redução do parasitismo e viabilidade de *T. pretiosum*, em relação ao tratamento testemunha, por meio do cálculo com a seguinte equação: $E (\%) = (100 - (\text{porcentagem média geral do tratamento com inseticida} / \text{porcentagem média geral do tratamento testemunha}) \times 100)$, onde E (%) é a porcentagem de redução da capacidade benéfica do parasitoide (STERK et al., 1999; MANZONI et al., 2007).

Em função das médias de redução, os produtos foram enquadrados de acordo com as normas preconizadas pela IOBC, em: classe 1 - inócuo ($E < 30\%$); classe 2 - levemente nocivo ($30 \leq E \leq 79\%$); classe 3 - moderadamente nocivo ($80 \leq E \leq 99\%$); classe 4 - nocivo ($E > 99\%$) (HASSAN, 1992).

Os resultados foram submetidos às análises exploratórias para avaliar as pressuposições de normalidade dos resíduos, homogeneidade de variância dos tratamentos, aditividade do modelo para permitir a aplicação da ANOVA. Os dados foram transformados por $\sqrt{(X+0,5)}$. As médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância utilizando-se o programa estatístico SISVAR. O experimento seguiu o delineamento experimental em blocos casualizados.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Fase de pupa

4.1.1 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 1 à *Trichogramma pretiosum*

No Bioensaio 1, de maneira geral, foram detectadas diferenças no parasitismo e viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* em função dos inseticidas, concentrações e períodos.

Clorantraniliprole, em todos períodos avaliados, foi levemente nocivo (classe 2), com reduções nas taxas de parasitismo variando entre 45,91% a 85,97%. Entre os períodos, o maior parasitismo ocorreu no 1 DAE (47, 21%) e os valores mínimos no 3 DAE (11,83%). No 1 e 2 DAE as concentrações 0,04 e 0,006 g i.a L⁻¹ não apresentaram diferenças quanto a classe toxicológica, levemente nocivas (classe 2). No 3 DAE, clorantraniliprole, nas duas maiores concentrações, foi moderadamente nocivo (classe 3), diferindo das demais, levemente nociva (classe 2) (Tabela 5).

Flubendiamida também se mostrou levemente nocivo (classe 2), em todos períodos de avaliação, e para todas as concentrações testadas. Os maiores valores no parasitismo ocorreram no 1 DAE (57,04%), na menor concentração (0,1344 g i.a L⁻¹) testada. Nota-se que os valores de parasitismo diminuem ao longo dos períodos avaliados, sendo as duas menores concentrações (0,01344 g i.a L⁻¹ e 0,288 g i.a L⁻¹) indiferentes estatisticamente quanto a parasitismo, nos dois primeiros dias de avaliação (Tabela 5).

Diflubenzuron, no 1 DAE e 2 DAE, em todas as concentrações avaliadas, apresentou-se como levemente nocivo (classe 2), com valores médio na redução da parasitismo de 65%. Entretanto, no último dia de avaliação, foi moderadamente nocivo

(classe 3). Comparativamente aos inseticidas anteriores seu parasitismo foi menor, variando de 32,62% a 26,68% no 1 DAE (Tabela 5).

A mistura bifentrina + carbosulfano demonstrou ser levemente nocivo (classe 2), no 1 e 2 DAE, com redução média na parasitismo de 75,53% e 67,42%. As taxas médias de parasitismo foram menores no 1 DAE (22,00%), quando comparada ao 2 DAE (26,00%). No último dia de avaliação, todas as concentrações desta mistura foram moderadamente nocivas (classe 3), com parasitismo médio próximo a zero, assemelhando-se ao padrão clorpirifós, nocivo (classe 4) (Tabela 5).

Bifentrina, isoladamente, apresentou os maiores índices de parasitismo, quando comparada à mistura com carbosulfano. Em todos os períodos de avaliação, foi considerada levemente nociva (classe 2) com parasitismo médio de 48% e valores médios da redução do parasitismo de 44% no 1 e 2 DAE. No último dia de avaliação, as taxas de parasitismo reduziram à metade (23%) (Tabela 5).

Clorpirifós foi considerado nocivo (classe 4) em todos os períodos avaliados (Tabela 5).

Tabela 5: Parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴			2 DAE ⁴			3 DAE ⁴			MEDIA		
	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³
Clorantraniliprole (0,04 g i.a L ⁻¹)	47,21 ± 0,49	bcd	45,91 2	34,27 ± 0,5	bcde	60,27 2	25,75 ± 0,56	bcd	69,45 2	35,42 ± 0,44	bcde	58,78 2
Clorantraniliprole (0,06 g i.a L ⁻¹)	45,5 ± 0,52	bcd	47,87 2	34,38 ± 0,6	bcde	60,15 2	20,18 ± 0,37	d	76,06 2	33,19 ± 0,45	bcde	61,38 2
Clorantraniliprole (0,08 g i.a L ⁻¹)	44,22 ± 0,32	bcde	49,34 2	34,2 ± 0,6	bcde	60,36 2	18,95 ± 0,67	d	77,51 2	32,94 ± 0,5	bcde	61,66 2
Clorantraniliprole (0,12 g i.a L ⁻¹)	43,76 ± 0,62	bcde	49,86 2	34,42 ± 0,5	bcde	60,11 2	14,21 ± 0,5	de	83,14 3	30,76 ± 0,43	cde	64,21 2
Clorantraniliprole (0,2 g i.a L ⁻¹)	43,13 ± 0,67	bcdef	50,59 2	33,25 ± 0,5	bcde	61,45 2	11,83 ± 0,42	de	85,97 3	29,47 ± 0,5	e	65,71 2
Flubendiamida (0,1344 g i.a L ⁻¹)	57,04 ± 0,59	ab	34,64 2	50,91 ± 0,6	b	40,99 2	45,85 ± 0,86	b	45,6 2	51,63 ± 0,35	ab	48,04 2
Flubendiamida (0,288 g i.a L ⁻¹)	56,42 ± 0,51	ab	35,35 2	50,84 ± 0,6	b	41,07 2	43,22 ± 0,5	bc	48,71 2	50,18 ± 0,41	abc	49,5 2
Flubendiamida (0,4416 g i.a L ⁻¹)	49,93 ± 0,76	bc	42,79 2	48,46 ± 0,8	bc	43,83 2	40,05 ± 0,57	bc	52,48 2	46,1 ± 0,65	abcde	53,61 2
Diflubenzuron (0,384 g i.a L ⁻¹)	32,62 ± 0,76	cdefg	62,62 2	30,16 ± 0,5	bcde	65,04 2	13,22 ± 0,55	cd	84,31 3	25,99 ± 0,49	abcde	73,84 2
Diflubenzuron (0,48 g i.a L ⁻¹)	26,68 ± 0,67	defg	69,44 2	27,18 ± 0,4	cde	68,49 2	5,68 ± 0,43	de	93,26 3	19,89 ± 0,44	bcde	79,98 2
Bifentrina/Carbosulfano (0,07/0,21 g i.a L ⁻¹)	23,35 ± 0,36	efg	73,24 2	29,11 ± 0,7	cde	66,65 2	0,97 ± 0,07	f	98,89 3	17,55 ± 0,41	f	79,89 2
Bifentrina/Carbosulfano (0,1/0,3 g i.a L ⁻¹)	22,87 ± 0,48	fg	73,8 2	28,43 ± 0,6	cde	67,42 2	1,23 ± 0,17	f	98,59 3	17,49 ± 0,25	f	79,96 2
Bifentrina/Carbosulfano (0,2/0,6 g i.a L ⁻¹)	22,23 ± 0,38	fg	74,53 2	26,51 ± 0,7	e	69,63 2	1,54 ± 0,18	f	98,23 3	17,19 ± 0,43	f	80,3 3
Bifentrina/Carbosulfano (0,3/0,9 g i.a L ⁻¹)	21,25 ± 0,35	gh	75,66 2	26,65 ± 0,7	de	69,47 2	0,91 ± 0,08	f	98,95 3	15,76 ± 0,45	f	81,94 3
Bifentrina (0,216 g i.a L ⁻¹)	48,41 ± 0,82	bcd	44,54 2	44,52 ± 0,6	bcde	48,99 2	23,91 ± 0,54	cd	72,6 2	38,89 ± 0,62	abcde	55,45 2
Bifentrina (0,324 g i.a L ⁻¹)	48,08 ± 0,51	bc	44,91 2	46,95 ± 0,6	bcd	46,2 2	23,33 ± 0,3	cd	73,27 2	39,8 ± 0,46	de	54,4 2
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	1,32 ± 0,55	h	99,32 4	1,86 ± 0,4	f	97,84 4	0,26 ± 0,12	f	99,69 4	0,79 ± 0,08	f	99,79 4
Água	87,28 ± 0,65	a	0 1	86,27 ± 0,5	a	0 1	84,28 ± 0,5	a	0 1	85,93 ± 0,39	a	0 1
CV (%)	12,87			13,11			19,06			9,81		

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) ao parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Para a viabilidade do parasitismo, clorantraniliprole, no 1 DAE e 2 DAE apresentou-se como inócuo (classe 1) em todas as concentrações testadas, com valores de redução menor que 8,0%, que também se manteve no 2 DAE apresentando-se como inócuo (classe 1), assemelhando-se à água (classe 1). Entretanto, no 3 DAE observou-se redução na viabilidade em todas as concentrações avaliadas, com valores variando entre 36,99% e 23,77%. Nesse período, todas as concentrações foram classificadas como levemente nocivas (classe 2), com redução na viabilidade variando entre 62,7% a 76,03% (Tabela 6).

Flubendiamida manteve-se inócuo (classe 1) em todos os períodos de avaliação. Ademais, se observou que, ao 3 DAE, os valores médios da viabilidade reduziram comparado aos demais dias de avaliação, com valores médios próximos de 73%. Apesar disso, implicações na viabilidade não ocorreram, não diferindo da testemunha, inócuos (classe 1) (Tabela 6).

Diflubenzuron apresentou comportamento semelhante a flubendiamida, inócuo (classe 1) a essa fase de desenvolvimento do parasitoide, no 1 e 2 DAE. Entretanto, ao 3 DAE, na maior concentração analisada, apresentou considerável redução na viabilidade (47,65%), sendo, portanto, classificado como levemente nocivo (classe 2). Apesar disso, observam-se elevados valores na viabilidade no 1 e 2 DAE, variando de 94,81% e 91,92%, para 91,62% a 90,8%, respectivamente, em tais períodos de avaliação (Tabela 6).

A mistura bifentrina e carbosulfano diferiu dos demais tratamentos ao 1 DAE, apresentando ser levemente nocivo (classe 2), com reduções na viabilidade de 31,84% a 44,18%. Entretanto, aos 2 DAE, a mistura foi considerada inócua ao parasitoide, não diferindo da água, com reduções variando entre 15,73% e 27,41%. No último dia de avaliação, bifentrina e carbosulfano reduziram a viabilidade em 100%, sendo considerados nocivos (classe 4) (Tabela 6).

Bifentrina, no 1 e 2 DAE, foi considerada inócua, com maiores valores de viabilidade ao 2 DAE, os quais variaram entre 98,75% e 97,69%, assemelhando-se a água. No 3 DAE, observa-se redução na viabilidade para a menor e maior dose (54,94% e 24,38%), sendo classificados como levemente nocivos (classe 2) e moderadamente nocivos (classe 3), respectivamente (Tabela 6). Clorpirifós foi nocivo (classe 4), em todos os períodos avaliados (Tabela 6).

Tabela 6: Viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴				2 DAE ⁴				3 DAE ⁴				MEDIA			
	VP (%) ¹	%E ²	C ³		VP (%) ¹	%E ²	C ³		VP (%) ¹	%E ²	C ³		VP (%) ¹	%E ²	C ³	
Clorantniliprole (0,04 g i.a L ⁻¹)	96,46 ± 0,36	a	3,15	1	93,89 ± 0,4	ab	5,51	1	36,99 ± 0,56	bcde	62,7	2	81,05 ± 0,5	bcdef	18,49	1
Clorantniliprole (0,06 g i.a L ⁻¹)	96,82 ± 0,2	a	2,79	1	94,7 ± 0,32	a	4,7	1	34,93 ± 0,55	bcde	64,78	2	83,2 ± 0,36	abcd	16,32	1
Clorantniliprole (0,08 g i.a L ⁻¹)	96,14 ± 0,19	a	3,47	1	93,71 ± 0,26	ab	5,69	1	31,09 ± 0,7	bcde	68,65	2	83,59 ± 0,55	abcd	15,93	1
Clorantniliprole (0,12 g i.a L ⁻¹)	94,75 ± 0,22	a	4,87	1	92,22 ± 0,5	ab	7,19	1	29,19 ± 0,99	bcde	70,57	2	82,41 ± 0,47	abcd	17,11	1
Clorantniliprole (0,2 g i.a L ⁻¹)	94,51 ± 0,38	a	5,11	1	92,24 ± 0,31	ab	7,17	1	23,77 ± 0,7	e	76,03	2	84,14 ± 0,38	abcd	15,38	1
Flubendiamida (0,1344 g i.a L ⁻¹)	98,78 ± 0,26	a	0,82	1	99,07 ± 0,23	a	0,29	1	83,2 ± 0,74	ab	16,11	1	94,13 ± 0,46	ab	5,27	1
Flubendiamida (0,288 g i.a L ⁻¹)	97,55 ± 0,41	a	2,05	1	98,52 ± 0,3	a	0,85	1	80,47 ± 0,74	abc	18,86	1	93,16 ± 0,39	ab	6,25	1
Flubendiamida (0,4416 g i.a L ⁻¹)	93,58 ± 0,63	a	6,04	1	98,27 ± 0,32	a	1,1	1	73,96 ± 0,87	abcd	25,42	1	89,45 ± 0,58	abc	9,98	1
Diflubenzuron (0,384 g i.a L ⁻¹)	94,81 ± 0,37	a	4,81	1	91,62 ± 0,36	ab	7,79	1	70,83 ± 1,27	abcd	28,58	1	92,73 ± 0,19	abc	6,68	1
Diflubenzuron (0,48 g i.a L ⁻¹)	91,92 ± 0,55	ab	7,71	1	90,8 ± 0,6	ab	8,62	1	51,92 ± 1,39	bcde	47,65	2	89,74 ± 0,38	abc	9,68	1
Bifentrina/Carbosulfano (0,07/0,21 g i.a L ⁻¹)	67,89 ± 0,6	bc	31,84	2	83,93 ± 0,59	ab	15,73	1	0,00 ± 1,39	f	100	4	76,76 ± 0,4	bcdef	22,93	1
Bifentrina/Carbosulfano (0,1/0,3 g i.a L ⁻¹)	54,92 ± 0,61	c	44,85	2	80,4 ± 0,93	ab	19,27	1	0,00 ± 1,32	f	100	4	62,76 ± 0,63	f	36,99	2
Bifentrina/Carbosulfano (0,2/0,6 g i.a L ⁻¹)	53,51 ± 0,65	c	46,27	2	80,42 ± 0,95	ab	19,26	1	0,00 ± 1,18	f	100	4	67,22 ± 0,6	def	32,51	2
Bifentrina/Carbosulfano (0,3/0,9 g i.a L ⁻¹)	55,6 ± 0,83	c	44,18	2	72,3 ± 0,94	b	27,41	1	0,00 ± 0,00	f	100	4	63,4 ± 0,57	ef	36,34	2
Bifentrina (0,216 g i.a L ⁻¹)	89,52 ± 0,74	ab	10,11	1	98,75 ± 0,95	a	0,85	1	54,94 ± 0,00	abcde	44,84	2	86,1 ± 0,53	abc	13,55	1
Bifentrina (0,324 g i.a L ⁻¹)	78,84 ± 0,7	abc	20,84	1	97,69 ± 0,94	a	1,91	1	24,38 ± 0,00	de	75,52	3	74,88 ± 0,45	cdef	24,82	1
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,67 ± 0,78	d	99,29	4	0,00 ± 0	c	100	4	0 ± 0,00	f	100	4	0,35 ± 0,46	f	99,88	4
Água	99,6 ± 0,16	a	0,00	1	99,37 ± 0,16	a	0,00	1	99,17 ± 0,2	a	0,00	1	99,43 ± 0,13	a	0,00	1
CV (%)	13,68				10,9				32,09				10,01			

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) a viabilidade do parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Em suma, clorantraniliprole foi levemente nocivo (classe 2) ao parasitismo e inócuo a viabilidade (classe 1) (Tabela 5 e 6). Apesar desse inseticida ser reportado na literatura como de risco reduzido (CORDOVA et al., 2006), acredita-se que reduções nas taxas de parasitismo podem ter sido motivadas pela penetração do produto pelo córion do ovo, visto a lipofilicidade desta molécula ($\log kow = 2,76$), associados ao modo de ação (MacBEAN, 2008), inviabilizando a emergência dos indivíduos.

