



**VANESSA EXTECKOETTER**

**SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE INSETICIDAS PARA O PARASITOIDE**  
*Telenomus remus* (HYMENOPTERA: SCELIONIDAE)

**LAVRAS-MG**

**2023**

**VANESSA EXTECKOETTER**

**SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE INSETICIDAS PARA O PARASITOIDE**  
*Telenomus remus* (HYMENOPTERA: SCELIONIDAE)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, área de concentração em Entomologia, para a obtenção do título de Mestre.

Dr. Geraldo Andrade Carvalho  
Orientador

Dr. Adeney de Freitas Bueno  
Coorientador

**LAVRAS-MG**

**2023**

**Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca  
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).**

Exteckoetter, Vanessa.

Seletividade fisiológica de inseticidas para o parasitoide  
*Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) / Vanessa  
Exteckoetter. - 2023.

44 p.

Orientador(a): Geraldo Andrade Carvalho.

Coorientador(a): Adeney De Freitas Bueno.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de  
Lavras, 2023.

Bibliografia.

1. *Spodoptera*. 2. Parasitoide. 3. Seletividade. I. Carvalho,  
Geraldo Andrade. II. Bueno, Adeney De Freitas. III. Título.

**VANESSA EXTECKOETTER**

**SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE INSETICIDAS PARA O PARASITOIDE**  
*Telenomus remus* (HYMENOPTERA: SCHELIONIDAE)

**PHYSIOLOGICAL SELECTIVITY OF INSECTICIDES FOR THE PARASITOID**  
*Telenomus remus* (HYMENOPTERA: SCHELIONIDAE)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, área de concentração em Entomologia, para a obtenção do título de Mestre.


APROVADA em 27 de setembro de 2023

Banca examinadora:

Dr. Geraldo Andrade de Carvalho – UFLA

Dr. Bruno Henrique Sardinha de Souza – UFLA

Dr. Dr. Rogério Antônio Silva – EPAMIG

Documento assinado digitalmente  
 GERALDO ANDRADE DE CARVALHO  
Data: 22/12/2023 09:54:28-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

Dr. Geraldo Andrade Carvalho  
Orientador

Dr. Adeney de Freitas Bueno  
Coorientador

**LAVRAS-MG**  
**2023**

*À Deus  
Aos meus pais, Douglas e Dirce.*

***DEDICO***

## AGRADECIMENTOS

À Deus, por todas as bençãos concedidas, e por ter permitido essa experiencia em minha vida.

Aos meus pais, Douglas Exteckoetter e Dirce Exteckoetter, vocês são minha base, inspiração e o motivo por tudo que venho realizando em minha vida.

Ao meu orientador Dr. Geraldo Andrade Carvalho, pelo convívio, pelo apoio, pela compreensão, pela amizade, que com sabedoria soube dirigir-me os passos e os pensamentos para o alcance de meus objetivos. Agradeço a oportunidade de crescer e de realizar mais um dos meus sonhos.

Ao meu Coorientador Dr. Adeney de Freitas Bueno, pelas colaborações neste trabalho, as quais fizeram diferença nesses dois anos de mestrado.

À FAPEMIG, pelo financiamento da bolsa de estudos e pela oportunidade de trabalhar na pesquisa. À CAPES e CNPq, pelos recursos necessários para o desenvolvimento deste trabalho.

À Universidade Federal de Lavras-UFLA e ao Departamento de Entomologia (DEN) pela oportunidade de estudar e realizar o mestrado.

A todos os professores do Programa de Pós-graduação em Entomologia da UFLA, que colaboraram para minha formação acadêmica e profissional.

Aos membros da banca de dissertação, Dr. Rogério Antônio Silva e Dr. Bruno Henrique Sardinha de Souza pelas contribuições que enriqueceram este trabalho.

Às minhas amigas, em especial a Karolina, Julia, Lívia, Leidy e Mariana Macedo, pela colaboração na editoração final da dissertação. E às minhas amigas Mariana, Ana Flavia, Ariane, Ana Paula. Agradeço por todos os momentos vividos e serei eternamente grata a todas.

Aos meus amigos da Entomologia e da UFLA, vocês fizeram os meus dias mais leves, foram a minha família nos finais de semana e sempre acreditaram na minha capacidade.

Gostaria de agradecer em especial a Leia, a qual me motivou, cuidou e me ajudou, nesse período de mestrado. Além dos funcionários e amigos Dedé, Andreia, Elaine e Carzinho.

E aos meus amigos do LEMIP por toda a ajuda e convívio nos experimentos, nas horas de almoço e na sala de estudos.

**Obrigada a todos!**

## RESUMO GERAL

*Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) é uma das principais pragas agrícolas em todo o mundo, principalmente das culturas do milho, soja e algodão. Seu controle é realizado por meio de aplicações de inseticidas; entretanto, o uso de forma indiscriminada tem selecionado populações resistentes dessa praga e causado desequilíbrios biológicos com redução populacional de inimigos naturais. Desta forma, é muito importante avaliar a seletividade de novos inseticidas para uso em programas de manejo integrado de pragas nessas culturas. Uma das espécies de inimigo natural mais associada com esse noctuídeo nessas culturas é *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). Em função da importância desse parasitoide no controle de *S. frugiperda*, o objetivo desse trabalho foi avaliar a seletividade fisiológica dos inseticidas clorantraniliprole, indoxacarbe, espinetoram e clorpirifós, em suas maiores dosagens recomendadas pelos fabricantes, para *T. remus*. Os inseticidas foram aplicados em *T. remus* no período de ovo-larva e na fase de pupa no interior de ovos de *S. frugiperda*, e também em adultos do parasitoide, por meio de torre de Potter calibrada à 15 lb.pol<sup>-2</sup> com depósito de 2,0 ± 0,5 µL.cm<sup>-2</sup>. Foram avaliados os números de insetos sobreviventes, de ovos parasitados e de parasitoides emergidos, bem como do número de machos e fêmeas para cálculo da razão sexual. O inseticida clorpirifós quando aplicado sobre ovos de *S. frugiperda* contendo *T. remus* no período ovo-larva e na fase de pupa, reduziu em 100% o parasitismo e a emergência de parasitoides adultos da geração F1, e por isto, foi classificado como nocivo segundo a classificação da International Organization of Biological Control (IOBC). Os demais inseticidas avaliados foram seletivos para a fase imatura do parasitoide. Espinetoram e clorpirifós foram tóxicos às fêmeas adultas (F0) do parasitoide que foram expostas aos resíduos dos inseticidas em superfície contaminada. Em função da baixa toxicidade conferida por clorantraniliprole, espinetoram e indoxacarbe para *T. remus*, em sua fase imatura, e indoxacarbe e clorantraniliprole para a fase adulta, esses inseticidas devem ser priorizados em programas de manejo integrado de pragas visando à preservação dessa espécie de parasitoide nas culturas da soja, milho e algodão.

**Palavras-chave:** *Glycine max.* *Zea mays.* *Spodoptera* spp.. Pesticidas. Parasitoide. Toxicidade. Efeitos subletais. MIP.

## ABSTRACT

*Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) is one of the main agricultural pests in the world, especially in corn, soybean crops and cotton crops. Its control is carried out through insecticide applications; however, indiscriminate use has selected resistant populations of this pest and caused biological imbalances with a reduction in the population of natural enemies. Therefore, it is very important to evaluate the selectivity of new insecticides for use in integrated pest management programs for these crops. One of the natural enemy species most associated with this noctuid in these crops is *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). Given the importance of this parasitoid in controlling *S. frugiperda*, the aim of this study was to assess the physiological selectivity of the insecticides chlorantraniliprole, indoxacarb, spinetoram and chlorpyrifos, at the highest dosages recommended by the manufacturers, for *T. remus*. The insecticides were applied to *T. remus* during the egg-larvae and pupal stages inside *S. frugiperda* eggs, and also to adults of the parasitoid, using a Potter tower calibrated at 15lb.pol<sup>-2</sup> with a deposit of  $2.0 \pm 0,5 \mu\text{L}\cdot\text{cm}^{-2}$ . The numbers of surviving insects, parasitized eggs and emerged parasitoids were evaluated, as well as the number of males and females to calculate the sex ratio. The insecticide chlorpyrifos, when applied to *S. frugiperda* eggs containing *T. remus* in the egg-larvae and pupal stages, reduced parasitism and the emergence of adult parasitoids of the F1 generation by 100%, and was therefore classified as harmful according to the International Organization of Biological Control (IOBC) classification. The other insecticides evaluated were selective for the immature stage of the parasitoid. Spinetoram and chlorpyrifos were toxic to adult females (F0) of the parasitoid that were exposed to residues of the insecticides on contaminated surfaces. Due to the low toxicity of chlorantraniliprole, spinetoram and indoxacarb to *T. remus* in its immature stage, and indoxacarb and chlorantraniliprole to the adult stage, these insecticides should be prioritized in integrated pest management programs aimed at preserving this parasitoid species in soybean and corn cotton crops.

**Keywords:** *Glycine max.* *Zea mays.* *Spodoptera* spp.. Pesticides. Parasitoid. Toxicity. Side effects. IPM.



## LISTA DE FIGURAS

**Figura 1** - Curvas de sobrevivência ao longo do tempo de fêmeas da geração F0 de *Telenomus remus* expostas a superfícies contaminadas com os inseticidas. ....28

**Figura 2** - Curvas de sobrevivência ao longo do tempo de fêmeas da geração F0 de *Telenomus remus* tratadas diretamente via pulverização dos inseticidas. ....28

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1-** Nomes comercial, tipo de formulação, ingrediente ativo, grupo químico, concentração e dosagem máxima dos inseticidas utilizados. ....22
- Tabela 2 -** Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, geração F1, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados e contendo o parasitoide em sua fase imatura, e classe de toxicidade dos inseticidas avaliados. ....26
- Tabela 3 –** Razão sexual de *Telenomus remus*, da geração F1, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados com inseticidas e contendo o parasitoide em sua fase imatura. ....26
- Tabela 4 -** Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, geração F2, oriundos da geração F1 tratada e classe de toxicidade dos inseticidas avaliados. ....27
- Tabela 5 -** Razão sexual de *Telenomus remus*, da geração F2, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados com os inseticidas contendo o parasitoide em sua fase imatura. ....27
- Tabela 6 -** Porcentagem de parasitismo das fêmeas de *Telenomus remus*, da geração F0 tratadas diretamente com os inseticidas ou quando expostas em superfície contaminada e classe de toxicidade. ....29
- Tabela 7 -** Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, da geração F1 tratadas diretamente com os inseticidas ou expostas em superfície contaminadas e classe de toxicidade. ....30
- Tabela 8 -** Razão sexual de *Telenomus remus* da geração F1, provenientes do parasitismo de fêmeas da F1 tratadas diretamente com os inseticidas ou expostas à superfícies contaminadas. ....30

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO .....	11
2. OBJETIVOS .....	12
2.1. Objetivo geral .....	12
2.2. Objetivos específicos .....	12
3. HIPÓTESES .....	13
4. REFERENCIAL TEÓRICO .....	13
4.1. Aspectos bioecológicos de <i>S. frugiperda</i> .....	13
4.3. Aspectos bioecológicos do parasitoide <i>T. remus</i> .....	16
4.4. Seletividade: conceito e tipos .....	17
4.5. Características físico-químicas dos inseticidas avaliados.....	18
4.5.1. Clorantprilprole .....	18
4.5.2. Espinetoram .....	19
4.5.3. Indoxacarbe .....	20
4.5.4. Clorpirifós.....	20
5. MATERIAL E MÉTODOS.....	21
5.1. Criação de <i>S. frugiperda</i> .....	21
5.2. Criação e multiplicação do parasitoide <i>T. remus</i> .....	21
5.3. Inseticidas .....	22
5.4. Efeitos dos inseticidas sobre <i>T. remus</i> quando aplicados em ovos de <i>S. frugiperda</i> contendo o parasitoide no período de ovo-larva e na fase de pupa .....	22
5.5. Efeitos dos inseticidas sobre fêmeas adultas de <i>T. remus</i> expostas aos resíduos secos em superfícies contaminadas.....	23
5.6. Efeito da pulverização direta dos inseticidas em fêmeas adultas de <i>T. remus</i> .....	24
5.7. Análises estatísticas .....	25
6. RESULTADOS.....	25
6.1. Efeitos dos inseticidas quando aplicados em ovos de <i>S. frugiperda</i> contendo <i>T. remus</i> no período de ovo-larva ou na fase de pupa.....	25
6.2. Efeitos dos inseticidas sobre <i>T. remus</i> quando expostos a seus resíduos secos ou aplicados diretamente em fêmeas adultas .....	27
7. DISCUSSÃO .....	30
8. CONCLUSÃO .....	34

## 1. INTRODUÇÃO

*Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) é um inseto polífago capaz de atacar 353 espécies de plantas hospedeiras pertencentes a 76 famílias botânicas incluindo a soja e o milho (HORIKOSHI et al., 2021; MONTEZANO et al., 2018; OVERTON et al., 2021; KENIS et al., 2022). Essa praga é considerada um problema grave de segurança alimentar e causadora de grandes perdas econômicas ao redor do mundo (DAY et al., 2017; GOERGEN et al., 2016; HORIKOSHI et al., 2021; NAGOSHI et al., 2020; SAGAR et al., 2020).

