

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel
Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



Dissertação

Efeito de inseticidas sobre atributos biológicos do parasitoide de ovos
***Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae)**

Mikael Bolke Araújo

Pelotas, 2021

Mikael Bolke Araújo

**Efeito de inseticidas sobre atributos biológicos do parasitoide de ovos
Telenomus remus (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Fitossanidade (Área de Conhecimento: Entomologia).

Orientador: Dr. Anderson Dionei Grützmacher

Coorientador: Dr. Daniel Bernardi

Pelotas, 2021

Banca examinadora:

Dr. Anderson Dionei Grützmacher (Orientador)

Doutor em Entomologia pela Universidade de São Paulo

Dr^a. Adrise Medeiros Nunes

Doutora em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas

Dr. Edison Zefa

Doutor em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho

Dr. Jader Ribeiro Pinto

Doutor em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas

Dedico este trabalho aos meus pais Otoniel e Delair, e ao meu irmão Héctor pelo apoio, preocupação, carinho e incentivo em todo momento.

Agradecimentos

Agradeço, primeiramente, à Deus, pela minha vida e por me ajudar em todos os momentos a ultrapassar cada obstáculo.

Aos meus pais e meu irmão, que me incentivaram nos momentos difíceis e compreenderam minha ausência enquanto eu me dedicava a realização deste trabalho.

Aos meus avós, tios e primos, pelo incentivo, carinho e apoio mesmo que muitas vezes distantes.

A todos professores que tive ao longo de minha vida, por cada ensinamento que serviram como degraus para que eu pudesse chegar até aqui.

Ao meu orientador e coorientador pelo envolvimento e ajuda neste trabalho, desde a elaboração do projeto ao trabalho final.

A Universidade Federal de Pelotas, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade (PPGFs) da FAEM/UFPel, pela oportunidade de realizar o curso de mestrado.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de Mestrado.

Aos meus amigos e colegas do Laboratório de Manejo Integrado de Pragas (LabMIP), por toda a ajuda, dedicação e tempo disponibilizado nos experimentos deste trabalho.

E aos demais amigos e pessoas não citados que de alguma forma me apoiaram e contribuíram para a realização deste trabalho.

*“Quanto mais eu estudo a natureza, mais me maravilho
com a obra do Criador.”*

Louis Pasteur

Resumo

ARAÚJO, Mikael Bolke. **Efeito de inseticidas sobre atributos biológicos do parasitoide de ovos *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae).** Orientador: Anderson Dionei Grützmacher. 2021. 67 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade) – Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2021.

O parasitoide de ovos *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae) é considerado um importante agente de mortalidade natural de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) porque atua na fase de ovo do inseto impedindo a eclosão das lagartas que posteriormente causarão danos. A lagarta-do-cartucho-do-milho, *S. frugiperda*, é uma das principais pragas agrícolas e a principal estratégia utilizada para o controle desse inseto é a aplicação de inseticidas químicos. A seletividade de agrotóxicos aos inimigos naturais é um ponto importante dentro do MIP, onde produtos que controlam a praga, mas não afetam os organismos benéficos devem ser priorizados. Com isso o objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos de toxicidade aguda letal (mortalidade) e subletal (taxa de parasitismo e emergência, razão sexual e longevidade) dos inseticidas clorfenapir, espinosade e tiametoxam+lambda-cialotrina por contato tarsal sobre o parasitoide de ovos *T. remus*. Para os bioensaios de toxicidade aguda letal foram utilizados tubos de vidro impregnados com 600 µL da solução do inseticida de cada tratamento. Cada tratamento incluiu cinco repetições, cada uma com cinco casais de adultos de parasitoides com idade ≤48 h. A mortalidade foi determinada em período de 48 h após a exposição. Para os bioensaios de toxicidade aguda subletal, fêmeas de *T. remus* foram transferidas para frascos de vidro impregnados com as CL₅₀ dos inseticidas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com cinco repetições com 20 fêmeas cada. Vinte fêmeas sobreviventes foram transferidas para o frasco de vidro que continha massa de ovos com (idade <12 h) de *S. frugiperda* para parasitismo. Os parâmetros avaliados foram taxa de ovos parasitados (geração F₀), taxa de emergência, razão sexual e longevidade de parasitoides adultos (geração F₁). Os resultados de toxicidade letal demonstraram que tiametoxam + lambda-cialotrina foram mais tóxicos ao parasitoide pelo efeito sinérgico entre os dois inseticidas. Nos resultados de toxicidade subletal todos os tratamentos foram classificados como inócuos e não apresentaram diferenças significativas na taxa de parasitismo, emergência e razão sexual. A longevidade de adultos da geração F₁ foi menor no tratamento com tiametoxam + lambda-cialotrina, apesar de não apresentar diferença significativa. O quociente de risco foi menor para espinosade, sendo classificado como levemente a moderadamente tóxico. Os demais inseticidas foram classificados como tóxicos. Nos parâmetros de crescimento demográfico, clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina não diferiram significativamente. Embora nenhum inseticida tenha causado efeito subletal significativo, todos eles apresentaram alta toxicidade letal, e caso necessário, podem ser usados cuidadosamente em programas de manejo integrado de pragas.