Além disso, clorantraniliprole pode ter exercido efeito nocivo sobre os parasitoides após a emergência, quer seja durante o período de forrageamento, por contato ou mediante ao consumo de frações contaminadas da superfície do ovo, assim como gasto energético, associado a perda de água durante a detoxificação do composto .

Estudos nesse sentido relatam que baixas reduções na emergência de *T. pretiosum* foram encontradas quando ovos de *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) foram tratados com 0,01 g i.a L⁻¹ de clorantraniliprole (BRUGGER et al., 2010), valor este correspondente à metade da menor concentração testada em nossos estudos.

Clorantraniliprole, assim como flubendiamida, são inseticidas pertencentes ao grupo químico das Diamidas, os quais atuam no mesmo sítio de ação, ligando-se aos receptores de rianodina, a qual regula a liberação de cálcio. Esses receptores fazem com que os canais de cálcio fiquem abertos, levando a uma liberação descontrolada de reservas de cálcio. A perda da capacidade do organismo em regular o fluxo de cálcio, uma vez que o cálcio está envolvido em processos celulares, como contração muscular e transmissão de impulsos nervos, leva à letargia, cessamento da alimentação e, eventualmente, à morte do inseto (TEIXEIRA; ANDALORO, 2013). Tais informações associadas a lipofilicidade dessa molécula as camadas de ovo do hospedeiro e modo de ação do composto, como citado anteriormente, ajudam a esclarecer os efeitos nocivos observados diante do exposto.

Em relação à flubendiamida, esta assemelhou-se a clorantraniliprole quanto as classes toxicológicas referentes ao parasitismo e viabilidade, sendo, em todos os períodos e concentrações testadas, levemente nocivo (classe 2) e inócuo (classe 1), respectivamente. Da mesma maneira, acredita-se também que esta molécula tenha penetrado sobre as superfícies do córion do ovo do hospedeiro, conforme sua lipofilicidade ($\log kow = 4,2$), o que pode ter exercido efeito tóxico sobre as pupas e aos adultos após a emergência, assim como citado anteriormente à clorantraniliprole (MacBEAN, 2008).

Estudos referentes à viabilidade demonstraram que flubendiamida foi inócua (classe 1) à fase de desenvolvimento de pupa de *T. chilonis*, entretanto reduziu a emergência dos parasitoides em 10% (SATTAR et al., 2011). A inocuidade de flubendiamida a esta fase de desenvolvimento também é confirmada por observações similares a espécie *T. atopovirilia* (CARVALHO et al., 2005; REZENDE et al., 2005).

Ainda neste sentido, flubendiamida, na concentração de 0,06 g i.a L⁻¹, demonstrou ser inócua ao parasitoide do inseto-praga *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae), *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae), não interferindo no parasitismo e viabilidade, quando múmias dessa praga, hospedeira natural do parasitoide, foram submetidas à ação do composto sobre a fase de pupa do mesmo (FERNÁNDEZ et al., 2015).

Apesar de nossos resultados demonstrarem que flubendiamida nas concentrações testadas serem levemente nocivos (classe 2), a redução no parasitismo foi próxima a 30%, no 1 DAE, o que o tornaria levemente nocivo (classe 1). Além disso, dentre todos os tratamentos testados, este foi o que demonstrou o melhor parasitismo (Tabela 5 e 6). Em suma, flubendiamida é avaliada como seguro aos inimigos naturais (LATIF et al., 2009), como observado sobre a fase de pupa de *T. chilonis*, considerado inócua (classe 1) ao desenvolvimento, sobrevivência e fecundidade (SHAHID et al., 2011).

Diferentemente dos supracitados diflubenzuron pertence ao grupo químico das benzoiluréias, sendo esses inseticidas caracterizados por inibirem a síntese de quitina, principal componente do exoesqueleto dos insetos (DHADIALLA et al., 2005).

Esse inseticida foi considerado levemente nocivo (classe 2) em todos os períodos e concentrações avaliadas a parasitismo, e inócua (classe 1) no 1 e 2 DAE, diferindo no 3 DAE para a maior concentração (0,4416 g i.a L⁻¹), sendo levemente nocivo (classe 2) a viabilidade (Tabela 5 e 6). Diflubenzuron é caracterizado pela baixa toxicidade aos inimigos naturais, além de exercerem toxicidade nos insetos predominantemente por ingestão do que por absorção (MERZENDORFER, 2013). Entretanto, em nossos estudos parte dos resultados não corroboram nesse sentido, acreditando ter ocorrido a absorção deste produto e contaminação do parasitoide ainda na fase de pupa. Estudos a respeito demonstraram que aproximadamente 40% de diflubenzuron foi absorvido no período de 24 horas após aplicação-tópicas sobre pupas de *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) (MEDINA et al., 2003).

Junto a isso, sabendo-se que o período entre as fases de pupa e adulto, nas condições em que o experimento foi conduzido, que duram, em média, de 48 à 72 horas, seriam suficientes para aumentar os níveis de contaminação. Isso se deve a facilidade de diflubenzuron em penetrar no córion do ovo do hospedeiro, pelo alto potencial lipofílico ($\log k_{ow} = 3,89$) (MacBEAN, 2008), justificando o baixo índice de parasitismo em nossos estudos. Acredita-se também que, diferenças entre os produtos comerciais, respectivas formulações, assim como concentração de ingredientes inertes em nosso estudo comparado aos da literatura possa ter influenciados nos resultados para diflubenzuron (BESERA; PARRA, 2005; NÖRNBERG et al., 2008; AGROFIT, 2015).

Efeitos de inseticidas pertencentes ao mesmo grupo químico, também foram observados em *C. externa*, quando submetidas a ação de lufenuron e novaluron, com reduções do número de pupas formadas e adultos emergidos (ZOTTI et al., 2013).

De maneira geral, supõem-se que as diferenças no parasitismo de clorantraniliprole, flubendiamida e diflubenzuron, à testemunha negativa (água), deve-se possivelmente a concentrações ainda elevadas dos inseticidas sobre o córion do ovo hospedeiro após a emergência. Paralelamente a isso, acredita-se também que os efeitos sobre o parasitismo e emergência podem ter ocorrido em função do efeito tóxico diferencial sobre as fêmeas da população, indicando que essas sejam mais susceptíveis do que os machos (GONRING et al., 2003).

A respeito da mistura (bifentrina + carbosulfano) e bifentrina, assim como aos demais inseticidas nesta fase, as diferenças quanto aos parâmetros avaliados também podem ser explicadas pela diferença na capacidade de penetração dos compostos pelas camadas do ovos do hospedeiro, justificável pela maior afinidade da mistura ($\log k_{ow}$ bifentrina= 6,0 e $\log k_{ow}$ carbosulfano= 5,4) (HANSCH; LEO; HOEKMAN, 1995). Essa maior lipofilicidade, somados ao mecanismo de ação dos seus compostos, corroboram como os diferentes valores encontrados nas reduções das taxas de parasitismo dos inseticidas.

Inseticidas pertencente ao grupo químico dos carbamatos são considerados como padrões de toxicidade em testes de seletividade em função do seu modo de ação (inibidores da acetilconilisterase). Em ninfas de *Doru lineare* Scudder (Dermaptera: Forficulidae), por exemplo, provocou 100% mortalidade nas primeiras 24 horas após a exposição deste inseto a carbaril ($0,0864 \text{ g i.a L}^{-1}$) (ZOTTI et al., 2010).

Metomil (1,032 g i.a L⁻¹) demonstrou ser tóxico no primeiro dia após a aplicação, com 100% de mortalidade para *Calossoma granulatum* Perty (Coleoptera: Carabidae) e 78, 60 e 50% para inimigos naturais das famílias Araneidae, Formicidae e Tachinidae, respectivamente (FONSECA et al., 2012).

Bifentrina é um dos representantes dos piretroides sintéticos do tipo I, a qual atua sobre o sistema nervoso periférico e central dos insetos, especificamente sobre as proteínas de canais de sódio dependentes da voltagem, que ficam localizadas nas membranas das células nervosas. Os sintomas de intoxicação ocorrem quando este composto ao prolongar a abertura dos canais de sódio, estimulam as células nervosas a produzir descargas repetitivas, causando paralisia (“*knockdown*”) e eventual morte dos insetos (TODD et al., 2003; GUNASEKARA, 2004; DAVIES et al., 2007), o que pode ter ocorrido em nossos estudos.

Somados a isso, as principais vias de exposição de inseticidas pertencentes a este grupo químico, aos parasitoides, ocorre por contato direto, ou por meio da absorção de resíduos pelo contato com superfícies contaminadas, por exemplo, quando parasitando e/ou alimentando da superfície do córion do ovo do hospedeiro (LANGLEY; STARK, 1996; GARCIA, 2011).

Estudos nesse sentido demonstram efeitos de piretroides sobre aspectos bioecológicos de *T. pretiosum*, detectando que a fase de pupa mostrou-se a mais sensível a lamdacialotrina sob a concentração de 7,5 g i.a/ha (BESERRA; PARRA, 2005). Além disso, estudos demonstram reduções na razão sexual de *T. pretiosum* quando submetidos a ação do piretroide beta-cipermetrina a fase de desenvolvimento de pupa (SOUZA et al., 2014).

Em suma, acredita-se ter havido paralisação quanto a viabilidade influenciada por este composto em nosso estudo, como também verificado sobre o parasitismo de *T. pretiosum*, quando expostos a betaciflutrina e esfenvalerato sobre duas gerações consecutivas (VIANA et al., 2009).

Além disso, acredita-se que bifentrina, assim como os inseticidas supracitados, também possa ter exercido efeito tóxico diferencial sobre fêmeas da geração maternal exposta, corroborando com os baixos índices de parasitismo.

Clorpirifós foi nocivo (classe 4) tanto ao parasitismo quanto a viabilidade, diferente da água, inócua (classe 1), em todos os períodos avaliados (Tabela 5 e 6). Esse efeito nocivo (classe 4) de clorpirifós também foi observado para a concentração de

2,40 g i.a. L⁻¹ a esta mesma fase de desenvolvimento de *T. pretiosum* (MOURA et al., 2006). Acredita-se que a redução do parasitismo, deve-se à elevada toxicidade de compostos pertencente ao grupo químico dos organofosforados (CROFT, 1990).

4.1.2 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 2 à *Trichogramma pretiosum*

Assim como nos dados apresentados de *T. pretiosum* no bioensaio anterior, neste também detectou diferenças ($p < 0,05$) no parasitismo e viabilidade.

No 1 DAE, espinosade demonstrou ser levemente nocivo (classe 2) à menor concentração (0,096 g i.a L⁻¹), reduzindo o parasitismo em 66,68%. Entretanto, foi moderadamente nocivo (classe 3) às demais concentrações, com valores médios de redução ao parasitismo de 90%. Nos demais dias de avaliação, também comportou-se como moderadamente nocivo (classe 3), com reduções no parasitismo variando entre 86,40 e 97,4% no 2 DAE e 85,2 e 94,8% no 3 DAE (Tabela 7).

Indoxacarbe, em todos os períodos de avaliação e todas concentrações testadas, não diferiu quanto a toxicidade, moderadamente nociva (classe 3). No 1 DAE, o parasitismo variou entre 15,2 e 12,1% e valores médios de redução de 84%. No 2 e 3 DAE, verificou-se as menores médias no parasitismo, inferiores a 2% e reduções próximas a 99%, assemelhando-se a clorpirifós, nocivo (classe 4) (Tabela 7).

Clorefenapir, sob a menor concentração (0,768 g i.a L⁻¹), foi considerado levemente nocivo (classe 2), em todos os períodos de avaliação. O parasitismo foi decrescente ao longo dos dias de avaliação, 25,5%, 21,2% e 20,6% para o 1, 2 e 3 DAE, respectivamente. Às concentrações de 0,96 g i.a L⁻¹; 1,152 g i.a L⁻¹ e 1,152 g i.a L⁻¹, entretanto, foram moderadamente nocivas (classe 3), em todos os dias de avaliação, com maior redução no parasitismo no 1 DAE. Esse inseticida quando sob a maior concentração (1,536 g i.a L⁻¹), no 1 DAE, foi nocivo (classe 4), enquanto nos demais dias, moderadamente nocivo (classe 3), ainda que os valores na redução de parasitismo ficassem próximos a 99% (Tabela 7).

Baculovirus (HzSNPV), em todas as concentrações testadas, foi inócuo (classe 1), no 1 DAE, com valores na redução no parasitismo inferiores a 10%. No 2 DAE e 3 DAE, observou-se uma redução no ritmo de parasitismo, com valores médios de 35%, sendo classificados como levemente nocivos nesses períodos (classe 2) (Tabela 7).

Dentre os tratamentos, somente clorpirifós foi nocivo (classe 4), em todos períodos de avaliação, reduzindo em 100% o parasitismo (Tabela 7).

Tabela 7: Parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴				2 DAE ⁴				3 DAE ⁴				MÉDIA			
	P(%) ¹		%E ²	C ³	P(%) ¹		%E ²	C ³	P(%) ¹		%E ²	C ³	P(%) ¹		%E ²	C ³
Espinosade (0,096 g i.a L ⁻¹)	31,2 ± 0,75	b	66,68	2	11,9 ± 0,49	de	86,4	3	12,0 ± 0,64	cd	85,2	3	18,7 ± 0,6	c	78,6	2
Espinosade (0,24 g i.a L ⁻¹)	8,9 ± 0,54	de	90,5	3	8,51 ± 0,68	def	90,3	3	7,46 ± 0,63	de	90,8	3	8,29 ± 0,6	d	90,5	3
Espinosade (0,384 g i.a L ⁻¹)	7,7 ± 0,53	def	91,78	3	2,27 ± 0,34	ef	97,4	3	4,22 ± 0,54	de	94,8	3	4,47 ± 0,38	de	94,9	3
Indoxicarbe (0,12 g i.a L ⁻¹)	15,2 ± 0,3	cd	83,77	3	1,3 ± 0,14	a	98,5	3	1,19 ± 0,13	e	98,5	3	5,88 ± 0,18	d	93,3	3
Indoxicarbe (0,24 g i.a L ⁻¹)	14,9 ± 0,49	cd	84,1	3	0,99 ± 0,06	a	98,9	3	1,16 ± 0,12	e	98,6	3	5,42 ± 0,27	d	93,8	3
Indoxicarbe (0,36 g i.a L ⁻¹)	12,1 ± 0,46	cd	87,07	3	0,95 ± 0,04	a	98,9	3	1,12 ± 0,14	e	98,6	3	4,69 ± 0,25	de	94,6	3
Clorfenapir (0,768 g i.a L ⁻¹)	25,5 ± 0,62	bc	72,77	2	21,2 ± 0,77	cd	75,8	2	20,6 ± 0,44	bc	74,5	2	22,5 ± 0,61	c	74,2	2
Clorfenapir (0,96 g i.a L ⁻¹)	2,86 ± 0,22	efg	96,95	3	4,25 ± 0,21	ef	95,2	3	6,33 ± 0,38	de	92,2	3	4,33 ± 0,15	de	95	3
Clorfenapir (1,152 g i.a L ⁻¹)	1,94 ± 0,21	efg	97,93	3	4,1 ± 0,36	ef	95,3	3	5,6 ± 0,47	de	93,1	3	3,83 ± 0,31	de	95,6	3
Clorfenapir (1,344 g i.a L ⁻¹)	1,04 ± 0,17	fg	98,89	3	4,01 ± 0,44	ef	95,4	3	2,83 ± 0,37	de	96,5	3	2,64 ± 0,31	de	97	3
Clorfenapir (1,536 g i.a L ⁻¹)	0,61 ± 0,12	fg	99,35	4	2,83 ± 0,44	ef	96,8	3	1,09 ± 0,2	e	98,7	3	1,53 ± 0,28	de	98,3	3
(HzSNPV) (0,0064 g i.a L ⁻¹)	90,6 ± 0,53	a	3,37	1	40,3 ± 0,47	b	57	2	34,7 ± 0,37	b	63	2	55,3 ± 0,39	b	41	2
(HzSNPV) (0,00896 g i.a L ⁻¹)	87,2 ± 0,52	a	7,01	1	34,5 ± 0,53	bc	63,2	2	34,7 ± 0,29	b	63	2	52 ± 0,34	b	44,6	2
(HzSNPV) (0,0128 g i.a L ⁻¹)	88,5 ± 0,51	a	5,54	1	33,5 ± 0,32	bc	64,3	2	34,4 ± 0,39	b	63,3	2	51,5 ± 0,3	b	45,1	2
(HzSNPV) (0,01536 g i.a L ⁻¹)	86,1 ± 0,59	a	8,14	1	32,7 ± 0,56	bc	65,1	2	33,9 ± 0,5	b	63,8	2	50,2 ± 0,42	b	46,5	2
(HzSNPV) (0,0192 g i.a L ⁻¹)	88,6 ± 0,28	a	5,47	1	35,6 ± 0,23	bc	62	2	32,4 ± 0,67	b	65,4	2	51,5 ± 0,44	b	45	2
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,51 ± 0,09	g	99,45	4	0,5 ± 0,17	f	99,4	4	0,08 ± 0,09	b	99,9	4	0,35 ± 0,08	e	99,6	4
Água	93,7 ± 0,36	a	0	1	87,6 ± 0,64	a	0	1	80,8 ± 0,62	a	0	1	87,2 ± 0,49	a	0	1
CV (%)	13,58				24,46				24,07				15,08			