Para assegurar a produtividade das culturas da soja, milho e algodão, um dos métodos de controle de *S. frugiperda* mais utilizado é o químico com a aplicação de inseticidas, sintéticos pertencentes aos grupos químicos dos organofosforados, carbamatos, piretróides, espinosinas e diamidas. Entretanto, aplicações excessivas e indiscriminadas desses produtos têm selecionado populações resistentes de *S. frugiperda* e ocasionado malefícios para o homem, inimigos naturais, insetos polinizadores, bem como aos agroecossistemas de produção (AGBOY et al., 2021; ANANI et al., 2020; CARVALHO et al., 2013; CARVALHO et al., 2019; COSTA et al., 2023; JANSSEN; RIJN, 2021; LIRA et al., 2020).

Em vista a esses problemas, os programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) têm buscado a sustentabilidade dos agroecossistemas de produção, visando combinar diferentes estratégias de controle da praga e reduzir os custos de produção, bem como a reduzir os impactos negativos ocasionados ao ambiente, à saúde do homem e de outros animais (LIMA et al., 2022; ROSETTI et al., 2023). Assim, o controle biológico é um método muito importante em programas de MIP, podendo ocorrer a partir da liberação massal de inimigos naturais da praga, e por organismos naturalmente encontrados nos agroecossistemas. Esse método tem sido eficiente para o controle de *S. frugiperda* em países como Brasil, México, Gana, Argentina, China e outros, com a liberação de parasitoides dos gêneros *Telenomus* e *Trichogramma* (AGBOYI et al., 2021; BATEMAN et al., 2018; LAURENTIS et al., 2019; MURÚA et al., 2009; OLIVEIRA et al., 2020; RIOS-VELASCO et al., 2011; WANG et al., 2020).

Dentre as espécies de inimigos naturais para *S. frugiperda*, o parasitoide de ovos *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) se destaca pela facilidade de dispersão e adaptação em agroecossistemas, bem como pela sua capacidade de parasitar até 90% dos ovos dessa praga (BUENO et al., 2010; FERRER, 2021; LAMINOUE et al., 2023; POMARI et al., 2013; POMARI-FERNANDES et al., 2018; POMARI et al., 2018; PINTO; FERNANDES, 2020; WENGRAT et al., 2021). Apesar da eficiência do controle biológico, o uso de inseticidas

químicos ainda será necessário na agricultura, pelo menos em curto e médio prazos (OLIVEIRA et al., 2023). Entretanto, os produtos químicos mais apropriados são aqueles que combinam boa eficiência contra a praga-alvo e menor impacto possível aos inimigos naturais (TORRES; BUENO, 2018).

Neste contexto, estudos de seletividade de inseticidas registrados para organismos não alvos (benéficos) têm-se destacado nas últimas décadas, partindo-se do pressuposto que os organismos benéficos apresentam diferenças fisiológicas, comportamentais e/ou ecológicas em relação aos artrópodes pragas (BUENO; TORRES, 2018; CARVALHO et al., 2019; CARVALHO et al., 2021). Assim, é relevante a realização de estudos com inseticidas sintéticos para inimigos naturais, como *T. remus*, visto que as informações obtidas serão de grande importância para superar os desafios do manejo sustentável de *S. frugiperda* (BATEMAN et al., 2018; LI, 2023). Ademais, a adoção dessa estratégia (seletividade) em programas de MIP, além de promover melhorias dos sistemas produtivos agrícolas, pode atender a demanda mundial pelo aumento da segurança alimentar e da sustentabilidade dos agroecossistemas de soja, milho e algodão, de forma a garantir alimentos suficientes, sem esgotar os recursos naturais e/ou causar prejuízos ao ambiente e ao próprio homem.

Desta forma, o presente estudo investigou a seletividade de inseticidas comerciais clorantianiliprole, indoxacarbe, espinetoram e clorpirifós, nas maiores dosagens recomendadas pelos fabricantes, para *T. remus*.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. Objetivo geral**

Avaliar os efeitos de alguns inseticidas registrados para o controle de *S. frugiperda* sobre o parasitoide *T. remus*.

### **2.2. Objetivos específicos**

- Avaliar os efeitos letal e subletais dos inseticidas usados em cultivos de soja e milho sobre *T. remus* no período de ovo-larva e na fase de pupa;
- Avaliar os efeitos transgeracionais dos inseticidas sobre *T. remus* após a geração parental ter sido tratada no período de ovo-larva e na fase de pupa;
- Avaliar a sobrevivência e reprodução de fêmeas de *T. remus* após aplicação direta dos inseticidas;

- Avaliar a sobrevivência e reprodução de fêmeas de *T. remus* após a exposição em superfícies contaminadas com os inseticidas.

### 3. HIPÓTESES

- O inseticida clorpirifós causa efeito letal e subletais no parasitoide *T. remus* no período de ovo-larva e na fase de pupa;
- Os inseticidas não causam efeitos transgeracionais negativos sobre *T. remus* após a geração parental ter sido tratada no período de ovo-larva e na fase de pupa;
- Os inseticidas clorantraniliprole e espinetoram não afetam a sobrevivência das fêmeas de *T. remus* quando tratadas via aplicação direta dos inseticidas e quando expostas a superfícies contaminadas.

### 4. REFERENCIAL TEÓRICO

#### 4.1. Aspectos bioecológicos de *Spodoptera frugiperda*

*Spodoptera frugiperda*, conhecida como lagarta-do-cartucho ou lagarta militar, é uma importante praga das culturas de milho nas regiões das Américas que também vem ocorrendo em soja nos últimos anos, e há pouco tempo invadiu regiões da África, Ásia e Oceania (FAO, 2021). Essa e outras 15 espécies do gênero *Spodoptera* estão distribuídas em 6 continentes e são pragas de importantes culturas agrícolas (MONTEZANO et al., 2018). Devido ao seu hábito polífago, *S. frugiperda* já foi encontrada em 353 espécies de plantas hospedeiras de 76 famílias botânicas (MONTEZANO et al., 2018), com preferência por espécies das famílias Poaceae, Fabaceae e Asteraceae (CASMUZ et al., 2010; MONTEZANO et al., 2018).

O ciclo de vida de *S. frugiperda* é holometábolo, com estágios de ovo, lagarta, pupa e adulto, que pode variar de 30 a 50 dias, de acordo com as condições ambientais e plantas hospedeiras. Os adultos são de vida livre e apresentam longevidade de 7 a 21 dias e dimorfismo sexual, sendo que, os machos apresentam manchas brancas triangulares na ponta e próximo ao centro das asas anteriores (CRUZ, 1995; GUEDES, 2022). A fêmea ovípara em plantas hospedeiras cerca de 9 a 534 ovos por postura, e até 13 posturas ao longo da sua vida, sendo de coloração marrom-acinzentada ou esverdeada (GUEDES, 2022). As lagartas eclodem em torno de dois dias à temperatura de 25°C e passam por cinco ou seis ínstaes até atingirem o estágio de pupa, sendo que o tempo do desenvolvimento pode ser influenciado pelas condições

ambientais (KENIS et al., 2022; MONTEZANO et al., 2018).

O hábito alimentar de *S. frugiperda* na fase jovem é do tipo mastigador, e é nessa fase que a praga ocasiona o dano às plantas, o que resulta em perda econômica significativa na produção de até 60%, visto que as lagartas se alimentam tanto de folhas, caules, pendões e espigas (DAY et al., 2017). No final do período larval, o inseto se desloca para o solo para iniciar a fase de pupa (HUANG et al., 2021).

As principais culturas que essa praga causa prejuízos econômicos são o milho, soja, sorgo e algodoeiro (OVERTON et al., 2021). No milho, é capaz de atacar folhas do cartucho e as espigas. Quando o ataque ocorre principalmente nas folhagens (KUATE et al., 2018), geralmente há má formação e redução da quantidade de grãos formados (CRUZ, 1995). Na cultura de soja, *S. frugiperda* pode causar danos severos quando o início de ataque ocorre em plântulas, visto que a lagarta é capaz de seccionar o caule na região do colo da planta, atacar folhas e vagens (BARROS et al., 2010).

#### **4.2. Métodos de controle de *S. frugiperda***

Dentre os métodos de controle mais eficientes e utilizados para *S. frugiperda*, são o controle químico e o controle varietal, seja por meio da resistência de plantas ou pela utilização de cultivos *Bt*. Apesar da recomendação de se aplicar inseticida apenas quando o nível de ação for atingindo e buscar sempre selecionar o inseticida mais seletivo, tal recomendação não é seguida, ocasionando um uso abusivo desta tática de controle (BUENO et al., 2011). As pulverizações são realizadas de forma abusiva pelos produtores, sendo na maioria das vezes, realizadas de três a oito aplicações de inseticidas durante o ciclo da planta. Dessa forma, tanto no milho quanto na soja, o controle de *S. frugiperda* ainda é um problema sério, elevando custos, selecionando populações resistentes aos principais inseticidas utilizados, entre outros efeitos negativos (CARVALHO et al., 2013).

Além do controle químico, a utilização de plantas de milho transgênicas contendo genes *Bt*, que expressam as toxinas como Cry (Cry1Ab, Cry1F, Cry1A 105 e Cry2Ab2) ou Vip (Vip3), tem sido uma das práticas empregadas para o controle de *S. frugiperda* (GARLET et al., 2021). As toxinas se ligam aos receptores no trato digestivo das lagartas e danificam as células do intestino médio, seguido da interrupção alimentar, redução do crescimento larval e morte (YANG et al., 2023). Entretanto, assim como já descrito para inseticidas sintéticos, existem vários registros na literatura de casos de resistência de populações dessa praga à tecnologia *Bt* em milho (BOAVENTURA et al., 2020). Portanto, além de recomendar a

implementação de áreas de refúgio, uma alternativa para preservar a tecnologia é o cultivo de plantas convencionais menos suscetíveis.

Com isso, o produtor realiza diversas aplicações de inseticidas e em altas dosagens, o que seleciona populações ainda mais resistentes aos principais inseticidas sintéticos disponíveis para essa praga (OMOTO, 2021). Esse fato está diretamente ligado ao desequilíbrio, ocasionados pelo uso errôneo dos inseticidas que alteram todo ecossistema agrícola e contribuindo com impactos negativos em polinizadores e inimigos naturais, resíduos nas plantas e contaminação dos lençóis freáticos (PALMA-ONETTO et al., 2021).

Com o intuito de enfrentar os desafios relacionados ao controle dessa praga, é essencial adotar abordagens que promovam a sustentabilidade e, ao mesmo tempo, minimizem o desenvolvimento das populações resistentes (BATEMAN et al., 2018). Uma das ferramentas para a correção desse uso exacerbado de inseticidas é o MIP que preconiza o uso conjunto de táticas, com a finalidade de manter a população de pragas abaixo do nível de dano econômico, o menor impacto possível nos inimigos naturais e outros organismos (BUENO; TORRES, 2018). Dentre as possibilidades de controle, o controle biológico é um importante método a ser associado ao controle químico de *S. frugiperda* (OLIVEIRA et al., 2023).

O controle biológico está dividido em natural, clássico e aplicado. O natural é conhecido como o método que busca preservar a população de inimigos naturais pelo manejo ambiental. Esse tipo de controle é aplicável a todas as culturas, visto que mantém equilíbrio no agroecossistema, controla a praga e preserva os inimigos naturais. O controle biológico clássico consiste na liberação de inimigos naturais a fim de controlar os insetos pragas em culturas de interesse. Inimigo esse que muitas vezes é exótico e liberado para o controle de uma praga também de origem externa. O controle biológico aplicado utiliza inimigos naturais criados em grande escala em laboratórios para liberações no ambiente para o controle da praga, com impacto semelhante à aplicação de inseticidas, uma vez que a população da praga é reduzida de forma rápida (BERTI-FILHO; MACEDO, 2011).

