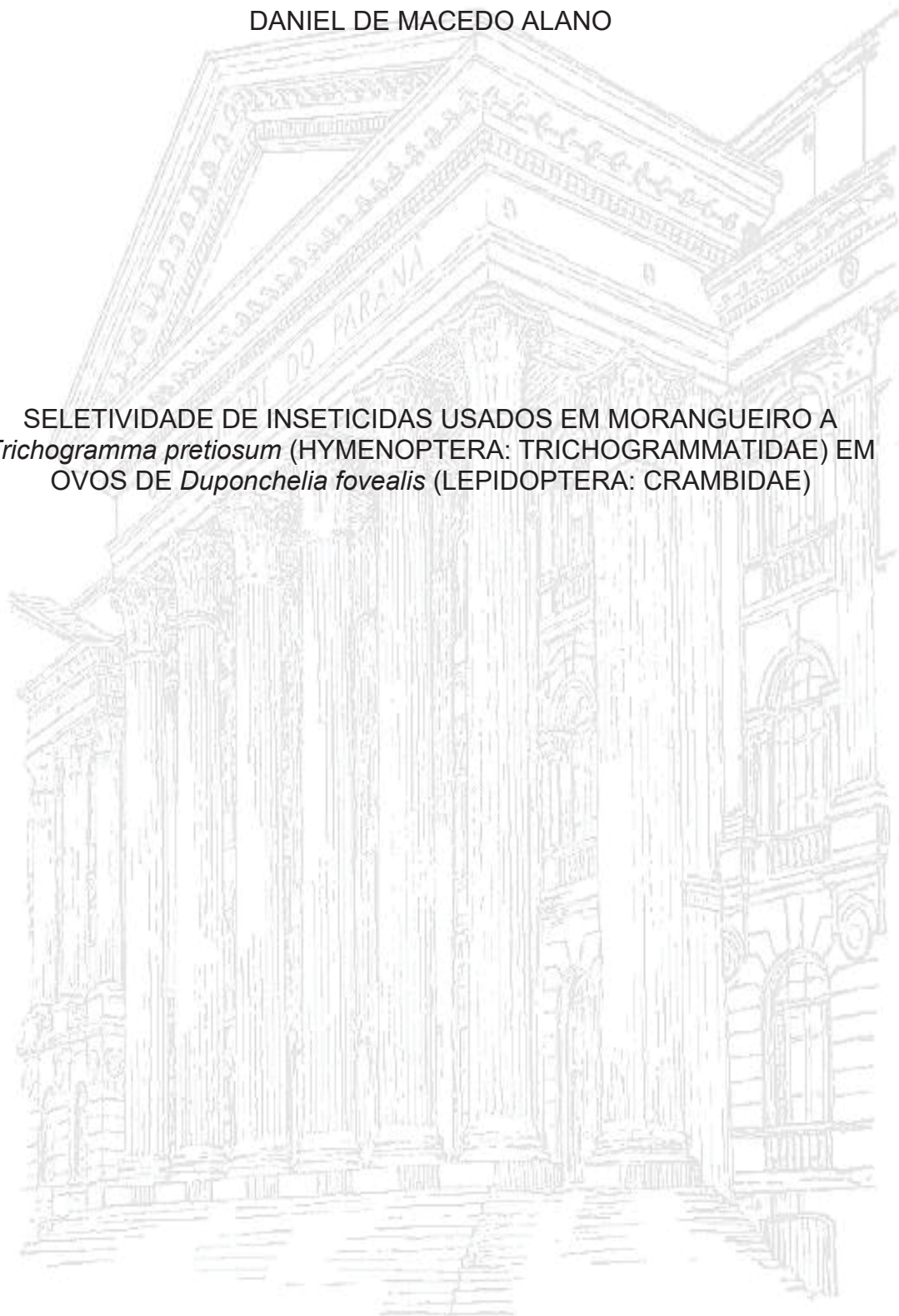


UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

DANIEL DE MACEDO ALANO

SELETIVIDADE DE INSETICIDAS USADOS EM MORANGUEIRO A  
*Trichogramma pretiosum* (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE) EM  
OVOS DE *Duponchelia fovealis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE)



Fevereiro  
2020

DANIEL DE MACEDO ALANO

SELETIVIDADE DE INSETICIDAS USADOS EM MORANGUEIRO A  
*Trichogramma pretiosum* (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE) EM  
OVOS DE *Duponchelia fovealis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de Concentração em Produção Vegetal no Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Setor de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Paraná, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Orientadora: Profa. Dra. Maria Aparecida Cassilha Zawadneak.

CURITIBA

2020

Alano, Daniel de Macedo

Seletividade de inseticidas usados em morangueiro a *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: trichogrammatidae) em ovos de *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: crambidae). / Daniel de Macedo Alano. - Curitiba, 2020.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia.

Orientadora: Maria Aparecida Cassilha Zawadneak.

1. Controle biológico. 2. Crambidae. 3. Ovos - Parasitos. 4. Inseticidas - toxicidade. I. Zawadneak, Maria Aparecida Cassilha. II. Título. III. Universidade Federal do Paraná.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO AGRONOMIA  
(PRODUÇÃO VEGETAL) - 40001016031P6

## TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em AGRONOMIA (PRODUÇÃO VEGETAL) da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da Dissertação de Mestrado de DANIEL DE MACEDO ALANO intitulada: SELETIVIDADE DE INSETICIDAS USADOS EM MORANGUEIRO A *Trichogramma pretiosum* (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE) EM OVOS DE *Duponchella fovealis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), sob orientação da Profa. Dra. MARIA APARECIDA CASSILHA ZAWADNEAK, que após terem inquirido o aluno e realizada a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

CURITIBA, 28 de Fevereiro de 2020.

MARIA APARECIDA CASSILHA ZAWADNEAK

Presidente da Banca Examinadora (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

EMILY SILVA ARAUJO

Avaliador Externo (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

ANA PAULA FERNANDES DE LIMA

Avaliador Externo (BIOAGRO)

MAGDA FERNANDA PAIXÃO

Avaliador Externo (SECRETARIA ESTADUAL DE EDUCAÇÃO - PR)

## AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Adriana e Luiz Alberto, pelo amor e educação.

À minha avó Kika e a tia Nice por me conceder moradia, carinho, comida e incentivo diário.

À minha companheira Mayara, por ser a melhor parceira ao longo de todos esses anos, e me apoiar desde a inscrição ao último dia do mestrado.

À minha orientadora Prof. Dra. Maria Aparecida Zawadneak pela dedicação e paciência na orientação deste importante trabalho.

Aos companheiros de laboratório, em especial: Alessandra Benatto, Adélia Bischoff, Rubens Zimmermann, Rayne Baena, Mireli Trombin e Micheli Trombin, pelo companheirismo e por deixar o ambiente do laboratório mais descontraído.

À Adélia Bischoff, Tamara Takahashi e Guilherme Nishimura pelos ensinamentos sobre a criação dos parasitoides.

Aos integrantes da banca de pré-defesa Joatan Machado, Marion Foerster e Tamara Takahashi.

Ao Hugo Reis Vidal, Ana Paula de Lima e Reginaldo Fragoso pelo apoio à realização dos experimentos.

Aos servidores da UFPR, em especial à Lucimara Antunes, secretária do PGAPV.

À Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, da Universidade Federal do Paraná, pela oportunidade de realização desse Mestrado.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - CAPES pela bolsa de suporte à Pós-Graduação, pois sem esse auxílio eu jamais poderia ter finalizado esta etapa.

## RESUMO

A lagarta-da-coroa do morangueiro, *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae), é considerada praga-chave em cultivos de morangueiro no Brasil. Os danos ocasionados por este lepidóptero são decorrentes da alimentação das larvas como brocas na coroa do morangueiro, assim como nas demais estruturas vegetativas e reprodutivas desta planta. Como consequência, ocorre redução de qualidade, de produtividade, e do valor comercial dos frutos. Apesar de *D. fovealis* estar presente no país a no mínimo uma década, até o presente momento, nenhum inseticida está registrado para o seu controle. O uso de inimigos naturais (IN), como os parasitoides, pode contribuir de forma significativa no controle deste e outros lepidópteros praga, sendo desejável, visto que não contamina os frutos e tem baixo impacto ambiental. Entretanto, a ação benéfica destes IN pode ser afetada pelos agrotóxicos usados na cultura do morangueiro. Sendo assim, identificar quais produtos, dentre os registrados para uso nesta cultura, é uma ação importante para o planejamento de estratégias de manejo integrado de pragas. Assim, o presente trabalho avaliou os efeitos letais e subletais de seis inseticidas registrados para o morangueiro à adultos de *Trichogramma pretiosum*, (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitando ovos tratados de *D. fovealis*. Em um primeiro bioensaio os ovos da praga foram mergulhados em solução contendo os seguintes inseticidas: abamectina, azadiractina, clorfenapir, espinetoram, lambda-cialotrina, tiametoxam, clorpirifós (controle positivo) e água destilada (controle negativo), e após 1 h, oferecidos a fêmeas de *T. pretiosum*. Avaliou-se a sobrevivência em 24 h, longevidade, número de ovos parasitados, a emergência e razão sexual. Em um segundo bioensaio foram ofertados ovos sem tratamentos a fêmeas (F<sub>1</sub>) provindas do bioensaio anterior, avaliando-se os mesmos parâmetros. Os inseticidas foram classificados segundo sua toxicidade utilizando os padrões estabelecidos pela International Organization for Biological and Integrated Control (IOBC). Clorpirifós foi nocivo ao parasitoide e provocou a mortalidade quase total dos insetos F<sub>0</sub> em 24 h. Abamectina, clorfenapir e espinetoram reduziram a sobrevivência para menos de 30 % no mesmo período. Azadiractina, espinetoram e lambda-cialotrina foram considerados moderadamente nocivos, enquanto, abamectina e clorfenapir foram levemente nocivos ao parasitoide pelas reduções da capacidade de parasitismo e emergência. Tiametoxam foi inócua ao parasitoide. Clorpirifós e lambda-cialotrina por reduzirem à quase totalidade o parasitismo e espinetoram por diminuir a taxa de emergência em mais de 90%. Clorfenapir reduziu para 30% a sobrevivência da F<sub>1</sub>. Abamectina afetou severamente o parasitismo da F<sub>1</sub>, reduzindo para 1,1 ovo por fêmea. Tiametoxam foi o único inseticida que não afetou o parasitismo e se mostrou inócua, sendo considerado seguro para controle de pragas sugadoras e mastigadoras em programas de manejo integrado do morangueiro associado a liberações de *T. pretiosum*.

**Palavras-chave:** controle biológico, Crambidae, parasitoide de ovos, toxicidade, mariposa europeia da pimenta.

## ABSTRACT

The european pepper moth, *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae), is considered a key pest in strawberry cultivations in Brazil. The damage caused by this lepidopteran is due to the feeding of the larvae as borers in the strawberry's crown, as well as in the other vegetative and reproductive structures of this plant. As a consequence, there is a reduction in quality, productivity, and the commercial value of the fruits. Although *D. fovealis* has been present in the country for at least a decade, until now, no insecticide has been registered for its control. The use of natural enemies (NE), such as parasitoids, can significantly contribute to the control of this and other pest lepidopterans, being desirable, since it does not contaminate the fruits and has a low environmental impact. However, the beneficial action of these NEs can be affected by the pesticides used in strawberry cultivation. Thus, identifying which products, among those registered for use in this crop, is an important action for planning integrated pest management strategies. Thus, the present study evaluated the lethal and sublethal effects of six insecticides registered for the strawberry on adults of (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitizing treated eggs of *D. fovealis*. In a first bioassay the eggs of the pest were dipped in solution containing the following insecticides: abamectin, azadiractin, chlorfenapyr, espinetoram, lambda-cyhalothrin, thiamethoxam, chlorpyrifos (positive control) and distilled water (negative control), and after 1 h, offered to females of *T. pretiosum*. Survival in 24 h, longevity, number of parasitized eggs, emergence and sex ratio were evaluated. In a second bioassay, untreated eggs were offered to females (F1) from the previous bioassay, evaluating the same parameters. Insecticides were classified according to their toxicity using the standards established by the International Organization for Biological and Integrated Control (IOBC). Chlorpyrifos was harmful to the parasitoid and caused almost total mortality of F0 insects within 24 h. Abamectin, chlorfenapyr and espinetoram reduced survival to less than 30% in the same period. Azadiractin, espinetoram and lambda-cyhalothrin were considered moderately harmful, while abamectin and chlorfenapyr were slightly harmful to the parasitoid due to the reductions in parasitism and emergence. Thiamethoxam was harmless to the parasitoid. Chlorpyrifos and lambda-cyhalothrin for almost completely reducing parasitism and spinning for reducing the emergency rate by more than 90%. Clorfenapir reduced F1 survival to 30%. Abamectin severely affected F1 parasitism, reducing to 1.1 eggs per female. Tiametoxam was the only insecticide that did not affect parasitism and was shown to be harmless, being considered safe to control sucking and chewing pests in integrated strawberry management programs associated with *T. pretiosum* releases.