Palavras-chave: Controle biológico. Controle químico. Seletividade de inseticidas. *Spodoptera*. Toxicidade.

Abstract

ARAÚJO, Mikael Bolke. **Effect of insecticides on biological attributes of egg parasitoids *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae).** Advisor: Anderson Dionei Grützmacher. 2021. 67 f. Dissertation (Masters in Plant Protection) – Faculty of Agronomy Eliseu Maciel, Federal University of Pelotas, Pelotas, 2021.

The egg parasitoid *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae) is considered an important natural mortality agent of *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) because it acts in the insect's egg phase preventing the caterpillars from hatching which will later cause damage. The fall armyworm, *S. frugiperda*, is one of the main agricultural pests and the main strategy used to control this insect is the application of chemical insecticides. The selectivity of pesticides to natural enemies is an important point within the MIP, where products that control the pest, but do not affect beneficial organisms, should be prioritized. Thus, the aim of this work was to evaluate the effects of acute lethal (mortality) and sublethal (parasitism and emergence rate, sex ratio and longevity) toxicity of the insecticides chlorfenapyr, spinosad and thiamethoxam + lambda-cyhalothrin by tarsal contact on the egg parasitoid *T. remus*. For acute lethal toxicity bioassays, glass tubes impregnated with 600 µL of the insecticide solution for each treatment were used. Each treatment included five repetitions, each with five pairs of adult parasitoids aged ≤48 h. Mortality was determined 48 hours after exposure. For acute sublethal toxicity bioassays, *T. remus* females were transferred to glass flasks impregnated with the insecticides' CL50. The experimental design was completely randomized with five replications with 20 females each. Twenty surviving females were transferred to the glass jar containing *S. frugiperda* egg mass (age <12 h) for parasitism. The parameters evaluated were the rate of parasitized eggs (generation F0), the rate of emergence, sex ratio and longevity of adult parasitoids (generation F1). The results of lethal toxicity demonstrated that thiamethoxam + lambda-cyhalothrin were more toxic to the parasitoid due to the synergistic effect between the two insecticides. In the sublethal toxicity results, all treatments were classified as harmless and did not show significant differences in the rate of parasitism, emergence and sex ratio. The longevity of adults of the F1 generation was shorter in the treatment with thiamethoxam + lambda-cyhalothrin, although there was no significant difference. The risk quotient was lower for spinosad, being classified as slightly to moderately toxic. The rest of the insecticides were classified as toxic. In the demographic growth indices, chlorfenapyr, spinosad and thiamethoxam + lambda-cyhalothrin did not differ significantly. Although none of the insecticides had a significant sublethal effect, they all showed high lethal toxicity, and if necessary, can be used carefully in integrated pest management programs.

Keywords: Biological control. Chemical control. Insecticide selectivity. *Spodoptera*. Toxicity.

Lista de Figuras

Figura 1	Diferentes fases de desenvolvimento de <i>Spodoptera frugiperda</i> nos respectivos recipientes	32
Figura 2	Gaiola cilíndrica de PVC para emergência dos insetos adultos de <i>Spodoptera frugiperda</i>	33
Figura 3	Gaiola de criação de <i>Telenomus remus</i>	34
Figura 4	Adultos de <i>Telenomus remus</i>	34
Figura 5	Massa de ovos de <i>Spodoptera frugiperda</i>	34
Figura 6	Curvas de distribuição de sobrevivência para o parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> exposto a diferentes inseticidas	45