Ao utilizar o controle biológico aplicado para o controle de *S. frugiperda*, os parasitoides e predadores são adquiridos de criações massais de laboratório para serem liberados na lavoura. Neste contexto, o controle biológico além de ser eficaz para o controle das lagartas, é menos prejudicial para o ambiente e contribui para o manejo sustentável dessa praga (BATEMAN et al., 2018). Essa estratégia se baseia na eficácia do parasitoide e na abordagem sustentável com redução da dependência de inseticidas químicos (MEYER et al., 2022). Dentre os parasitoides, se destacam aqueles que parasitam ovos, onde existe uma variedade de espécies altamente eficientes associados a *S. frugiperda* (AGBOYI et al., 2021; CHEN et al., 2022; HOU et al.,



2022). Estudos apontam que a espécie *T. remus* é mais eficaz que outros parasitoides de ovos para o controle de espécies do complexo *Spodoptera*, uma vez que esse é altamente reprodutivo e capaz de parasitar as sobreposições de massas de ovos (DONG et al., 2021). Além disso, *T. remus* se destaca por ser utilizado em vários países da América do Sul e Central (FERRER, 2001) e recentemente na África, nas culturas do milho e sorgo (KENIS et al., 2019).

#### 4.3. Aspectos bioecológicos do parasitoide *T. remus*

O parasitoide de ovos *T. remus* é originário da península da Malásia e Papua Nova Guiné (WENGRAT et al., 2021) e utilizado para o controle de diferentes espécies do gênero *Spodoptera* é amplamente distribuído e utilizado em diversos países, especialmente nas áreas tropicais e subtropicais (BUENO et al., 2010; COLMENAREZ et al., 2022; FERRER, 2021). No Brasil, a primeira ocorrência natural de *T. remus* foi relatada no ano de 2021 (WENGRAT et al., 2021). Está presente na cultura de milho em países como Antígua, Barbados, Colômbia, Guiana, Honduras, Nicarágua, Suriname, Trinidad-Tobago, EUA, em cultivo de hortaliças na República Dominicana Guadalupe, Porto Rico e EUA e, em plantações do sorgo na Guiana e EUA (MOLINA-OCHO et al., 2003).

O adulto de *T. remus* mede entre 0,5-0,6 mm de comprimento e seu corpo apresenta coloração preta brilhante. A diferenciação sexual das espécies ocorre principalmente pelas características morfológicas de *T. remus*, sendo que o macho possui antenas do tipo moniliforme e fêmur de coloração amarelada a acastanhada mais clara, e a fêmea apresenta antenas do tipo clavadas nos últimos 4 segmentos e fêmur de coloração marrom escura. Outra característica presente nessa espécie é a genitália do macho, de tamanho curta e larga, e com três grandes dentes (WENGRAT et al., 2021).

A fêmea de *T. remus* oviposita um único ovo no interior de seu hospedeiro, principalmente, ovos com menos de 72 h de idade de espécies do gênero *Spodoptera* (QUEIROZ, 2019). A fase jovem desse parasitoide possui dois instares, mandíbulas que se movem verticalmente e dois espinhos caudais, sendo um curto e outro longo e curvo. As mandíbulas e os espinhos caudais permitem a destruição do tecido do hospedeiro, além da defesa a outros parasitoides. Cerdas presentes no abdômen auxiliam na movimentação da fase jovem dentro do ovo do hospedeiro. O segundo instar é segmentado, com mandíbula curta e reta é quando ocorre a perda dos espinhos caudais. A fase jovem absorve os nutrientes e se alimenta do hospedeiro até alcançar o estágio pré-pupal. Dentro do ovo do hospedeiro ocorre a

formação da pupa de cor branca opaca e com olhos levemente avermelhados. No decorrer do desenvolvimento, o corpo escurece até o momento da emergência do adulto (CLAVA, 2000).

*Telenomus remus* destaca-se pela alta taxa de parasitismo de ovos de *Spodoptera* spp., sendo capaz de parasitar inclusive camadas sobrepostas e internas das posturas das espécies (BUENO et al., 2008). Sua alta dispersão e adaptação a ambientes com diferentes temperaturas e possibilidades de novos hospedeiros alternativos viabilizam a aplicação desse parasitoide como uma alternativa dentro do controle biológico em programas de MIP em diferentes culturas (POMARI et al., 2013; POMARI et al., 2018; POMARI-FERNANDES et al., 2018). Ademais, *T. remus* é um dos agentes de controle de ovos de *S. frugiperda* mais promissores (SALAZAR-MENDONZA et al., 2020) e isso se deve à sua alta capacidade de parasitismo, que é duas vezes superior à de *T. pretiosum* (PINTO; FERNANDES, 2020). Na cultura de milho, houve registros da ocorrência natural de *T. remus* nos hospedeiros *S. frugiperda* e *Spodoptera* cosmíoides (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) (WENGRAT et al., 2021).

#### **4.4. Seletividade: conceito e tipos**

A seletividade refere-se ao efeito do inseticida sobre os inimigos naturais e ocorre devido às diferenças fisiológicas, comportamentais e/ou ecológicas entre as espécies de organismos (CARVALHO et al., 2021). O produto é considerado como seletivo quando causa baixo ou nenhum efeito negativo sobre os organismos benéficos (BUENO et al., 2012; CARVALHO et al., 2019; CARVALHO et al., 2021). O grau de seletividade pode variar de acordo com a espécie, estágio de desenvolvimento do parasitoide e do hospedeiro (ovo, larva, pupa ou adulto), em que o inseticida é aplicado e a dose do produto utilizada (ARAÚJO, 2021). Além disso, a vida útil e o modo de ação do produto também desempenham um papel importante na determinação do seu impacto nos inimigos naturais (OLIVEIRA et al., 2013; PEDROSO et al., 2012).

A seletividade dos produtos pode ser fisiológica e/ou ecológica. Seletividade fisiológica é quando um inseticida, em determinada concentração, ao entrar em contato com inimigo natural, mostra-se inofensivo ou causa baixa toxicidade, permitindo que o mesmo continue a desempenhar sua função esperada. Esse tipo de seletividade é inerente ao inseticida e está relacionada à menor susceptibilidade fisiológica do inimigo natural ao produto utilizado. Algumas circunstâncias ou características dos produtos químicos podem modificar a seletividade fisiológica dos inseticidas, incluindo o princípio ativo, a formulação, o mecanismo

de ação, a duração e a quantidade do produto utilizado (DUSO et al., 2020). Inseticidas que não apresentam seletividade fisiológica podem ainda ser utilizados de forma seletiva, sendo isso conhecido como seletividade ecológica. A seletividade ecológica é o emprego de inseticidas de maneira que minimize a sua exposição aos inimigos naturais e que, ao mesmo tempo, mantenha a eficiência dos produtos contra a praga. A seletividade ecológica é subdividida de acordo com a forma pela qual a exposição ao produto químico é diferenciada, podendo ser temporal ou espacial (BUENO et al., 2022).

A seletividade ecológica pode ser categorizada de acordo com a maneira pela qual se obtém a exposição diferencial a pragas e inimigos naturais, e essa diferenciação pode ocorrer tanto no tempo quanto no espaço. A separação temporal pode ser alcançada explorando as variações nos ritmos de atividades diárias de uma ou mais gerações, ou até mesmo em períodos de tempo mais extensos. Por exemplo, a aplicação de inseticidas durante o dia pode evitar o contato direto com predadores que são predominantemente noturnos, reduzindo assim sua taxa de mortalidade. A separação espacial entre pragas e inimigos naturais pode ocorrer em várias partes de uma planta, entre diferentes plantas em um campo e até mesmo entre culturas, abrangendo todo um agroecossistema (DEGRANDE et al., 2002).

Os produtos fitossanitários podem afetar a sobrevivência e o comportamento dos inimigos naturais presentes nas culturas agrícolas. Como esses organismos ocorrem de forma natural nos agroecossistemas, é importante estudar os efeitos de produtos na sua sobrevivência (efeito letal), também os efeitos subletais, ou seja, levando em consideração mudanças em propriedades biológicas e comportamentais do organismo teste (GLADENUCCI et al., 2020). Com a utilização de inseticidas seletivos, o controle químico torna-se mais eficiente, uma vez que, ao mesmo tempo que controla as pragas, também preserva os organismos não alvos (MANZONI et al., 2007).

## **4.5. Características físico-químicas dos inseticidas avaliados**

### **4.5.1. Clorantraniliprole**

O inseticida clorantraniliprole pertence à classe química das diaminas antranílicas e é um dos produtos mais recomendados para o controle de lepidópteros, coleópteros e dípteros (LI et al., 2022). É um inseticida de longa ação residual para larvas e adultos de insetos e age por contato e ingestão (BENTLEY et al., 2010). Esse inseticida pertence a um dos últimos grupos

químicos registrados no IRAC, nomeado como Grupo 28 (IRAC, 2023). Clorantianiliprole possui um perfil toxicológico e ecotoxicológico favorável. Além, de demonstrar eficácia contra populações de insetos que desenvolveram resistência a outros grupos de inseticidas, o que o torna uma ferramenta atraente para programas integrados de manejo de pragas, graças ao seu potencial inovador (HANNIG et al., 2009).

A sua fórmula química é  $C_{18}H_{14}BrC_{12}N_5O_2$ , com massa molecular de 483,15 g/mol. Esse inseticida apresenta aparência de sólido cristalino fino, esbranquiçado, com ponto de fusão entre 200–202°C e pressão de vapor muito baixa (DUBEY, 2022). É insolúvel na maioria dos solventes e possui baixa solubilidade em água (0,88 mg/L a pH 7). O coeficiente de partição Log  $k_{ow}$  é 2,86 no pH 7 (BENTLEY et al., 2010).

O modo de ação desse grupo ocorre através do receptor de rianodina (RyR) (CORDOVA, 2006). O RyR determina a liberação de  $Ca^{2+}$  durante a rota do potencial de ação nos músculos presentes no sistema circulatório e no exoesqueleto dos insetos (LANNER, 2010). A ligação do clorantianiliprole ao RyR decorre da liberação seguida de  $Ca^{2+}$  dos estoques intracelulares, o que ocasiona paralisia muscular, inibição alimentar e morte do inseto (CORDOVA, 2007).

#### 4.5.2. Espinetoram

O grupo das espinosinas pertence à classe de inseticidas dos compostos naturais isolados a partir de um metabólito secundário de uma bactéria de solo, *Saccharopolyspora spinosa* (Mertz and Yao, 1990) (SPARKS et al., 2012). O ingrediente ativo espinetoram é composto por uma mistura de duas espinosinas semi-sintéticas com pH 6,43 em solução aquosa 1% e Log  $K_{ow}$  de 4,09 em pH 7 a 20 °C. (SPARKS et al., 2012). A primeira espinosina apresenta a seguinte forma molecular:  $C_{42}H_{69}NO_{10}$  com solubilidade em água de 11,3 mg/L, ponto de fusão 143,4 °C e massa molecular de 748,0 g/mol. Já a segunda apresenta forma molecular:  $C_{43}H_{69}N_{10}$  com uma solubilidade de 46,7 mg/l em água pH 7, ponto de fusão 70,8 °C e massa molecular de 760,0g/mol (HUANG et al., 2009; SPARKS et al., 2012).

Os inseticidas desse grupo químico são conhecidos por serem menos impactantes ao ambiente e ter baixa toxicidade a inimigos naturais, porém, não são seletivos aos himenopteros (DROBNJAKOVIĆ, 2023). Essa molécula atua em segmentos específicos de receptores de acetilcolina, agindo como moduladores alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina (nAChR) (PUINEAN et al., 2013). Causam efeitos no sistema nervoso central dos insetos, o

que ocasiona contrações musculares involuntárias e tremores pela excitação de neurônios, levando o inseto à morte por hiperexcitação (SALGADO et al., 1998).

#### **4.5.3. Indoxacarbe**

O indoxacarbe, ingrediente ativo descoberto no século XX, foi desenvolvido para aplicações foliares e com forte atividade no campo contra lepidópteros, pragas de hortaliças, de árvores frutíferas, algodão, milho e de outras culturas de grande importância econômica (HARDER et al., 1996). Esse inseticida atua nos insetos por contato e ou ingestão (JONES; BRYANT, 2012).

Segundo a classificação dos grupos de modo de ação dos inseticidas pelo IRAC (Comitê de Ação de Resistência a Inseticidas), forma molecular:  $C_{22}H_{27}ClF_3N_3O_7$ , solubilidade imiscível em água, ponto de fusão não disponível, pH 6,83 a 24 °C em solução aquosa 1%, Log Kow 4,65 a 25 °C e massa molecular de 527,8 g/mol. Esse ingrediente ativo pertence ao Grupo 22 A e age como bloqueador de canais de sódio junto aos neurônios (IRAC, 2023). Ao bloquear esses canais, ele limita ou restringe a fase de origem do potencial de ação. O efeito acontece quando ele é ativado por um sistema enzimático que separa o grupo de ligação da ureia, formando um metabólito tóxico JT333 (N-decarbomethoxyllated), o que leva à paralisia e morte do inseto (WING et al., 2000). A alimentação também é paralisada em poucas horas após o contato com o inseticida (PLUSCHKELL et al., 1998). Esse inseticida possui baixa contaminação do ambiente (MC CANN et al., 2001) e é considerado seguro aos inimigos naturais (MICHAUD; GRANT, 2003).