**Key-words:** biological control, Crambidae, egg parasitoids, toxicity.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Média ( $\pm$ SE) de sobrevivência de fêmeas expostas por 24 h aos ovos tratados com inseticidas.....	26
--	----



## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Pesticidas utilizados nos experimentos e as doses máximas recomendadas..... 22
- Tabela 2.** Média ( $\pm$  SE) de longevidade (dias) e número de ovos parasitados por fêmeas  $F_0$  *Trichogramma pretiosum* expostas a ovos tratados por 24h; emergência e razão sexual da geração  $F_1$ ; taxa de redução do parasitismo (RP) e emergência (RE) com respectiva classificação. 27
- Tabela 3.** Média ( $\pm$  SE) de sobrevivência em 24 h, longevidade (dias), número de ovos parasitados por fêmeas  $F_1$  de *Trichogramma pretiosum*; taxa de emergência e razão sexual da geração  $F_2$ . ..... 28

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	9
<b>2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	10
2.1. PRAGAS DO MORANGUEIRO, AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO E AGROTÓXICOS LIBERADOS PARA O SEU CONTROLE. ....	10
2.2. <i>Duponchelia fovealis</i> , PRAGA INTRODUZIDA NO BRASIL.....	12
2.3. SELETIVIDADE DE INSETICIDAS A <i>Trichogramma</i> sp. ....	14
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	20
3.1. CRIAÇÃO DE <i>Duponchelia fovealis</i> .....	20
3.2. CRIAÇÃO DE <i>Trichogramma pretiosum</i> .....	20
3.3. CRIAÇÃO DE <i>Anagasta kuehliella</i> .....	20
3.4. BIOENSAIOS .....	21
3.4.1. Inseticidas .....	21
3.4.2. Bioensaio de toxicidade de resíduo seco sobre ovos de <i>Duponchelia</i> <i>fovealis</i> às fêmeas de <i>Trichogramma pretiosum</i> . ....	23
3.4.3. Efeitos sobre a progênie (F <sub>1</sub> ). ....	23
3.4.4 Análise dos dados. ....	23
<b>4. RESULTADOS</b> .....	24
<b>5. DISCUSSÃO</b> .....	29
<b>6. CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	33
<b>7. CONCLUSÃO</b> .....	34
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	35

## 1. INTRODUÇÃO

O morangueiro *Fragaria x ananassa* Duch é a cultura de maior importância socioeconômica entre os pequenos frutos (ANTUNES et al., 2015). A produção é realizada em grande parte por agricultores familiares, situada em propriedades de pequeno e médio porte (MOLINA, 2016), sendo uma excelente fonte de renda para os produtores (WURZ et al., 2019). O Brasil conta com uma produção anual de 146 mil toneladas, sendo o Paraná o terceiro maior produtor com 8 mil toneladas, apenas atrás do estado do Rio Grande do Sul e de Minas Gerais, que produzem 15 mil e 98 mil respectivamente (IBGE – CENSO AGROPECUÁRIO, 2017).

Entre os fatores bióticos que reduzem a produção, está a lagarta-da-coroa *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae). A espécie é nativa das Ilhas Canárias e do Mediterrâneo oriental, e atualmente está distribuída na Europa, Ásia, África e América do Norte e do Sul (CABI, 2020). Inseto polífago, tornou-se uma importante praga do morangueiro em Portugal, Itália, França, Brasil e Turquia (FRANCO; BATISTA, 2010; BONSIGNORE; VACANTE, 2010; ZAWADNEAK et al., 2011, 2016; EFIL et al., 2014).

Para esta espécie não existem inseticidas registrados no Brasil (AGROFIT, 2020). Entretanto, seu controle tem sido realizado utilizando inseticidas sintéticos liberados para outras pragas do morangueiro (PIROVANI, 2016). Devido ao comportamento críptico das larvas, as quais, se abrigam na região da coroa do morangueiro, permanecendo protegidas do maior volume das aplicações de inseticidas (CABI, 2020).

Num Sistema de Manejo Integrado de Pragas (MIP), o uso harmonioso de diferentes estratégias de controle é preconizado (KOGAN, 1998). Desta forma, o controle biológico visando o manejo deste lepidóptero praga vem sendo investigado (PIROVANI et al., 2015, 2017; ZAWADNEAK et al., 2016; AMATUZZI et al., 2017; POITEVIN et al., 2018). Dentre os agentes de controle avaliados contra *D. fovealis* está o parasitoide *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (PIROVANI et al., 2017; PAES et al., 2018). Este parasitoide de ovos destaca-se pela facilidade de criação e eficiência no controle de diversos lepidópteros-praga (PARRA; ZUCCHI, 2004) podendo ser uma alternativa de

controle, disponível comercialmente, para o uso dos produtores de morango (PAES et al., 2018). Entretanto, a falta de informação relativa aos efeitos dos inseticidas registrados para pragas do morangueiro sobre os organismos benéficos, pode reduzir o potencial de controle destes inimigos naturais. A avaliação precisa dos possíveis efeitos colaterais de inseticidas sobre agentes de controle biológico é essencial para o desenvolvimento de estratégias efetivas no MIP (DESNEUX et al., 2007; BIONDI et al., 2013). Além disso, a identificação de produtos seletivos é essencial para a sobrevivência de inimigos naturais nos agroecossistemas (BUENO et al., 2017). Neste contexto, pesquisas a respeito da seletividade de pesticidas aos parasitoides tornam-se imprescindíveis.

No presente estudo, foram realizados experimentos em condições de laboratório, visando avaliar os efeitos letais e subletais de agrotóxicos registrados para pragas do morangueiro sobre adultos e progênie de *T. Pretiosum*, emergida de ovos de *D. fovealis*.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1. PRAGAS DO MORANGUEIRO, AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO E AGROTÓXICOS LIBERADOS PARA O SEU CONTROLE.

Devido a diversidade de pragas que atacam o morangueiro, historicamente a cultura é dependente de inseticidas químicos (BERNARDI et al., 2015). Neste sentido, o entendimento de como agentes de controle biológico podem ser inseridos em compatibilidade com demais produtos utilizados em programas de Manejo Integrado de pragas do morangueiro é muito importante, podendo contribuir para a redução do uso de agrotóxicos (PIROVANI et al., 2015).

Entre as principais pragas do morangueiro está o ácaro-rajado *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). Os ácaros colonizam preferencialmente na parte inferior das folhas alimentando-se do conteúdo intracelular. Quando não controlado pode reduzir a produção de frutos em até 80% e levar a planta à morte. O seu controle é realizado com base no nível de infestação. Para infestações abaixo de cinco ácaros-rajado pode se integrar vários métodos dentre os quais a liberação de ácaros predadores *Neoseiulus*

*californicus* e *Phytoseilus macropilis* (Acari: Phytoseiidae), pulverização de fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* e de inseticida botânico a base de azadiractina. Para infestações severas é recomendado a alternância de grupos de acaricidas, como clorfenapir (análogo ao pirazol) e abamectina (avermectina) evitando o uso de piretroides (BERNARDI et al., 2015).

Outra praga do morangueiro é broca-dos- frutos, *Lobiopa insularis* (Coleoptera: Nitidulidae). Larvas e adultos atacam preferencialmente frutos maduros, alimentando-se exclusivamente da polpa. Além disso, podem provocar podridões e ampliam ainda mais as perdas na produção. A principal recomendação para o controle desse inseto é o manejo cultural, eliminando os frutos refugados e danificados. No caso de maiores infestações, iscas tóxicas com suco de morango e calda inseticida no interior de armadilhas pitfall, trocando a mistura semanalmente (BERNARDI et al., 2015; SOUZA; ZAWADNEAK, 2018).

Os danos causados por tripes-da-flor *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) são decorrentes da alimentação nos estames e no receptáculo floral, deixando-os com coloração amarronzada com pontos pretos. Em frutos verdes e maduros, os danos caracterizam-se por manchas bronzeadas de tamanho variável ao redor dos aquênios. Para o seu controle pode ser realizada liberação do predador *Orius insidiosus* (Heteroptera: Anthocoridae). O controle químico com espinetoram deve ser adotado em infestação média acima de cinco tripes por flor (BERNARDI et al., 2015).

Em infestações de pulgão-verde, *Caetosiphon fragaefolli* (Hemiptera: Aphididae) os danos ocorrem pela sucção de seiva das plantas e secreção de 'honeydew', que favorece proliferação do fungo conhecido por fumagina, além da possibilidade de transmissão de vírus à planta. Há diversos inimigos naturais associados a esta praga, entre eles, *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae) e predadores como larva-lixeiro (Neuroptera: Chrysopidae), joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) e larvas de sirfídeos (Diptera: Syrphidae), assim como o fungo entomopatogênico *B. bassiana* (BERNARDI et al., 2015). Tiametoxam e Lambda-Cialotrina são registrados para o controle desse inseto (AGROFIT, 2020) *B. bassiana* e azadiractina podem ser usadas alternativamente (SOUZA; ZAWADNEAK, 2018).

## 2.2. *Duponchelia fovealis*, PRAGA INTRODUZIDA NO BRASIL.

A lagarta-da-coroa do morangueiro, *D. fovealis*, é uma praga originária da região Mediterrânea e Ilhas Canárias (CABI, 2020). Disseminou-se para outras partes da África, Europa, Oriente Médio, Canadá e Estados Unidos (STOCKS; HODGES, 2013; EFIL et al., 2014; CABI, 2020) e América do sul (ZAWADNEAK et al., 2016). No Brasil, ela foi registrada pela primeira vez em cultivos de morangueiro no Paraná (ZAWADNEAK et al., 2011; 2016), Espírito Santo (FORNAZIER et al., 2011) e Minas Gerais (SOUZA et al., 2013a).

As lagartas de *D. fovealis* se alimentam de diversas partes da planta, como folhas, brotos, inflorescências, frutos, raízes e caules, podendo levar a planta à morte quando em altas infestações (ZAWADNEAK et al., 2011; 2016). Os danos causados nas frutas além de comprometer diretamente a qualidade dos frutos, podem promover focos de crescimento microbiano na área de cultivo, aumentando as perdas (ZAWADNEAK et al., 2016).

Na Europa, os inseticidas fluvalinato, deltametrina, esfenvalerato, lambda-cialotrina, orthene e bifentrina têm sido utilizados para controlar *D. fovealis* (STOCKS; HODGES, 2013). Em Portugal, por exemplo, alguns inseticidas são pulverizados tais como: o Karate Zeon® (lambda-cialotrina), Decis® (deltametrina), Spintor® (spinosade), (FRANCO; BAPTISTA, 2010) e Pirate® (clorfenapir) (SOUZA et al., 2013a). Na Califórnia (EUA), têm sido empregados os inseticidas imidacloprido, metomil, etoprofós, emamectina, permetrina, clorantraniliprole, azadiractina e acefato (BETHKE; VANDER MEY, 2010). No Brasil, por se tratar de uma pequena cultura não existem produtos registrados para controlar esta praga (AGROFIT, 2020). Em junho de 2015 o produto comercial Pirate® (clorfenapir) foi liberado em caráter emergencial (DOU 117, 23/06/2015 – IDAF 2016) (PIROVANI, 2016).

Como recomendações de controle cultural para o manejo da população de *D. fovealis* estão o monitoramento de adultos com armadilhas luminosas, observações visuais das plantas com sintomas (ZAWADNEAK et al., 2016), limpeza de folhas e material senescente em contato com o *mulching*, eliminação de plantas severamente atacadas e o manejo da irrigação, evitando umidade em excesso (BERNARDI et al., 2015).