Lista de Tabelas

Tabela 1	Inseticidas utilizados nos bioensaios de toxicidade letal e subletal para o parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> 37
Tabela 2	Toxicidade comparativa de diferentes inseticidas (CL ₅₀ em ng de i.a. por cm ²) ao parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> 40
Tabela 3	Taxa de parasitismo de fêmeas do parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> (F0) expostas a CL ₅₀ de diferentes inseticidas 44
Tabela 4	Taxa de emergência e razão sexual de adultos do parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> (F1), os quais as fêmeas da geração anterior (F0) foram expostas a CL ₅₀ de diferentes inseticidas..... 45
Tabela 5	Quociente de risco (QR) de inseticidas empregados no controle da lagarta do cartucho do milho <i>Spodoptera frugiperda</i> ao parasitoide de ovos <i>Telenomus remus</i> 47
Tabela 6	Tabela de vida de fertilidade de <i>Telenomus remus</i> expostos a diferentes inseticidas..... 49

Lista de Abreviaturas e Siglas

ADP	Adenosina Difosfato
ATP	Adenosina Trifosfato
B.O.D	Biochemical Oxygen Demand
Bt	<i>Bacillus thuringiensis</i>
CAPES	Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
CL	Concentração Letal
CONAB	Companhia Nacional de Abastecimento
FAO	Food and Agriculture Organization
GABA	Ácido gama-aminobutírico
i.a.	Ingrediente Ativo
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
IOBC	International Organization for Biological Control
MIP	Manejo Integrado de Pragas
nAChR	Receptor Nicotínico da Acetilcolina
ng	Nanograma
PIB	Produto Interno Bruto
PVC	Policloreto de Vinila
QR	Quociente de Risco
r_m	Taxa Intrínseca de Aumento
R_0	Taxa Líquida de Reprodução
T	Tempo Médio de Geração
UR	Umidade Relativa
λ	Taxa Finita de Aumento
μl	Microlitro

Sumário

1 Introdução	14
2 Revisão de Literatura	18
2.1 Produção dos principais grãos no Brasil e sua importância	18
2.2 Ataque de insetos e seu controle	20
2.3 <i>Spodoptera frugiperda</i>	23
2.4 <i>Telenomus remus</i>	26
2.5 Seletividade de inseticidas sobre inimigos naturais	28
3 Metodologia	31
3.1 Criação de insetos	31
3.1.1 Criação de <i>Spodoptera frugiperda</i>	31
3.1.2 Criação de <i>Telenomus remus</i>	33
3.2 Inseticidas	35
3.3 Bioensaios	35
3.3.1 Bioensaios de toxicidade aguda letal a <i>Telenomus remus</i>	35
3.3.2 Bioensaios de toxicidade aguda subletal a <i>Telenomus remus</i>	36
3.4 Análise estatística e Classificação de toxicidade	38
4 Resultados e Discussão	40
5 Conclusões	50
6 Referências	51

1 Introdução

O Brasil é um dos maiores produtores de grãos a nível mundial alcançando a marca de 256,884 milhões de toneladas na safra 2019/2020 (CONAB, 2020). O setor agrícola é um importante aliado ao Produto Interno Bruto (PIB) do país, contribuindo para alcançar a marca de R\$ 361,0 bilhões em 2019, sendo que R\$ 212,6 bilhões foi resultado da produção de grãos (IBGE, 2020a). Dentre os principais grãos produzidos no Brasil estão a soja (*Glycine max*), o milho (*Zea mays*) e o arroz (*Oryza sativa*) com produção de 124,845, 102,515 e 11,183 milhões de toneladas na safra 2019/2020, respectivamente (CONAB, 2020).

A região sul do Brasil possui uma área de 6,8 milhões de hectares constituídas de solos de várzea, onde somente no estado do Rio Grande do Sul isso representa 20% da área total. Os solos de várzea possuem características peculiares pela localização próxima a áreas alagadas e de difícil drenagem, tendo historicamente como uma das principais atividades econômicas a integração do cultivo de arroz irrigado e pecuária de corte extensiva. Contudo, a partir dos anos 90 com o surgimento do plantio direto e a rotação de culturas, outras espécies importantes foram sendo introduzidas como o milho e a soja (SCHMIDT et al., 2010).