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) ao parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Com relação a viabilidade do parasitismo, observou-se que espinosade na menor concentração (0,096 g i.a L⁻¹), foi inócuo (classe 1), no 1 DAE. Ainda nesse mesmo período, as demais concentrações foram levemente nocivas (classe 2), com reduções na viabilidade entre 57,4% e 64,4%. No 2 DAE, apenas a maior concentração (0,384 g i.a L⁻¹) alterou o perfil toxicológico, de levemente nocivo (classe 2) à moderadamente nocivo (classe 3), com redução na viabilidade próximas a 85%. No 3 DAE, todas as concentrações de espinosade apresentaram as mesmas classes toxicológicas correspondentes ao 2 DAE, com reduções na viabilidade variando de 25,3% a 84,00% (Tabela 8).

Indoxicarbe, no 1 DAE, apresentou-se como levemente nocivo (classe 2), para todas as concentrações avaliadas. Nota-se que a redução na viabilidade é crescente, variando de 60,00% a 77,7%. No 2 DAE, a menor concentração de indoxicarbe (0,12 g i.a L⁻¹) permaneceu como levemente nocivo (classe 2), diferindo das demais, as quais reduziram a viabilidade a 100%, sendo classificadas como nocivas (classe 4). Esses elevados índices de redução na viabilidade também foram observados no 3 DAE, em que todas as concentrações de indoxicarbe não admitiram parasitismo, com redução de 100%, nocivas (classe 4) (Tabela 8).

Clorfenapir, em todos os períodos de avaliação, apresentou-se com o mesmo perfil toxicológico para todas as suas concentrações testadas. No 1, 2 e 3 DAE, sob a menor concentração (0,768 g i.a L⁻¹), clorfenapir apresentou viabilidade próximo a 100%, e classificados como inócuo (classe 1). Entretanto, quando sob concentrações intermediárias (0,96 g i.a L⁻¹; 1,152 g i.a L⁻¹; 1,344 g i.a L⁻¹), no 1 e 2 DAE, foi levemente nocivo (classe 2), com reduções na viabilidade entre 41,2% a 66,6% e 57,5% a 70,3%, respectivamente. No 3 DAE, apenas clorfenapir 1,344 g i.a L⁻¹ modificou o perfil toxicológico, de levemente nocivo (classe 2), para moderadamente nocivo (classe 3). Essa toxicidade é similar a observada para a maior concentração (1,536 g i.a L⁻¹) nos períodos avaliados, com redução na viabilidade sempre acima de 80% (Tabela 8).

Baculovirus (HzSNPV), em todas as concentrações e períodos avaliados, não interferiu na viabilidade, mostrando reduções na viabilidade menores que 2%, portanto, classificados como inócuo (classe 1) (Tabela 8). Entretanto, clorpirifós demonstrou ser nocivo (classe 4) para todos os períodos avaliados (Tabela 8).

Tabela 8: Viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase de pupa. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴			2 DAE ⁴			3 DAE ⁴			MÉDIA						
	VP ¹	%E ²	Classe ³	VP ¹	%E ²	Classe ³	VP ¹	%E ²	Classe ³	VP ¹	%E ²	Classe ³				
Espinosade (0,096 g i.a L ⁻¹)	83,3 ± 1,04	a	16,5	1	91,7 ± 0,69	a	8,24	1	74,7 ± 1,3	ab	25,3	1	84,3 ± 0,91	ab	15,6	1
Espinosade (0,24 g i.a L ⁻¹)	42,6 ± 1,31	abc	57,4	2	33,6 ± 1,36	b	66,3	2	40 ± 1,48	abc	60	2	48,4 ± 1,34	abc	51,5	2
Espinosade (0,384 g i.a L ⁻¹)	35,5 ± 1,17	abc	64,4	2	15,6 ± 1,18	b	84,4	3	16 ± 1,2	bc	84	3	35,8 ± 1,18	bcd	64,1	2
Indoxicarbe (0,12 g i.a L ⁻¹)	39,9 ± 0,74	ab	60	2	20 ± 1,34	b	80	2	0,00 ± 0,00	c	100	4	35,7 ± 0,78	abc	64,2	2
Indoxicarbe (0,24 g i.a L ⁻¹)	24,5 ± 0,68	abc	75,5	2	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	c	100	4	20,3 ± 0,63	bcd	79,7	2
Indoxicarbe (0,36 g i.a L ⁻¹)	22,3 ± 0,54	abc	77,7	2	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	c	100	4	18,8 ± 0,5	bcd	81,2	3
Clorfenapir (0,768 g i.a L ⁻¹)	97,5 ± 0,31	a	2,35	1	98,2 ± 0,32	a	1,71	1	98,7 ± 0,28	a	1,25	1	97,8 ± 0,29	a	2,08	2
Clorfenapir (0,96 g i.a L ⁻¹)	58,7 ± 1,32	ab	41,2	2	42,4 ± 1,22	b	57,5	2	57,4 ± 1,45	abc	42,6	2	51,9 ± 1,22	abc	48,1	2
Clorfenapir (1,152 g i.a L ⁻¹)	49,8 ± 1,32	ab	50,1	2	38 ± 1,24	b	61,9	2	37,4 ± 1,3	abc	62,6	2	42,1 ± 1,09	abc	57,8	2
Clorfenapir (1,344 g i.a L ⁻¹)	33,3 ± 1,28	abc	66,6	2	29,6 ± 1,3	b	70,3	2	20 ± 1,05	bc	80	3	39,5 ± 1,16	abc	60,4	2
Clorfenapir (1,536 g i.a L ⁻¹)	20 ± 1,34	bc	80	3	2 ± 0,42	b	98	3	14 ± 0,94	bc	86	3	10,5 ± 0,8	cd	89,5	3
(HzSNPV) (0,0064 g i.a L ⁻¹)	98,8 ± 0,29	a	0,99	1	99,2 ± 0,23	a	0,63	1	99,3 ± 0,21	a	0,55	1	99,1 ± 0,21	a	0,76	1
(HzSNPV) (0,00896 g i.a L ⁻¹)	99,7 ± 0,14	a	0,11	1	99,3 ± 0,24	a	0,47	1	98,7 ± 0,3	a	1,12	1	99,4 ± 0,17	a	0,39	1
(HzSNPV) (0,0128 g i.a L ⁻¹)	99,6 ± 0,13	a	0,18	1	99,4 ± 0,23	a	0,39	1	98,6 ± 0,28	a	1,2	1	99,3 ± 0,16	a	0,46	1
(HzSNPV) (0,01536 g i.a L ⁻¹)	99,7 ± 0,16	a	0,09	1	99,2 ± 0,22	a	0,65	1	98,4 ± 0,32	a	1,38	1	99,2 ± 0,16	a	0,62	1
(HzSNPV) (0,0192 g i.a L ⁻¹)	99,7 ± 0,16	a	0,09	1	98,9 ± 0,25	a	0,92	1	97,9 ± 0,25	a	1,88	1	99,1 ± 0,17	a	0,72	1
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4
Água	99,8 ± 0,13	a	0	1	99,9 ± 0,09	a	0	1	99,9 ± 0,09	a	0	1	99,9 ± 0,1	a	0,00	1
CV (%)	34,1			38,52			44,39			30,21						

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) a viabilidade do parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Em suma acredita-se que espinosade reduziu a emergência dos parasitoides, quando pulverizados sobre a fase de pupa, devido a facilidade de penetração no córion do ovo, visto sua lipofilicidade ($\log k_{ow} = 2,8$), associado ao modo de ação. Esse inseticida atua diretamente sobre o sistema nervoso, ativando receptores nicotínicos de acetilcolina, o que causa a paralisia do inseto (BIONDI et al., 2012). Estudos nesse aspecto demonstraram que espinosade, quando pulverizado sobre a fase de desenvolvimento de pupa *T. pretiosum* e de *T. brassicae*, reduziu significativamente a emergência da geração maternal (LIU; ZHANG, 2012; SOUZA et al., 2014).

Outros resultados demonstram, redução na emergência do parasitoide em 100%, quando fases imaturas de *T. pretiosum* foram expostos à este composto (BUENO et al., 2008). Tais afirmações corroboram com as baixas taxas de parasitismo observado, visto o efeito tóxico desta molécula.

Efeitos negativos de espinosade também foram observados sobre a fase de pupa de *T. galloi*, influenciando na emergência dos indivíduos da geração maternal e parasitismo (BIONDI et al. 2012; COSTA et al., 2014). Além dessa espécie, reduções na viabilidade foram observadas a pupas de *T. oleae*, *T. caoeciae* e *T. bourarachae*, quando expostos a espinosade em diferentes períodos com de efeitos levemente nocivos (classe 2) (BLIBECH et al., 2015).

Esses resultados apresentados vão ao encontro aos dados publicados deste composto em nosso trabalho (Tabela 7 e 8).

Sob a concentração de 0, 16 g i.a L⁻¹, espinosade reduziu em mais de 86%, moderadamente nocivo (classe 3), a viabilidade dos adultos de *T. pretiosum* quando submetidos a diferentes fases imaturas de desenvolvimento do parasitoide (SOUZA et al., 2014). Esses resultados obtidos corroboram com os encontrados em nosso trabalho, visto que sob as concentrações de 0,24 g i.a L⁻¹ e 0,384 g i.a L⁻¹ espinosade reduziu significativamente a viabilidade.

Indoxicarbe, de maneira semelhante a espinosade, comportou-se como moderadamente nocivo (classe 3), em todas as concentrações testadas e períodos avaliados ao parasitismo. Entretanto, a viabilidade foi levemente nociva (classe 2), e predominantemente nociva (classe 4), no 2 e 3 DAE (Tabelas 7 e 8). Indoxicarbe é um pró-inseticida que exige a ativação metabólica pelos insetos antes de atuar sobre as células nervosas, bloqueando fortemente os canais de sódio (SILVER et al., 2010), sendo relatado,

na literatura, como ambientalmente seguro e seletivo aos inimigos naturais (WINK et al., 2005).

Essa seletividade pode ser observada em insetos quando tal composto for metabolizado por hidrolases e via enzima P450 (WING et al., 1998; EPA, 2000), o que não foi observado a essa fase de desenvolvimento em nossos estudos.

Entretanto, acredita-se que a contaminação de *T. pretiosum* na fase de pupa, a qual está protegida dentro do ovo do hospedeiro, também deve-se a elevada afinidade desta molécula com a camada do ovo do hospedeiro ($\log kow=4,65$), o que facilita a penetração e efeito tóxico ao parasitoide (TOMLIN, 2003).

Com relação a clorfenapir, este predominou como levemente nocivo (classe 2) ao parasitismo, em todos períodos de avaliação, diferentemente das demais concentrações e respectivos dias avaliados, comportando-se como moderadamente nocivo (classe 3). Quanto a viabilidade, demonstrou inocuidade a menor concentração testada de clorfenapir, diferindo das demais concentrações que foram levemente nocivas (classe 2), com exceção de clorfenapir $1,536 \text{ g i.a L}^{-1}$, moderadamente nociva (classe 3).

Estudos nesse contexto demonstraram que a capacidade de parasitismo de fêmeas de *T. pretiosum* não foi afetada quando esses insetos foram submetidos a ação de clorfenapir na concentração de $0,6 \text{ g i.a L}^{-1}$, na fase de pupa, sendo classificados como inócuo (classe 1) (SOUZA et al., 2014). Nossos resultados diferem desses, sendo observadas reduções, o que pode ser justificado por nossas concentrações testadas, as quais foram superiores as utilizadas pelos autores supracitados.

Clorfenapir na concentração de $0,12 \text{ g i.a L}^{-1}$ também reduziu a porcentagem de emergência, sendo enquadrado como levemente prejudicial (classe 2), apesar desta concentração avaliada ser inferior ao do nosso estudo (MOURA et al., 2005). Acredita-se que o efeito tóxico de clorfenapir nesta fase de desenvolvimento se deve a lipofilicidade ($\log kow=4,83$), associados ao modo de ação (RAND, 2004).

Baculovirus (HzSNPV) mostrou-se inócuo (classe 1) ao parasitismo e viabilidade no 1 DAE. Para os demais períodos de avaliação, apenas o parasitismo se alterou, levemente nocivo (classe 2) para o 2 e 3 DAE (Tabela 7 e 8). Esse produto, é compostos por poliedros virais e possui modo de ação específico (MOSCARDI, 1998), portanto pouco interferiu nos parâmetros avaliados. Acredita-se que a redução da classe toxicológica no 2 e 3 DAE seja em função do alto gasto energético despendido no 1 DAE,

no qual se observou pico de parasitismo, não diferindo estatisticamente da testemunha (Tabela 7 e 8).

Resultados semelhantes foram encontrados para o *Baculovirus anticarsia* (AgMNPV), em que *T. pretiosum* quando expostos a este composto, na fase de desenvolvimento de pupa, também não diferiu estatisticamente da testemunha negativa (água) quanto a taxa e viabilidade. Esse estudo demonstrou que *Baculovirus anticarsia* tem alta especificidade, portanto, seletivo a esta fase de desenvolvimento de *T. pretiosum*. Além disso, ressalta-se que o seu uso combinado a este parasitoide, além de compatível, também pode ser sinérgico (ROSELL et al., 2008; AMARO et al., 2015; SILVA; BUENO, 2015).

Diferentemente dos demais produtos testados, clorpirifós foi classificada como nocivo (classe 4) a esta fase de desenvolvimento de *T. pretiosum*. O efeito nocivo desse inseticida é caracterizado por atuar na fosforilação da enzima acetilcolinesterase (AChE) situada nas terminações nervosas, promovendo a perda da AChE disponível e estimulação dos órgãos por excesso de acetilcolina nas terminações nervosas (CARMO et al., 2010). Junto a isso, clorpirifós tem potencial em interferir na razão sexual, como observado sobre *T. brassicae* (DELPUECH; MEYET, 2003).

4.2 Fase adulta

4.2.1 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 1 à *Trichogramma pretiosum*

Foi verificado neste bioensaio, assim como aos anteriores, diferenças ($p < 0,05$) no parasitismo e viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum*.

O parasitismo para clorantraniliprole, em todas as concentrações testadas, assemelharam-se aos resultados obtidos na fase de pupa. Os valores foram decrescentes em todos os períodos de avaliação, verificando-se pico máximo no 1 DAE nas concentrações de 0,04 g i.a L⁻¹ e 0,06 g i.a L⁻¹. A classe toxicológica da viabilidade manteve-se como levemente nociva (classe 2) (Tabela 9).