Aliados ao controle cultural, o uso de agentes biológicos de controle mostra-se promissor para o manejo integrado desta praga. Entre os agentes testados para o controle de *D. fovealis* estão: *Dalotia coriaria* (Coleoptera: Staphylinidae), o qual preda ovos e lagartas de primeiro instar; nematoides entomopatogênicos *Heterorhabditis bacteriophora* e *Steinernema* spp. (Nematoda: Rhabditida) (STOCKS; HODGES, 2013); ácaros predadores, *Hypoaspis miles* e *Hypoaspis aculeifer* (Acari: Laelapidae), parasitoides do gênero *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (FRANCO; BAPTISTA, 2010; RODRIGUES et al., 2017, PIROVANI et al., 2017, PAES et al., 2018). *Hyaliodocoris insignis* (Heteroptera: Miridae) e os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Paecilomyces lilacinus* (ZAWADNEAK et al., 2016; AMATUZZI et al., 2017).

Ainda, fungos endofíticos foram isolados a partir de folhas de morangueiro, dentre os quais os isolados G41 e G42 de *Paecilomyces lilacinus* apresentaram virulência e controle de *D. fovealis* com mortalidade de 80 e 88% em testes *in vitro* (AMATUZZI et al., 2017). A partir das coletas de fungos entomopatogênicos isolados de insetos infectados oriundos de diversas áreas de cultivo de morangueiro no Paraná, foram identificados os isolados B2 e B3 de *B. bassiana* que mostraram ter potencial como agente de controle biológico provocando alta mortalidade de lagartas em condições *in vitro* e semi-campo (POITEVIN et al., 2018).

A utilização de dois produtos comerciais à base *Bacillus thuringiensis* também teve resultados promissores em laboratório, com mortalidade superior a 87% para o primeiro instar e maior que 50% para o segundo instar, no terceiro instar atingiu ao menos 37% (SALOMÃO, 2014).

No Brasil, os estudos de controle biológico para esta praga são insipientes. A vespa *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae) foi registrada parasitando lagartas em morangueiros de São José do Pinhais, no Paraná. Entretanto, a ocorrência do parasitoide não foi mais observada (ZAWADNEAK et al., 2011, 2016). Bioensaios de controle com a espécie *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae), não demonstraram ser eficientes contra as lagartas de *D. fovealis* (SANTOS, 2014),

Com resultados positivos, os parasitoides de ovos *T. pretiosum* e *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) foram recomendados

para liberação a campo na taxa de quatro a oito fêmeas do parasitoide por ovo de *D. fovealis* (PAES et al., 2018).

Como existem diversos inimigos naturais que podem controlar *D. fovealis* (ZAWADNEAK et al., 2016, AMATUZZI et al., 2017), a conservação do equilíbrio ecológico no agroecossistema, pode ajudar a promover o controle biológico natural (ALTIERI; NICHOLLS, 2018).

Além disso, estudos quanto a eficiência de produtos utilizados no morangueiro contra *D. fovealis* e a seletividade destes sobre os inimigos naturais pode auxiliar na seleção de inseticidas para um futuro processo de registro, visando o controle de *D. fovealis* no Brasil.

### 2.3. SELETIVIDADE DE INSETICIDAS A *Trichogramma* sp.

Avermectinas são lactonas macrocíclicas de amplo espectro que têm como alvo os receptores do ácido  $\gamma$ -aminobutírico (GABA) (CLARK et al., 1995). O efeito neurotóxico dela está na ativação dos canais de Cl<sup>-</sup>, que se abrem permanentemente (WOLSTENHOLME; ROGERS, 2005). Devido a sua baixa persistência no ambiente (ZHANG; SANDERSON, 1990), ela é foi muito utilizada no manejo integrado de pragas em estufas e pomares (LASOTA; DYBAS, 1991). O produto comercial Vermitec<sup>®</sup> foi considerado levemente persistente, mas considerado nocivo aos adultos, e moderadamente nocivo a pupas de *Trichogramma cacoeciae* (HASSAN et al., 1998). Estudos indicam o uso cauteloso dos princípios ativos dessa família, devido a toxicidade observada sobre organismos não-alvo (WANG et al., 2014; CHENG et al., 2018).

Neonicotinóides servem como um inibidor competitivo dos receptores nicotínicos de acetilcolina (nAChRs) no sistema nervoso central (MATSUDA et al., 2009). São inseticidas sistêmicos importantes pela eficácia no controle de pragas mastigadoras e sugadoras (TOMIZAWA; CASIDA, 2003; SPARKS; NAUEN, 2015). Estudos apontam que mesmo que haja diminuição na longevidade, eles são considerados seguros para *T. pretiosum* (MOURA et al., 2005; FONTES et al., 2018). Contrariamente, outros autores descrevem como extremamente tóxico para *Trichogramma evanescens* (WANG et al., 2014), *T. pretiosum* (WILLIAMS; PRICE, 2004; LI et al., 2015) e *Trichogramma platneri* (BRUNNER et al., 2001).



Os mecanismos específicos de ação da azadiractina são desconhecidos, no entanto ela apresenta efeitos letais e subletais em insetos como repelência e deformação morfológica (AHMAD et al., 2003). Schmutterer (1997) associou esse efeito a ação análoga a inseticidas reguladores de crescimento. Azadiractina foi classificada como inócua para *T. pretiosum* (SILVA; BUENO, 2015) e *T. cacoeciae* (ASMA et al., 2018). Mas resultados negativos também já foram observados. Gonçalves-Gervásio e Vendramim (2004) observaram redução de 85% no parasitismo de *T. pretiosum*, enquanto óleo de neem reduziu o parasitismo de *Trichogramma achaeae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (FONTES et al., 2018). A divergência nos resultados pode ser atribuída às diferentes formulações dos produtos testados.

O clorfenapir é um pró-inseticida membro da família química "pyrrole", que deve ser convertido em uma forma ativa antes que possa causar esse efeito pela ação enzimática denominada oxidases de função mista. A forma tóxica do clorfenapir, desacopla a fosforilação oxidativa nas mitocôndrias, que interrompe a produção de ATP (adenosina trifosfato) e há perda de energia, levando à disfunção celular e subsequente morte de insetos (BLACK et al., 1994; SATO et al., 2007; RAGHAVENDRA et al., 2011). Foi observada diminuição na longevidade de fêmeas expostas aos resíduos de clorfenapir, assim como diminuição no parasitismo (MOURA et al., 2004; SOUZA et al., 2013b; BARROS, 2016) e redução na emergência de parasitoides (MOSCARDINI et al., 2008; MAIA et al., 2010; BARROS, 2016).

As espinosinas são moléculas com ação inseticida extraídas a partir de uma bactéria de solo chamada *Saccharopolyspora spinosa* pelo processo de fermentação (SPARKS et al., 2008). São exemplos de espinosinas atualmente utilizadas no Brasil o espinetoram e o espinosade. Espinetoram é um inseticida que tem eficácia aprimorada e espectro ampliado, porém mantendo as características ambientais desejáveis do espinosade, como a baixa toxicidade a mamíferos (CHLORIDIS et al., 2007). Inseticidas do grupo das espinosinas atuam nos receptores nicotínicos de acetilcolina, e nos receptores do ácido  $\gamma$ -aminobutírico (GABA) levando à excitação do sistema nervoso (THOMPSON et al., 2000; SPARKS et al., 2008).

Alguns autores observaram que a toxicidade deste inseticida provocou efeito letal sobre *Trichogramma chilonis*, *T. pretiosum*, e *Trichogramma*

*atopovirilia* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (KHAN et al., 2015; TAKAHASHI, 2016). Em uma extensa revisão realizada sobre o impacto de espinosinas em organismos benéficos, Biondi et al. (2012) concluíram que este inseticida afeta de diferentes formas os insetos não-alvo, com destaque para alta mortalidade observada em himenópteros parasitoides e predadores.

Os piretroides se ligam a um único sítio ativo e inibem a desativação e inativação, resultando em abertura prolongada dos canais de Na<sup>+</sup>; eles são altamente tóxicos através do contato e ação digestiva (BLOOMQUIST, 1996). Inseticidas do grupo dos piretroides e controle biológico tem sido demonstrados como incompatíveis (BESERRA; PARRA, 2005; CHENG et al., 2018; PAIVA et al., 2018; FONTES et al., 2018). Reduções no parasitismo e emergência de *Trichogramma* sp. relacionados aos efeitos de piretroides já foram comprovados (CARVALHO et al., 2001; KSENTINI et al., 2010; PAIVA et al., 2018). Em alguns estudos a repelência foi colocada como um efeito subletal aos parasitoides (CARVALHO et al., 2001; SOUZA et al., 2013b; PAIVA et al., 2018).

Inseticidas neurotóxicos pertencentes ao grupo dos organofosforados e piretroides são considerados altamente tóxicos para inimigos naturais (CROFT, 1990; AMARO et al., 2015). Isso, se deve à similaridade fisiológica no mecanismo de transmissão dos impulsos nervosos entre os artrópodes; de um modo geral os neurotóxicos são pouco seletivos, pois afetam indistintamente insetos fitófagos e entomófagos (FOERSTER, 2002). A toxicidade dos organofosforados se dá pela habilidade de inativar a acetilcolinesterase, ocorrendo a interrupção da transmissão dos impulsos nervosos (FUKUTO, 1990). A alta toxicidade pode estar relacionada ao baixo peso molecular que facilitam a penetração na cutícula do inseto ou no córion do ovo (STOCK; HOLLOWAY, 1993). São conhecidos pelo amplo espectro de ação e provocam efeitos nocivos ao agroecossistema (SMITH; KENNEDY, 2002). Pela alta mortalidade de parasitoides *Trichogramma* spp. provocada por clorpirifós ele é utilizado frequentemente como controle positivo em testes de seletividade (AMARO et al., 2015; SILVA; BUENO, 2015; GRANDE et al., 2018).

Os inseticidas sintéticos atingiram grande sucesso a partir da década de 40 no controle de pragas, graças a sua eficácia. Porém, devido ao largo espectro de ação e persistência no ambiente não havia compatibilidade entre controle químico e biológico. As primeiras evidências de efeitos negativos relacionados

ao uso indiscriminado de inseticidas surgiram a partir dos anos 50. Voltando a atenção para a importância dos inimigos naturais nos ecossistemas agrícolas, pesquisadores desenvolveram o que mais tarde seria chamado de Manejo Integrado de Pragas (MIP) (KOGAN, 1998). Essas ideias foram difundidas dentro e fora da comunidade acadêmica nas décadas de 60 e 70 (CARSON, 1962; BOSCH, 1978).

Dentre os efeitos prejudiciais provocados pelo uso indiscriminado de inseticidas nos agroecossistemas estão a eliminação de inimigos naturais, ressurgimento de pragas, seleção de insetos e ácaros resistentes, assim como os efeitos nocivos em seres humanos e ao meio ambiente (CARSON, 1962; KOGAN, 1998; GUEDES; CUTLER, 2013). Para reduzir estes danos, a utilização de programas de MIP propõe o uso de diversas estratégias baseadas no equilíbrio do ecossistema para alcançar controle de pragas (ZALUCKI et al., 2009). Táticas de controle biológico se destacam como uma das mais importantes estratégias que compõem o MIP (OLIVEIRA et al., 2004).

Os parasitoides de ovos do gênero *Trichogramma*, que se constituem em um dos grupos mais estudados e utilizados no mundo, se destacam entre as alternativas de controle biológico (PARRA; ZUCCHI, 2004). Uma das vantagens na utilização de parasitoides de ovos é o fato deles atacarem a praga antes dela ocasionar danos a campo. No entanto, em determinadas situações o controle biológico pode não controlar as populações de pragas, sem que haja a necessidade da utilização de outros produtos químicos (MOSCARDINI et al., 2008).