Com o crescimento da população humana, o aumento da produtividade agrícola é um dos grandes objetivos do setor, visto que a cada ano é preciso produzir mais em uma área igual ou menor (FARIA et al., 2020). Muitos fatores podem afetar a produtividade agrícola como a escolha por sementes de qualidade, condições de semeadura, estado do maquinário, fertilidade e irrigação do solo, colheita, além do manejo fitossanitário (TSUKAHARA et al., 2016; VASCONCELLOS et al., 2019; BALESTRIN et al., 2020). Uma das maiores limitações para a produção de grãos é o problema com o aparecimento de insetos e doenças que causam danos em diferentes estádios das culturas (CARNEIRO et al., 2018; STABACK et al., 2020).

Várias espécies de pragas podem atacar as culturas, causando danos diretos como a sucção de seiva, o desfolhamento, o tombamento de plântulas, e danos indiretos como a transmissão de viroses (SILVA et al., 2017a). Os insetos mais comuns são os percevejos fitófagos pertencentes a família

Pentatomidae, que causam danos principalmente na fase reprodutiva e o complexo de lagartas desfolhadoras como, por exemplo, *Spodoptera* spp., *Helicoverpa* spp., *Anticarsia gemmatalis* (Hübner, 1818) (Lepidoptera: Erebidæ) e *Chrysodeixis includens* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidæ) (CZEPAK et al., 2013; FIAZ et al., 2018; STACKE et al., 2019).

O gênero *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidæ) inclui algumas importantes espécies polífagas que são pragas primárias e secundárias, e podem causar danos a uma ampla variedade de culturas importantes economicamente como milho, algodão, arroz e soja (DUMAS et al., 2015; AYIL-GUTIÉRREZ et al., 2018). Do ponto de vista agrônomo as espécies mais importantes são *Spodoptera exigua* (Hübner, 1808) (Lepidoptera: Noctuidæ) com ampla distribuição global, *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidæ) nativa das américas, *Spodoptera littoralis* (Boisduval, 1833) (Lepidoptera: Noctuidæ) na Europa e África e *Spodoptera litura* (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Noctuidæ) na região indo-australiana (HERRERO et al., 2016).

A lagarta-do-cartucho-do-milho, *S. frugiperda*, é uma importante praga nativa das américas, com ampla distribuição global, se espalhando pelos países africanos e asiáticos nos últimos anos (FIRAKE; BEHERE, 2020; LEITE et al., 2020). É um inseto que se destaca pela capacidade de migração, alto grau de polifagia, elevada voracidade larval e alta fecundidade, causando danos em diversas culturas de importância econômica como algodão, arroz, milho e soja (CHEN et al., 2020; TSAI et al., 2020; WAKAMURA et al., 2021). Os danos podem acontecer desde a emergência até a colheita, sendo o uso de pulverizações de inseticidas a prática mais comum de controle (JARAMILLO-BARRIOS et al., 2019).

Geralmente, o método mais econômico e eficaz para o controle dessa praga é a utilização de inseticidas químicos (WANG et al., 2020). Os inseticidas mais utilizados são aqueles de amplo espectro, como os organofosforados, piretroides e neonicotinoides, preparados em suspensão concentrada e concentrado emulsionável, aplicados por pulverizadores costais ou tratorizados (CARVALHO et al., 2013).

Apesar das vantagens desse método, seu uso pode acarretar diversos problemas como a deposição de resíduos nos alimentos, o surgimento de

populações resistentes, a ressurgência de pragas, alto potencial de contaminação ambiental, alto custo, risco para saúde humana, além de reduzir as populações de insetos benéficos que atuam contra a praga (BERNARDI et al., 2014; PAZINI et al., 2016; RIBEIRO et al., 2020). Deste modo, a sustentabilidade dos campos de produção depende de estratégias que visam o controle de forma menos nociva como o controle biológico e o emprego de agrotóxicos inócuos (PANIZZI, 2013; STECCA et al., 2018).

Um método de controle que ocorre de forma natural é o biológico, em que organismos vivos regulam o nível populacional de espécies de insetos através de sua alimentação (predadores) ou como substrato para desenvolvimento total ou parcial do ciclo deste inseto (parasitoides) (BOSEM BAILLOD et al., 2017). Esses agentes de controle podem ser generalistas ou específicos quanto à presa, sendo que o último tem maior importância em termos de eficiência de controle (NEUMANN et al. 2018).