Flubendiamida, no 1 e 2 DAE, apresentou-se como levemente nocivo (classe 2), com exceção a menor concentração (0,1344 g i.a L⁻¹) nesse mesmo período, sendo considerado inócuo (classe 1), com valores de redução no parasitismo menor que 30,0% e parasitismo crescente, 60,38% e 64,59%, no 1 e 2 DAE. As demais

concentrações de flubendiamida foram levemente nocivas (classe 2) para o 1 e 2 DAE (Tabela 9).

O pico de parasitismo ocorreu no 2 DAE para todas as concentrações avaliadas, em que flubendiamida (0,288 g i.a L⁻¹; 0,4416 g i.a L⁻¹) não diferiu estatisticamente quanto ao parasitismo, com valores médios de 54 %, considerado levemente nocivo (classe 2). No 3 DAE, flubendiamida, na menor concentração, foi levemente nociva (classe 2), com redução no parasitismo de 40,03%, assim como as demais concentrações testadas (Tabela 9).

Diflubenzuron demonstrou ser levemente nocivo (classe 2), no 1 e 2 DAE, com parasitismo máximo no 1 DAE, variando de 43,00% a 40,49%. No 2 DAE, apresentou parasitismo médio de 31%, o qual diminuiu vertiginosamente no 3 DAE próximos a 2%, e classificado como moderadamente nocivo (classe 3). Ressalta-se que o baixo índice de parasitismo observado no último dia foi próximo aos valores de clorpirifós (classe 4) (Tabela 9).

Bifentrina e carbosulfano foram considerados nocivos (classe 4), para todas as concentrações testadas. Em todos os períodos de avaliação, essa mistura reduziu o parasitismo a 100%, assemelhando-se a clorpirifós, nocivo (classe 4) (Tabela 9). Ademais, bifentrina, sob a menor concentração (0,216 g i.a L⁻¹), no 1 DAE, foi moderadamente nociva (classe 3), com redução no parasitismo de 97,48%. Tal valor é próximo ao limiar na qual poderia ser classificada como nocivo (classe 4). Para os demais períodos de avaliação e maior dose, a partir do 1 DAE, foi nociva (classe 4) ao parasitismo de *T. pretiosum* (Tabela 9).

O padrão de toxicidade, clorpirifós, demonstrou em todos períodos de avaliação nocivo (classe 4) a esta fase de desenvolvimento do parasitoide (Tabela 9).

Tabela 9: Parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴			2 DAE ⁴			3 DAE ⁴			MEDIA						
	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³	P(%) ¹	%E ²	C ³				
Clorantniliprole (0,04 g i.a L ⁻¹)	45,93 ± 0,3	b	46,13	2	38,31 ± 0,48	c	50,89	2	33,68 ± 0,66	bcd	61,25	2	37,29 ± 0,26	d	55,1	2
Clorantniliprole (0,06 g i.a L ⁻¹)	45,94 ± 0,55	b	46,12	2	36,52 ± 0,33	c	53,19	2	28,16 ± 0,29	cd	67,6	2	38,84 ± 0,48	cd	53,23	2
Clorantniliprole (0,08 g i.a L ⁻¹)	45,17 ± 0,3	b	47,02	2	35,57 ± 0,51	c	54,41	2	26,01 ± 0,34	cd	70,08	2	35,69 ± 0,38	de	57,02	2
Clorantniliprole (0,12 g i.a L ⁻¹)	43,83 ± 0,23	b	48,59	2	30,61 ± 0,31	c	60,76	2	23,54 ± 0,82	d	72,91	2	32,36 ± 0,5	def	61,04	2
Clorantniliprole (0,2 g i.a L ⁻¹)	43,13 ± 0,42	b	49,41	2	30,14 ± 0,29	c	61,37	2	23,91 ± 0,57	d	72,49	2	32 ± 0,35	def	61,47	2
Flubendiamida (0,1344 g i.a L ⁻¹)	60,38 ± 0,62	ab	29,18	1	64,59 ± 0,69	ab	17,2	1	52,13 ± 0,65	b	40,03	2	56,19 ± 0,42	b	32,34	2
Flubendiamida (0,288 g i.a L ⁻¹)	49,36 ± 1,04	b	42,11	2	54,43 ± 0,69	b	30,23	2	41,86 ± 0,67	bc	51,84	2	52,45 ± 0,67	b	36,84	2
Flubendiamida (0,4416 g i.a L ⁻¹)	47,29 ± 0,42	b	44,53	2	54,33 ± 0,39	b	30,35	2	41,38 ± 0,48	bc	52,39	2	48,12 ± 0,26	bc	42,06	2
Diflubenzuron (0,384 g i.a L ⁻¹)	43,00 ± 0,48	b	49,57	2	34,15 ± 0,53	c	56,22	2	2,39 ± 0,23	e	97,25	3	27,86 ± 0,35	ef	66,45	2
Diflubenzuron (0,48 g i.a L ⁻¹)	40,49 ± 0,62	b	52,51	2	33,6 ± 0,44	c	56,93	2	2,24 ± 0,31	e	97,42	3	25,74 ± 0,4	f	69,01	2
Bifentrina/Carbosulfano (0,07/0,21 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	g	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,1/0,3 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	g	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,2/0,6 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	g	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,3/0,9 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	g	100	4
Bifentrina (0,216 g i.a L ⁻¹)	2,15 ± 0,4	c	97,48	3	0,66 ± 0,19	d	99,16	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,93 ± 0,25	g	98,88	3
Bifentrina (0,324 g i.a L ⁻¹)	0,6 ± 0,18	c	99,3	4	0,62 ± 0,19	d	99,2	4	0,3 ± 0,16	e	100	4	0,54 ± 0,03	g	99,36	4
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,08 ± 0,09	c	99,9	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,08 ± 0,09	e	99,91	4	0,06 ± 0,06	g	99,92	4
Água	85,26 ± 0,64	a	0,00	1	78,01 ± 0,54	a	0,00	1	86,93 ± 0,67	a	0,00	1	83,05 ± 0,31	a	0,00	1
CV (%)	17,46			9,27			17,79			7,88						

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) ao parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Quanto a viabilidade do parasitismo, a esta fase de desenvolvimento de *T. pretiosum*, clorraniliprole, em todos os períodos avaliados, demonstrou-se inócuo (classe 1). No 1 DAE, a viabilidade variou de 93,24% a 97,44%, a qual não diferiu estatisticamente sob as concentrações 0,04 g i.a L⁻¹; 0,06 g i.a L⁻¹; 0,08 g i.a L⁻¹ e 0,12 g i.a L⁻¹. Observou-se que, no 2 DAE, os valores de viabilidade foram inferiores ao 1 DAE, e superior ao 3 DAE, variando entre 82,28% a 89,97%, e 71,31 a 83,53%, no 2 e 3 DAE, respectivamente (Tabela 10).

Flubendiamida, demonstrou-se ser inócuo (classe 1) em todos os períodos de avaliação, com viabilidade máxima no 1 DAE, a qual variou entre 81,13% a 95,37%. Nesse mesmo período, os valores correspondentes às duas menores concentrações assemelharam-se aos da testemunha. No 2 DAE, notou-se que os valores de viabilidade diminuíram, quando comparado ao primeiro dia, mesmo que a classe toxicológica não se alterasse. No 3 DAE, observou-se um pequeno aumento na viabilidade comparada ao 2 DAE, com valores variando entre 81,91% a 92,4% (Tabela 10).

Diflubenzuron também apresentou-se inócuo (classe 1), em todos os períodos de avaliação, com viabilidade próximos a 100%, no 1 DAE e 2 DAE, não diferindo da testemunha nestes períodos. No 3 DAE, observou-se uma diminuição na viabilidade, a qual variou entre 80% e 95%, entretanto, tais valores não foram suficientes para alterar a classe toxicológica (Tabela 10).

Os dados de viabilidade para bifentrina + carbosulfano, e bifentrina, corroboram com os valores de parasitismo. Desta maneira, esses tratamentos, em todas as concentrações e dias de avaliações, foram nocivos (classe 4) a fase adulta de *T. pretiosum*, reduzindo em 100% a viabilidade, assim como clorpirifós (Tabela 10).

Tabela 10: Viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴			2 DAE ⁴			3 DAE ⁴			MEDIA						
	VP(%) ¹	%E ²	C ³	VP(%) ¹	%E ²	C ³	VP(%) ¹	%E ²	C ³	VP(%) ¹	%E ²	C ³				
Clorantraniliprole (0,04 g i.a L ⁻¹)	97,44 ± 0,24	ab	1,69	1	89,97 ± 0,48	abcd	9,17	1	83,53 ± 0,96	a	16,05	1	92,22 ± 0,33	a	7,08	1
Clorantraniliprole (0,06 g i.a L ⁻¹)	97,47 ± 0,24	ab	1,65	1	88,74 ± 0,42	abcd	10,41	1	86,61 ± 0,45	a	12,96	1	89,78 ± 0,6	a	9,53	1
Clorantraniliprole (0,08 g i.a L ⁻¹)	97,58 ± 0,24	ab	1,55	1	88,69 ± 0,46	abcd	10,46	1	80,98 ± 0,42	a	18,62	1	90,73 ± 0,26	a	8,58	1
Clorantraniliprole (0,12 g i.a L ⁻¹)	94,18 ± 0,39	ab	4,98	1	87,4 ± 0,63	bcd	11,76	1	77,42 ± 0,88	a	22,2	1	87,31 ± 0,51	a	12,03	1
Clorantraniliprole (0,2 g i.a L ⁻¹)	93,24 ± 0,32	ab	5,92	1	82,28 ± 0,64	d	16,94	1	71,32 ± 0,68	a	28,33	1	85,22 ± 0,27	a	14,13	1
Flubendiamida (0,1344 g i.a L ⁻¹)	97,61 ± 0,24	ab	1,51	1	88,59 ± 0,56	abcd	10,56	1	92,4 ± 0,63	a	7,15	1	93,64 ± 0,42	a	5,65	1
Flubendiamida (0,288 g i.a L ⁻¹)	95,37 ± 0,33	ab	3,77	1	85,55 ± 0,46	cd	13,63	1	96,24 ± 0,46	a	3,29	1	89,39 ± 0,53	a	9,93	1
Flubendiamida (0,4416 g i.a L ⁻¹)	81,13 ± 0,69	b	18,14	1	83,76 ± 0,52	d	15,44	1	81,91 ± 0,77	a	17,68	1	83,64 ± 0,31	a	15,73	1
Diflubenzuron (0,384 g i.a L ⁻¹)	97,8 ± 0,36	ab	1,32	1	97,86 ± 0,35	ab	1,20	1	95 ± 0,67	a	4,53	1	97,73 ± 0,26	a	1,53	1
Diflubenzuron (0,48 g i.a L ⁻¹)	97,19 ± 0,36	ab	1,93	1	96,46 ± 0,37	abc	2,61	1	80 ± 1,34	a	19,6	1	96,69 ± 0,17	a	2,57	1
Bifentrina/Carbosulfano (0,07/0,21 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,1/0,3 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,2/0,6 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Bifentrina/Carbosulfano (0,3/0,9 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Bifentrina (0,216 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Bifentrina (0,324 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4	0,00 ± 0,00	b	100	4
Água	99,11 ± 0,23	a	0,00	1	99,05 ± 0,23	a	0,00	1	99,51 ± 0,18	a	0,00	1	99,24 ± 0,18	a	0,00	1
CV (%)	6,43			4,36			19,07			6,15						

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) a viabilidade do parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Clorantraniliprole, em todas as concentrações testadas e períodos avaliados, foi levemente nocivo (classe 2) e inócuo (classe 1) ao parasitismo e viabilidade, respectivamente (Tabelas 9 e 10). Clorantraniliprole foi o primeiro inseticida produzido a partir da nova classe de diamida antranílico (WHALON et al., 2008), sendo liberado para uso no controle de pragas no Brasil, em 2009 (MAPA, 2015).

Estudos a respeito demonstraram que esse inseticida foi inocuo (classe 1) a geração maternal de adultos de *Trichogramma galloi*, quando expostos a ovos contaminados de *A. kuehniella* (OLIVEIRA et al., 2013). Em outras espécies como, *Trichogramma dendrolimi* Matsumura (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *T. pretiosum* este composto também foi relatado como inócuo (classe 1) (BRUGGER et al., 2010).

Observou-se ainda que clorantraniliprole não afetou a sobrevivência de *Trichogramma chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (PREETHA et al., 2009), nem o parasitismo nos ovos de *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) e *A. kuehniella* por *T. pretiosum*, entretanto classificados como levemente nocivo (classe 2) (BRUGGER et al., 2010; GRUTZMACHER et al., 2011).

O inseticida flubendiamida foi inócuo (classe 1) na menor concentração testada ao parasitismo, diferindo apenas no 3 DAE, levemente nocivo (classe 2). Nas outras concentrações, comportou-se como levemente nocivo (classe 2), ao 1, 2, 3 DAE. Apesar dessas diferenças à classe toxicológica no parasitismo, em todas as concentrações e períodos avaliados, flubendiamida foi inócuo (classe 1) (Tabela 9 e 10).

Flubendiamida é considerada um produto de baixa persistência e inócuo (classe 1), nas primeiras 24 horas, como observado sob os índices de mortalidade que variaram entre 28% e 34% aos adultos de *T. chilonis*. Apesar dessas taxas de mortalidade, o parasitismo não foi alterado, sendo considerado inócuo (classe 1) (SATTAR et al., 2011).

Sobre a seletividade de flubendiamida em adultos do parasitoide *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae), foi demonstrado que este inseticida foi inócuo (classe 1), na concentração de 0,06 g i.a L⁻¹, não interferindo na mortalidade dos adultos quando expostos no 3 DAE, nem no parasitismo (FERNÁNDEZ et al., 2015).

Com relação a diflubenzuron, este foi levemente nocivo (classe 2), às concentrações testadas no 1 e 2 DAE, diferindo apenas no 3 DAE, moderadamente nocivo (classe 3). A viabilidade permaneceu como inócuo (classe 1), às concentrações testadas, e em todos períodos avaliados (Tabela 9 e 10).

Embora esse inseticida apresente baixo impacto aos insetos não alvos, efeitos tóxicos de inseticidas reguladores de crescimento (RCI's), assim como diflubenzuron, tem afetado características biológicas de algumas espécies de inimigos naturais, sugerindo-se, nesses casos, a suspensão do seu uso em detrimento de seus efeitos nocivos (MENDEL et al., 1994; WAKGARI; GILIOMEE, 2001).

Estudos demonstraram que adultos de duas populações de *T. pretiosum*, quando submetidos à superfícies de ovos contaminados com triflumuron e lufenuron, não apresentaram diferenças estatísticas quanto ao parasitismo, durante as primeiras 24 horas contaminados. Entretanto, observou-se diferenças quanto a emergência dos indivíduos da geração F1 comparativamente a testemunha, com valores entre 55 e 63% (VIANA et al., 2009).

Estudando a concentração letal 50 (CL 50), no período de 24 horas, para quatro inseticidas reguladores de crescimento (RCI's) do grupo químico das benzoiluréias, sobre adultos de *T. evanescens*, notou-se que os mesmos foram inócuos (classe 1) (WANG et al., 2014). Os valores encontrados para a CL foram significativamente maiores do que as respectivas concentrações recomendadas de campo, indicando que estes podem ser de fato inofensivos a adultos de *T. evanescens* em campo.

Inocuidade ao parasitismo e a viabilidade em diferentes hospedeiros foram observados a outra benzoiluréia, quando *T. pretiosum* e *T. exiguum* foram submetidos a ação de trifluron (GOULART et al., 2011). Assim, o composto triflumuron pode ter exercido efeito repelente sobre as taxas de parasitismo de *T. pretiosum* (VOLPE et al., 2007), assim como acredita-se para diflubenzuron em nossos estudos.

Tratando-se da mistura (bifentrina + carbosulfano), estes reduziram a capacidade de parasitismo e a viabilidade a zero, não diferindo estatisticamente de clorpirifós, em todas as concentrações e períodos avaliados, nocivos (classe 4) (Tabela 9 e 10).

Inseticidas do grupo químico dos carbamatos demonstram elevado potencial toxicológico em nossos estudos, assim como observado quando fêmeas do parasitoide *Tamarixia radiata* foram expostas a folhas de citros contaminadas com o inseticida carbaril por um período de 24 horas (HALL; NGUYEN, 2010). Esse composto apresentou persistência de 22 dias, que somados a sua estabilidade a luz e calor (SANCHES et al., 2003), os tornam potencialmente mais tóxicos em condições laboratoriais, corroborando com os nossos resultados.