#### **4.5.4. Clorpirifós**

O ingrediente ativo clorpirifós pertence ao grupo químico dos organofosforados, tem massa molecular de 350,6 g/mol, forma molecular:  $C_9H_{11}Cl_3NO_3PS$ , solubilidade em água 2 mg/L, ponto de fusão 42 °C, pH 4,98 solução aquosa 1%, e Log Kow 4,55, coloração branca, de amplo espectro e pode ser aplicado para controle de insetos e ácaros (PENA, 2013). Os inseticidas desse grupo químico ocasionam neurotoxicidade induzida pela inibição da enzima acetilcolinesterase (AChE), levando a um aumento do neurotransmissor acetilcolina, o que resulta em uma hiperexcitação no sistema nervoso central, levando à exaustão e morte do organismo-alvo (YU et al., 2008).

Clorpirifós é um dos inseticidas mais usados em todo o mundo (FOONG et al., 2020); no entanto, foi proibido na Europa em 2020 (COMISSÃO EUROPEIA, 2020). Esse fato decorreu devido ao uso excessivo e das contaminações ocasionadas pelos inseticidas do grupo químico dos organofosforados, o qual apresenta menor seletividade aos inimigos naturais. Sendo assim, o inseticida clorpirifós é utilizado em bioensaios de seletividade como testemunha positiva (CARMO et al., 2010).

## **5. MATERIAL E MÉTODOS**

### **5.1. Criação de *S. frugiperda***

Os ovos de *S. frugiperda* utilizados nos experimentos foram provenientes de criação já estabelecida no Laboratório de Ecotoxicologia e Manejo Integrado de Pragas (LEMIP), do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA), Lavras - MG. As posturas foram mantidas em superfícies de papel sulfite e dispostas em placas de Petri (15 cm de diâmetro) que foram mantidas em sala climatizada à  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , umidade relativa de  $70 \pm 10\%$  e fotofase de 12 h até a eclosão das lagartas. As lagartas foram individualizadas em recipientes plásticos (100 mL) com tampa contendo um pedaço de dieta artificial, a qual foi repostada de acordo com o consumo da lagarta (PARRA, 2001).

Após atingirem a fase de pupa, essas foram reunidas e acondicionadas em gaiolas de tubos de PVC (10 cm  $\times$  20 cm), revestidas internamente com papel sulfite, que serviu de substrato de oviposição das fêmeas após a emergência e acasalamento. A extremidade superior foi vedada com tecido *voile* e a extremidade inferior foi apoiada em um recipiente plástico (15 cm de diâmetro) forrado com papel toalha. Diariamente, as mariposas foram alimentadas com uma solução de mel e água a 10%, e as posturas foram retiradas para a realização dos bioensaios ou para manter a criação de laboratório.

### **5.2. Criação e multiplicação do parasitoide *T. remus***

Os parasitoides *T. remus* foram obtidos da criação do Laboratório da Embrapa-Soja, Londrina-PR, e encaminhados para a UFLA. Em seguida, a criação foi estabelecida no LEMIP/UFLA, segundo metodologia descrita por Cruz et al. (2008). Em uma placa de Petri (150 mm  $\times$  25 mm) foram colocadas cerca de 20 posturas de *S. frugiperda* com até 72 h de

idade e aproximadamente 100 casais de parasitoides com idade de 48 h, previamente acasalados. As fêmeas dos parasitoides permaneceram nas placas por 24 h para a realização do parasitismo dos ovos do hospedeiro. Em seguida, as posturas previamente parasitadas, foram separadas dos adultos e colocadas em uma nova placa. As placas foram devidamente vedadas com filme plástico de *polyvinyl chloride* (PVC) perfurados com alfinete entomológico para permitir a ventilação e mantidas em sala climatizada à  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , umidade relativa de  $70 \pm 10\%$  e fotofase de 12 h até a emergência dos adultos. Diariamente, as placas foram monitoradas onde verificou-se a emergência, bem como foi ofertado alimento para os adultos emergidos e higienização das placas quando necessário. A fonte de alimento diário dos adultos consistiu de gotículas de mel puro colocadas na parede interna das placas de Petri com auxílio de pincel.

### 5.3. Inseticidas

Para a execução dos bioensaios foram utilizados 4 inseticidas registrados para o controle de *S. frugiperda*, conforme apresentado na Tabela 1.

**Tabela 1-** Nomes comercial, tipo de formulação, ingrediente ativo, grupo químico, concentração e dosagem máxima dos inseticidas utilizados.

Nome comercial	Tipo de formulação	Ingrediente Ativo	Grupo químico	Concentração da formulação	Dosagem em p.c./L
Prêmio <sup>®</sup>	SC	Clorantianiliprole	Antranilamida	200 g/L	0.50 mL
Exalt <sup>®</sup>	SC	Espinetoram	Espinosina	120 g/L	0.33 mL
Avatar <sup>®</sup>	EC	Indoxacarbe	Oxadiazina	150 g/L	1.33 mL
Lorsban BR <sup>®</sup>	EC	Clorpirifós	Orgonofosforado	480 g/L	6.00 mL

SC: Suspensão Concentrada; EC: Concentrado Emulsionável.

O inseticida clorpirifós foi usado como testemunha positiva por não ser seletivo a *T. remus* (CARMO et al., 2010). Como controle negativo utilizou-se somente água destilada. Todos os inseticidas foram aplicados em suas respectivas dosagens máximas recomendadas pelos fabricantes para o controle de *S. frugiperda* nas culturas de soja e milho.

### 5.4. Efeitos dos inseticidas em *T. remus* quando aplicados sobre ovos de *S. frugiperda* contendo o parasitoide no período de ovo-larva ou na fase de pupa

Os efeitos dos inseticidas sobre os parasitoides na fase imatura foram avaliados

conforme descrito por Bueno et al. (2008). Cerca de 10 fêmeas de *T. remus*, com idade de até 48 horas e previamente acasadas, foram individualizadas em tubos de vidro (8,5 cm de altura × 2,5 cm de diâmetro) e alimentadas com gotículas de mel puro. Os tubos foram vedados com filme plástico do tipo PVC perfurados com auxílio de alfinete entomológico para permitir a ventilação. Para cada fêmea mantida em tubo de vidro foi ofertada uma cartela contendo postura com cerca de 150 ovos de *S. frugiperda* com até 72 h de idade por um período de 24 h para o parasitismo. Em seguida, as cartelas contendo os ovos supostamente parasitados foram retirados e colocados em novos tubos, sendo que, após o período de 3 dias (período de ovo-larva) e 9 dias (fase de pupa) (OKTAVIANI, 2022), essas foram tratadas com os inseticidas via pulverização em torre de Potter (Burkard, Uxbridge, Reino Unido), calibrada a 15 lb.pol<sup>-2</sup> com depósito de  $2,0 \pm 0,5 \mu\text{L}\cdot\text{cm}^{-2}$ . Após serem tratadas, as cartelas com as posturas foram mantidas em condições ambientais por cerca de 30 minutos para eliminação do excesso de calda química de suas superfícies e, em seguida, individualizadas em tubos de vidro, que foram dispostos em sala climatizada nas mesmas condições da criação de laboratório.

Os efeitos dos inseticidas quando aplicados em ovos de *S. frugiperda* com o parasitoide (geração F1) no período de ovo-larva ou fase de pupa foram determinados em função da contagem dos números de insetos emergidos, ovos parasitados, bem como o número de machos e fêmeas dos descendentes para cálculo da razão sexual. Para avaliar os efeitos transgeracionais dos parasitoides da geração F2, após 48 h da emergência dos parasitoides da geração F1, foram ofertadas posturas de *S. frugiperda* com 150 ovos não tratados em cada tubo. As posturas permaneceram por 24 h e, em seguida, foram removidas e colocadas em novos tubos, mantidos em sala climatizada até a emergência da geração F2.

O bioensaio dos efeitos transgeracionais consistiu em delineamento experimental inteiramente casualizado em esquema fatorial (período de ovo-larva e fase de pupa) × 4 inseticidas + controle (água), com 10 repetições, sendo cada uma composta por todos adultos emergidos com idade de até 48 h das gerações F1 e F2 e uma postura de *S. frugiperda* tratada ou não com os inseticidas conforme mencionado anteriormente. Em ambos os bioensaios foram avaliados o número de ovos parasitados, número de insetos emergidos e número de machos e fêmeas para cálculo da razão sexual determinada pela equação:  $rs = [\Sigma \text{♀} / \Sigma (\text{♀} + \text{♂})]$ .

### **5.5. Efeitos dos inseticidas sobre fêmeas adultas de *T. remus* expostas aos resíduos secos em superfícies contaminadas**



Para verificar se os inseticidas causam efeitos letal e subletais sobre o parasitoide *T. remus*, foi realizado um bioensaio de exposição das fêmeas adultas a superfícies contaminadas com os produtos, seguindo a metodologia adaptada de Carmo et al. (2010). Placas de Petri (15 cm de diâmetro × 2 cm de altura) foram tratadas com os inseticidas via torre de Potter conforme descrito anteriormente. Em seguida, 30 fêmeas acasaladas por tratamento foram imobilizadas por meio de baixa temperatura (freezer) por 60 segundos e foram individualizadas nas placas tratadas com os inseticidas, onde permaneceram por 24 h. As fêmeas sobreviventes foram transferidas para tubos de vidro contendo uma postura com cerca de 150 ovos não tratados de *S. frugiperda*, onde permaneceram por 24 h para o parasitismo. Logo após, as posturas foram removidas e acondicionadas em novos tubos. O bioensaio foi realizado em delineamento inteiramente casualizado com 5 tratamentos, sendo 4 inseticidas + controle (água) e 30 repetições, sendo cada uma formada por 1 fêmea de 48 h de idade previamente acasalada. Os adultos foram alimentados com gotículas de mel depositadas nas paredes internas, com auxílio de pincel.

Avaliou-se diariamente os números de fêmeas F0 vivas por 7 dias, de ovos parasitados pelas fêmeas da geração F0, de insetos emergidos e do número de fêmeas e machos para cálculo da razão sexual da geração F1.

### **5.6. Efeito da pulverização direta dos inseticidas em fêmeas adultas de *T. remus***

Para verificar os efeitos letal e subletais dos inseticidas pulverizados sobre fêmeas do parasitoide *T. remus*, utilizaram-se de 30 fêmeas por tratamento previamente acasaladas e com idade de até 48 h. Essas foram dispostas individualmente em placas de Petri (15 cm de diâmetro × 2 cm de altura) e tratadas com os inseticidas via pulverização em torre de Potter calibrada conforme descrito anteriormente. Em seguida, cada fêmea foi transferida para tubos de vidro (8,5 cm de altura × 2,5 cm de diâmetro) onde permaneceram por 24 h. Em seguida, para as fêmeas sobreviventes foram ofertadas uma postura com cerca de 150 ovos de *S. frugiperda* não tratados por um período de 24 h para o parasitismo. Logo após, realocaram-se as posturas em novos tubos e avaliaram-se os números de fêmeas vivas (F0) diariamente por 7 dias, de insetos emergidos e o número de fêmeas e machos para cálculo da razão sexual da F1, determinada pela equação:  $rs = [\Sigma \text{♀} / \Sigma (\text{♀} + \text{♂})]$ . O bioensaio foi realizado em delineamento inteiramente casualizado com 5 tratamentos (4 inseticidas + controle) e 30 repetições, sendo cada uma formada por 1 fêmea. Os adultos foram alimentados com gotículas de mel depositadas nas paredes internas com auxílio de pincel.