O controle biológico a partir da liberação de parasitoides de ovos tem se mostrado uma ferramenta importante e promissora dentro do contexto de manejo integrado de pragas, além de ser os inimigos naturais mais utilizados (IDALGO et al., 2013; ZACHRISSON et al., 2014; BALESTRIN; BORDIN, 2016). Nas Américas, já foi relatado mais de 150 espécies de parasitoides que tem interação com *S. frugiperda*, ainda que a maioria delas não tenha sido estudada (VÍRGEN et al., 2013; KENIS et al., 2019).

Dentre essas espécies, *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae) merece destaque porque possui alta capacidade reprodutiva e eficiência de controle contra a praga alvo, podendo parasitar até as camadas mais inferiores da massa de ovos (PEÑAFLORES et al., 2012; QUEIROZ et al., 2019). Embora o parasitismo por populações naturais seja moderado, liberações massais em cultivos de milho podem resultar entre 80 a 100% de parasitismo, sendo um sucesso em programas de controle biológico aumentativo (POMARI-FERNANDES et al., 2013; KENIS et al., 2019).

Apesar de que o controle biológico seja uma ferramenta importante para a redução de populações de insetos-praga de forma mais sustentável e preservando muitas espécies nativas de outros inimigos naturais, a utilização do controle químico ainda é necessária em casos em que a situação requer controle imediato e eficaz contra organismos que estejam causando prejuízos

econômicos (FONTES et al., 2018). A partir disso, a preferência por agrotóxicos que sejam eficazes contra a praga e ao mesmo tempo inofensivos para com os inimigos naturais, deve ser priorizada (BUENO et al., 2017). Portanto, a escolha do produto a ser utilizado não deve ser apenas por causa da eficiência de controle da praga, mas também por avaliações de critérios toxicológicos e ambientais (PAIVA et al., 2018).

Alguns trabalhos de seletividade de agrotóxicos têm sido realizados com inimigos naturais, especialmente com parasitoides de ovos nas culturas da soja, milho e arroz (CARMO et al., 2009; STEFANELLO JÚNIOR et al., 2012). Estudos com parasitoides do gênero *Telenomus*, como *T. remus* nas culturas da soja e milho e *Telenomus podisi* (Ashmead, 1893) (Hymenoptera: Platygastridae) em arroz, mostram a importância dessas espécies tanto para o controle de lepidópteros como de hemípteros (CARMO et al., 2010; POMARI-FERNANDES et al., 2013; PAZINI et al., 2017; STECCA et al., 2018). Muitos estudos foram realizados também com parasitoides do gênero *Trichogramma* em diversas culturas para controle de lepidópteros (ZHAO et al., 2012; SOUZA et al., 2014; PAIVA et al., 2018).

Considerando a importância da aplicação de inseticidas do ponto de vista econômico, e a necessidade da utilização de outros métodos de controle mais sustentáveis como o biológico, o objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos de toxicidade aguda letal (mortalidade) e subletal (taxa de parasitismo e emergência, razão sexual e longevidade) dos inseticidas clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina por contato tarsal sobre o parasitoide de ovos *T. remus*.

2 Revisão de Literatura

2.1 Produção dos principais grãos no Brasil e sua importância

A produção de alimentos é uma atividade essencial para a humanidade em qualquer lugar do mundo, visto que para realizar qualquer serviço, a população precisa suprir uma de suas principais necessidades que é a alimentação (RIBEIRO et al., 2017). Os alimentos são divididos em grupos que podem ser de origem animal ou vegetal e naturais ou processados que tem sua origem na produção agropecuária. Dentre as principais culturas agrícolas produzidas no mundo estão o milho, trigo, arroz e soja (ROCHA et al., 2018; SHI et al., 2021).

O Brasil está entre os principais produtores e exportadores de grãos a nível mundial, alcançando a produção de 256,884 milhões de toneladas na safra 2019/2020 (CONAB, 2020). Como principais culturas produzidas no país em termos de quantidade estão a soja, milho e arroz. O Brasil é o maior produtor e exportador de soja no mundo e o terceiro maior produtor de milho, ficando atrás dos Estados Unidos e da China. Quanto a produção de arroz o país é o maior fora do continente asiático, visto que a Ásia produz 89,6% do arroz mundial (FAO, 2020).