Carbaril (1,73 g i.a L⁻¹), com 12 horas após aplicação sobre adultos de *Chrysoperla externa* já promoveu mortalidade, a qual chegou a 100%, com 120 horas após a exposição, reduzindo a oviposição e viabilidade (MOURA et al., 2010). Ainda neste sentido, avaliando a seletividade de sete grupos químicos sobre *Trichogramma nubilale* Ertle e Davis (Hymenoptera: Trichogrammatidae), observou-se que organofosforados e carbamatos destacaram-se como os mais tóxicos, quando esses parasitoides foram expostos a resíduos secos (WANG et al., 2012).

Ao contrário da mistura, bifentrina isoladamente, sob a menor concentração (0,216 g i.a L⁻¹) testada e no 1 DAE, foi moderadamente nociva (classe 3), ao contrário de bifentrina (0,324 g i.a L⁻¹), nociva (classe 4). Nos demais dias de avaliação, bifentrina foi nociva (classe 4), assim como a viabilidade as concentrações testadas e períodos avaliados, não diferindo estatisticamente de clorpirifós (Tabela 9 e 10).

Diferentes concentrações de betaciflutrina também demonstraram comportamento diferencial às taxas de parasitismo e emergência, quando adultos de *T. pretiosum* foram expostos (VIANA et al., 2009), o que assemelhando-se aos resultados por nós encontrados.

Somado a isso, a alta toxicidade dos piretroides a adultos de *T. pretiosum* e a repelência sobre fêmeas sobreviventes também possa ter acontecido em nossos estudos, influenciando nos baixos índices de parasitismo (JACOBS et al., 1984; CLOYD, 2012).

Clorpirifós foi considerado nocivo (classe 4), em todos períodos avaliados, assim como na fase de pupa de *T. pretiosum*. Este inseticida é considerado como padrão de toxicidade a esse inimigo natural (BUENO et al., 2008).

4.2.2 Seletividade de inseticidas utilizados no bioensaio 2 à *Trichogramma pretiosum*

Da forma semelhante, também verificou diferenças ($p < 0,05$), neste bioensaio ao parasitismo e a viabilidade de *T. pretiosum*.

Espinosade, no 1 DAE, mostrou-se levemente nocivo (classe 2) a menor concentração, reduzindo a parasitismo em 68,9%. Essa concentração diferiu das demais, consideradas moderadamente nocivas (classe 3), com redução média no parasitismo de 84%. Já no 2 e 3 DAE, todas as concentrações de espinosade demonstraram ser moderadamente nocivas (classe 3), com valores na redução do parasitismo entre 79,8% e 94,7%, no 2º DAE, e 95,5% a 98,9%, no 3º DAE (Tabela 11).

Indoxicarbe apresentou-se como levemente nocivo (classe 2) com reduções na parasitismo variando de 61,3% a 68,2%, no 1 DAE, e 77,3 a 78,1%, no 2 DAE. Entretanto, no 3 DAE, todas as concentrações avaliadas foram moderadamente nocivas (classe 3), como média de redução no parasitismo próximos 90% (Tabela 11).

Clorfenapir, comparativamente a espinosade e indoxicarbe, apresentou os menores índices de parasitismo, e, portanto, os maiores de redução na parasitismo. Aos 1 e 2 DAE, por exemplo, clorfenapir foi moderadamente nocivo (classe 3), em todas as concentrações, com maiores valores observados na redução da parasitismo ao 2 DAE, variando de 94,2% a 98,00%. No 3 DAE, somente clorfenapir na concentração (0,768 g i.a L⁻¹) foi considerado moderadamente nocivo (classe 3), diferindo das demais concentrações, as quais demonstraram-se nocivas (classe 4), com redução no parasitismo superior a 99,00%, assemelhando-se a clorpirifós (Tabela 11).

Baculovirus (HzSNPV), em todas as concentrações testadas no 1 DAE, apresentou-se inócuo (classe 1), com reduções no parasitismo inferiores a 13% neste período. Entretanto, observou-se que, no 2 e 3 DAE, esse inseticida apresentou baixos índices de parasitismo, com valores de redução, nestes períodos, entre 51 e 67%, sendo classificados como levemente nocivo (classe 2) (Tabela 11).

Clorpirifós, como nos outros bioensaios, tanto as fases de pupa e adulto, demonstrou ser nocivo (classe 4) aos parâmetros avaliados (Tabela 11).

Tabela 11: Parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1 DAE ⁴			2 DAE ⁴			3 DAE ⁴			MÉDIA						
	P ¹	%E ²	Classe ³	P ¹	%E ²	Classe ³	P ¹	%E ²	Classe ³	P ¹	%E ²	Classe ³				
Espinosade (0,096 g i.a L ⁻¹)	30,6 ± 0,65	bcd	68,9	2	17,4 ± 0,3	cd	79,8	3	4,42 ± 0,36	cdef	95,5	3	17,7 ± 0,34	d	80,9	3
Espinosade (0,24 g i.a L ⁻¹)	15,7 ± 0,39	cde	84,1	3	8,14 ± 0,63	de	90,1	3	0,95 ± 0,06	ef	99	3	8,16 ± 0,32	d	91,2	3
Espinosade (0,384 g i.a L ⁻¹)	14,2 ± 0,41	de	85,6	3	4,37 ± 0,44	e	94,7	3	1,04 ± 0,06	def	98,9	3	6,48 ± 0,32	d	93	3
Indoxicarbe (0,12 g i.a L ⁻¹)	38,1 ± 0,67	b	61,3	2	18,7 ± 0,7	cd	77,3	2	8,94 ± 0,7	cde	90,8	3	21,6 ± 0,38	c	76,8	2
Indoxicarbe (0,24 g i.a L ⁻¹)	30,3 ± 0,36	bc	69,2	2	18 ± 0,45	cd	78,1	2	8,61 ± 0,52	cd	91,2	3	18,7 ± 0,38	c	79,8	2
Indoxicarbe (0,36 g i.a L ⁻¹)	31,3 ± 0,76	bcd	68,2	2	18,1 ± 0,62	cd	78	2	8,5 ± 0,25	c	91,3	3	19,0 ± 0,51	c	79,6	2
Clorfenapir (0,768 g i.a L ⁻¹)	10,4 ± 0,46	e	89,4	3	4,76 ± 0,46	e	94,2	3	2,44 ± 0,35	cdef	97,5	3	5,86 ± 0,41	d	93,7	3
Clorfenapir (0,96 g i.a L ⁻¹)	8,34 ± 0,41	e	91,5	3	2,1 ± 0,38	e	97,5	3	0,9 ± 0,21	ef	99,1	4	3,84 ± 0,25	d	95,9	3
Clorfenapir (1,152 g i.a L ⁻¹)	8,42 ± 0,5	e	91,4	3	2,15 ± 0,4	e	97,4	3	0,58 ± 0,12	ef	99,4	4	3,65 ± 0,33	d	96,1	3
Clorfenapir (1,344 g i.a L ⁻¹)	9,72 ± 0,38	e	90,1	3	1,62 ± 0,23	e	98	3	0,46 ± 0,09	ef	99,5	4	3,88 ± 0,22	d	95,8	3
Clorfenapir (1,536 g i.a L ⁻¹)	9,63 ± 0,6	e	90,2	3	1,7 ± 0,28	e	97,9	3	0,91 ± 0,2	ef	99,1	4	4,17 ± 0,39	d	95,5	3
(HzSNPV) (0,0064 g i.a L ⁻¹)	89,75 ± 0,48	a	8,73	1	35,17 ± 0,56	b	63,32	2	40,47 ± 0,5	b	58,46	2	55,13 ± 0,41	b	43,41	2
(HzSNPV) (0,00896 g i.a L ⁻¹)	87,99 ± 0,36	a	10,51	1	30,97 ± 0,50	bc	67,7	2	31,05 ± 0,31	b	68,13	2	50,08 ± 0,33	b	48,50	2
(HzSNPV) (0,0128 g i.a L ⁻¹)	87,64 ± 0,56	a	10,87	1	36,43 ± 0,68	bc	62,01	2	30,77 ± 0,49	b	68,42	2	50,85 ± 0,50	b	47,41	2
(HzSNPV) (0,01536 g i.a L ⁻¹)	87,85 ± 0,44	a	10,65	1	31,82 ± 0,52	bc	66,82	2	35,56 ± 0,43	b	63,49	2	51,31 ± 0,37	b	47,24	2
(HzSNPV) (0,0192 g i.a L ⁻¹)	85,60 ± 0,21	a	12,64	1	36,18 ± 0,6	bc	62,27	2	33,38 ± 0,55	b	65,22	2	51,38 ± 0,44	b	47,17	2
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	f	100	4	0,42 ± 0,19	e	99,5	4	0,00 ± 0,00	f	100	4	0,15 ± 0,11	e	99,85	4
Água	98,3 ± 0,21	a	0	1	82,4 ± 0,72	a	0,00	1	97,4 ± 0,26	a	0,00	1	92,9 ± 0,39	a	0,00	1
CV (%)	13,24			23,58			21,42			10,52						

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) ao parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

À viabilidade do parasitismo, espinosade, no 1 DAE, em todas as concentrações, demonstrou-ser inócuo (classe 1), com valores médios na reduções da viabilidade do parasitismo, menores que 14%. Entretanto, no 2 DAE, apresentou reduções na viabilidade variando entre 34,0% e 59,8%, sendo classificado com levemente nocivo (classe 2). No 3 DAE, a menor concentração manteve-se como a mesma classe toxicológica, diferindo das demais, as quais demonstraram serem nocivas (classe 4), reduzindo a viabilidade em 100% (Tabela 12).

Indoxicarbe apresentou-se como inócuo (classe 1), no 1 DAE, com redução na viabilidade inferior a 5%. No 2 DAE, tal classificação se manteve apenas à menor concentração (0,768 g i.a L⁻¹), com redução na viabilidade abaixo de 16%. Nesse mesmo período, as demais concentrações de indoxicarbe foram levemente nocivas (classe 2). No 3 DAE, indoxicarbe alterou o perfil toxicológico para levemente nocivo (classe 2), na menor concentração (0,12 g i.a L⁻¹), e inócuo (classe 1), na concentração (0,24 g i.a L⁻¹) (Tabela 12).

Com relação a clorfenapir, no 1 DAE, demonstrou ser inócuo (classe 1) à fase de desenvolvimento adulto do parasitoide, sob as três menores concentrações (0,768 g i.a L⁻¹; 0,96 g i.a L⁻¹; 0,1152 g i.a L⁻¹), com redução na viabilidade inferior a 27,6%. Entretanto, nesse mesmo período, apresentou-se como levemente nocivo (classe 2) para as demais concentrações. No 2 DAE, clorfenapir, sob as duas menores concentrações, mostrou-se como levemente nociva (classe 2), diferindo das demais concentrações (0,768 g i.a L⁻¹, 0,96 g i.a L⁻¹; 0,1152 g i.a L⁻¹; 1, 536 g i.a L⁻¹), neste período, classificadas como moderadamente nocivas (classe 3). No 3 DAE, todos os resultados, quanto a classe toxicológica, foram semelhantes ao 2 DAE, com exceção de clorfenapir na maior concentração, que alterou-se a moderadamente nociva (classe 3) para levemente nociva (classe 2) (Tabela 12).

Baculovirus (HzSNPV), em todas as concentrações e períodos, demonstrou-se inócuo (classe 1) à fase de desenvolvimento adulta de *T. pretiosum*, com reduções na viabilidade abaixo de 2,92% (Tabela 12).

Clorpirifós foi o único tratamento que demonstrou 100% de redução, nocivo (classe 4), na viabilidade em todos os períodos avaliados (Tabela 12).

Tabela 12: Viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando submetido a ação dos tratamentos sobre a fase adulta. Botucatu, SP, 2016. Temperatura 25±2°C, UR 70±10% e fotofase de 14 horas.

Tratamentos	1º DAE ⁴				2º DAE ⁴				3º DAE ⁴				MÉDIA			
	VP ¹	%E ²	Classe ³		VP ¹	%E ²	Classe ³		VP ¹	%E ²	Classe ³		VP ¹	%E ²	Classe ³	
Espinosade (0,096 g i.a L ⁻¹)	95,7 ± 0,32	a	4,16	1	65,7 ± 0,63	abc	34	2	57,1 ± 1,45	abc	42,7	2	85,3 ± 0,37	ab	14,4	1
Espinosade (0,24 g i.a L ⁻¹)	86,6 ± 0,79	a	13,3	1	55,4 ± 1,43	abcd	44,3	2	0,00 ± 0,00	c	100	4	82,4 ± 0,75	ab	17,4	1
Espinosade (0,384 g i.a L ⁻¹)	86,1 ± 0,49	a	13,7	1	40 ± 1,48	abcd	59,8	2	0,00 ± 0,00	c	100	4	80,2 ± 0,51	ab	19,5	1
Indoxicarbe (0,12 g i.a L ⁻¹)	96,9 ± 0,3	a	2,89	1	83,8 ± 1,15	ab	15,8	1	37,8 ± 1,44	abc	62,1	2	90 ± 0,73	ab	9,68	1
Indoxicarbe (0,24 g i.a L ⁻¹)	95,7 ± 0,41	a	4,1	1	63,3 ± 1,01	abc	36,4	2	74,8 ± 1,3	ab	24,9	1	83,2 ± 0,67	ab	16,5	1
Indoxicarbe (0,36 g i.a L ⁻¹)	95,6 ± 0,47	a	4,24	1	43,4 ± 0,78	abcd	56,4	2	64 ± 1,18	ab	35,8	2	76,9 ± 0,58	ab	22,8	1
Clorfenapir (0,768 g i.a L ⁻¹)	96,8 ± 0,43	a	2,98	1	54,8 ± 1,42	abcd	45	2	60 ± 1,48	abc	39,8	2	92,5 ± 0,53	ab	7,22	1
Clorfenapir (0,96 g i.a L ⁻¹)	88,2 ± 0,93	a	11,6	1	28,2 ± 1,28	bcd	71,7	2	33,3 ± 1,37	abc	66,6	2	82,5 ± 0,96	ab	17,2	1
Clorfenapir (1,152 g i.a L ⁻¹)	72,3 ± 0,83	ab	27,6	1	9,52 ± 0,92	d	90,4	3	20 ± 1,34	bc	80	3	64,1 ± 0,82	bc	35,7	2
Clorfenapir (1,344 g i.a L ⁻¹)	45,1 ± 0,68	bc	54,8	2	9,17 ± 0,76	cd	90,8	3	10 ± 0,95	bc	90	3	38,6 ± 0,64	cd	61,3	2
Clorfenapir (1,536 g i.a L ⁻¹)	28,8 ± 0,9	c	71,1	2	4,86 ± 0,52	d	95,1	3	30 ± 1,34	abc	69,9	2	25,6 ± 0,81	d	74,3	2
(HzSNPV) (0,0064 g i.a L ⁻¹)	99,7 ± 0,13	a	0,08	1	99,43 ± 0,23	a	0,23	1	98,52 ± 0,24	a	0,42	1	99,36 ± 0,13	a	0,17	1
(HzSNPV) (0,00896 g i.a L ⁻¹)	99,2 ± 0,2	a	0,59	1	99,39 ± 0,24	a	0,23	1	97,83 ± 0,33	a	0,99	1	98,95 ± 0,2	a	0,52	1
(HzSNPV) (0,0128 g i.a L ⁻¹)	99,6 ± 0,13	a	0,18	1	99,37 ± 0,23	a	0,3	1	97,97 ± 0,35	a	1,07	1	98,98 ± 0,19	a	0,33	1
(HzSNPV) (0,01536 g i.a L ⁻¹)	99,7 ± 0,16	a	0,09	1	99,87 ± 0,22	a	0,25	1	99,55 ± 0,20	a	1,25	1	99,44 ± 0,16	a	0,49	1
(HzSNPV) (0,0192 g i.a L ⁻¹)	97,7 ± 0,3	a	2,07	1	100 ± 0,0	a	0,0	1	99,58 ± 0,17	a	2,35	1	98,68 ± 0,23	a	2,3	1
Clorpirifós (1,92 g i.a L ⁻¹)	0,00 ± 0,00	a	100	4	0,00 ± 0,00	d	100	4	0,00 ± 0,00	c	100	4	0,00 ± 0,00	e	100	4
Água	99,8 ± 0,13	d	0	1	99,5 ± 0,17	a	0	1	99,7 ± 0,14	a	0	1	99,7 ± 0,11	a	0	1
CV (%)	8,95				38,75				50,84				9,34			

¹Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P>0,05) a viabilidade do parasitismo.