A integração do controle químico com o controle biológico só é possível com o uso de inseticidas seletivos visando a conservação dos inimigos naturais no agroecossistema (CARVALHO et al., 1999). A seletividade consiste na capacidade em que o produto apresenta por controlar a praga visada, com o menor impacto possível aos componentes do agroecossistema (GAZZONI, 1994). A seletividade pode ser ecológica, quando em função da diferença no comportamento ou habitat entre organismos alvo e benéficos, o produto entra em contato com a praga e não com os inimigos naturais (DEGRANDE et al., 2002). A seletividade fisiológica é inerente ao produto, quando sua atividade sobre a praga é maior do que sobre um inimigo natural, pela diferenciação fisiológica entre os organismos (FOERSTER, 2002).

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 (DEGRANDE et al., 2002).

O grupo de trabalho "*Pesticides and Beneficial Organisms*" criado em 1974, pela Organização Internacional para o Controle Biológico e Integrado de Animais e Plantas Nocivas (IOBC), Seção Regional Paleártica Oeste (WPRS), tem o objetivo de aprimorar estudos de seletividade, coordenando atividades internacionais, visando o desenvolvimento de métodos padronizados para avaliar efeitos colaterais de pesticidas a organismos não-alvo, e a categorização dos produtos fitossanitários, apontando aqueles que são adequados para programas de manejo integrado (HASSAN et al., 2000).

Hassan e Abdelgader (2001) apresentaram métodos sequenciais para avaliação quanto a toxicidade de pesticidas a *Trichogramma*. Esses métodos 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 com base na redução do efeito benéfico em relação ao controle. Para os testes de laboratório classifica como 1- Inócuo (<30%); 2- Levemente nocivo (30-79%); 3- Moderadamente nocivo (80-99%); 4- Nocivo (>99%) (DENT, 2000).

Os testes iniciais em laboratório comprovam a inocuidade do composto, sendo este categorizado desta maneira, também serão seletivos em campo. O organismo benéfico é exposto a uma condição de máximo contato em sua fase mais suscetível à maior dose recomendada para o uso agrônomico do agrotóxico. 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 (HASSAN; ABDELGADER, 2001).

No séc. XX os estudos em seletividade eram concentrados no efeito letal do agrotóxico, ou seja, a mortalidade do inimigo natural. Era dada pouca importância para os efeitos subletais dos produtos (DEGRANDE et al., 2002). Porém, o conhecimento acerca dos efeitos subletais são de alta importância, pois esses efeitos podem determinar a sobrevivência e/ou permanência de insetos benéficos na área. Sendo que, um produto fitossanitário pode afetar um inimigo natural de diversas maneiras, assim como inibir a capacidade dos inimigos naturais de estabelecer populações; suprimir a capacidade dos inimigos naturais de utilizar presas; afetar o parasitismo ou consumo; diminuir a reprodução feminina; inibir a capacidade de inimigos naturais em reconhecer presas; influenciar a razão sexual; e reduzir a mobilidade, o que poderia impactar na busca de presas (DESNEUX et al., 2007). Além disso, mais de um parâmetro fisiológico e/ou comportamental pode ser indiretamente afetado após a exposição a um pesticida (CLOYD, 2012).

Estudos mais recentes têm avaliado os efeitos subletais em *Trichogramma* spp. Foram observados diminuição significativa nos parâmetros de longevidade de *Trichogramma ostrinae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) provocados por dinotefuran, (LI et al., 2015). Em um estudo onde foram avaliados efeitos tóxicos e comportamentais de inseticidas a *T. pretiosum*, tolfenpyrad afetou o comportamento de forrageamento de fêmeas do parasitoide (KHAN; RUBERSON, 2015). Paiva et al. (2018) avaliaram efeitos de nove inseticidas em *T. pretiosum*, dos quais seis provocaram algum efeito deletério, sendo que flubendamide provocou a redução na emergência da geração F<sub>2</sub> que não teve nenhum tipo de contato com o inseticida. Atribuído ao efeito latente, expresso no estágio subsequente ao que o inseto foi inicialmente exposto (CROFT, 1990). Fontes et al. (2018) constataram a redução significativa na razão sexual em *T. achaeae*, causados por clorantraniliprole, benzoato de emamectina, óleos vegetais e por três piretroides (lambda-cialotrina, acrinatrina e deltametrina) e um aumento significativo causado pela azoxistrobina.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. CRIAÇÃO DE *Duponchelia fovealis*

A criação de *D. fovealis* foi iniciada a partir de insetos coletados em área de morangueiro no Município de São José dos Pinhais, PR (25°37'S; 49°04'O). e mantida em condições controladas ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$ ;  $70 \pm 10\%$  UR; fotofase de 14 h) no Laboratório de Entomologia Costa e Lima da UFPR. As larvas foram alimentadas em dieta artificial desenvolvida por Zawadneak et al. (2017). Os adultos foram mantidos em gaiolas de plástico (17 × 15 cm) revestidos com papel absorvente como substrato para oviposição, o qual era substituído diariamente. Os ovos aderidos ao papel absorvente eram transferidos para placas de Petri (90 × 15 mm) até a emergência das larvas, e então transferidas para tubos de ensaio de (2 x 8 cm). Adultos foram alimentados por um algodão umedecido em solução de cerveja, água e mel.

#### 3.2. CRIAÇÃO DE *Trichogramma pretiosum*

A criação do parasitoide foi iniciada com cartelas adquiridas em outubro de 2018 na Promip® (Engenheiro Coelho-SP). A criação-estoque foi mantida em tubos de vidro (10 x 1,5 cm) contendo filetes de mel puro, selados com algodão, os ovos de *A. kuehniella* eram previamente esterilizados em câmara UV por 1h e colados em cartelas azuis (4 x 1cm) com goma arábica diluída a 30% eram oferecidos ao parasitismo. Após 24 h eram retiradas as cartelas e colocadas em novos tubos para a emergência de novos indivíduos de *T. pretiosum*. A criação foi mantida em câmara climatizada ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$ ;  $70 \pm 10\%$  UR; fotofase de 14 h).

#### 3.3. CRIAÇÃO DE *Anagasta kuehiella*

A criação do hospedeiro alternativo *A. kuehniella* foi iniciada a partir de ovos cedidos pela Tamara Takahashi do Laboratório de Controle Integrado de Insetos da UFPR. A criação desta mariposa. foi mantida em condições controladas ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$ ;  $70 \pm 10\%$  UR; fotofase de 14 h), realizada com base na metodologia de Parra et al. (2014). Os ovos foram destinados para finalidade de manutenção da criação ou esterilização em câmara UV para posterior utilização

na criação dos parasitoides *T. pretiosum*.

### 3.4. BIOENSAIOS

#### 3.4.1. Inseticidas

Foram utilizados inseticidas registrados para o morangueiro no Paraná utilizados a máxima concentração indicada pelo fabricante (AGROFIT, 2020) (Tabela 1). Em todos os tratamentos os inseticidas foram diluídos em água destilada. Como controle negativo foi utilizado água destilada e como controle positivo clorpirifós (Klorpan<sup>®</sup>) (tabela 1). Este inseticida foi empregado em diversos estudos como padrão de toxicidade para *Trichogramma* (AMARO et al., 2015; SILVA; BUENO 2015; GRANDE et al. 2018). Todos os bioensaios foram conduzidos em condições controladas ( $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ ;  $70 \pm 10\%$  UR; fotofase de 14 horas).

**Tabela 1.** Pesticidas utilizados nos experimentos e as doses máximas recomendadas (AGROFIT, 2020).

Princípio Ativo	Marca Comercial	Grupo químico	Grupo IRAC	Alvo	Carência (dias)	Dose por litro (g ou mL)
Abamectina	Vertimec 18 EC	Avermectina	6	Ácaro-rajado <i>Tetranychus urticae</i>	3	0,75 mL
Azadiractina	Azamax EC	Tetranortriterpenoide	Sem grupo definido	Ácaro-rajado <i>Tetranychus urticae</i>	Sem restrições	3 mL
Clorfenapir	Pirate SC	Análogo de Pirazol	13	Ácaro-rajado <i>Tetranychus urticae</i> Broca-do-morango <i>Loblopa insularis</i> Pulgão-do-morangueiro <i>Caetosiphon fragaefolli</i>	7	1 mL
Espinetoram	Delegate WG	Espinosina	5	Tripos <i>Frankliniella occidentalis</i>	3	0,2 g
Lambda-cialotrina	Karate zeon 50 EC	Piretroide	3A	Pulgão-do-morangueiro <i>Caetosiphon fragaefolli</i>	3	0,8 mL
Tiametoxam	Actara 250 WG	Neonicotinoide	4A	Pulgão-do-morangueiro <i>Caetosiphon fragaefolli</i>	1	0,10 g
Clorpirifós	Klorpan 480 EC	Organofosforado	1B	Não registrado para morango*	-	5 mL

\*Usado com controle positivo.



### 3.4.2. Bioensaio de toxicidade de resíduo seco sobre ovos de *Duponchelia fovealis* às fêmeas de *Trichogramma pretiosum*.

Para avaliar o efeito dos inseticidas sobre fêmeas de *T. pretiosum*, cartelas com 20 ovos de *D. fovealis* com 24 a 48 h de idade foram imersos nas respectivas caldas dos tratamentos por 5 segundos, em seguida, as cartelas foram colocadas sobre papel filtro em placas de *Petri* de vidro (9 cm) em condições de ambiente para eliminar o excesso de umidade. Cada cartela foi oferecida ao parasitismo a uma fêmea *T. pretiosum* com máximo de 24 h de idade, individualizada em tubo de ensaio (5 x 1cm) (BRUGGER et al., 2010). Após 24 h a cartela foi removida e transferida para outro tubo até a emergência dos parasitoides. A fêmea foi mantida e alimentada com uma gotícula de mel. Os parâmetros avaliados foram: mortalidade em 24h, longevidade da fêmea (a cada 24h) após o contato com o inseticida, número de ovos parasitados (caracterizados pela cor escurecida), taxa de emergência (ovos com orifícios por onde saírem os adultos/ovos parasitados), e razão sexual (n° de fêmeas/ n° total de insetos) (FONTES et al., 2018).

### 3.4.3. Efeitos sobre a progênie (F<sub>1</sub>).

As fêmeas F<sub>1</sub> de até 24h emergidas do bioensaio anterior (3.3.2) foram individualizadas, conforme os mesmos procedimentos. Cartelas com 20 ovos de *D. fovealis* não tratadas foram oferecidas ao parasitismo por 24h. Os mesmos parâmetros foram avaliados.

### 3.4.4 Análise dos dados.

O experimento seguiu o delineamento inteiramente casualizado, divididos em quatro repetições no tempo com n=40 repetições para o bioensaio 1 (3.3.2) e para o bioensaio 2 (3.3.3) o número de parcelas foram variáveis nos tratamentos devido a menor disponibilidade de insetos ocasionado pelo efeito dos tratamentos do ensaio 1 (n=9-46). Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk e de homogeneidade de variâncias de Bartlett. Como não foram atendidos os requisitos de normalidade e homogeneidade das amostras, as médias foram comparadas pelo teste não paramétrico Kruskal-

Wallis a 5% de significância, quando rejeitada a hipótese nula realizou-se análise post-hoc pelo teste de Dunn a 5% de significância para revelar quais grupos diferiam na comparação par a par. Todas as análises foram realizadas dentro do software estatístico R versão 3.6.1 (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2019).

Baseado nos resultados, a redução da capacidade de parasitismo e de emergência de *T. pretiosum* foram classificados em categorias toxicológicas de acordo com os critérios propostos pelo IOBC/WPRS (HASSAN, 1997). Os dados foram avaliados pela seguinte equação:  $R (\%) = ((\text{média da testemunha} - \text{média do tratamento com inseticida}) / \text{média da testemunha}) \times 100$ . Onde R (%) é a porcentagem de redução da capacidade do parasitoide, sendo a redução na capacidade de parasitismo (RP) ou emergência (RE). Em função das médias de redução, os produtos foram enquadrados em: classe 1 - inócuo ( $R < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq R \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq R \leq 99\%$ ); classe 4 - nocivo ( $R > 99\%$ ) (STERK et al., 1999).

#### 4. RESULTADOS

Os inseticidas tiametoxam e azadiractina não provocaram redução significativa na sobrevivência dos parasitoides em 24 h após exposição aos ovos tratados, comparados ao controle (Figura 1). Os ovos tratados com clorpirifós, clorfenapir, espinetoram, abamectina e lambda-cialotrina provocaram reduções na sobrevivência dos parasitoides ( $H=146,26$ ;  $p<0,001$ ) (Figura 1).