A cultura da soja ocupa uma área de 36,949 milhões de hectares em todo o Brasil com uma produção de 124,845 milhões de toneladas de grãos e uma produtividade média de 3.379 kg/ha. A área nacional ocupada pelo cultivo de milho é de 18,527 milhões de hectares com uma produção de 102,515 milhões de toneladas e uma produtividade média de 5.533 kg/ha. O Brasil possui uma área ocupada com o cultivo de arroz de 1,665 milhões de hectares com uma produção de 11,183 milhões de toneladas de grãos e uma produtividade de 6.158 kg/ha (CONAB, 2020).

As maiores regiões produtoras de grãos do Brasil são centro-oeste e sul, sendo que apenas o estado do Mato Grosso corresponde a quase 30% da produção nacional e a soma dessas duas regiões mais de 75% do total (IBGE, 2020b). Dentre os principais produtores de soja estão os estados do Mato Grosso, Paraná, Rio Grande do Sul, Goiás e Mato Grosso do Sul. Na produção de milho o destaque é para os estados do Mato Grosso, Paraná, Goiás, Mato

Grosso do Sul e Minas Gerais. Quanto a produção de arroz os estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina são os maiores, sendo que apenas o Rio Grande do Sul corresponde a mais de 70% da produção nacional (CONAB, 2020).

A maioria do arroz produzido no Brasil é cultivado no sistema irrigado, principalmente em terras baixas ou solos de várzea, visto que possuem como uma de suas características a difícil drenagem na área (MENDES et al., 2018). No Rio Grande do Sul ao longo dos anos as principais atividades agropecuárias neste tipo de solo se baseavam na produção de arroz e criação extensiva de gado de corte (MARCHEZAN et al., 2003). A partir dos anos 90 com o surgimento de alguns sistemas de cultivo como o plantio direto e algumas variedades desenvolvidas mais adaptadas ao solo de várzea como uma maior resistência a umidade do solo, culturas como o milho e a soja migraram para essas áreas (SCHMIDT et al., 2010).

Apesar das inovações tecnológicas e digitais na agricultura, a geração de empregos a partir da produção agrícola ainda tem sua importância no cenário nacional (SANTOS; DE ARAÚJO, 2017). A importância do setor agrícola não se restringe apenas aos trabalhos que são gerados diretamente na área de produção, mas também aqueles que surgem de forma indireta como a indústria dos insumos e maquinários (MORI; PEREIRA, 2018). Em 2020, entre janeiro e setembro, a agropecuária foi o setor da economia que mais gerou empregos no Brasil (IBGE, 2020a).

A produção de grãos é uma das principais atividades que alavancam a economia do país, tendo gerado um valor de R\$ 212,6 bilhões no ano de 2019. A soja se mantém na primeira posição em valor de produção entre as principais culturas do país com R\$ 125,6 bilhões, o equivalente a 59,1% do valor total de grãos. O milho ficou na segunda posição contribuindo com R\$ 47,6 bilhões, o equivalente a 22,4% do valor total da produção de grãos. O arroz apesar de menor expressão comparado à soja e milho, chega com um importante valor de produção de R\$ 8,8 bilhões, o que representa 4,1% do valor total de grãos (IBGE, 2020a).

A soja produzida no Brasil é transformada em duas commodities intermediárias, quais sejam o farelo e o óleo de soja. Através desses subprodutos ocorre o abastecimento de diversas indústrias como a de rações,

derivados do óleo, farmacêutica, química, de alimentos dentre outras. A maior parte da produção dessa oleaginosa é destinada à exportação do grão “in natura”, boa parte é exportada na forma de farelo e uma parte menor em óleo (MELLO; BRUM, 2020).

A colheita do milho é destinada em sua grande parte para a produção de rações, visto que este é o principal componente e que junto com a soja formam 90% da composição das rações animais, principalmente para aves e suínos (CALDARELLI; BACCHI, 2012). Além de suprir o setor pecuário, o milho também é utilizado para a alimentação humana na forma de milho verde ou moído por via úmida para produção de amido ou óleo, ou moído por via seca para produção de fubá ou farinha. Outro importante mercado é a produção de etanol que tem sido mais interessante como combustível por ser fonte de energia renovável (SOUZA et al., 2020).

Diferentemente da soja e do milho, grande parte da produção de arroz é destinada à alimentação humana e consumida a partir de grãos inteiros nos tipos: arroz polido, arroz parboilizado e arroz integral. A importância deste grão é que além de fazer parte da alimentação humana, também é um dos alimentos básicos da população brasileira juntamente com o feijão (BRUM; PORTELA, 2007).