²Redução na capacidade benéfica do parasitoide.

³Classe 1 - inócuo (E < 30%), classe 2 - levemente nocivo (30% ≤ E ≤ 79%), classe 3 - moderadamente nocivo (80% ≤ E ≤ 99%), classe 4 - nocivo (E > 99%).

⁴DAE: Dia(s) após a emergência.

Em suma, espinosade demonstrou ser moderadamente seletivo (classe 2), quanto ao parasitismo, em todas as concentrações e períodos avaliados, com exceção a menor concentração (0,096 g i.a L⁻¹), no 1º DAE. Ao contrário, a viabilidade mostrou ser inócua (classe 1), no 1 DAE e levemente nociva (classe 2), no 2 DAE, e nociva (classe quatro 4) às concentrações, com exceção de espinosade (0,096 g i.a L⁻¹), levemente nocivo (classe 2) (Tabela 11 e 12).

O inseticida espinosade é resultado da combinação das espinosinas A e D, as quais são sintetizadas por meio da fermentação do actinomiceto *Sacharopolyspora spinosa* Mertz e Yao (Actinomycetales: Pseudonocardiales). O efeito tóxico do composto ocorre por meio da combinação do espinosade com os receptores nicotínicos da ACh, levando à abertura dos canais iônicos (Cl⁻), na membrana pós-sináptica, provocando hiperexcitabilidade do sistema nervoso central (SNC) e a morte do inseto. Além disso, pode também atuar sobre os receptores do neurotransmissor γ -aminobutírico (GABA) presentes no SNC dos insetos, afetando o seu funcionamento (SALGADO, 1998; SALGADO et al., 1998).

Espinosaide, na concentração 0,06 g i.a L⁻¹, foi nocivo (classe 4), reduzindo em 100% o parasitismo de *T. pretiosum* (GIOLO et al., 2007). Corroborando com esses resultados, também foi observado que espinosaide causou 100% de mortalidade a adultos de *T. chilonis* quando expostos a superfícies contaminadas, nas primeiras 24 horas após a emergência (SATTAR et al., 2011).

Os resultados citados acima diferem ao por nós encontrados, apesar desse inseticida ser reportado na literatura como de baixa toxicidade a mamíferos (BRET et al., 1997), demonstrou em nossos estudos ser levemente e moderadamente nocivo a adultos de *T. pretiosum*.

Indoxicarbe foi considerado levemente nocivo (classe 2), no 1 e 2 DAE, e moderadamente nocivo (classe 3), no 3 DAE, com relação ao parasitismo e concentrações avaliadas. Com relação a viabilidade, foi inócua (classe 1), no 1 DAE, predominando-se como levemente nocivo (classe 2) aos demais períodos avaliação (Tabela 11 e 12).

T. pretiosum, quando submetido a ação de indoxicarbe, sob a fase de desenvolvimento adulto, apresentou índices de mortalidade menor que 20% (LIU; ZHANG et al., 2012). Nesse mesmo estudo, esse inseticida permaneceu ativo sobre as superfícies tratadas, causando mortalidade até os sete dias após a aplicação. As maiores taxas de

mortalidade, e, portanto, de toxicidade foram observadas nas primeiras 24 horas, embora seu resíduo tenha persistido até o 3 DAE. Ao contrário destes, outros autores observaram 80% de mortalidade de adultos de *T. chilonis* provocados por indoxicarbe no período de 24 horas (SATTAR et al., 2010).

De maneira geral, indoxicarbe tem toxicidade potencial a esta fase de desenvolvimento de *T. pretiosum*, corroborando com nossos valores encontrados, no que se refere a redução da viabilidade. Acredita-se, portanto, que possa ter ocorrido mortalidade diferencial sobre fêmeas da geração maternal nos nossos estudos, em detrimento das concentrações por nós testadas nesta dissertação as quais foram superiores as utilizadas nos trabalhos supracitados. No mais, mesmo com os efeitos nocivos de indoxicarbe sobre adultos de *T. pretiosum*, a viabilidade não foi afetada (LIU; ZHANG, 2012), semelhante aos nossos resultados.

Clorfenapir demonstrou ser moderadamente nocivo (classe 3), no 1 e 2 DAE, e predominantemente nocivo (classe 4), no 3 DAE, quanto ao parasitismo. A viabilidade, mostrou-se inócua (classe 1), para as três primeiras concentrações e levemente nociva (classe 2) às demais, no 1 DAE. Clorfenapir 0,0768 g i.a L⁻¹ e 0,96 g i.a L⁻¹ mostrou-se levemente nociva (classe 2), ao contrário das demais concentrações, moderadamente nocivas (classe 3) no 2 DAE. No último período de avaliação, predominou-se como levemente nociva (classe 2), com exceção das concentrações 1,152 g i.a L⁻¹ e 1,344 g i.a L⁻¹, moderadamente nocivas (classe 3) (Tabela 11 e 12).

Estudos neste sentido demonstraram que o parasitismo de *T. atopovirilia*, em ovos de *Diaphania hyalinata* Linnaeus (Lepidoptera: Pyralidae), tratado com clorfenapir, foi semelhante ao da testemunha (água), mostrando-se inócuos (classe 1) à população de *T. atopovirilia*. Além disso, verificou-se redução na capacidade de parasitismo de *T. atopovirilia* de 18,67%, e redução na taxa de emergência de 42,30% (PRATISSOLI et al., 2011). Comparativamente aos nossos estudos essas diferenças quanto a classe toxicológica deve-se às concentrações superiores por nós utilizadas, além da diferenciação das espécies e ao modo de ação do produto.

Resultados semelhante aos nossos foram constatados, com redução média de 46% na capacidade de parasitismo de *T. pretiosum*, em que clorfenapir foi classificado como levemente nocivo (classe 2) (MOURA et al., 2004).

Analisando a taxa de emergência da geração maternal de *T. pretiosum* em ovos de *A. kuehniella*, clorfenapir, sob a concentração de 0,12 g L⁻¹ i.a

provocou redução de 76%, mostrando-se levemente nocivo (classe 2) (MOURA et al., 2005). Ainda neste sentido, verificou-se que o inseticida clorfenapir (0,12 g i.a. L⁻¹) reduziu a sobrevivência de fêmeas de *T. pretiosum*, com médias entre 1,3 a 3,1 dias (MOURA et al., 2004). Esses resultados contribuem para a redução do número de fêmeas quando expostos as superfícies tratadas com clorfenapir, visto que as doses testadas em nosso estudo são superiores as supracitadas.

De maneira geral, clorfenapir, por pertencer ao grupo químico análogo do pirazol, sua ação letal no inseto não se dá inicialmente, sendo necessário a ativação que ocorrem pelas enzimas oxidases de função mista. Após ativado, clorfenapir deposita-se entre as membranas internas e externas da mitocôndria, promovendo a expulsão de H⁺ da mesma (BLACK et al., 1994). Esse processo não permite a acumulação de prótons, suficientes, na mitocôndria, paralisando a fosforilização oxidativa, pela qual o ADP (difosfato de adenosina) deveria ser convertido em ATP (adenosina trifosfato), cessando as atividades celulares, causando a morte dos insetos (SATO et al., 2007). O processo descrito explica o comportamento do inseticida sobre as fêmeas de *T. pretiosum* e os resultados obtidos quanto ao parasitismo.

Contrariamente aos demais, o inseticida *Baculovirus* (HzSNPV) mostrou ser inócuo (classe 1), no 1 DAE, e levemente nocivo (classe 2), no 2 e 3 DAE, a todas as concentrações testadas com relação ao parasitismo. A viabilidade, diferentemente foi inócua (classe 1), em todas as concentrações e períodos avaliados.

Avaliações acerca do inseticida microbiológico *Baculovirus anticarsia* (AgMNPV) demonstrou a inocuidade ao parasitismo e à viabilidade de *T. pretiosum* quando adultos foram expostos a superfícies contaminadas (AMARO et al., 2015; SILVA; BUENO, 2015), assemelhando aos resultados encontrados em nossas avaliações.

De maneira geral, os inseticidas microbiológicos, em especial a base de vírus e bactérias, para ter qualquer efeito sobre os insetos devem ser ingeridos, ao contrário dos fungos (CASTRO et al., 1999, COPPING; MENN, 2000). Além disso, os vírus são muito específicos (MOSCARDI, 1998), o que explica a inocuidade observada em suma ao parasitismo e viabilidade. Apesar da inocuidade das concentrações testadas deste produto, ressalta-se a importância de estudos que envolvam os efeitos sobre aspectos bioecológicos do alvo influenciando sobre os mesmos parâmetros do parasitoide.

Isso se justifica uma vez que os aspectos biológicos de *Plutella xylostella* Linnaeus (Lepidoptera: Plutellidae) e de *T. pretiosum*, em ovos deste hospedeiro

contaminado com o inseticida microbiológico a base de *Bacillus thuringiensis*, afetou negativamente a capacidade de parasitismo e de emergência de *T. pretiosum* (BORTOLI, 2012).

De forma semelhante, clorpirifós mostrou ser nocivo (classe 4) tanto à taxa quanto à viabilidade, em todos os períodos de avaliação a esta fase de desenvolvimento. Ademais, a água mostrou ser inócuo (classe 1) à taxa e à viabilidade em todos períodos avaliados (Tabela 11 e 12).

5. CONCLUSÕES

No bioensaio 1, flubendiamida sob a menor concentração foi inócuo (classe 1) à fase de pupa de *T. pretiosum* no primeiro dia após a emergência. Baculovirus (HzSNPV), no bioensaio 2, em todas as concentrações foi inócuo (classe 1) a fase de pupa e fase adulta de *T. pretiosum* no primeiro dia após a emergência. Esses inseticidas, nas respectivas condições, foram seletivos a *T. pretiosum* e podem ser mutuamente associados em programas de controle biológico de pragas.

6. REFERENCIAS

AGROFIT Agrofit: Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Disponível em:<http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso: 30 dez. 2015.

ALMEIDA, R.P. Distribution of parasitism by *Trichogramma pretiosum* on the cotton leafworm. **Proceedings of the Section Experimental and Applied Entomology of the Netherlands Entomological Society**, Netherlands, v. 11, p. 27-31, 2000.

ALTSTEIN, M.; AHARONSON, N.; MENN, J. J.; Overview: New targets for insect management in crop protection. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, New York, v. 22, p. 5-12, 1993.

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, p. 489-497, 2015.

BARBOSA, P.; HINES, J.; KAPLAN, I.; MARTINSON, H.; SZCZEPANIEC, A.; SZENDREI, Z. Associational resistance and associational susceptibility: having right or wrong neighbors. **Annual Review of Ecology and Systematics**, Palo Alto, v. 40, p.1–20, 2009.

BESERRA, E. B.; PARRA, J. R. P. Seletividade de lambdacialotrina a *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 27, p. 321-326, 2005.

BESERRA, E. B.; QUERINO, R. B.; PARRA, J. R. P. Ocorrência de ginandromorfismo em *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 32, p. 507-509, 2003.

BIONDI, A.; MOMMAERTS, V.; SMAGGHE, G.; VIÑUELA, E.; ZAPPALA, L.; DESNEUX, N. The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. **Pest Management Science**, Chichester, v. 68, p. 1523–1536, 2012.

BLACK, B. C.; HOLLINGWORTH, R. M.; AHAMMADSAHIB, K. I.; KUKEL, C. D.; DONOVAN, S. Insecticidal action and mitochondrial uncoupling activity of AC-303,630 and related halogenated pyrroles. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, Maryland Heights, v. 50, p. 115-128, 1994.

BLIBECH, I.; KSANTINI, M.; JARDAK, T.; BOUAZIZ, M. Effect of Insecticides on *Trichogramma Parasitoids* Used in Biological Control against Prays oleae Insect Pest. **Advances in Chemical Engineering and Science**, Irvine, v.5, p. 362-372, 2015.

BOLLER, E.; VOGT, H.; TERNES, P.; MALAVOLTA, C. Working Document on Selectivity of Pesticides [Online]. **Internal Newsletter issued by the publication commission for the IOBC/WPRS council and executive committee**, Montfavet, v. 40, 2005.

BORTOLI, de. S. A.; VACARI, A. M.; MAGALHÃES, de. G. O.; DIBELLI, W.; BORTOLI, de. C. P.; ALVES, M. P. Subdosagens de *Bacillus thuringiensis* em *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) e *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Caatinga**, v. 25, p. 50–57, 2012.

BOWEN, W. R.; STERN, V. M. Effect of temperature on the production of males and sexual mosaics in a uniparental race of *Trichogramma semifunatum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Annals of the Entomological Society of American**, Lanham, v. 59, p. 823-834, 1966.

BRET, B. L.; LARSON, L.; SCHOONOVER, J.R.; SPARKS, T.C.; THOMPSON, G.D. Biological properties of spinosad. **Down to Earth**, New Delhi, v. 52, p.6-13, 1997.

BRUGGER, K. E.; COLE, P. G.; NEWMAN, I. C.; PARKER, N.; SCHOLZ, B.; SUVAGIA, P.; WALKER, G.; HAMMOND, T. G. Selectivity of chlorantraniliprole to parasitoid wasps. **Pest Management Science**, Sussex, v. 66, p. 1075-1081, 2010.

BUENO, R. C. O. F.; PARRA, J. R. P.; BUENO, A. F. *Trichogramma pretiosum* parasitism of *Pseudoplusia includens* and *Anticarsia gemmatilis* eggs at different temperatures. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 60, p. 154-162, 2012.

BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; PARRA, J. R. P.; VIEIRA, S. S.; OLIVEIRA, L. J. 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**, Curitiba, v, 54, p. 322-327, 2010.

BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F.; PARRA, J. R. P.; VIEIRA, S. S. Effects of pesticides used in soybean crops to the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, p. 1495-1503, 2008.

CABEZAS G. F.; FERNANDO, M. M.; GARCÍA, M. S.; DIEZ-RODRÍGUEZ, G. I.; NAVA, D. E. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre *Spodoptera cosmioides* (Lepidoptera: Noctuidae) a diferentes temperaturas. **Revista Colombiana Entomologia**, Bogotá, v.39, p. 216-220, 2013.

CARMO, E. L.; BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F. Pesticide selectivity for the insect egg parasitoid *Telenomus remus*. **Bio Control**, Dordrecht, v.55, p.455-464, 2010.

CARSON, R. L. Silent Spring. Boston, p. 368, 1962.

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, p. 10-15, 2010.

CARVALHO, F. P. Review: Agriculture, pesticides, food security and food safety. **Environmental Science & Policy**, Paris, v. 9, p.685–692, 2006.

CARVALHO, G. A.; REZENDE, D. T.; MOURA, A. P.; MOSCARDINI, V. F.; LASMAR, O.; SOUZA, J. R. Selectivity of flubendiamide, a new insecticide used to control tomato pests in Brazil to *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **News IOBC**, Montfavet, v. 17, 2005.

CARVALHO, G.A.; CARVALHO, C.F.; SOUZA, B.; ULHÔA, J.L.R. Seletividade de inseticidas a *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, p. 615-621, 2002.

CARVALHO, G.A.; PARRA, J. R. P.; BAPTISTA, de. G. C. Impacto de produtos fitossanitários utilizados na cultura do tomateiro à fase adulta de duas linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.25, p.560-568, 2001.

CASIDA, J. E.; DURKIN, K. A. Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 58, p. 99-117, 2013.

CASTRO, M. E. B.; SOUZA, M. L.; SIHLER, W.; RODRIGUES, J. C. M.; RIBEIRO, B. M. Biologia molecular de *Baculovirus* e seu uso no controle de pragas no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.34, p. 1733–1761, 1999.

CLOYD, R. Indirect effects of pesticides on natural enemies. In: SOUNDARARAJAN, R. (Ed.) Pesticides - Advances in Chemical and Botanical Pesticides. **INTECH Open Access Publisher**, Washinton, cap. 6, p. 127- 150, 2012.