A longevidade foi reduzida significativamente em todos os tratamentos ( $H=209,83$ ;  $p<0,001$ ), em relação ao controle, clorpirifós, clorfenapir, espinetoram, abamectina e lambda-cialotrina foram os inseticidas que mais reduziram (Tabela 2). Azadiractina e tiametoxam também provocaram reduções significativas neste parâmetro (Tabela 2).

A quantidade de ovos parasitados por fêmea não foi reduzida para tiametoxam, sendo classificado como inócuo pela redução do parasitismo (RP) quando comparando ao controle (Tabela 2). Os demais tratamentos tiveram redução significativa ( $H=197,03$ ;  $p<0,001$ ). Os produtos contendo clorfenapir e abamectina foram classificados como levemente nocivos pela RP, enquanto azadiractina e lambda-cialotrina se enquadraram como moderadamente nocivos

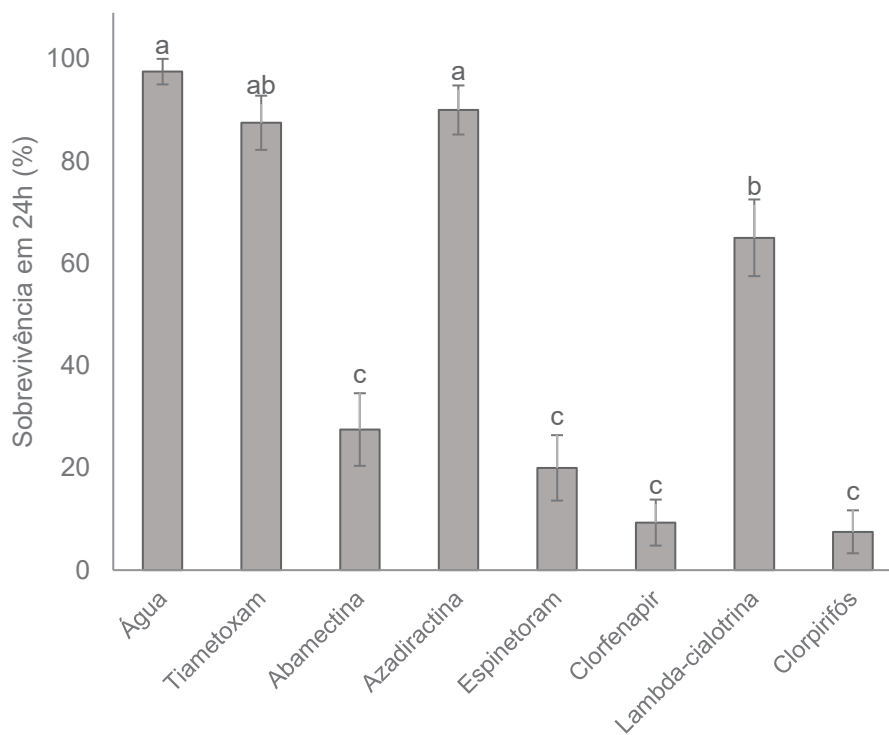
(Tabela 2). Clorpirifós inviabilizou totalmente o parasitismo, sendo classificado como extremamente nocivo (Tabela 2). Espinetoram afetou a capacidade de parasitismo das fêmeas expostas, classificado com levemente nocivo pela RP, porém observamos que pela redução na taxa de emergência da geração F<sub>1</sub> (RE) este inseticida foi considerado moderadamente nocivo (Tabela 2).

Em relação a RE, lambda-cialotrina não diferiu estatisticamente do controle e foi classificado como inócuo (Tabela 2). Para os demais produtos a análise foi significativa (H=91,97; p<0,001). Tiametoxam foi considerado inócuo, clorfenapir, abamectina e azadiractina foram classificados como levemente nocivos para RE (Tabela 2). A razão sexual da geração F<sub>1</sub>, que emergiu dos ovos tratados não foi afetada (H=5,378; p=0,4963) (Tabela 2).

Os efeitos dos tratamentos em relação a sobrevivência em 24h sobre a geração F<sub>1</sub> foram significativos somente para clorfenapir (H=33,311; p<0,001) (Tabela 3). Para a variável longevidade os tratamentos com abamectina e clorfenapir foram menores que o controle (H=17,625; p<0,001) (Tabela 3). Somente abamectina reduziu o parasitismo (H=64,054; p<0,001) (Tabela 3). Em relação a emergência da geração F<sub>2</sub> não foi detectada diferença significativa entre os tratamentos (H=7,477; p=0,1127) (Tabela 3).

A razão sexual da geração F<sub>2</sub> foi afetada por abamectina, azadiractina e clorfenapir (H=64,054; p<0,001), aumentando de forma acentuada a proporção de machos (Tabela 3).

Clorpirifós e lambda-cialotrina inviabilizaram a realização do bioensaio 2 (3.3.3) pela RP em 100% e 97,6%, respectivamente (Tabela 2). Da mesma maneira, espinetoram inviabilizou a realização do bioensaio 2 (3.3.3), pois além da RP em 62,5%, houve a RE em 91,3% (Tabela 2).



**Figura 1.** Média ( $\pm$  SE) de sobrevivência de fêmeas expostas por 24 h aos ovos tratados com inseticidas. Letras iguais entre tratamentos não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

**Tabela 2.** Média ( $\pm$ SE) de longevidade (dias) e número de ovos parasitados por fêmeas *F<sub>0</sub>* *T. pretiosum* expostas a ovos tratados por 24h; emergência e razão sexual da geração *F<sub>1</sub>*; taxa de redução do parasitismo (RP) e emergência (RE) com respectiva classificação conforme IOBC/WPRS.

Tratamento	Longevidade (d)	Parasitismo(n)	Emergência (%)	Razão Sexual (%)	RP (%)*	Classe**	RE (%)*	Classe**
Controle	7,65( $\pm$ 0,48) a	16,60( $\pm$ 0,54) a	86,4( $\pm$ 1,4) a	56,2( $\pm$ 2,9) ns	-	-	-	-
Tiametoxam	3,63( $\pm$ 0,38) b	13,86( $\pm$ 0,99) a	64,6( $\pm$ 4,3) b	50,5( $\pm$ 5,0) ns	16,7	1	25,3	1
Abamectina	0,45( $\pm$ 0,13) c	9,75( $\pm$ 1,03) b	43,4( $\pm$ 4,4) c	51,2( $\pm$ 5,8) ns	41,3	2	49,7	2
Azadiractina	4,48( $\pm$ 0,45) b	2,05( $\pm$ 0,40) c	56,1( $\pm$ 8,3) bc	61,9( $\pm$ 10,7) ns	87,7	3	35,1	2
Espineteram	0,38( $\pm$ 0,17) c	6,23( $\pm$ 0,64) b	7,5( $\pm$ 1,9) d	63,6( $\pm$ 10,2) ns	62,5	2	91,3	3
Clorfenapir	0,15( $\pm$ 0,08) c	9,83( $\pm$ 1,01) b	59,4( $\pm$ 4,9) bc	52,3( $\pm$ 6,5) ns	40,8	2	31,2	2
Lambda-cialotrina	1,81( $\pm$ 0,33) c	0,40( $\pm$ 0,11) cd	66,7( $\pm$ 14,2) ab	63,6( $\pm$ 13,2) ns	97,6	3	22,8	1
Clorpirifós	0,08( $\pm$ 0,04) c	0,00( $\pm$ 0,0) d	-	-	100,0	4	-	-

\*RP e RE calculadas com base na fórmula  $R = ((\text{média da testemunha} - \text{média do tratamento com inseticida}) / (\text{média da testemunha}) \times 100)$ .

Onde R é a percentagem de redução da capacidade do parasitoide. Sendo RP a redução do parasitismo e RE a redução na emergência.

\*\*Classificação IOBC/WPRS, em: classe 1 - inócuo ( $R < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq R \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq R \leq 99\%$ ); classe 4 - nocivo ( $R > 99\%$ ).

Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

ns = não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis ( $p = 0,4963$ ) para a variável emergência.

**Tabela 3.** Média ( $\pm$  SE) de sobrevivência em 24 h, longevidade (dias), número de ovos parasitados por fêmeas  $F_1$  de *T. pretiosum*; taxa de emergência e razão sexual da geração  $F_2$ .

Tratamento	n	Sobrevivência em 24 h (%)	Longevidade (d)	Parasitismo(n)	Emergência (%)	Razão Sexual (%)
Controle	46	95,7( $\pm$ 3,0) a	3,9( $\pm$ 0,30) a	15,67( $\pm$ 0,89) a	87,5( $\pm$ 1,6) <sup>ns</sup>	50,8( $\pm$ 3,6) a
Tiametoxam	44	90,9( $\pm$ 4,4) a	3,8( $\pm$ 0,31) ab	15,77( $\pm$ 0,88) a	77,9 ( $\pm$ 2,7) <sup>ns</sup>	45,5( $\pm$ 4,7) ab
Abamectina	35	88,6( $\pm$ 5,5) a	2,9( $\pm$ 0,36) bc	1,06( $\pm$ 0,55) b	84,7 ( $\pm$ 7,3) <sup>ns</sup>	12,5( $\pm$ 12,5) bc
Azadiractina	9	88,9( $\pm$ 11,1) a	3,6( $\pm$ 0,55) ab	12,78( $\pm$ 2,51) a	86,2 ( $\pm$ 4,2) <sup>ns</sup>	0,0( $\pm$ 0,0) c
Clorfenapir	10	30,0( $\pm$ 15,3) b	1,4( $\pm$ 0,63) c	11,20( $\pm$ 2,50) a	82,0 ( $\pm$ 4,4) <sup>ns</sup>	0,8( $\pm$ 7,8) c

Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).  
<sup>ns</sup> = não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis ( $p = 0.371$ ) para a variável emergência.

## 5. DISCUSSÃO

Os efeitos letais e subletais de seis inseticidas registrados para uso em morangueiro sobre *T. pretiosum* em ovos de *D. fovealis* foram avaliados neste estudo.

Tiametoxam (Actara®) provocou redução menor de que 30% na longevidade dos adultos (F<sub>0</sub>) e posteriormente na emergência de adultos provindos destes ovos, sendo classificado como inócuo (classe 1) para o parasitoide (Tabela 2). Corroborando com os resultados encontrados por Moura et al. (2004) que classificaram tiametoxam como inócuo para *T. pretiosum*, ainda que tenham observado diminuição significativa na longevidade dos parasitoides.

O produto abamectina (Vertmec®) afetou todos os parâmetros, exceto a razão sexual, avaliados no primeiro bioensaio (Figura 1) (Tabela 2). Observou-se o efeito letal desse inseticida na sobrevivência de apenas 27,5% de insetos nas primeiras 24 h (Figura 1). Este efeito letal pode ter contribuído para reduzir o parasitismo, já que a longevidade média foi menor que 0,5 dia. Conforme a RP e RE abamectina foi classificada como levemente nociva (classe 2) (Tabela 2). Araújo et al. (2013) também classificaram como levemente nocivo para *T. pretiosum*.

Constatou-se ainda, que abamectina ocasionou diminuição na longevidade da F<sub>1</sub> e foi o único inseticida afetou a capacidade de parasitismo da F<sub>1</sub> reduzindo para 1,06 ovo por fêmea (Tabela 3). Esse efeito subletal pode ser explicado pela ingestão de resíduos contidos no córion ou até mesmo pela ingestão do inseticida nas fases imaturas (CÔNSOLI et al., 2001). Carvalho et al. (2003) relataram efeitos deletérios sobre a longevidade e fecundidade de adultos de *T. pretiosum* que receberam tratamento em fases imaturas.

Outro efeito observado no presente estudo, foi a diminuição da razão sexual da geração F<sub>2</sub> ocasionado por abamectina (Tabela 3), que pode ter provocado mudanças no comportamento. A alteração no comportamento é um dos efeitos subletais que podem ser desencadeados pelos inseticidas (DESNEUX et al., 2007) e pode ter prejudicado funções como o acasalamento e parasitismo. Como *T. pretiosum* é uma espécie que se reproduz geralmente por arrenotoquia, fêmeas não acasaladas produzem somente machos (BESERRA

et al., 2003).