## 5.7. Análises estatísticas

Os dados do período embrionário, viabilidade dos ovos parasitados, sobrevivência dos insetos emergidos, da duração do período pupal, sobrevivência das pupas e dos adultos foram submetidos aos testes de Shapiro-Wilk e Bartlett para verificar os pressupostos de normalidade e homoscedasticidade. Quando atingidos esses pressupostos, os dados foram avaliados por análise de variância (ANOVA). Aqueles que não assumiram distribuição normal foram ajustados ao GLM (Modelos Lineares Generalizados) utilizando a distribuição “quasi-Binomial” e as médias foram comparadas por análise de contraste. Os dados de sobrevivência foram submetidos à análise de sobrevivência pelo modelo de Weibull, considerando o tempo de sobrevivência de cada indivíduo em dias. E o teste da razão de verossimilhança (log-likelihood ratio) foi utilizado para testar o efeito das diferentes fases e aplicações, seguida por comparações de Tukey ( $p < 0,05$ ). Todas as análises foram realizadas por meio do software estatístico R (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2017). Os inseticidas também foram enquadrados em classe de toxicidade preconizadas pela *International Organization of Biological Control* (IOBC), sendo: classe 1 - inócuo ( $E < 30\%$  de mortalidade); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq E \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq E \leq 99\%$ ) e classe 4 - nocivo ( $E > 99\%$ ) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

## 6. RESULTADOS

### 6.1. Efeitos dos inseticidas quando aplicados em ovos de *S. frugiperda* contendo *T. remus* no período de ovo-larva ou na fase de pupa

O inseticida clorpirifós, utilizado como controle positivo, reduziu em 100% (classe 4 = nocivo) a emergência dos parasitoides quando tratados no período de ovo-larva e na fase pupa, no interior de ovos de *S. frugiperda*. Os demais tratamentos mostraram-se inócuos (classe 1) para o parasitoide (Tabela 2).

**Tabela 2** - Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, geração F1, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados e contendo o parasitoide em sua fase imatura, e classe de toxicidade dos inseticidas avaliados.

Tratamento	Ovo-larva			Pupa		
	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	Cl <sup>3</sup>	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	Cl <sup>3</sup>
Água	90,40±11,52 aA	-	-	94,10±20,29 aB	-	-
Clorraniliprole	88,30±22,47 aA	2,30	1	85,60±24,65 aA	9,03	1
Espinetoram	93,30±15,93 aA	0,00	1	93,70±12,41 aA	0,43	1
Indoxacarbe	89,70±16,87 aA	0,77	1	85,50±22,87 aA	9,13	1
Clorpirifós	00,00±00,00 bA	-	4	00,00±00,00 bA	-	4

\* Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l.= 81;  $\chi^2 = 1.516,5$ ;  $p < 0,005$ ). <sup>2</sup> Porcentagem média de redução na emergência =  $100 - [(emergência\ do\ tratamento\ inseticida / emergência\ no\ controle\ negativo) * 100]$ . <sup>3</sup>Classe de toxicidade recomendada da IOBC, onde classe 1 - inócuo ( $E < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq E \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq E \leq 99\%$ ) e classe 4 - nocivo ( $E > 99\%$ ) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

Os inseticidas não afetaram negativamente a razão sexual de *T. remus* no período ovo-larva e na fase de pupa da geração F1, advindos de ovos de *S. frugiperda* tratados aos 3 e 9 dias do parasitismo (Tabela 3).

**Tabela 3** – Razão sexual de *Telenomus remus*, da geração F1, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados com inseticidas e contendo o parasitoide em sua fase imatura.

Tratamento	Ovo-larva <sup>1</sup>	Pupa <sup>1</sup>
Água	0,69 aA	0,60 aA
Clorraniliprole	0,59 aA	0,60 aA
Espinetoram	0,54 aA	0,60 aA
Indoxacarbe	0,56 aA	0,51 aA

\* Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l. 81;  $\chi^2 = 1.160,60$ ;  $p = 0,42$ ).

Nenhum dos inseticidas reduziu a porcentagem de parasitoides emergidos (geração F2) provenientes de fêmeas da geração F1 tratadas no período ovo-larva e na fase de pupa no interior de ovos de *S. frugiperda*, sendo todos classificados como inócuos (classe 1) (Tabela 4).

**Tabela 4** - Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, geração F2, oriundos da geração F1 tratada e classe de toxicidade dos inseticidas avaliados.

Tratamento	Ovo-larva			Pupa		
	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	CI <sup>3</sup>	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	CI <sup>3</sup>
Água	70,60±26,48 aA	-	-	67,50±30,25 aA	-	-
Clorraniliprole	67,30±28,96 aA	4,7	1	66,50±25,84 aA	1,48	1
Espinetoram	54,50±26,58 aA	22,8	1	63,90±35,75 aA	5,33	1
Indoxacarbe	66,90±29,34 aA	5,24	1	57,70±10,99 aA	14,52	1

\* Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l.= 81;  $\chi^2 = 7.011,1$ ;  $p = 0,44$ ) <sup>2</sup>Porcentagem média de redução na emergência =  $100 - [(emergência\ do\ tratamento\ inseticida / emergência\ no\ controle\ negativo) * 100]$ . <sup>3</sup>Classe de toxicidade da IOBC, onde: classe 1 - inócuo ( $E < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq E \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq E \leq 99\%$ ) e classe 4 – nocivo ( $E > 99\%$ ) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

A razão sexual de *T. remus* não foi influenciada negativamente pelos inseticidas no período ovo-larva e na fase de pupa da geração F2, oriundos de fêmeas F1 que foram tratadas quando estavam dentro de ovos de *S. frugiperda* (Tabela 5).

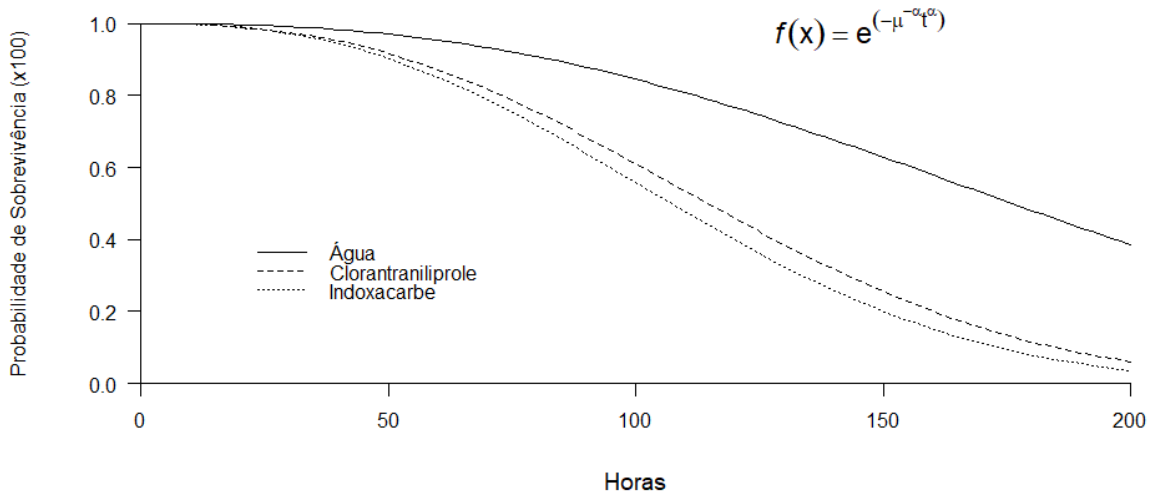
**Tabela 5** - Razão sexual de *Telenomus remus*, da geração F2, oriundos de ovos de *Spodoptera frugiperda* tratados com os inseticidas contendo o parasitoide em sua fase imatura.

Tratamento	Ovo-larva <sup>1</sup>	Pupa <sup>1</sup>
Água	0,52 aA	0,53 aA
Clorraniliprole	0,50 aA	0,54 aA
Espinetoram	0,44 aA	0,33 aA
Indoxacarbe	0,70 aA	0,44 aA

\* Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l.= 36;  $\chi^2 = 300$ ;  $p = 0,64$ ).

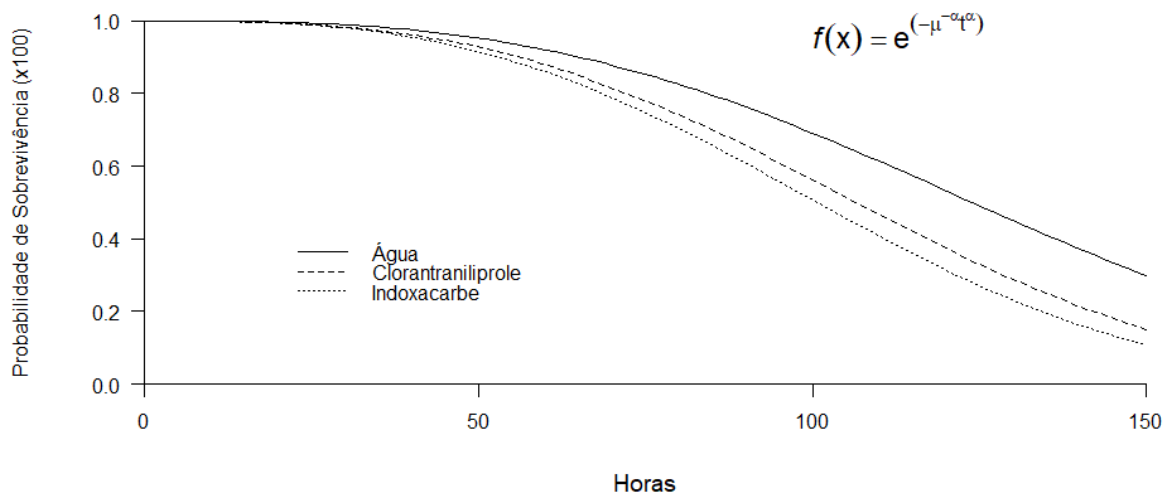
## 6.2. Efeitos dos inseticidas sobre *T. remus* quando expostos a seus resíduos secos ou aplicados diretamente em fêmeas adultas

Os inseticidas clorraniliprole e indoxacarbe reduziram a sobrevivência de fêmeas (geração F0) que foram expostas aos seus resíduos (Figura 1). Os demais inseticidas causaram 100% de mortalidade em menos de 24 h, e por este motivo, não foram adicionados na análise.



**Figura 1** - Curvas de sobrevivência ao longo do tempo de fêmeas da geração F0 de *Telenomus remus* expostas a superfícies contaminadas com os inseticidas.

Os inseticidas clorantraniliprole e indoxacarbe, quando pulverizados diretamente em fêmeas do parasitoide *T. remus* da geração F0, não causaram mortalidade significativa dos insetos (Figura 2). Entretanto, os inseticidas clorpirifós e espinetoram provocaram 100% da mortalidade em menos de 24 h e por isto não foi possível a sua inclusão na análise de sobrevivência.



**Figura 2** - Curvas de sobrevivência ao longo do tempo de fêmeas da geração F0 de *Telenomus remus* tratadas diretamente via pulverização dos inseticidas.

No bioensaio de aplicação direta dos inseticidas sobre fêmeas F0 de *T. remus*, verificou-se que o parasitismo foi reduzido nos tratamentos com clorantraniliprole e indoxacarbe. Ao

expor as fêmeas F0 a superfícies contaminadas com os inseticidas, observou-se que o inseticida indoxacarbe reduziu significativamente o parasitismo quando comparado aos demais tratamentos. Verificou-se que a forma de aplicação alterou o percentual de parasitismo no tratamento à base de clorantraniliprole, onde a média foi maior quando aplicado em superfície. Considerando as classes de toxicidade preconizadas pela IOBC, todos os inseticidas foram enquadrados na classe 1, sendo considerados inócuos em ambas as formas de aplicação (Tabela 6).

**Tabela 6** - Porcentagem de parasitismo das fêmeas de *Telenomus remus*, da geração F0 tratadas diretamente com os inseticidas ou quando expostas em superfície contaminada e classe de toxicidade.

Tratamento	Aplicação direta nas fêmeas			Aplicação em superfícies		
	Parasitismo <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	CI <sup>3</sup>	Parasitismo <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	CI <sup>3</sup>
Água	65,30±5,76 aA	-	-	64,20±8,05 aA	-	-
Clorantraniliprole	56,80±7,57 bA	13,02	1	75,80±6,01 aB	0,00	1
Indoxacarbe	48,10±7,29 bA	26,34	1	48,40±6,31 bA	24,61	1

\*Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l. 43;  $\chi^2 = 8.391,2$ ;  $p < 0,001$ ). <sup>2</sup>Porcentagem média de redução na emergência =  $100 - [(emergência\ do\ tratamento\ inseticida / emergência\ no\ controle\ negativo) * 100]$ . <sup>3</sup>Classe de toxicidade recomendada IOBC, classe 1 - inócuo ( $E < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq E \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq E \leq 99\%$ ) e classe 4 - nocivo ( $E > 99\%$ ) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

O modo de aplicação dos inseticidas também impactou na emergência dos parasitoides da geração F1. Os inseticidas clorantraniliprole e indoxacarbe reduziram a emergência dos parasitoides de *T. remus* em 11,37% e 14,81% em relação ao controle. Todos os inseticidas não reduziram essa característica biológica quando as fêmeas F0 foram expostas a superfície contaminada. Todos os inseticidas foram categorizados como inócuos (classe 1), segundo as classificações da IOBC para ambas as formas de aplicação (Tabela 7).

**Tabela 7** - Porcentagem de emergência de *Telenomus remus*, da geração F1 tratadas diretamente com os inseticidas ou expostas em superfície contaminadas e classe de toxicidade.