CLOYD, R. Compatibility conflict: is the use of biological control agents with pesticides a viable management strategy? In: **Second International Symposium on Biological Control of Arthropods**, Davos, v. 2, p. 546-554, 2005.

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**, Curitiba, v. 43, p. 271-275, 1999.

CÔNSOLI, F.L. PARRA, J. R. P.; HASSAN, S. A. Side-effects of insecticides used in tomato fields on the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera:

Trichogrammatidae), a natural enemy of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lep., Gelechiidae). **Journal Applied of Entomology**, Berlin, v. 122, p. 43-47, 1998.

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

CORDOVA, D.; BENNER, E. A.; SACHER, M. D.; RAUH, J. J.; SOPA, J. S.; LAHM, G. P. Anthranilic diamides: a new class of insecticides with a novel mode of action, ryanodine receptor activation. **Pesticide Biochemical Physiologic**, Maryland Heights, v. 84, p.196–214, 2006.

COSTA, M. A.; MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; CARVALHO, G. A.; OLIVEIRA, R. L.; OLIVEIRA, H. N. Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ecotoxicology**, New York, v. 23, p. 1399–1408, 2014.

CROFT, B. A. **Arthropod biological control agents and pesticides**. New York: Wiley, 1990.

DAVIES, T. G. E.; FIELD, L. M., USHERWOOD, P. N. R.; WILLIAMSON, M. S. DDT, Pyrethrins, Pyrethroids and Insect Sodium Channels. **IUBMB Life**, Chichester, v. 59, p. 151-162, 2007.

DEGRANDE, P.E.; REIS, P.R.; CARVALHO, G.A.; BELARMINO, L.C.; Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P. S.M.; CORREA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Eds.) **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, p. 71-93, 2002.

DELPUECH, J. M.; MEYET, J. Reduction in the sex ratio of the progeny of a parasitoid wasp (*Trichogramma brassicae*) surviving the insecticide chlorpyrifos. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, New York, v. 45, p. 203-208, 2003.

DENT, D. Insecticides. In: DENT, D. **Insect Pest Management**. 2^a ed. Wallingford, Reino Unido: CABI Publishing, p. 111-113, 2000.

DHADIALLA, T. S.; RETNAKARAN, A.; SMAGGHE, G. Insect growth and development disrupting insecticides. In: GILBERT, L. I.; IATROU, K.; GILL, S. (Eds.) **Comprehensive Insect Molecular Science**. Pergamon Press, New York, v.6, p. 55–116, 2005.

DOUTT, R. L. The biology of parasitic Hymenoptera. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 4, p. 161-182, 1959.

EL-WAKEIL, N.; GAAFAR, N.; SALLAM, A.; VOLKMAR, C. Side effects of insecticides on natural enemies and possibility of their integration in plant protection strategies. In: TRDAN, S. (Ed.) **Insecticides - Development of Safer and More Effective Technologies**. INTECH Open, Massachusetts, cap. 1, 2013.

FERNÁNDEZ, M. M.; PILAR, M.; FERERES, A.; SMAGGHE, G.; UELA, E. V.; Are Mummies and Adults of *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) Compatible

With Modern Insecticides? **Journal Economic of Entomology**, Annapolis, v. 108, p. 2268–2277, 2015.

FERNANDES, F. L.; SILVA, DA. P. R.; GORRI, J. E.R.; PUCCI, L. F.; SILVA, DA. I. W. Selectivity of Old and New Insecticides and Behaviour of Vespidae Predators in Coffee Crop. **Sociobiology**, Feira de Santana, v. 60, p. 471-476, 2013.

FLANDERS, S. E. Mass production of eggs parasites of the genus *Trichogramma*. **Hilgardia**, Berkeley, v. 4, p. 465-501, 1930.

FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides. In: PARRA, J. R. P. et al. (ed.). **Controle biológico no Brasil: Parasitóides e predadores**. Barueri, São Paulo: Manole Ltda, p.71-93, 2002.

FONSECA, A. P. P.; MARQUES, E. J.; TORRES, J. B.; SILVA, L. M.; SIQUEIRA, H. A. Lethal and sublethal effects of lufenuron on sugarcane borer *Diatraea flavipennella* and its parasitoid *Cotesia flavipes*. **Ecotoxicology**, New York, v. 24, 2015.

FONSECA, P. S. B.; MOTA, T. A.; KASSAB, S. O.; FERNANDES, M. G. Seletividade de inseticidas utilizados no controle da *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) nos inimigos naturais epigéicos na cultura do milho. **Caatinga**, Mossoró, v. 25, p. 14-19, 2012.

GARCIA, P. Sublethal Effects of Pyrethroids on Insect Parasitoids: What We Need to Further Know. In: Stoytcheva, M. (Ed.) **Pesticides - Formulations, Effects, Fate**. INTECH Open Access Publisher, Washinton, cap. 24, p. 477-495, 2011.

GAZZONI, D. L. Pesquisa em seletividade de inseticidas no Brasil: uma abordagem conceitual e metodológica. p. 119-124. In: Simpósio de Controle Biológico, 4. Pelotas, RS. **Anais...** 1994.

GIOLO, F. P.; GRÜTZMACHER, A. D.; MANZONI, C. G.; LIMA, de., C. A. B. NÖRNBERG, S. D. toxicidade de produtos fitossanitários utilizados na cultura do pessegueiro sobre adultos de *Trichogramma pretiosum*. **Bragantia**, Campinas, v. 66, 2007.

GONÇALVES, J. R.; HOLTZ, A. M.; PRATISSOLI, D.; GUEDES, R. N. C. Avaliação da qualidade de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Sitotroga cerealella* (Lepidoptera: Gelechiidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 25, p. 485-489, 2003.

GONRING, A. H. R.; PICANÇO, M. C.; LEITE, G. L. D.; SUINAGA, F. A.; ZANUNCIO, J.C. Seletividade de inseticidas a *Podisus rostralis* (Stal) (Heteroptera: Pentatomidae) predador de lagartas desfolhadoras de eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.27, p.263-268, 2003.

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

GREATHEAD, D. J. Natural enemies in combination with pesticides for integrated pest management. In: REUVENI, R. (Ed.). **Novel approaches to integrated pest management**. Boca Raton, USA: CRC Press, p.183-197, 1995.

GRENIER, S. A. Desenvolvimento e produção in vitro de *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, p. 235-258, 1997.

GRUTZMACHER, A. D.; MAGANO, D. A.; ZIMMER, N.; PAULUS, L. F.; KRUGER, L. R. Toxicidade do inseticida altacor sobre *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em arroz irrigado. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ARROZ IRRIGADO, 6., 2011, Balneário Camboriú. Racionalizando recursos e ampliando oportunidades: **Anais...** Itajaí: Epagri, 2011. p. 655-658. Disponível: <<http://www.sosbai.com.br/admin/artigos/bk20120309154514.pdf>>. Acessado em: 19 dez. 2015.

GUEDES, R.N.C. Toxicologia de inseticidas I. In: PICANÇO, M.C. **Apostila de entomologia**. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, p.21-26, 2010.

GUEDES, R. N.; CUTLER, G. C. Insecticide-induced hormesis and arthropod pest management. **Pest Management Science**, v. 70, p. 690-697, 2013.

GUNASEKARA, A. S. **Environmental Fate of Pyrethrins**. California Environmental Protection Agency (Cal/EPA), Sacramento, 2004. Disponível: <http://www.cdpr.ca.gov/docs/emon/pubs/fatememo/pyrethrin_efate2.pdf>. Acesso em: 12 dez. 2015.

GUSMÃO, M.R., PICANÇO, M.C., GONRING, A.H.R.; MOURA, M.F. Seletividade fisiológica de inseticidas a Vespidae predadores do coffee leafminer do cafeeiro, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.35, p. 681-686, 2000.

HALL, D. G.; NGUYEN, R. Toxicity of pesticides to *Tamarixia radiata*, a parasitoid of the Asian citrus psyllid. **Bio Control**, Dordrecht, v.55, p. 601–611, 2010.

HANSCH, C., LEO, A.; D. HOEKMAN. Exploring QSAR - Hydrophobic, Electronic, and Steric Constants. **American Chemical Society**, Washington, p. 348, 1995.

HASSAN, S. A.; ABDELGADER, H. A sequential testing program to assess the effects of pesticides on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **IOBC/WRPS Bulletin**, v.24, p.71-81, 2001.

HASSAN, S.A.; HALSALL, N.; GRAY, A.P.; KUEHNER, C.; MOLL, M.; BAKKER, F.M.; ROEMBKE, J.; YOUSEF, A.; NASR, F.; ABDELGADER, H. A. A laboratory method to evaluate the side effects of plant protection products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae). In: CANDOLFI, M.P.; BLÜMEL, S.; FORSTER, R.; BAKKER, F.M.; GRIMM, C.; HASSAN, S.A.; HEIMBACH, U.; MEADBRIGGS, M.A.; REBER, B.; SCHMUCK, R.; VOGT, H. (eds.): **Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target arthropods**. Reinheim: IOBC/WPRS, p.107-119, 2000.

HASSAN, S. A.; HAFES, H.; DEGRANDE, P. E.; HERAI, H. The side effects of pesticides on the egg parasitoid *Trichogramma caeloeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae), acute dose-response and persistence tests. **Journal of Applied Entomology**, Lincoln, v. 122, p. 569-573, 1998.

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

HASSAN, S.A. The effects of pesticides on beneficial organisms: activities of the IOBC International Working Group. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 4. Gramado, 1994. **Anais...** Pelotas: EMBRAPA, CPACT, p.114-118, 1994.

HASSAN, S.A. Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficials organisms: description of test methods. In: _____. Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficials organism, **Bulletin OILB/SROP 1992/XV/3**, Montfavet, p.18- 39, 1992.

HASSAN, S. A. et al. Results of the fifth joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS working group “Pesticides and Beneficial Organisms”. **Entomophaga**, Dordrecht, v. 56, p. 55-67, 1991.

HASSAN, S.A. Testing methodology and the concept of the IOBC/WPRS Working Group. In: JEPSON, P.C. (Ed.). **Pesticides and non-target invertebrates**. Wimborne, Dorset: Intercept, p.1-18, 1989.

HASSAN, S. A. et al. Standart methods to test the side-effects of pesticides on natural enemies of insects and mites developed by the IOBC/WPRS WORKING GROUP “Pesticides and beneficial organisms”. **EPPO Bulletin**, Chichester, v. 15, p. 214-255, 1985.

HOFFMANN, E. J.; MIDDLETON, S. M.; WISE, J. C. Ovicidal activity of organophosphate, oxadiazine, neonicotinoid and insect growth regulator chemistries on northern strain plum curculio, *Conotrachelus nenuphar*. **Journal Insect Science**, Cary, v.8, p. 1–6, 2008.

HULL, L. A.; BEERS, E. H. Ecologic selectivity: modifying chemical control practices to preserve natural enemies. In: HOY, M. A.; HERZOG, D. C. (Eds.). **Biological control of agricultural integrated pest management systems**. New York, USA: Academic Press, 1985.

HUSSAIN, D.; AKRAM, M.; Iqbal, Z.; Ali, A.; Saleem, M. Effect of some insecticides on *Trichogramma chilonis* Ishii. (Trichogrammatidae: Hymenoptera) immature and adult survival. **Journal Agricultural Research**, Lahore, v. 48, p.531–537, 2010.

IRAC (Insecticide Resistance Action Committee) MoA Classification. Scheme. Version 7.2, 2015. Disponível em: <<http://www.irc-online.org/wp-content/uploads/MoA-classification.pdf>>. Acesso em: 13. dez 2015.

JACOBS, R. J.; KOUSKOLESKAS, C. A.; GROSS, H. R. JR. Responses of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to residues of permethrin and endosulfan. **Environment Entomology**, Annapolis, v.13, p.355–358, 1984.

KOGAN, M. Integrated pest management: Historical perspective and contemporary developments. **Annual Review Entomology**, Palo Alto, v. 43, p 2043-2070, 1998.

LANGLEY, M.; STARK, J.D. Analytical techniques for quantifying direct, residual, and oral exposure of an Insect parasitoid to an organophosphate insecticide. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, New York, v.57, p.683-690, 1996.

LATIF, M. A.; RAHMAN, M. M.; HOSSAIN, M. M. Effect of Flubendiamide and Some Other Insecticides on Arthropod's Biodiversity Used to Control Brinjal Shoot and Fruit Borer (*Leucinodes orbonalis* G.), **Internacional Journal Agriculture Enviroment Biotechnology**, New Delhi, v. 2, p. 173-179, 2009.

LEWIS, S. L.; MASLIN, M. A. Defining the Anthropocene. **Nature**, London, v. 519, p. 171-180, 2015.

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, p. 2254-2263, 2012.

LOMBORG, B. **The Skeptical Environmentalist**. Cambridge University Press, 2001.

MacBEAN, C. e-Pesticide Manual. (Ed.) **Crop Protection Council**, Alton, v. 15, 2008.

MAIA, J. B.; CARVALHO, G. A.; OLIVEIRA, de. R. L.; LASMAR, O.; LEITE, M. I. S. Effects of insecticides used in corn on immature stages of *Trichogramma atopovirilia* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 39, n. 2, p. 205-210, 2013.

MANZONI, C. G.; GRÜTZMACHER, A. D.; GIOLO, F. P.; HÄRTER, W, da. R.; CASTILHOS, R. V.; PASCHOAL, M. D. F. Seletividade de agroquímicos utilizados na produção integrada de maçã aos parasitoides *Trichogramma pretiosum* Riley e *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Planter (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **BioAssay**, Piracicaba, v. 2, p. 1-11, 2007.

MARI, M. A.; GUERREIRO, J. C. Inseticidas reguladores de crescimento de insetos: formas de utilização e potencialidades para o manejo integrado de pragas. **Journal of Agronomic Sciences**, Umuarama, v.4, p.360-374, 2015.

MEDINA, P.; SMAGGHE, G.; BUDIA, F.; TIRRY, L.; VINUELA, E. Toxicity and absorption of azadirachtin, diflubenzuron, pyriproxyfen, and tebufenozide after topical application in predatory larvae of *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). **Environmental Entomology**, Annapolis, v. 32, p.196–203, 2003.

MENDEL, Z.; BLUMBERG, D.; ISHAAYA, I. Effects of some insect growthregulators on natural enemies of scale insects (Hom.: Coccoidea). **Bio Control**, Dordrecht, v. 39 p.199–209, 1994.

MERZENDORFER, H. Chitin synthesis inhibitors: old molecules and new developments. **Insect Science**, Richmond, v. 20, p.121–138, 2013.

MOREIRA, M. F.; MANSUR, J. F.; MANSUR, J. F. Resistência e Inseticidas: Estratégias, Desafios e Perspectivas no Controle de Insetos. In: NETO, M. A. C. S.; WINTER, S.; TERMIGONI, C.; JUNIOR, I. S. V. **Tópicos Avançados em Entomologia Molecular**. Rio de Janeiro, cap. 15, 2012.

MOSCARDI, F. Utilização de vírus entomopatogênicos em campo. In: Alves, S. B. (Ed.). **Controle Microbiano de Insetos**. FEALQ, Piracicaba, p. 509–533, 1998.

MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; MICHAUD, J. P.; CARVALHO, G. A. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, New York, v. 24, p.1152-1161, 2015.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; MOSCARDINI, V. F.; LASMAR, O.; REZENDE, D. T.; MARQUES, M. C. Selectivity of pesticides used in integrated apple production to the lacewing, *Chrysoperla externa*. **Journal Insect Science**, Cary, v. 10, p.121, 2010.

MOURA, A.P. et al. Selectivity evaluation of insecticides used to control tomato pests to *Trichogramma pretiosum*. **Biocontrol**, Dordrecht, v. 51, p. 769-778, 2006.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; RIGITANO, R. L. O. Toxicidade de inseticidas utilizados na cultura do tomateiro a *Trichogramma pretiosum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, p. 203-210, 2005.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; RIGITANO, R. L. O. Efeito residual de novos inseticidas utilizados na cultura do tomateiro sobre *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 26, p. 231-237, 2004.