2.2 Ataque de insetos e seu controle

O Brasil é um país de grande relevância em produção agrícola no âmbito mundial, as grandes áreas de cultivo e os números elevados na produção de grãos ressaltam essa importância. Para que os agricultores possam aumentar a produção em uma mesma área de cultivo é necessário o incremento na produtividade (SAATH; FACHINELLO, 2018). Apesar de que hoje em dia temos a disponibilidade no mercado de muitas cultivares que nos proporcionam um maior rendimento e muitos outros benefícios, a agricultura continua enfrentando problemas que dificultam esse objetivo (PEROBELLI et al., 2007). Um dos principais problemas que reduzem a produtividade agrícola está relacionado com questões fitossanitárias, como a competição de plantas daninhas e o ataque de pragas e doenças (PRETTY; BHARUCHA, 2015; RAMPIM et al., 2016).

Uma área de produção agrícola é considerada um agroecossistema e com isso existe uma infinidade de relações entre as diversas espécies animais e vegetais presentes nesse ambiente (MARICATO; CALDEIRA, 2017). Alguns desses animais não são herbívoros e, portanto, dificilmente causam danos para as plantas, como no caso de alguns insetos. Outros ainda, mesmo que se alimentem de vegetais, não se reproduzem em grande escala, mantendo o tamanho de sua população e também não causam danos significativos na produção. O principal problema é quando os insetos são herbívoros, vorazes e aumentam sua densidade populacional de forma rápida (OLIVEIRA et al., 2014).

O ataque de insetos pode ocorrer de diversas maneiras, de acordo com fatores bióticos e abióticos que influenciam em um maior ou menor prejuízo econômico. Normalmente, os principais insetos-praga possuem o aparelho bucal do tipo sugador ou mastigador, causando danos diretos e indiretos na cultura (BARBOSA et al., 2019). Os insetos sugadores causam a sucção da seiva das plantas, retirando nutrientes que seriam utilizados para o crescimento e desenvolvimento vegetal e em muitos casos, atuando como vetores de viroses (OLIVEIRA et al., 2019). Os insetos mastigadores causam danos a partir da alimentação do tecido vegetal, redução da área fotossintética e possibilidade do desenvolvimento de doenças pela abertura do tecido (SILVEIRA et al., 2010).

O controle desses insetos que causam danos às culturas precisa ser realizado com base em uma série de informações propostas pelo Manejo Integrado de Pragas (MIP) como o reconhecimento das pragas mais importantes, a avaliação dos inimigos naturais, o estudo dos fatores climáticos, determinação dos níveis de dano econômico e de controle, avaliação populacional e avaliação dos métodos mais adequados para incorporar em um programa de manejo. O MIP surge com uma ideia de diversificar os métodos de controle com bases ecológicas e consequentemente corrigir o uso inadequado de agrotóxicos (DARA, 2019).

A ideia do MIP não é exterminar populações de insetos-praga, mas sim manter essas populações abaixo do nível de dano econômico através de diferentes métodos de controle baseados em várias áreas de conhecimento (KABIR et al., 2017). Esse conceito sugere a utilização de várias estratégias de

manejo desde que uma não interfira na eficiência de controle da outra e prioriza o uso de métodos não químicos, apesar de recomendá-lo quando necessário. O MIP possui como pilares o controle biológico, comportamental, varietal, cultural, genético e químico (REZAEI et al., 2019).

O método de controle mais utilizado e preferido por muitos produtores é o químico, que consiste na aplicação de inseticidas que aplicados de forma direta ou indireta, em doses adequadas, causam a morte dos insetos (WANG et al., 2020). A aplicação de agrotóxicos tem como vantagens a alta eficiência e rapidez de controle da praga, mas possui uma série de desvantagens como a contaminação dos alimentos, do ambiente, do ser humano, de organismos não-alvo, além de aumentar as possibilidades de resistência dos insetos aos inseticidas, ressurgência de pragas e redução nas populações dos inimigos naturais e polinizadores (DUTRA; SOUZA, 2017; RIBEIRO et al., 2020).