Tratamento	Aplicação direta nas fêmeas			Aplicação em superfícies		
	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	Cl <sup>3</sup>	Emergência <sup>1</sup>	Redução <sup>2</sup>	Cl <sup>3</sup>
Água	75,60±4,48 aB	-	-	64,20±8,07 aA	-	-
Clorantianiliprole	66,70±4,07 bB	11,37	1	74,10±3,51 aA	0,00	1
Indoxacarbe	64,40±3,93 cA	14,81	1	59,20±5,19 aA	7,80	1

\*Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula não diferem entre os tratamentos no mesmo tipo de aplicação e seguidas pela mesma letra maiúscula não diferem entre os tipos de aplicação, diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l. 111;  $\chi^2 = 1.165,5$ ;  $p < 0,001$ ). <sup>2</sup>Porcentagem média de redução na emergência =  $100 - [(emergência\ do\ tratamento\ inseticida / emergência\ no\ controle\ negativo) * 100]$ . <sup>3</sup>Classe de toxicidade recomendada IOBC, classe 1 - inócuo ( $E < 30\%$ ); classe 2 - levemente nocivo ( $30 \leq E \leq 79\%$ ); classe 3 - moderadamente nocivo ( $80 \leq E \leq 99\%$ ) e classe 4 - nocivo ( $E > 99\%$ ) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

As diferentes formas de aplicação dos inseticidas não influenciaram negativamente a razão sexual da geração F1, com médias de 0,68 a 0,75 (Tabela 8).

**Tabela 8** - Razão sexual de *Telenomus remus* da geração F1, provenientes do parasitismo de fêmeas da F1 tratadas diretamente com os inseticidas ou expostas à superfícies contaminadas.

Aplicação direta nas fêmeas		Aplicação em superfícies	
Tratamentos	Razão sexual <sup>1</sup>	Tratamentos	Razão sexual <sup>1</sup>
Água	0,73 aA	Água	0,75 aA
Clorantianiliprole	0,75 aA	Clorantianiliprole	0,75 aA
Indoxacarbe	0,70 aA	Indoxacarbe	0,68 aA

\*Médias ( $\pm$  EP) seguidas pela mesma letra minúscula na linha e maiúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). <sup>1</sup>Verificou-se interação dos inseticidas com o estágio imaturo do parasitoide (g.l. 102;  $\chi^2 = 571,34$ ;  $p = 0,467$ ).

## 7. DISCUSSÃO

A espécie *T. remus* potencialmente é utilizada para controle de várias espécies do gênero *Spodoptera* (FERRER, 2021; LAMINO et al., 2023; PINTO; FERNANDES, 2020; WENGRAT et al., 2021). Apesar de sua importância como regulador populacional de diversas espécies de lepidópteros pragas, o uso de inseticidas sintéticos ainda é um dos métodos mais aplicado em culturas de soja e milho (BUENO et al., 2021), sendo necessário a compatibilidade desses dois métodos de controle.

Ao longo dos anos, estudos descreveram que alguns inseticidas de diferentes grupos químicos aplicados nessas culturas foram seletivos para *T. remus* e por isto devem ser priorizados em programas de MIP, visando a preservação dessa espécie de parasitoide

(AMARO et al., 2018; BUENO et al., 2008; BUENO; TORRES, 2018; CARMO, 2009; SUNIL, 2023).

Os inseticidas avaliados quanto à seletividade para *T. remus* apresentaram toxicidade diferenciada, podendo essa estar relacionada a diferentes fatores tais como: a fase de desenvolvimento do parasitoide, as características do ovo do hospedeiro e com as propriedades físico-químicas dos inseticidas, tais como lipofilicidade e peso molecular (BACCI et al., 2006).

A aplicação do inseticida clorpirifós em ovos de *S. frugiperda* contendo o parasitoide *T. pretiosum* nas fases imaturas, reduziu em 100% a emergência dos parasitoides. Esses resultados se assemelham aos descritos por Amaro et al. (2018) e Bueno et al. (2008), onde o clorpirifós reduziu a emergência de *T. remus* quando esses foram tratados na fase de pupa. O clorpirifós, do grupo químico dos organofosforados, é relatado na literatura como altamente tóxico a diversas espécies de artrópodes-praga por atuar no sistema neurotransmissor dos insetos inibindo a enzima acetilcolinesterase e portanto, causa a morte do inseto por hiperexcitabilidade (CARMO et al., 2010).

Os inseticidas clorantraniliprole, indoxacarbe e espinetoram quando aplicados sobre os ovos do hospedeiro contendo o parasitoide nas fases ovo-larva e pupa não reduziram a emergência dos insetos da geração F1 e não causaram efeitos transgeracionais, enquanto clorpirifós foi tóxico. Essa diferença pode ser explicada devido a esses inseticidas apresentarem diferentes modo de ação, grupo químico, ingrediente ativo ou formulação de cada inseticida. Ademais, quando aplicados em ovos do hospedeiro, alguns inseticidas não conseguem ultrapassar a barreira presente na superfície dos ovos e atingir o parasitoide. De acordo com Chapman (1998) e Klowden (2007), o ovo dos insetos é formado por um núcleo, um citoplasma com gema, um periplasma e o córion, sendo esse último formado por uma camada mais externa no ovo, seguida pela camada de cera intermediária e o envelope vitelínico mais interno. Ainda segundo esses autores, o córion é constituído por mais duas camadas, o exocóron e o endocóron, sendo ambas formadas por uma estrutura constituída de 90% de proteínas (CHAPMAN, 1998; KLOWDEN, 2007). Dessa forma, acredita-se que a camada de cera possivelmente atuou como uma barreira impedimento a entrada dos inseticidas polares ou muito apolares.

Uma das características dos inseticidas que pode estar relacionada com mortalidade de parasitoides, é a lipofilicidade. Ela é determinada pelo coeficiente de partição octanol/água ( $\log K_{ow}$ ) do inseticida, sendo que o clorpirifós é o inseticida que apresenta a maior lipofilicidade. Os demais inseticidas clorantraniliprole e espinetoram apresentam  $\log K_{ow}$  menor que o clorpirifós (BENTLEY et al., 2010; SPARKS et al., 2012). A capacidade de ultrapassar a



barreira física presente nos ovos do hospedeiro é restrita a alguns inseticidas, sendo determinado pelo grupo químico o qual o inseticida pertence (PARSAEYAN et al., 2020). Os inseticidas fosfalona, espinetoram e clorantraniliprole ultrapassam a barreira presente nos ovos e conseguem afetar a emergência para a espécie *Trichogramma brassicae* (BEZDENKO, 1968). Assim, pode-se inferir que a lipofilicidade do inseticida clorpirifós possivelmente aumentou a capacidade de penetração desse no córion dos ovos do hospedeiro e do parasitoide e até mesmo pode ter penetrado a ponto de agir na camada cuticular do inseto na fase adulta (COSTA et al., 2014).

Ao comparar os efeitos dos inseticidas sobre o parasitoide no período de ovo-larva e pupa, não foram encontradas diferenças. Esses resultados corroboram com as observações feitas por Gill et al. (2022) para o parasitoide *Trichogramma chilonis* Ishii, 1941. Entretanto, é importante ressaltar que os inseticidas podem ter respostas diferentes dependendo da fase de desenvolvimento (CROFT, 1990). Na fase de larva, o parasitoide tem o metabolismo e consumo alimentar aumentado e possivelmente isto contribui para uma maior intoxicação do inseto em comparação ao estágio de pupa. Neste sentido, os artrópodes podem mostrar maior tolerância a inseticidas em função da fase de desenvolvimento que é exposto (BLOSSMAN-MYER et al., 2010).

Os inseticidas clorantraniliprole, indoxacarbe e espinetoram não afetaram negativamente a razão sexual do parasitoide em sua fase imatura, assim como o clorantraniliprole e indoxacarbe também não influenciaram quando aplicados em fêmeas adultas. A seletividade desses inseticidas às fêmeas adultas do parasitoide permite em condições de campo um crescimento populacional dos parasitoides, aumentando sua performance no controle de insetos pragas nas culturas de soja e milho (DELPUECH; MEYET, 2003).

Quando as fêmeas receberam aplicação direta dos inseticidas espinetoram e clorpirifós ou estiveram em contato com superfícies contaminadas, a mortalidade foi de 100%. Embora seja classificado como pouco prejudicial ao ambiente e toxicologicamente de baixo risco aos inimigos naturais (WILLIAMS et al., 2003), outros autores também observam que espinetoram quando aplicado em adultos de *T. pretiosum* causou 100% de mortalidade (KHAN; RUBERSON, 2017). É importante considerar que a fase adulta desses parasitoides é de vida livre e, normalmente, se mostra mais sensível à ação de produtos fitossanitários em comparação com a fase imatura, que é protegida pelo córion do ovo de seu hospedeiro (HASSAN, 1992). Ademais, as espinosinas são capazes de promover a hiperexcitação do sistema nervoso através da ativação contínua dos receptores nicotínicos de acetilcolina, resultando em contrações

musculares involuntárias e tremores, seguidos de paralisia e morte do inseto (DROBNJAKOVIĆ, 2023).

Quando o inseticida clorantraniliprole foi aplicado diretamente em fêmeas adultas, observou-se redução no seu parasitismo em comparação aos insetos expostos a superfície contaminada. Esses resultados corroboram com o descrito por Sunil (2023), que ao realizar os bioensaios de resíduos secos em tubos de vidro com clorantraniliprole, esse se mostrou tóxico para adultos de *T. remus*. Entretanto, outros autores consideram o inseticida clorantraniliprole seletivo para muitas espécies de parasitoides em condições de laboratório (BRUGGER et al., 2010; DINTER et al., 2009; SILVA et al. 2018). A toxicidade desse inseticida possivelmente está relacionada com o seu modo de ação, onde esse atua nos receptores de rianodina presentes na membrana do retículo sarcoplasmático do músculo dos insetos e induzem a liberação de íons  $Ca^{2+}$  no citosol, o que resulta em paralisia irreversível e conseqüentemente a morte do inseto (NAUEN, 2006).

Em ambas formas de aplicação, o inseticida indoxacarbe reduziu as porcentagens de parasitismo de *T. remus*. Esse resultado é esperado uma vez que as vias de contaminação dos inseticidas para os insetos são por meio do contato dos tarsos em uma superfície contaminada com seus resíduos ou através da penetração direta na cutícula (YU, 2014; MATSUMURA, 1985; BALABANIDOU et al., 2019). O contato direto pode ser a maior via de exposição do inseto ao produto, entretanto, em campo é pouco provável que ocorra dessa maneira. Na aplicação direta quando uma gota de inseticida atinge o dorso do inseto, uma porção consegue penetrar através da barreira da cutícula e alcançar a hemolinfa, que funciona como um veículo para distribuir o inseticida por todo o corpo do inseto até chegar aos locais específicos de ação (YU, 2014).

Outro fator que pode ter causado efeitos subletais do inseticida indoxacarbe em *T. remus* foi o modo de ação do grupo químico a qual pertence. Inseticidas pertencentes a oxadiazinas atuam como bloqueadores dos canais de sódio nas células nervosas dos insetos, o que impede o fluxo de íons de sódio para as células nervosas, interferindo na transmissão de impulsos nervosos (WANG et al., 2020). Dessa maneira, quando a transmissão dos impulsos nervosos não ocorre corretamente, os insetos morrem por hipoexcitação (WANG et al., 2020). No presente estudo, apesar do inseticida indoxacarbe ter afetado o parasitismo e a emergência dos parasitoides de *T. remus*, esse foi considerado inócuo. Esse resultado corrobora com o estudo realizado por LIU e colaboradores (2022), onde o inseticida indoxacarbe foi classificado como inócuo quando aplicado em *Tetrastichus howardi* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae).

Os resultados descritos no presente estudo permitem inferir que de todos os inseticidas avaliados para seletividade a *T. remus*, os inseticidas clorantraniliprole e indoxacarbe foram os que menos provocaram impactos negativos nos parâmetros avaliados para as fases imatura e adulta desse parasitoide. Desta forma, esses podem ser classificados como inseticidas com baixa toxicidade para *T. remus* e, portanto, são compatíveis com o método de controle biológico em programas de manejo integrado da *S. frugiperda* em culturas de soja e milho. Ademais, devido experimentos de laboratório terem o máximo de variável controladas, ressalta-se a importância de estudos de campo com esses inseticidas para confirmar sua compatibilidade com o método de controle biológico.

## 8. CONCLUSÕES

Os inseticidas clorantraniliprole, indoxacarbe e espinetoram não causam efeitos letal e subletais para *T. remus* no período ovo-larva ou na fase de pupa e não apresentam efeitos negativos transgeracionais.