MOUTIA, L. A.; COURTOIS, C. M. Parasites of the moth-borers of sugar-cane in Mauritius. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v.43, p.325-335, 1952.

NOGUEIRA, E. N.; DORES, E. F. G. C.; PINTO, A. A.; AMORIM, R. S. S.; RIBEIRO, M. L.; LOURENCETTIA, C.; BRAZ, J. Currently Used Pesticides in Water Matrices in Central-Western Brazil. **Journal of the American Chemical Society**, Washington, v. 23, n. 8, p.1476-1487, 2012.

NÖRNBERG, S. D. I; GRÜTZMACHER, A. D.; GIOLO, F. P.; JÚNIOR, G. J. E.; LIMA, C. A. B.; GRÜTZMACHER, D. D. Seletividade de formulações de glyphosate aplicado nos estádios imaturos de *Trichogramma pretiosum*. **Revista Planta Daninha**, Viçosa, v.26, 2008.

OLIVEIRA, H. N.; ANTIGO, M.R.; CARVALHO, G. A.; GLAESER, D. F. Effect of selectivity of herbicides and plant growth regulators used in sugarcane crops on immature stages of *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Planta Daninha**, Viçosa, v. 32, p. 125-131, 2014.

OLIVEIRA, de. H. N.; ANTIGO, M. R.; CARVALHO, de. G. A.; GLAESER, D. F.; PEREIRA, F. F. Selectivity of inseticides used in the sugar-cane on adults of *Trichogramma galloi* ZUCCHI (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 29, p. 1267-1274, 2013.

PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R. A.; COELHO JR., A.; GEREMIAS, L.D.; CÔNSOLI, F.L. *Trichogramma* as a tool for IPM in Brazil. In: VISON, B. ***Trichogramma in augmentative biological control: A worldwide view of the past, present and future***. In press, 2015.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* in Brazil: Feasibility of use after twenty years of research. ***Neotropical Entomology***, Londrina, v.33, p. 271-281, 2004.

PARRA, J. R. P. Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. ***Trichogramma e o controle biológico aplicado***. Piracicaba: FEALQ, cap. 4, p. 121-150, 1997.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. Uso de *Trichogramma* no controle de pragas. In: NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. ***Atualização sobre métodos de controle de pragas***. Piracicaba: ESALQ, p. 54-75. 1986.

PEDIGO, L.P. ***Entomology and pest management***. New York: Macmillan, p. 646, 1988.

PEREIRA, F. F.; BARROS, R.; PRATISSOLI, D. Desempenho de *Trichogramma pretiosum* Riley e *T. exiguum* Pinto & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae) submetidos a diferentes densidades de ovos de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). ***Ciência Rural***, Santa Maria, v. 34, p. 1669-1674, 2004.

PINTO, J. D. A review of the New World genera of Trichogrammatidae (Hymenoptera). ***Journal Hymenoptera Research***, Madison, v. 15, p. 38–163, 2006.

PINTO, J.D. Systematics of the North American species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae). ***Entomological Society of Washington***, Washington, p. 287, 1999.

PINTO, J. D. Taxonomia de Trichogrammatidae (Hymenoptera) com ênfase nos gêneros que parasitam Lepidoptera. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. ***Trichogramma e o controle biológico aplicado***. Piracicaba: FEALQ, cap. 1, p. 13-40, 1997.

PRATISSOLI, D.; MILANEZ, A. M.; CELESTINO, F. N.; BARBOSA, W. F.; VIANNA, U. R.; POLANCZYK, R. A.; ZINGER, F. D.; CARVALHO, J. R. de. Seletividade de inseticidas, recomendados para cucurbitáceas para *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições de laboratório. ***Revista Ceres***, Viçosa, v. 58, p. 661-664, 2011.

PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J. C.; VIANNA, U. R.; ANDRADE J. S.; ZINGER.; ALENCAR, DE. J. R, DE. C. C.; LEITE, G. L. D. Parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* and *Trichogramma acacioi* (Hym.: Trichogrammatidae) on eggs of *Sitotroga cerealella* (Lep.: Gelechiidae). ***Brazilian Archives of Biology Technology***, Curitiba, v. 51, p. 1249-1254, 2008.

PRATISSOLI, D.; THULER, R. T.; ANDRADE, G. S.; ZANOTTI, L. C. M.; SILVA, A. F. Estimativa de *Trichogramma pretiosum* para o controle de *Tuta absoluta* em tomateiro estaqueado. ***Pesquisa Agropecuária Brasileira***, Brasília, v. 40, p. 715-718, 2005.

PRATISSOLI, D.; PEREIRA, F. F. BARROS, R.; PARRA, J. R. P.; PEREIRA, C. L. T. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos da traça-das-crucíferas sob diferentes temperaturas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, p. 754-757, 2004.

PREETHA, G.; STANLEY, J.; SURESH, S; KUTTALAM, S.; SAMIYAPPAN, R. Toxicity of selected insecticides to *Trichogramma chilonis*: assessing their safety in the rice ecosystem. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 37, p. 209-215, 2009.

PUENTE, M.; DARNALL, N.; FORKNER, R. E. Assessing Integrated Pest Management Adoption: Measurement Problems and Policy Implications. **Environmental Management**, Waco, v. 48, p.1013–1023, 2011.

QUERINO, R.B.; ZUCCHI, R.A.; PINTO, J.D. Systematics of the Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) with a focus on the genera attacking Lepidoptera. In: CONSOLI, F.L.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on *Trichogramma***. New York, p. 191-218, 2010.

RAND, G. M. Fate and effects of the insecticide-miticide chlorfenapyr in outdoor aquatic microcosms. **Ecotoxicol Environment Safety**, Maryland Heights, v. 58, p. 50-60, 2004.

REZENDE, D.T., CARVALHO, G.A., MOURA, A.P., MOSCARDINI, V.F., SOUZA, J.R. AND LASMAR, O. Side effects of some pesticides used in maize crops in Brazil to the egg parasitoid *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Egg Parasitoid News**, IOBC, v. 17, 2005.

RIMOLDI F.; SCHNEIDER, M. I.; RONCO, A. E. Susceptibility of *Chrysoperla externa* eggs (Neuroptera: Chrysopidae) to conventional and biorational insecticides. **Environmental Entomology**, v. 37, p. 1252-1257, 2008.

ROCHA, L. C. D; CARVALHO, G. A. Adaptação da metodologia padrão da IOBC para estudos de seletividade com *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições de laboratório. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 26, n. 3, p. 315-320, 2004.

ROSELL, G.; QUERO, C.; COLL, J.; GUERRERO, A. Biorational insecticides in pest management. **Journal of Pesticide Science**, Tokio, v.33, p.103-112, 2008.

RUBERSON, J.; NEMOTO, H.; HIROSE, Y. Pesticides and conservation of natural enemies in pest management. In: BARBOSA, P. (Ed.). **Conservation biological control**. Philadelphia, p. 207-220, 1998.

SABER, M.; JALIL HEJAZI, M.; KAMALI, K.; MOHARRAMIPOUR, S. Lethal and Sublethal Effects of Fenitrothion and Deltamethrin Residues on the Egg Parasitoid *Trissolcus grandis* (Hymenoptera: Scelionidae). **Journal of Economic Entomology**, Annapolis, v. 98, p. 35-40, 2005.

SALGADO, V. L.; SHEETS, J. J.; WATSON, G.B.; SCHMIDT, A. L. Studies on the mode of action of spinosad: the internal effective concentration and the concentration dependence of neural excitation. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, San Diego, v. 60, p. 103-110, 1998.

SANCHES, S. M.; SILVA, C. H. T. P.; CAMPOS, S. X.; VIEIRA, E. M. Pesticidas e seus respectivos riscos associados a contaminação da água. **Revista Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, Curitiba, v. 13, p.53–58, 2003.

SATO, M. E. et al. Seleções para resistência e suscetibilidade, detecção e monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* ao acaricida clorfenapir. **Bragantia**, Campinas, v. 66, p. 89-95, 2007.

SATTAR, S.; FARMANULL, A. H.; SALJOQI, A. R.; ARIF, M.; SATTAR, H.; QAZI, J. I. Toxicity of Some New Insecticides Against *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) Under Laboratory and Extended Laboratory Conditions, **Pakistan Journal Zoology**, Lahore, v. 43, p. 1117-1125, 2011.

SILVA, DA. D. M.; BUENO, A. DE. F. Organic products selectivity for *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Arquivo do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 20, p. 1-8, 2015.

SINGH, V.; KUMAR, S.; LAL, M. Potential and use of baculoviruses as insecticides. **Agriways**, v. 2, p. 57-62, 2014.

SIQUEIRA, J. R.; BUENO, R. C. O, DE. F.; BUENO, A. DE, F.; VIEIRA, S. S. Preferência hospedeira do parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.42, p.1-5, 2012.

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 Agricultural Research**, Chillán, v.74, 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**, Chillán, v. 73, 2013.

SPARKS, T. C.; NAUEN, R. IRAC: mode of action classification and insecticide resistance management. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, Maryland Heights, v. 121, p.122-128, 2015.

SPARKS, T. C. Insecticide discovery: An evaluation and analysis. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, Maryland Heights, v. 107, p. 8–17, 2013.

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**, Annapolis, v. 100, p. 1027-1032, 2007.

STERK, G.; HASSAN, S.A.; BAILLOD, M.; BAKKER, F.; BIGLER, F.; BLÜMEL, S.; BOGENSCHÜTZ, H.; BOLLER, E.; BROMAND, B.; BRUN, J.; CALIS, J.N.M.; COREMANSPELSENEER, J.; DUSO, C.; GARRIDO, A.; GROVE, A.; HEIMBACH, U.; HOKKANEN, H.; JACAS, J.; LEWIS, G.; MORETH, L.; POLGAR, L.; ROVERSTI, L.; SAMSØE-PETERSEN, L.; SAUPHANOR, B.; SCHAUB, L.; STÄUBLI, A.; TUSET, J.J.;

VAINIO, A.; VAN DE VEIRE, M.; VIGGIANI, G.; VIÑUELA, E.; VOGT, H. Results of the seventh joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS- Working Group 'Pesticides and Beneficial Organisms'. **BioControl**, Dordrecht, v.44, p.99-117, 1999.

TABASHNIK, B. E., MOTA-SANCHEZ, D., WHALON, M. E., HOLLINGWORTH, R. M.; CARRIERE, Y. Defining terms for proactive management of resistance to Bt crops and pesticides. **Journal of Economic Entomology**, Annapolis, v. 107, p.496–507, 2014.

TEIXEIRA, L. A.; ANDALOR, J. T. Diamide insecticides: Global efforts to address insect resistance stewardship challenges. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, Maryland Heights, v. 106, p. 76–78, 2013.

TODD, G. D.; WOHLERS, D.; CITRA, M. Toxicology Profile for Pyrethrins and pyrethroids. **Agency for Toxic Substances and Disease Registry (ATSDR)**, Atlanta, 2003.

TOMLIN, C. D. S. e-Pesticide Manual. **Crop Protection Council**, Surrey, 2003.

TOSCANO, L.C.; CALADO-FILHO, G. C.; CARDOSO, A. M.; MARUYAMA, W. I.; TOMQUELSKI, G. V. Impacto de inseticidas sobre *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) e seus inimigos naturais em milho safrinha cultivado em Cassilândia e Chapadão do Sul, MS. **Arquivo do Instituto Bioógico**, São Paulo, v.79, p. 223-231, 2012.

Van LENTEREN, J. C.; BUENO, V. H. P. Augmentative biological control of arthropods in Latin America. **BioControl**, Dordrecht, v. 48, p.123-139, 2003.

VIANNA, U. R.; PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J. C.; LIMA, E. R.; BRUNNER, J. PEREIRA, F. F. SERRÃO, J. J. Insecticide toxicity to *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) females and effect on descendant generation. **Ecotoxicology**, v. 18, p. 180–186, 2009.

VOLPE, H.X.L.; THULER, R.T.; DE BORTOLI, S.A.; VIANA, C.L.T.P.; GOULART, R.M. Repelência de Inseticidas para *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Biológico**, São Paulo, v.68, 2006.

WAKGARI, W. GILIOME, J. Effects of some conventional insecticides and insect growth regulators on different phenological stages of the white wax scale, *Ceroplastes destructor* Newstead (Hemiptera:Coccidae), and its primary parasitoid, *Aprostocetus ceroplastae* (Girault) (Hymenoptera: Eulophidae). **Integreat Journal Pest Management**, Heidelberg, p.179–184, 2001.

WANG, Y.; WU, C.; CANG, T.; YANG, L.; YU, W.; ZHAO, X.; WANG, Q.; CAI, L. Toxicity risk of insecticides to the insect egg parasitoid *Trichogramma evanescens* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Pest Management Science**, Chichester, v. 70, p. 398-404, 2014.

WANG, Y.; CHEN, L.; AN, X.; JIANG, J.; WANG, Q.; CAI, L.; ZHAO, X. Susceptibility to selected insecticides and risk assessment in the insect egg parasitoid *Trichogramma confusum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal Economic of Entomology**, Cary, v. 106, p. 142–14, 2013.

WANG, D. S.; HE, Y. R.; GUO, X. L.; LUO, Y. L. Acute toxicities and sublethal effects of some conventional insecticides on *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal Economic of Entomology**, Cary, v. 105, p.1157–1163, 2012a.

WANG, Y.; CHEN, L.; YU, R.; ZHAO, X.; WU, C.; CANG, T.; WANG, Q. Insecticide toxic effects on *Trichogramma ostriniae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Pest Management Science**, Chichester, v. 68, p. 1564–1571, 2012b.

WANG, Y.; YU, R.; ZHAO, X.; CHEN, L.; WU, C.; CANG, T.; WANG, Q. Susceptibility of adult *Trichogramma nubilale* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to selected insecticides with different modes of action. **Crop Protection**, Amsterdam, v. 34, p.76–82, 2012c.

WHALON, M. E.; MOTA-SANCHEZ, D.; HOLLINGWORTH, R. M. Analysis of global pesticide resistance in arthropods. In M.E. WHALON (Ed), **Global pesticide resistance in arthropods**, Wallingford, p.5- 31, 2008.

WING, K. D.; ANDALORO, J. T.; MCCANN, S. F.; SALGADO, V. L. IN GILBERT, L. I., IATROU, K., GILL, S. S., Eds.; Indoxacarb and the Sodium Channel Blocker Insecticides: **Chemistry, Physiology, and Biology in Insects**, Elsevier: Amsterdam, v. 6, p. 30–53, 2005.

YOUN, Y. N.; SEO, M. J.; SHIN, J. G.; JANG, C.; YU, Y. M. Toxicity of greenhouse pesticides to multicolored Asian lady beetles, *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). **Biological Control**, Maryland Heights, v. 28, p. 164–170, 2003.

YOUSSEF, A.I.; NASR, F.N.; STEFANOS, S.S.; ELKHAIR, S.S.A.; SHEHATA, W.A.; AGAMY, E.; HERZ, A.; HASSAN, S.A. The side-effects of plant protection products used in olive cultivation on the hymenopterous egg parasitoid *Trichogramma cacoeciae* Marchal. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v.128, p.593-599, 2004.

ZHANG, W.; HASSAN, S.A. Rationalising the standard method to test the side-effects of pesticides on *Trichogramma cacoeciae*, reducing the number of parasitoids tested. **IOBC/WPRS Bulletin**, Montfavet, v.23, p.49-53, 2000.

ZOTTI, M. J.; GRUTZMACHER, A. D.; LOPES, I. H.; SMAGGHE, G. Comparative effects of insecticides with different mechanisms of action on *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae): Lethal, sublethal and dose–response effects. **Insect Science**, Richmond, v. 20, p. 743–752, 2013.

ZOTTI, M. J.; GRUTZMACHER, A. D.; GRUTZMACHER, D. D.; CASTILHOS, R. V.; MARTINS, J. F. S. Seletividade de inseticidas usados cultura do milho para ovos e ninfas do predador *Doru lineare* (Eschscholtz, 1822) (Dermaptera: Forficulidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.77, p. 111-118, 2010.

ZUCCHI, O. L. A. D.; PARRA, J. R. P.; NETO, S. S.; ZUCCHI, R. A. Desenvolvimento de um modelo determinístico compartimental para simular o controle de *Heliothis virescens* (Fabricius, 1781) através de *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 2, p. 357-365, 1989.