Embora abamectina venha sendo muito utilizada no manejo integrado de pragas em estufas e pomares (LASOTA; DYBAS, 1991), devido baixa persistência no ambiente (ZHANG; SANDERSON, 1990), pesquisadores tem reforçado a indicação quanto ao uso cauteloso dos produtos pertencentes ao grupo químico das avermectinas, devido a toxicidade observada sobre organismos não-alvo, como *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) (COSTA et al. 2014), *Amblyseius degenerans* (Acari: Phytoseiidae), *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae), *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae), *Dacnusa sibirica* (Hymenoptera: Braconidae), *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) e *O. insidiosus*, (GENTZ et al., 2010).

Azadiractina (Azamax®) provocou a redução do parasitismo em 87,7% sendo classificado como moderadamente nocivo (Tabela 2). Observamos ainda a ausência total de emergência de lagartas *D. fovealis*. Esse efeito pode ser associado ao efeito de azadiractina sobre ovos de espécies da ordem Lepidoptera, que provoca desintegração do córion, dispersão de grânulos de vitelo e deformação embrionária resultando na ausência de desenvolvimento (CORREIA et al., 2013), provavelmente favorecido pela morfologia dos ovos de *D. fovealis* que se assemelham muito aos ovos de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Pyralidae). (CÔNSOLI et al., 1999), os quais tem uma camada externa mais fina que ovos de outros lepidópteros.

Efeitos como repelência e deformação morfológica são associados a azadiractina (AHMAD et al., 2003). Adicionalmente, a diminuição no parasitismo pode ser explicada pela capacidade da fêmea de *T. pretiosum* de analisar a qualidade dos ovos podendo não parasitá-los (STEFANELLO JÚNIOR et al., 2012). Gonçalves-Gervásio e Vendramim (2004) obtiveram resultados semelhantes aos nossos, com redução de 85% no parasitismo de *T. pretiosum* utilizando extrato aquoso de sementes de *Azadirachta indica*. Em outro estudo azadiractina afetou o parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) (CORREIA, 2012) e óleo de neem reduziu o parasitismo de *T. achaeae* (FONTES et al., 2018). Entretanto, azadiractina foi classificada como inócua para *T. pretiosum* quando pulverizada sobre superfícies de vidro (SILVA; BUENO, 2015), o fato desta metodologia utilizada não ter exposto os ovos diretamente aos inseticidas pode explicar a divergência



nos resultados.

Neste estudo, constatou-se que azadiractina também afetou a razão sexual da F<sub>2</sub> (Tabela 3) onde emergiram somente machos. Porém o baixo número de ovos parasitados por fêmea, devido a inviabilização dos ovos do hospedeiro por este inseticida botânico, e a redução na taxa de emergência podem ter contribuído para o resultado observado. Provavelmente a escassez de insetos saudáveis de ambos os sexos dentro das parcelas do bioensaio 2 (3.3.3) diminuiu as chances de ter havido cópula.

No presente estudo, o piretroide lambda-cialotrina, (Karate-Zeon®), foi o produto que mais afetou o parasitismo, reduzindo 97,6% sendo, portanto, classificado como moderadamente nocivo (Tabela 2), padrão semelhante ao do controle positivo. Lambda-cialotrina afetou significativamente todos os parâmetros avaliados, exceto a razão sexual (Figura 1) (Tabela 2).

Constatou-se que 65% dos insetos sobreviveram até a retirada dos ovos, entretanto, somente 0,4 ovo por fêmea foram parasitados (Tabela 2). Provavelmente tenha sido um possível efeito de repelência o que pode ter contribuído para este resultado. O efeito de repelência do grupo dos piretroides é conhecido (DESNEUX et al., 2007). Este efeito subletal já foi reportado por outros autores em *T. pretiosum* (CARVALHO et al., 2001; SOUZA et al., 2013b; PAIVA et al., 2018).

O baixo número de insetos emergidos impediu que fossem realizados os bioensaios sobre efeitos na geração F<sub>1</sub>. Esses resultados indicam que lambda-cialotrina não é compatível com *T. pretiosum*. A aplicação de inseticidas piretroides e o controle biológico tem sido colocada como incompatível, como demonstram em diferentes estudos (BESERRA; PARRA, 2005; CHENG et al., 2018; PAIVA et al., 2018; FONTES et al., 2018).

Dentre os parasitoides expostos aos resíduos de clorfenapir (Pirate®) apenas 9,3% sobreviveram após 24 h (Figura 1), indicando que o inseticida tem um efeito letal agudo, porém não inviabilizou totalmente a capacidade de parasitismo obtendo-se uma média 9,8 ovos por fêmea (Tabela 2), este inseticida foi classificado como levemente nocivo (classe 2) à *T. pretiosum* (Tabela 2). Corroborando com outros autores que enquadraram este inseticida na mesma classe toxicológica, Moura et al. (2004) observaram a redução da longevidade e parasitismo de 77,8% e 46%, respectivamente, em adultos de *T. pretiosum*

quando ofertados ovos de *A. kuehniella* submetidas ao tratamento, classificando como levemente nociva. Souza et al. (2013b) também classificou como levemente nocivo pela redução no parasitismo de *T. pretiosum*.

Clorfenapir foi o único dentre os inseticidas que provocou redução na taxa de sobrevivência em 24 h da geração F<sub>1</sub> (Tabela 3). Este efeito subletal possivelmente ocorreu devido a ingestão de resíduos sobre o córion do ovo no momento da abertura do orifício de emergência (CÔNSOLI et al., 2001). A presença de resíduos provavelmente se deve ao grau de persistência do inseticida. Haseeb e Amano (2002) observaram a persistência em laboratório de 5-10 dias sobre *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae). Ademais, em bioensaios utilizando dosagem menor do que a utilizada no presente estudo, o tratamento com clorfenapir mostrou-se moderadamente persistente para ácaros predadores em folhas de laranjeira, enquanto ainda se apresentava levemente nocivo aos ácaros em 15 dias após o tratamento (REIS; SOUSA, 2001).

Por esse motivo, clorfenapir ainda provocou a diminuição na razão sexual da geração F<sub>2</sub> (Tabela 3). Possivelmente devido aos efeitos dos resíduos ingeridos os insetos tiveram suas funções comprometidas, limitando a reprodução, e a quantidade de insetos vivos dentro das parcelas dos experimentos. Cabe ressaltar ainda, que o número de parcelas deste tratamento no bioensaio 2 (3.3.3) foi reduzido também pela disponibilidade reduzida de fêmeas saudáveis no momento da instalação do experimento.

Espinetoram (Delegate®) também afetou os insetos que ingeriram os resíduos contidos no córion, porém o efeito foi letal para estes insetos, reduzindo a emergência da F<sub>1</sub> para 7,5% (Tabela 2). Ademais, os insetos que conseguiram emergir não sobreviveram o período necessário para realizar o bioensaio 2 (3.3.3). Foi observado durante as avaliações do experimento que os insetos estavam mortos dentro dos orifícios abertos para a emergência. Abamectina também provocou algumas mortes de maneira semelhante, com insetos dentro dos orifícios de emergência, mas em menor quantidade. Essas constatações também foram feitas por CÔNSOLI et al. (2001) para espinosade.

Espinetoram provocou alta mortalidade de insetos nas primeiras 24 h (Figura1). Da mesma forma, Khan et al. (2015) detectou mortalidade de 98,8% em adultos *T. pretiosum* expostos aos resíduos de espinetoram. Assim como foi relatado por Takahashi (2016) a alta mortalidade para adultos *T. atopovirilia* e *T.*

*pretiosum*, após contato com espinetoram.

Devido a RE maior que 90% espinetoram foi classificado como moderadamente nocivo (classe 3) (Tabela 2). Resultados similares foram observados por Souza et al. (2013b), que classificou espinetoram como moderadamente nocivo para *T. pretiosum* pela redução na emergência. De maneira geral, este produto provoca alta mortalidade em himenópteros (BIONDI et al., 2012).

## 6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Mesmo que espinetoram, clorfenapir e abamectina tenham provocado alta mortalidade nos adultos expostos, observou-se que em nestes tratamentos o parasitismo não foi inviabilizado (Tabela 2). O efeito letal destes inseticidas pode estar atribuído ao contato com os resíduos pelo caminhar sobre a cartela de ovos durante o processo de parasitismo, somados a possibilidade de sofrer contato com os produtos no momento que a fêmea ingere o conteúdo que extravasam do ovo hospedeiro (SALT, 1935; KLOMP; TEERINK, 1962). Este efeito também foi atribuído a mortalidade de insetos por Cònsoli et al. (2001), Moura et al. (2006), Souza et al. (2014) e Takahashi (2016).

Lambda-cialotrina foi considerada moderadamente nociva. A sua utilização deve ser evitada no MIP de morangueiros que dependem da ação de polinizadores além da interação com os demais insetos e ácaros benéficos (MICHAUD; GRANT, 2003; INGRAM et al., 2015). Além de induzir resistência em insetos praga quando utilizados sem moderação (DEWAR, 2017).

Abamectina e clorfenapir foram classificados como levemente nocivos baseado na redução do parasitismo e redução da emergência. No entanto afetaram a sobrevivência e longevidade de  $F_0$ . Além disso, ambos provocaram efeitos adversos sobre a  $F_1$ , podendo significar perda na capacidade de sobrevivência das populações de *T. pretiosum* no campo.

Azadiractina e espinetoram foram classificados como moderadamente nocivos, porém são considerados ambientalmente seguros em relação a inseticidas de amplo espectro, baixa toxicidade a mamíferos e baixas dosagens de uso e pela rápida degradação em ambiente natural. Estudos a campo são especialmente necessários para estes produtos. Cabe ressaltar ainda que

azadiractina provocou o ressecamento dos ovos do hospedeiro, mas não afetou a sobrevivência dos parasitoides.

Tiametoxam provocou diminuição na longevidade da F<sub>1</sub> e emergência da F<sub>2</sub>, porém foi considerado inócuo a parasitoides adultos de *T. pretiosum* nos testes em laboratório.

## **7. CONCLUSÃO**

Todos os inseticidas testados no presente estudo provocaram efeitos letais e subletais em algum nível. O inseticida tiametoxam, foi o único classificado como inócuo, sendo considerado seguro para integração com o parasitoide *T. pretiosum*. Os demais inseticidas provocaram efeitos levemente e moderadamente nocivos, porém os parasitoides foram submetidos às piores condições possíveis nos experimentos. Testes adicionais a nível de semi-campo e campo são necessários para confirmar a toxicidade destes produtos.

## REFERÊNCIAS

- AGROFIT: **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**, 2020. Disponível em: <[http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em: 02 de fevereiro de 2020.
- AHMAD, M.; OSSIEWATSCH, H. R.; BASEDOW, T. Effects of neem-treated aphids as food/hosts on their predators and parasitoids. **Journal of Applied Entomology**, v. 127, n. 8, p. 458–464, 2003.
- ALTIERI, M.; NICHOLLS, C. Biodiversity and pest management in agroecosystems. **CRC Press**, p. 252, 2018.
- AMARO, J. T.; BUENO, A. F.; POMARI-FERNANDES, A. F.; NEVES, P. M. O. J. Selectivity of organic products to *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v. 44, p. 489-497, 2015.
- AMATUZZI, R. F.; CARDOSO, N.; POLTRONIERI, A. S.; POITEVIN, C. G.; DALZOTO, P.; ZAWADNEAK, M. A.; PIMENTEL, I. C. Potential of endophytic fungi as biocontrol agents of *Duponchelia fovealis* (Zeller) (Lepidoptera: Crambidae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 78, n. 3, p. 429-435, 2017.
- ANTUNES, L. E. C.; REISSER JUNIOR, C.; VIGNOLO, G. K.; GONÇALVES, M. A. Morangos do jeito que o consumidor gosta. **Campo & Lavoura**, Anuário HF 2015, n. 1, p.64-72, 2015.
- ASMA, C.; ONS, I.; SABRINE, B. A.; KAOUTHAR, L. G. Life-stage-dependent side effects of selected insecticides on *Trichogramma cacoeciae* (Marchal) (hymenoptera: Trichogrammatidae) under laboratory conditions. **Phytoparasitica**, v. 46, n. 1, p. 105-113, 2018.
- ARAUJO, E. S.; TARGÃO, D. P.; PASTORI, P. L.; MONTEIRO, L. B. Seletividade de inseticidas a *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) coletado em ovos de lagarta-enroladeira *Bonagota salubricola* (Meyrick, 1937) (Lepidoptera: Tortricidae) em Fraiburgo, Brasil. **Scientia Agraria**, v. 14, n. 1, p. 35-39, 2013.
- BARROS, L. S. Seletividade de inseticidas ao parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Dissertação de Mestrado - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Ciências Agrônômicas. p. 80, 2016.
- BERNARDI, D.; BOTTON, M.; NAVA, D. E.; ZAWADNEAK, M. A. C. Guia para a identificação e monitoramento de pragas e seus inimigos naturais em morangueiro. **Embrapa Uva e Vinho (ALICE)**, 2015.
- BESERRA, E. B.; QUERINO, R. B.; PARRA, J. R. Ocorrência de ginandromorfismo em *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 3, p. 507-509, 2003.