Clorantraniliprole e indoxacarbe não apresentam toxicidade para adultos de *T. remus* quando expostos a seus resíduos secos ou aplicados diretamente sobre fêmeas adultas.

Em função a baixa toxicidade conferida por clorantraniliprole e indoxacarbe para *T. remus*, esses inseticidas devem ser priorizados em programas de manejo integrado da *S. frugiperda* em culturas de soja e milho.

## REFERÊNCIAS

- AGBOYI, L. K., et al. Assessing the potential of inoculative field releases of *Telenomus remus* to control *Spodoptera frugiperda* in Ghana. **Insects**, v. 12, n. 8, p. 665, 2021. <https://doi.org/10.3390/insects12080665>
- AMARO, J. T., et al. Selectivity of different biological products to the egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 62, n. 3, p. 195-197, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2018.04.003>
- ANANI, O. A., et al. **Effects of toxicant from pesticides on food security: Current developments**. In: Mishra, P., Mishra, R.R., Adetunji, C.O. (eds) Innovations in Food Technology. Springer, Singapore. 2020. [https://doi.org/10.1007/978-981-15-6121-4\\_22](https://doi.org/10.1007/978-981-15-6121-4_22)
- ARAÚJO, M. B., et al. Effect of insecticides on biological attributes of the egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Biocontrol Science and Technology**, v. 32, n. 7, p. 877-890, 2021. <https://doi.org/10.1080/09583157.2022.2060495>
- BALABANIDOU, V., et al. Mosquitoes cloak their legs to resist insecticides. **Proceedings of the Royal Society**, v. 286, n. 1907, p. 20191091, 2019. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.1091>
- BARROS, E. M., TORRES, J. B., BUENO, A. F. Oviposition, development, and reproduction of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) fed on different hosts of economic importance. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 6, p. 996–1001, 2010. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2010000600023>
- BATEMAN, M. D., et al. Assessment of potential biopesticide options for managing fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 9, p. 805-819, 2018. <https://doi.org/10.1111/jen.12565>
- BENTLEY, K. S., FLETCHER, J. L., WOODWARD, M. D. **Chapter 102 - Chlorantraniliprole: An Insecticide of the Anthranilic Diamide Class**. In: Krieger R. Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology (Third Edition), p. 2231-2242. Academic Press. 2010. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374367-1.00102-6>
- BOAVENTURA, D. B., et al. Toxicological and molecular profile of insecticide resistance in a Brazilian strain of fall armyworm resistant to Bt Cry1 proteins. **Pest Management Science**, v. 77, n. 8, p. 3713-3726, 2020. <https://doi.org/10.1002/ps.6061>
- BLOSSMAN-MYER, BONNIE L., BURGGREN, WARREN W. Metabolic allometry during development and metamorphosis of the silkworm *Bombyx mori*: analyses, patterns, and mechanisms. *Physiological and biochemical zoology*, v. 83, n. 2, p. 215-231, 2010.
- BRUGGER, K. E., P. G., et al. Selectivity of chlorantraniliprole to parasitoid wasps. **Pest Management Science**, v. 66, n. 19, p. 1075-1081, 2010. <https://doi.org/10.1002/ps.1977>
- BUENO A. D. F., et al. Challenges for Adoption of Integrated Pest Management (IPM): the Soybean Example. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 5–20, 2021a. <https://doi.org/10.1007/s13744-020-00792-9>
- BUENO A. F., TORRES J. B. Controle biológico conservacionista usando inseticidas seletivos:

uma ferramenta valiosa para o MIP. **Controle Biol.**, v. 126, p. 53-64, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.07.012>

BUENO, A. D. F., et al. Effects of pesticides used in soybean crops to the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum*. **Ciência Rural**, v. 38, n. 6., p. 1495-1503, 2008. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000600001>

BUENO, A. D. F., et al. Lepidopteran larva consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. **Pest Management Science**, v. 67, n. 2, p. 170-174, 2011. <https://doi.org/10.1002/ps.2047>

BUENO, A. D. F., et al. Release of the egg parasitoid *Telenomus podisi* to manage the Neotropical Brown Stink Bug, *Euschistus heros*, in soybean production. **Crop Protection**, v. 137, 105310, 2021b. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2020.105310>

BUENO, F., R. C. O., et al. Lepidopteran larva consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. **Pest Management Science**, v. 67, n. 2, p. 170–174. 2010. <https://doi.org/10.1002/ps.2047>

CARMO, E. L., et al. Pesticide selectivity for the insect egg parasitoid *Telenomus remus*. **BioControl**, v. 55, n. 4, p. 455-464, 2010. <https://doi.org/10.1007/s10526-010-9269-y>

CARVALHO R.A., et al. Investigating the Molecular Mechanisms of Organophosphate and Pyrethroid Resistance in the Fall Armyworm *Spodoptera frugiperda*. **PLoS One**, v. 8, n. 4, p. 62268, 2013. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062268>

CARVALHO, A. G., et al. Physiological and Ecological Selectivity of Pesticides for Natural Enemies of Insects. **Springer, Cham**, p. 469–478, 2019. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-24733-1\\_37](https://doi.org/10.1007/978-3-030-24733-1_37)

CARVALHO, G. A., et al. Seletividade de produtos fitossanitários: uma estratégia viável para a agricultura sustentável. **Controle biológico no Brasil com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**, p. 592, 2021: il. <https://repositorio.usp.br/item/003041753>

CASMUZ, A., et al. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 69, n. 3-4, p. 209-231, 2010.

CAVE, R. D. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. **Biocontrol. News and Information, Heidelberg**, v. 21, n. 1, p. 21-26, 2000.

CHAPMAN, R. F. The Insects: Structure and function. Cambridge: Cambridge University Press, p. 770, 1998.

CHEN, W., et al. Cold storage effects on biological parameters of *Telenomus remus*, a promising egg parasitoid of *Spodoptera frugiperda*, reared on *Spodoptera litura* eggs. **Journal of Pest Science**, v. 96, p. 1-14, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10340-022-01515-2>

COLMENAREZ, Y. C., et al. The use of (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and main benefits **Agricultura e Biociências**, v. 1, p.5, 2022. <https://doi.org/10.1186/s43170-021-00071-6>

CORDOVA D., et al. Elucidación do modo de ação do Rynaxypyr®, um ativador seletivo do receptor de rianodina, Elucidation of the mode of action of Rynaxypyr®, a selective ryanodine receptor activator, in **Pesticide Chemistry: Crop Protection, Public Health and Environmental Safety** ed. por OHKAWA H, MIYAGAWA HAND LEE PW. WILEY-VCH, Weinheim, Alemanha, p. 121–126, 2007. <https://doi.org/10.1002/9783527611249>

COSTA M. A., et al. Lethal, sublethal and transgenerational effects of insecticides labeled for cotton on immature *Trichogramma pretiosum*. **Journal of Pest Science**. 2023. <https://doi.org/10.1007/s10340-022-01481-9>

CRUZ, I. A lagarta-do-cartucho na cultura do milho. Sete Lagoas: EMBRAPA-CNPMS, 1995. 45 p. (Circular técnica, 21).

CRUZ, I. "Multiplicação e liberação de parasitóides e predadores para o controle de *Spodoptera frugiperda*." In: congresso nacional de milho e sorgo, 27.; simpósio brasileiro sobre a lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda*, 3.; workshop sobre manejo e etiologia da mancha branca do milho, 2008, Londrina. Agroenergia, produção de alimentos e mudanças climáticas: desafios para milho e sorgo: trabalhos e palestras. [Londrina]: IAPAR; [Sete Lagoas]: Embrapa Milho e Sorgo, 2008.

DAY, R., et al. Fall armyworm: impacts and implications for Africa. **Outlooks on Pest Management**, v. 28, n. 5, p. 196-201, 2017. [https://doi.org/10.1564/v28\\_oct\\_02](https://doi.org/10.1564/v28_oct_02)

DEGRANDE, P. E., et al. Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In: POSTAL, J. R. Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole.v.5, 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, v. 45, p. 203-208, 2003. <https://doi.org/10.1007/s00244-002-0146-2>

DONG, H., et al. Morphological defense of the egg mass of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) affects parasitic capacity and alters behaviors of egg parasitoid wasps. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 24, n. 3, p. 671-678, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2021.05.015>

DROBNJAKOVIĆ, T., et al. Comparative toxicity of spinetoram to *Trialeurodes vaporariorum* Westwood and its parasitoid *Encarsia formosa* Gahan. **Pesticides and Phytomedicine/Pesticidi i fitomedicina**, v. 38, n. 2, p. PIF2302065D-PIF2302065D, 2023. <https://doi.org/10.2298/PIF2302065D>

DUBEY, V. K.; JAIN, K. Toxicity, Mode of Action of Chlorantraniliprole and Its Effects on Non-Target Organisms. **Advances In Chemical Science**, v.2, n.1, p.15-28 2022.

DUSO, C. et al. Improving the compatibility of pesticides and predatory mites: recent findings on physiological and ecological selectivity. **Current Opinion in Insect Science**, v. 39, p. 63-68, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2020.03.005>

EUROPEAN COMMISSION. Chlorpyrifos & chlorpyrifos-methyl. Acesso em 30/04/2020 <https://food.ec.europa.eu/plants/pesticides/approval-active-substances/renewal-approval/chlorpyrifos-chlorpyrifos-methyl>. Acesso em 19 de Junho de 2023.

- FAO. Prevention, preparedness and response guidelines for *Spodoptera frugiperda*. FAO em nome do Secretariado da Convenção Internacional de Proteção Fitossanitária. 2021. <https://doi.org/10.4060/cb5880en>
- FERRER, F. Biological control of agricultural insect pests in Venezuela; advances, achievements, and future perspectives. **Biocontrol News and Information**, v. 22, n.3, p. 67–74, 2001
- FOONG, S. Y., et al. A recent global review of hazardous chlorpyrifos pesticide in fruit and vegetables: Prevalence, remediation and actions needed. **Journal of Hazardous Materials**, v. 400, p. 123006, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.123006>
- GARLET, C. G., et al. Field-evolved resistance to chlorpyrifos by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae): Inheritance mode, cross-resistance patterns, and synergism. **Pest Management Science**, v. 77, n. 12, p. 5367-5374, 2021. <https://doi.org/10.1002/ps.6576>
- GILL, J. K., et al. Insecticidal toxicity to *Trichogramma chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and subsequent effects on parasitic efficiency and adult emergence rate of descendant generation. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 42, n. 5, p. 3489-3498, 2022.
- GLADENUCCI, J. et al. Selectivity and sublethal effect of botanical extracts on adults of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **EntomoBrasilis**, v. 13, p. 6, 2020. <https://doi.org/10.12741/ebrasilis.v13.e871>
- HANNIG, G. T., ZIEGLER, M., MARÇON, P. Feeding cessation effects of chlorantraniliprole, a new anthranilic diamide insecticide, in comparison with several insecticides in distinct chemical classes and mode-of-action groups. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, v. 65, n. 9, p. 969-974, 2009. <https://doi.org/10.1002/ps.1781>
- HARDER, H. H. DPX-MP062: A novel broad-spectrum, environmentally soft, insect control compound. In **Proceedings of the 1996 Brighton Crop Protection Conference**. v. 5, p. 449-454, 1996.
- HASSAN, S. A. Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficial organisms. Descriptions of test methods. **Bull. IOBC/WPRS**, v.15, p. 18-39, 1992.
- HORIKOSHI, R. J., et al. Large-Scale assessment of lepidopteran soybean pests and efficacy of Cry1Ac soybean in Brazil. **Scientific Reports**. v. 11, n. 1, p. 15956, 2021. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-95483-9>
- HOU, Y. Y., et al. *Spodoptera frugiperda* egg mass scale thickness modulates *Trichogramma* parasitoid performance. **Entomologia Generalis**, v. 42, n. 4, p. 589–596, 2022. DOI: 10.1127/entomologia/2022/1443
- HUANG, K., et al. Recent advances in the biochemistry of spinosyns. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 82, p. 13-23, 2009. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1784-8>
- IRAC. Modo de Ação de Inseticidas e Acaricidas. 2023.
- JASSEN, A.; VAN RJIN, P.C.J. Pesticides do not significantly reduce arthropod pest densities in the presence of natural enemies. **Ecology Letters**, v. 24, n. 9, p. 2010-2024,

2021.<https://doi.org/10.1111/ele.13819>

JING, W. A. N., et al. Biology, invasion and management of the agricultural invader: Fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Integrative Agriculture**, v. 20, n. 3, p. 646-663, 2021. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63367-6](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63367-6)

JONES, S. C.; BRYANT, J. L. Contact toxicity and residual efficacy of Indoxacarb against the European earwig (Dermaptera: Forficulidae). **Insects**, v. 3, n. 3, p. 593-600, 2012. <https://doi.org/10.3390/insects3030593>

KAUTE, F., et al. *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in Cameroon: Case study on its distribution, damage, pesticide use, genetic differentiation and host plants. **PloS one**, v. 14, n. 4, p. e0215749, 2019.<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0215749>

KENIS, M., et al. *Telenomus remus*, a Candidate Parasitoid for the Biological Control of *Spodoptera frugiperda* in Africa, is already Present on the Continent. **Insects**, v. 10, n. 4, p. 92, 2019. <https://doi.org/10.3390/insects10040092>

KENIS, M., et al. Invasiveness, biology, ecology, and management of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Entomologia Generalis**. v. 43, n. 43, p. 187 – 241, 2023. <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1659>

KHAN, M.A.; KHAN, H.; RUBERSON, J.R. Lethal and behavioral effects of selected novel pesticides on adults of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Pest Management Science**, v. 71, n. 12, p. 1640-1648, 2015. <https://doi.org/10.1002/ps.3972>

KIRST, H. A. The spinosyn family of insecticides: realizing the potential of natural products research. **The Journal of Antibiotics**, v. 63, n. 3, p. 101-111, 2010. <https://doi.org/10.1038/ja.2010.5>

KLOWDEN, M. J. Physiological systems in insects. New York: Academic Press, p. 688, 2007.