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.

BETHKE, J.; VANDER MEY, B. Pest Alert: *Duponchelia fovealis*. **University of California Cooperative Extension San Diego**, 2010.

BIONDI, A.; MOMMAERTS, V.; SMAGGHE, G.; VIÑUELA, E.; ZAPPALÀ, L.; DESNEUX, N. The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. **Pest management science**, v. 68, n. 12, p. 1523-1536, 2012.

BIONDI, A., ZAPPALÀ, L., STARK, J. D., DESNEUX, N. Do biopesticides affect the demographic traits of a parasitoid wasp and its biocontrol services through sublethal effects?. **PLoS One**, v. 8, n. 9, 2013.

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**, v. 50, n. 2, p. 115-128, 1994.

BLOOMQUIST, J. R. Ion channels as targets for insecticides. **Annual review of entomology**, v. 41, n. 1, p. 163-190, 1996.

BOSCH, R. V. D. The Pesticide Conspiracy. **University of California Press**, p. 226, 1978.

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.

BRUNNER, J. F.; DUNLEY, J. E.; DOERR, M. D.; BEERS, E. H. Effect of pesticides on *Colpoclypes florus* (Hymenoptera: Eulophidae) and *Trichogramma platneri* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), parasitoids of leafrollers in Washington. **Journal of Economic Entomology**, v.94, n. 5, p.1075-1084, 2001.

BONSIGNORE, C. P.; VACANTE, V. *Duponchelia fovealis* (Zeller). A new emergency for strawberry ? **Protezione delle Colture**, v. 3, p. 40-43, 2010.

BUENO, A. D. F.; CARVALHO, G. A.; SANTOS, A. C. D.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; SILVA, D. M. D. Pesticide selectivity to natural enemies: challenges and constraints for research and field recommendation. **Ciência Rural**, v. 47, n. 6, 2017.

CABI (CENTRE FOR AGRICULTURE AND BIOSCIENCES INTERNATIONAL). *Duponchelia fovealis* (southern European marshland pyralid). **Wallingford**, 2020. Disponível em: <<http://www.cabi.org/isc/datasheet/20168>>. Acesso em: 28 de janeiro de 2020.

CARSON, R. **Silent spring**. Boston, MA: Houghton Mifflin. p. 368, 1962.

CARVALHO, G. A.; PARRA, J. R. P.; BAPTISTA, G. C. D. Ação residual de

alguns inseticidas pulverizados em plantas de tomateiro sobre duas linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em casa-de-vegetação. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 23, n. 4, p. 771-776, 1999.

CARVALHO, G. D.; PARRA, J. R. P.; BAPTISTA, G. D. Impacto de produtos fitossanitários utilizados na cultura do tomateiro na fase adulta de duas linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 3, p. 560-568, 2001.

CARVALHO, G. A.; REIS, P. R.; ROCHA, L. C. D.; MORAES, J. C.; FUINI, L. C.; ECOLE, C. C. Efeitos colaterais de inseticidas utilizados em campos de tomate sobre *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae). **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 25, n. 2, p. 275-279, 2003.

CHENG, S.; LIN, R.; WANG, L.; QIU, Q.; QU, M.; REN, X.; ZONG, F.; JIANG, H.; YU, C. Comparative susceptibility of thirteen selected pesticides to three different insect egg parasitoid *Trichogramma* species. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 166, p. 86-91, 2018.

CHLORIDIS, A.; DOWNARD, P.; DRIPPS, J. E.; KANESHI, K.; LEE, L. C.; MIN, Y. K.; PAVAN, L. A. Spinetoram (XDE-175): a new spinosyn. **Proceedings of the XVI international plant protection congress**, p. 44-49, 2007.

CLARK, J. M.; SCOTT, J. G.; CAMPOS, F.; BLOOMQUIST, J. R. Resistance to avermectins: extent, mechanisms, and management implications. **Annual Review of Entomology**, v. 40, n. 1, p. 1-30, 1995.

CLOYD, R. A. Indirect effects of pesticides on natural enemies. **Pesticides - Advances in Chemical and Botanical Pesticides**, p. 382, 2012.

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 (Hym., Trichogrammatidae), a natural enemy of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lep., Gelechiidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 122, n. 1, p. 43-47, 1998.

CÔNSOLI, F. L.; KITAJIMA, E. W.; PARRA, J. R. P. Ultrastructure of the natural and factitious host eggs of *Trichogramma galloi* Zucchi and *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **International Journal of Insect Morphology and Embryology**, v. 28, n. 3, p. 211-231, 1999.

CÔNSOLI, F. L.; BOTELHO, P. S. M.; PARRA, J. R. P. Selectivity of insecticides to the egg parasitoid *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988, (Hym., Trichogrammatidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 125, n. 1-2, p. 37-43, 2001.

CORREIA, A. A. Avaliação de inseticidas sobre a biologia e embriologia de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e o efeito em *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), parasitoide de ovos. Tese de Doutorado - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Doutorado em Agronomia, p. 87, 2012.

CORREIA, A. A.; WANDERLEY-TEIXEIRA, V.; TEIXEIRA, Á. A.; OLIVEIRA, J.

V.; GONÇALVES, G. G.; CAVALCANTI, M. G.; BRAYNER, F. A.; ALVES, L. C. Microscopic analysis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) embryonic development before and after treatment with azadirachtin, lufenuron, and deltamethrin. **Journal of economic entomology**, v. 106, n. 2, p 747-755, 2013.

COSTA, E. M., ARAUJO, E. L., MAIA, A. V., SILVA, F. E., BEZERRA, C. E., SILVA, J. G.. Toxicity of insecticides used in the Brazilian melon crop to the honey bee *Apis mellifera* under laboratory conditions. **Apidologie**, v. 45, n. 1, p. 34-44, 2014.

CROFT, B. A. Arthropod biological control agents and pesticides. **John Wiley and Sons Inc**, 1990.

DEGRANDE, P. E.; REIS, P. R.; CARVALHO, G. A.; BELARMINO, L. C.; Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, p. 71-93, 2002.

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

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The Sublethal Effects of Pesticides on Beneficial Arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, n. 1, p. 81–106, 2007.

EFIL, L.; ÖZGÜR, O.; EFIL, F. A new pest, *Duponchelia fovealis* Zeller, on strawberries in Turkey: damage, distribution and parasitoid. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 2, n. 4, p. 328-334, 2014.

FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. Barueri, São Paulo: Manole Ltda, p.71-93, 2002.

FONTES, J.; ROJA, I. S.; TAVARES, J.; OLIVEIRA, L. Lethal and sublethal effects of various pesticides on *Trichogramma achaeae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 111, n. 3, p. 1219-1226, 2018.

FORNAZIER, M. J.; PRATISSOLI, D.; MARTINS, D. S.; DALVI, L. P.; TEIXEIRA, C. P.; TADEU, A. S.; THOMPSON, E. L.; RODRIGUES, A. K.; COZER, E.; PEREIRA, J. P. A.; BECALLI, L.; PAES, J. P. P.; TIBURCIO, M. O. Praga exótica no estado do Espírito Santo: *Duponchelia fovealis* Zeller 1847 (Lepidoptera: Crambidae). Vitória, DSM-INCAPER, 4 p. (folder).

FRANCO, M. C.; BAPTISTA, M. C. *Duponchelia fovealis* Zeller-nova praga em Portugal. **Frutas, legumes e flores**, v. 110, p. 34-35, 2010.

FUKUTO, T. R. Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. **Environmental health perspectives**, v. 87, p. 245-254, 1990.

GAZZONI, D. L. Pesquisa em seletividade de inseticidas no Brasil: uma



abordagem conceitual e metodológica. **Simpósio de Controle Biológico**, Pelotas, RS, v. 4, p. 119-124, 1994.

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

GONÇALVES-GERVÁSIO, R. D. C.; VENDRAMIM, J. D. Efeito de extratos de meliáceas sobre o parasitóide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 5, p. 607-612, 2004. .

GRANDE, M. L. M.; BRAZ, É. C.; BUENO, A. D. F.; SILVA, D. M.; QUEIROZ, A. P.; VENTURA, M. U. Effect of increasing rate of insecticides on its selectivity for *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Embrapa Soja (ALICE)**, 2018.

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

HASSAN, S. A. Métodos padronizados para testes de seletividade com ênfase em *Trichogramma*. **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: Fealq, v. 8, p. 207-233, 1997.

HASSAN, S. A.; HAFES, B.; DEGRANDE, P. E.; HERAI, K. The side-effects of pesticides on the egg parasitoid *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hym., Trichogrammatidae), acute dose-response and persistence tests. **Journal of Applied Entomology**, v. 122, n. 1-5, p. 569-573, 1998.

HASSAN, S. A.; HALSALL, N.; GRAY, A. P.; KUEHNER, C.; MOLL, M.; BAKKER, F. M.; ROEMBKE, J.; YOUSEF, A.; NASR, F.; ABDELGADER, H. A laboratory method to evaluate the side effects of plant protection products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target arthropods**, p. 107-119, 2000.

HASSAN, S.; ABDELGADER, H. A sequential testing program to assess the side effects of pesticides on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hym., Trichogrammatidae). **Pesticides and Beneficial Organisms IOBC/wprs Bulletin**, v. 24, n. 4, p. 71–81, 2001.

HASEEB, M.; AMANO, H. Effects of contact, oral and persistent toxicity of selected pesticides on *Cotesia plutellae* (Hym., Braconidae), a potential parasitoid of *Plutella xylostella* (Lep., Plutellidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 126, n. 1, p. 8-13, 2002.

INGRAM, E. M.; AUGUSTIN, J.; ELLIS, M. D.; SIEGFRIED, B. D. Evaluating sub-lethal effects of orchard-applied pyrethroids using video-tracking software to quantify honey bee behaviors. **Chemosphere**, v. 135, p. 272-277, 2015.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE. **Censo Agropecuário**, 2017. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/6619>>.

Acesso em: 21 de novembro de 2019.

KHAN, M. A.; RUBERSON, J. R. Lethal effects of selected novel pesticides on immature stages of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Pest Management Science**, v. 73, n. 12, p. 2465-2472, 2015.

KHAN, M. A.; KHAN, H.; FARID, A.; ALI, A. Evaluation of toxicity of some novel pesticides to parasitism by *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Agricultural Research**, v. 53, n. 1, p. 63-73, 2015.

KLOMP, H.; TEERINK, B. J. Host Selection and Number of Eggs per Oviposition in the Egg-Parasite *Trichogramma embryophagum* Htg. **Nature**, v. 195, n. 4845, p. 1020-1021, 1962.

KOGAN, M. Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. **Annual Review of Entomology**, v. 43, n. 1, p. 243-270, 1998.

KSENTINI, I.; JARDAK, T.; ZEGHAL, N. Bacillus thuringiensis, deltamethrin and spinosad side-effects on three *Trichogramma* species. **Bulletin of Insectology**, v. 63, p. 31-37, 2010.

LASOTA, J. A.; DYBAS, R. A. Avermectins, a novel class of compounds: implications for use in arthropod pest control. **Annual Review of Entomology**, v. 36, p. 91-117, 1991.

LI, W.; ZHANG, P.; ZHANG, J.; LIN, W.; LU, Y.; GAO, Y. Acute and sublethal effects of neonicotinoids and pymetrozine on an important egg parasitoid, *Trichogramma ostriniae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Biocontrol science and technology**, v. 25, n. 2, p. 121-131, 2015.

MAIA, J. B.; CARVALHO, G. A.; LEITE, M. I. S.; OLIVEIRA, R. L. DE; MAKYAMA, L. Selectivity of insecticides used in corn crops to adult *Trichogramma atopovirilia* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Colombiana de Entomología**, v. 36, n. 2, p. 202-206, 2010.

MATSUDA, K.; KANAOKA, S.; AKAMATSU, M.; SATTELLE, D. B. Diverse actions and target-site selectivity of neonicotinoids: structural insights. **Molecular pharmacology**, v. 76, n. 1, p. 1-10, 2009.

MICHAUD, J. P.; GRANT, A. K. IPM-compatibility of foliar insecticides for citrus: indices derived from toxicity to beneficial insects from four orders. **Journal of Insect Science**, v. 3, n. 1, p. 10, 2003.

MOLINA, A. M. R. A cultura do morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch.) no estado de Santa Catarina: sistemas de produção e riscos climáticos. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal de Santa Catarina, Recursos Genéticos Vegetais. p. 195, 2016.

MOSCARDINI, V. F.; MOURA, A. P. D.; CARVALHO, G. A.; LASMAR, O. Efeito

residual de inseticidas sintéticos sobre *Trichogramma pretiosum* Riley (Hym., Trichogrammatidae) em diferentes gerações. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 30, n. 2, p. 177-182, 2008.

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**, v. 26, n. 2, 2004.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; RIGITANO, R. L. D. O. Toxicidade de inseticidas utilizados na cultura do tomateiro a *Trichogramma pretiosum*. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 40, n. 3, p. 203–210, 2005.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; PEREIRA, A. E.; ROCHA, L. C. D. Selectivity evaluation of insecticides used to control tomato pests to *Trichogramma pretiosum*. **BioControl**, v. 51, n. 6, p. 769–778, 2006.

OLIVEIRA, H. N.; PRATISSOLI, D.; PEDRUZZI, E. P.; ESPINDULA, M. C. Desenvolvimento do predador *Podisus nigrispinus* alimentado com *Spodoptera frugiperda* e *Tenebrio molitor*. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 39, n. 10, p. 947–951, 2004.

PAES, J. P. P.; LIMA, V. L. S.; PRATISSOLI, D.; CARVALHO, J. R.; DE FREITAS BUENO, R. C. O. Selection of parasitoids of the genus *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and parasitism at different eggs ages of *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 40, p. 1-9, 2018.

PAIVA, A. C. R.; BELOTI, V. H.; YAMAMOTO, P. T. Sublethal effects of insecticides used in soybean on the parasitoid *Trichogramma pretiosum*. **Ecotoxicology**, v. 27, n. 4, p. 448-456, 2018.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* in Brazil: Feasibility of Use after Twenty Years of Research. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 271-281, 2004.

PIROVANI, V. D.; PRATISSOLI, D.; CARVALHO, J. R.; DALVI, L. P. Manejo de Pragas para Cultura do Morangueiro: Sem Resíduo de Agrotóxicos. **Série Técnica**, v. 1847, p. 64, 2015.

PIROVANI, V. D. Métodos de manejo para *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae) na cultura do morangueiro. Tese de Doutorado - Universidade Federal do Espírito Santo, Produção Vegetal. p. 113, 2016.

PIROVANI, V. D.; PRATISSOLI, D.; TIBÚRCIO, M. O.; CARVALHO, J. R. D.; DAMASCENA, A. P.; FARIA, L. V. *Trichogramma galloi* and *Trichogramma pretiosum* for the management of *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) in strawberry plants. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 52, n. 8, p. 690-693, 2017.

POITEVIN, C. G.; PORSANI, M. V.; POLTRONIERI, A. S.; ZAWADNEAK, M. A. C.; PIMENTEL, I. C. Fungi isolated from insects in strawberry crops act as

potential biological control agents of *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae). **Applied entomology and zoology**, v. 53, n. 3, p. 323-331, 2018.

R CORE TEAM. R: A language and environment for statistical computing. **R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria, 2019. Disponível em: <<http://www.R-project.org/>>.

RAGHAVENDRA, K.; BARIK, T. K.; SHARMA, P.; BHATT, R. M.; SRIVASTAVA, H. C.; SREEHARI, U.; DASH, A. P. Chlorfenapyr: a new insecticide with novel mode of action can control pyrethroid resistant malaria vectors. **Malaria Journal**, v. 10, n. 1, p. 16, 2011.

REIS, P. R.; SOUSA, É. O. Seletividade de chlorfenapyr e fenbutatin-oxide sobre duas espécies de ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) em citros. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 3, p. 584-588, 2001.

RODRIGUES, R.; JARAS, L. I.; POLTRONIERI, A. S.; PIMENTEL, I. C., ZAWADNEAK, M. A. C. Seletividade de inseticidas reguladores de crescimento e botânico no parasitismo de três espécies de *Trichogramma* em ovos de *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae). **EntomoBrasilis**, v. 10, n. 1, p. 26-32, 2017.

SALOMÃO, K. P. O. S. Extratos vegetais e *Bacillus thuringiensis* visando o manejo de *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae). Dissertação de Mestrado – Universidade Federal do Espírito Santo, Produção Vegetal – Fitossanidade, p. 60, 2014.

SALT, G. Experimental studies in insect parasitism III-Host selection. Proceedings of the Royal Society of London. **Series B-Biological Sciences**, v. 117, n. 805, p. 413-435, 1935.

SANTOS, F. M. Toxicidade de inseticidas para *Duponchelia fovealis* (Zeller) (Lepidoptera: crambidae) e potencial parasitismo por *Cotesia flavipes* (Cam.) (Hymenoptera: braconidae). Dissertação de Mestrado - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Entomologia Agrícola. P. 61, 2014.

SATO, M. E.; SILVA, M. Z. D.; CANGANI, K. G.; RAGA, A. Seleções para resistência e suscetibilidade, detecção e monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* ao acaricida clorfenapir. **Bragantia**, v. 66, n. 1, p. 89-95, 2007.

SILVA, D. M. D.; BUENO, A. D. F. Organic products selectivity for *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 82, p. 1-8, 2015.

SMITH, E. H.; KENNEDY, G. G.; PIMENTEL, D. History of pesticides. **Encyclopedia of pest management**, v. 824706326, p. 376-372, 2002.

SOUZA, J. C.; SILVA, R. A.; SILVEIRA, E. C.; ABREU, F. A.; TOLEDO, M. A. Ocorrência de nova praga nas lavouras de morango no Sul de Minas. **Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), Circular Técnica**, v. 180, p. 5, 2013a.

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

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

SOUZA, M. D.; ZAWADNEAK, M. A. C. Monitorando e identificando as pragas e inimigos naturais do morangueiro. **Campo & Negócios HF**, v. 5, p. 58-61, 2018.

SPARKS, T. C.; CROUSE, G. D.; DRIPPS, J. E.; ANZEVENO, P.; MARTYNOW, J.; DEAMICIS, C. V.; GIFFORD, J. Neural network-based QSAR and insecticide discovery: spinetoram. **Journal of Computer-Aided Molecular Design**, v. 22, n. 6-7, p. 393-401, 2008.

SPARKS, T. C.; NAUEN, R. IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. **Pesticide biochemistry and physiology**, v. 121, p. 122-128, 2015.

STEFANELLO JÚNIOR, G. J.; GRUTZMACHER, A. D.; SPAGNOL, D.; PASINI, R. A.; BONEZ, C.; MOREIRA, D. C. Persistência de agrotóxicos utilizados na cultura do milho ao parasitoide *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência Rural**, v. 42, n. 1, p. 17-23, 2012.

STERK, G.; HASSAN, S. A.; BAILLOD, M.; BAKKER, F.; BIGLER, F.; BLUMEL, S.; BOGENSCHUTZ, H.; BOLLER, E.; BROMAND, B.; BRUN, J.; CALIS, J. N. M.; COREMANS-PELSENEER, J.; DUSO, C.; GARRIDO, A.; GROVE, A.; HEIMBACH, U.; HOKKANEN, H.; JACAS, J.; LEWIS, G.; MORETH, L.; POLGAR, L.; ROVERSTI, L.; SAMSOE-PETERSEN, L.; SAUPHANOR, B.; SCHAUB, L.; STAUBLI, A.; TUSET, J. J.; VAINIO, A.; VAN DE VEIRE, M.; VIGGIANI, G.; VINUELA, V. H. Results of the seventh joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS-Working Group 'Pesticides and Beneficial Organisms'. **BioControl**, v. 44, n. 1, p. 99-117, 1999.

STOCK, D.; HOLLOWAY, P. J. Possible mechanisms for surfactant-induced foliar uptake of agrochemicals. **Pest Management Science**, Sussex, v. 38, n. 2-3, p. 165-177, 1993.

STOCKS, S. D.; HODGES, A. European Pepper Moth or Southern European Marsh Pyralid *Duponchelia fovealis* (Zeller). **IFAS Extension, University of Florida**, p. 10, 2011.

SCHMUTTERER, H. Side-effects of neem (*Azadirachta indica*) products on insect pathogens and natural enemies of spider mites and insects. **Journal of Applied Entomology**, v. 121, n. 1-5, p. 121-128, 1997.

TAKAHASHI, T. A. Seletividade de inseticidas a *Trichogramma atopovirilia* e *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de dois

hospedeiros naturais. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal do Paraná, Produção Vegetal. p. 63, 2016.

THOMPSON, G. D.; DUTTON, R.; SPARKS, T. C. Spinosad—a case study: an example from a natural products discovery programme. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, v. 56, n. 8, p. 696-702, 2000.

TOMIZAWA, T. M.; CASIDA, J. E. Selective toxicity of neonicotinoids attributable to specificity of insect and mammalian nicotinic receptors. **Annual Review of Entomology**, v. 48, p. 339-364, 2003.

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**, v. 70, n. 3, p. 398-404, 2014.

WILLIAMS, L.; PRICE, L. D. A space-efficient contact toxicity bioassay for minute Hymenoptera, used to test the effects of novel and conventional insecticides on the egg parasitoids *Anaphes iole* and *Trichogramma pretiosum*. **BioControl**, v. 49, n. 2, p. 163-185, 2004.

WOLSTENHOLME, A. J.; ROGERS, A. T. Glutamate-gated chloride channels and the mode of action of the avermectin/milbemycin anthelmintics. **Parasitology**, v. 131, n. S1, p. S85-S95, 2005.

WURZ, D. A.; DUBIELA, R. C.; NUNES, H. F. Perfil socioeconômico de produtores de morango no município de Canoinhas – Santa Catarina. **Revista Científica Rural**, v. 21, n. 3, p. 13-27, 2019.

ZALUCKI, M. P.; ADAMSON, D.; FURLONG, M. J. The future of IPM: Whither or wither?. **Australian Journal of Entomology**, v. 48, n. 2, p. 85-96, 2009.

ZAWADNEAK, M. A. C.; GONÇALVES, R. B.; KUHN, T.; ARAUJO, E.; DOLCI, E.; SANTOS, B.; SILVA, C.; BENATTO, A.; VIDAL, H. Novo desafio. **Cultivar HF**, p. 30-32, 2011.

ZAWADNEAK, M. A.; GONÇALVES, R. B.; PIMENTEL, I. C.; SCHUBER, J. M.; SANTOS, B.; POLTRONIERI, A. S.; SOLIS, M. Primer registro de *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) en América del Sur. **Idesia (Arica)**, v.34, n. 3, p. 91-95, 2016.

ZAWADNEAK, M. A.; GONCALVES, R. B.; POLTRONIERI, A. S.; SANTOS, B.; BISCHOFF, A. M.; BORBA, A. M.; PIMENTEL, I. C. Biological parameters of *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) reared in the laboratory on two diets. **European Journal of Entomology**, v. 114, p. 291, 2017.

ZHANG, Z. Q.; SANDERSON, J. P. Relative toxicity of abamectin to the predatory mite *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) and twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 83, n. 5, p. 1783-1790, 1990.