LAMINO, S.A., et al. Parasitism of *Telenomus remus* Nixon on *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith and acceptability of *Spodoptera littoralis* Boisduval as factitious host. **Biological Control**, v. 183, p. 105242, 2023.

LAURENTIS V. L., et al. Performance of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on eggs of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 1156, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-37797-9>

LEITE, G., et al. Selectivity of insecticides with and without mineral oil to *Brachygastra lecheguana* (Hymenoptera: Vespidae), a predator of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). **Revista CEIBA**; v.39 n.2, 1998. <http://hdl.handle.net/11036/3565>

LI, T. H., et al. Current status of the biological control of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* by egg parasitoids. **Journal of Pest Science**, v. 96, p. 1345-1363, 2023. <https://doi.org/10.1007/s10340-023-01639-z>

LIMA, A.F., et al. Comparative tolerance levels of maize landraces and a hybrid to natural infestation of fall armyworm. **Insects**, v. 13, n. 7, p. 651, 2022. <https://doi.org/10.3390/insects13070651>



LIRA E. C., et al. Resistance of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to spinetoram: inheritance and cross-resistance to spinosad. **Pest Management Science**, v. 76, n. 8, p. 2674-2680, 2020. <https://doi.org/10.1002/ps.5812>

LIU, Z., et al. Safety evaluation of chemical insecticides to *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae), a pupal parasitoid of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) using three exposure routes. **Insects**, v. 13, n. 5, p. 443, 2022. <https://doi.org/10.3390/insects13050443>

MANZONI, C., et al. Seletividade de agroquímicos utilizados na produção integrada de maçã aos parasitóides *Trichogramma pretiosum* Riley e *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **BioAssay**, v. 2, 2007. <https://doi.org/10.14295/ba.v2.0.50>

MATSUMURA, F. Toxicology of Insecticides. 2nd, Plenum Press, New York, 598 p. 1985.

MC CANN, S. F., et al. The discovery of indoxacarb: oxadiazines as a new class of pyrazoline-type insecticides. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, v. 57, n. 2, p. 153-164, 2001. [https://doi.org/10.1002/1526-4998\(200102\)57:2%3c153::AID-PS288%3e3.0.CO;2-O](https://doi.org/10.1002/1526-4998(200102)57:2%3c153::AID-PS288%3e3.0.CO;2-O)

MEYER, M. C., et al. **Bioinsumos na cultura da soja**. Embrapa Soja. 550 p. 2022. <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/doc/1147068/1/cap-27-Bioinsumos-na-cultura-da-soja.pdf>

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. 18, 2003. <https://doi.org/10.1093/jis/3.1.18>

MOLINA-OCHOA, J., et al. Parasitoids and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and Caribbean Basin: an inventory. **Florida Entomologist**, v. 86, n. 3, p. 254-289, 2003. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2003\)086\[0254:PAPOSF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2003)086[0254:PAPOSF]2.0.CO;2)

MONTEZANO, D. G., et al. Host Plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. **African Entomology**, v. 26, n. 2, p. 286-300, 2018.

MURÚA, M. G., MOLINA-OCHOA, J., FIDALGO, P. Natural distribution of parasitoids of larvae of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in Argentina. **Journal Insect Science**, v. 9, n. 1, p. 20, 2009. <https://doi.org/10.1673/031.009.2001>

NAGOSHI, R. N., et al. Southeastern Asia fall armyworms are closely related to populations in Africa and India, consistent with common origin and recent migration. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 1421, 2020. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-58249-3>

OKTAVIANI, V.; MARYANA N.; PUDJIANTO. *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera: Scelionidae) Biology and Life Table on *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. In **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**. v. 950, n. 1, p. 012024, 2022. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/950/1/012024>

OLIVEIRA R. C. M., et al. Natural parasitism of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) eggs on tomato (Solanales: Solanaceae) in the Northeast region, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 80,

p. 474-475, 2019. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.206676>

OLIVEIRA, H. N., et al. Selectivity of insecticides used in the sugar-cane on adults of *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Bioscience Journal**, v. 29, n. 5, p. 1267-1274, 2013.

OLIVEIRA, M. M. F., et al. **Controle químico por meio de desalojantes e outros compostos nas caldas de inseticidas no manejo de pragas. Editora Científica Digital** – v. 2, p. 46-52, 2023. <https://doi.org/10.37885/230212233>

OMOTO, C. Lagarta-do-cartucho *Spodoptera frugiperda*. Comitê de Ação à Resistência a Inseticidas (IRAC), 2021. <<https://www.irac-br.org/spodoptera-frugiperda>>. Acesso em: 28 de julho de 2023.

OVERTON, K., et al. Global crop impacts, yield losses and action thresholds for fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*): **A review. Crop Protection**, v. 145, p. 105641, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2021.105641>

PALMA-ONETTO, V., OLIVA, D., GONZÁLEZ-TEUBER, M. Efeitos colaterais do estresse letal e oxidativo de pesticidas orgânicos e sintéticos no predador de escamas de insetos *Rhyzobius lophanthae*. **Entomoly Gênese**, v. 1, p. 345-355, 2021.

PARRA, J. R. P. Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico 3. ed. Piracicaba, FEALQ, p.134, 2001.

PEDROSO, E. C. Seletividade de inseticidas utilizados na cultura algodoeira a ovos e larvas de terceiro instar de *Cycloneda sanguinea*. **Arquivos Do Instituto Biológico**, v. 79, p. 61-68, 2012.

PENA, M. F., et al. Método para determinação de resíduos de clorpirifós em alface por cromatografia a líquido de alta eficiência. Pesticidas. **Revista de Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, v. 13, p. 37-44, 2003.

PINTO, J. R. L.; FERNANDES, O. A. Parasitism capacity of *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum* on eggs of moth pests of peanut. **Bulletin of Insectology**, v. 73, n. 1, p.71-78, 2020.

POMARI, A. F. et al. *Telenomus remus* Nixon egg parasitization of three species of *Spodoptera* under different temperatures. **Neotropical Entomology**, v. 42, p. 399-406, 2013. <https://doi.org/10.1007/s13744-013-0138-0>

POMARI-FERNANDES, A., et al. Dispersal capacity of the egg parasitoid *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygasteridae) in maize and soybean crops. **Biological Control**, v. 126, p. 158-168, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.08.009>

PUINEAN, A. M., et al. A nicotinic acetylcholine receptor transmembrane point mutation (G275E) associated with resistance to spinosad in *Frankliniella occidentalis*. **Journal of Neurochemistry**, v. 124, n. 5, p. 590-601, 2013. <https://doi.org/10.1111/jnc.12029>

QUEIROZ, A. P., et al. Parasitismo de *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae): diferentes idades do parasitoide e do ovo hospedeiro. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 40, n. 6, Sup. 12, p. 2933-2946, 2019.

<https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n6Supl2p2933>

R CORE TEAM. R: A language and Environment for Statistical Computing. 2019.

RIOS-VELASCO, C., et al. Natural enemies of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila, México. **The Florida Entomologist**, v. 94, n. 3, p. 723-726, 2011. <https://www.jstor.org/stable/41336468>

ROSETTI, M. K., et al. *Duguetia lanceolata* A. St.-Hil. (Annonaceae) Essential oil: toxicity against *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) and selectivity for the parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Agriculture**, v. 13, n. 2, p. 488, 2023. <https://doi.org/10.3390/agriculture13020488>

RUBERSON J. R., TILLMAN P. G. Efeito de inseticidas selecionados em produtos naturais inimigos no algodão: estudos de laboratório. Conselho Nacional do Algodão, Orlando, Flórida, p. 1210–1212, 1999.

SAGAR, G. C.; AASTHA, Bhusal; LAXMAN, Khatri. An introduction of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) with management strategies: a review paper. **Nippon Journal of Environmental Science**, v. 1, n. 4, p. 1010, 2020. <https://doi.org/10.46266/njes.1010>.

SALAZAR-MENDONZA, P., et al. Release density, dispersal capacity, and optimal rearing conditions for *Telenomus remus*, an egg parasitoid of *Spodoptera frugiperda*, in maize. **Biocontrol Science and Technology**, v. 30, n. 10, p. 1040-1059, 2020. <https://doi.org/10.1080/09583157.2020.1776841>

SALGADO, V. L.; VINCENT L. Studies on the mode of action of spinosad: insect symptoms and physiological correlates. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 60, n. 2, p. 91-102, 1998. <https://doi.org/10.1006/pest.1998.2332>

SANTOS, A. C., BUENO, A. D. F., BUENO, R. C. O. F. Seletividade de defensivos agrícolas aos inimigos naturais. **Controle biológico de pragas na prática**, v. 1, p. 221-227, 2006.

SHAH, R. M.; SHAD, S. A. Genetics and mechanism of resistance to chlorantraniliprole in *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). **Ecotoxicology**, v. 30, n. 4, p. 552-559, 2021. <https://doi.org/10.1007/s10646-021-02390-w>

SILVA, G. V., et al. Selectivity of chlorantraniliprole and lambda-cyhalothrin to the egg parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 39, n. 2, p. 549-563, 2018. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2018v39n2p549>

SPARKS, T. C., DRIPPS, J. E., WATSON, G. B., & PAROONAGIAN, D. Resistance and cross-resistance to the spinosyns—a review and analysis. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 102, n. 1, p. 1-10, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2011.11.004>

STECCA, C. S., et al. Impact of insecticides used in soybean crops to the egg parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Neotropical Entomology**, v. 47, p. 281-291, 2018. <https://doi.org/10.1007/s13744-017-0552-9>

SUNIL, R. M. Residual toxicity of some insecticides to different egg parasitoids of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Indian Journal of Entomology**, p. 1-5, 2023. <https://doi.org/10.55446/IJE.2023.1203>

WANG, W., H. E. P. et al. The population growth of *Spodoptera frugiperda* on six cash crop species and implications for its occurrence and damage potential in China. **Insects**, v. 11, n. 9, p. 639, 2020.

WENGRAT, A. P. G. S., et al. Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus* (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. in Brazil. **Scientific Reports**, v. 11, n. 1, p. 14110, 2021. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>

WILLIAMS, T., VALLE, J., VIÑUELA, E. O inseticida de origem natural Spinosad® é compatível com inimigos naturais de insetos? **Biocontrol Science and Technology**, v. 13, n. 5, p. 459-475, 2003. <https://doi.org/10.1080/0958315031000140956>

WING, K. D., et al. Bioactivation and mode of action of the oxadiazine indoxacarbe in insects. **Crop Protection**, v. 19, n. 8-10, p. 537-545, 2000. [https://doi.org/10.1016/s0261-2194\(00\)00070-3](https://doi.org/10.1016/s0261-2194(00)00070-3)

YANG, T. et al. Identification and analysis of toxins in novel *Bacillus thuringiensis* strain Bt S3076-1 against *Spodoptera frugiperda* and *Helicoverpa armigera* (Lep.: Noctuidae). **Archives of Microbiology**, v. 205, n. 5, p. 168, 2023. <https://doi.org/10.1007/s00203-023-03490-3>

YU S. J. **The toxicology and biochemistry of insecticides**. CRC, 2014.

YU, F., et al. Apoptotic effect of organophosphorus insecticide chlorpyrifos on mouse retina in vivo via oxidative stress and protection of combination of vitamins C and E. **Experimental and Toxicologic Pathology**, v. 59, n. 6, p. 415-423, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.etp.2007.11.007>