Outro método de controle que vem ganhando espaço no cenário nacional é o biológico, que consiste na utilização de inimigos naturais dos insetos-pragas que podem ser predadores, parasitoides ou até mesmo entomopatógenos. Os procedimentos básicos para adoção desse método consistem na introdução, conservação e multiplicação dos inimigos naturais (JOHNSON et al., 2021). O controle biológico pode ser dividido em três tipos: o clássico que consiste na importação e colonização dos inimigos naturais, visando o controle de pragas exóticas; o natural que diz respeito aos parasitoides e/ou predadores que se encontram no ambiente e cujo objetivo é conservá-los; e o aplicado que trata de liberações desses organismos após sua produção massal em laboratório, com finalidade de rápida redução populacional da praga (HOLLAND et al., 2016; SHIELDS et al., 2019).

Os principais insetos que podem atacar a cultura da soja são as lagartas, percevejos e alguns besouros crisomelídeos. Dentre as lagartas mais importantes estão *Anticarsia gemmatalis* (Hübner, 1818) (Lepidoptera: Erebididae), *Chrysodeixis includens* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) e aquelas dos gêneros *Spodoptera* spp. e *Helicoverpa* spp. (CZEPAK et al., 2013; FIAZ et al., 2018; STACKE et al., 2019). Os percevejos que merecem destaque são *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) (Hemiptera: Pentatomidae), *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) (Hemiptera: Pentatomidae) e *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837) (Hemiptera: Pentatomidae) (SOUZA et al., 2016;

ECCO et al., 2020). Outras espécies que causam danos na soja são *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae), *Cerotoma arcuata* (Olivier, 1791) (Coleoptera: Chrysomelidae) e *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) (LIMONTE et al., 2016; POZEBON et al., 2020).

Os principais insetos que podem atacar a cultura do milho são as lagartas, brocas, percevejos e pulgões. Dentre as lagartas mais importantes estão *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lepidoptera: Noctuidae). Uma broca importante é a *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) (REGAN et al., 2020). Os percevejos de maior importância pertencem ao gênero *Dichelops* spp. No caso dos pulgões, se destaca o *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae) (SWAMINATHAN et al., 2015).

Os principais insetos que podem atacar a cultura do arroz são as lagartas, brocas, percevejos, pulgões e outros. Dentre as lagartas mais importantes estão as do gênero *Pseudaletia* spp. e *S. frugiperda*. Em relação as brocas, destacam-se *D. saccharalis* e *Rupela albinella* (Cramer, 1781) (Lepidoptera: Crambidae) (NASCIMENTO et al., 2018). Os percevejos de importância são *Tibraca limbativentris* (Stal, 1860) (Hemiptera: Pentatomidae) e *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) (FUENTES-RODRÍGUES et al., 2020). Dentre os pulgões, *Rhopalosiphum rufiabdominale* (Sasaki, 1899) (Hemiptera: Aphididae) é o mais problemático. Outro inseto que causa grandes prejuízos em lavouras de arroz irrigado é *Oryzophagus oryzae* (Costa Lima, 1936) (Coleoptera: Curculionidae) (LIMA et al., 2019).

2.3 *Spodoptera frugiperda*

A ordem Lepidoptera é uma das mais importantes em termos de abundância de indivíduos no ambiente e pelos problemas causados na agricultura ao redor do mundo. Até o momento já foram descritas mais de 120 mil espécies de lepidópteros, em que a maioria delas são espécies polípagas (RABELO et al., 2020). Com isso, existem muitas espécies de lepidópteros-praga em agroecossistema de todo o mundo, principalmente da família Noctuidae. As diferentes espécies de noctuídeos cada vez mais tem expandido

suas faixas geográficas, pois se relacionam com diversos ambientes e recursos, especialmente na fase larval, onde encontramos as lagartas desfolhadoras, broqueadoras de caule e frutos e aquelas que causam danos nas raízes (SPECHT; CORSEUIL, 2002; SUCKLING et al., 2017).

O gênero *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae) é um dos mais importantes dentro da família Noctuidae e inclui algumas espécies polífagas que são pragas primárias e secundárias, e podem causar prejuízos em uma grande variedade de culturas importantes economicamente como milho, algodão, arroz e soja (DUMAS et al., 2015; AYIL-GUTIÉRREZ et al., 2018). Do ponto de vista agrônomo as espécies mais importantes são *Spodoptera exigua* (Hübner, 1808) com ampla distribuição global, *S. frugiperda*, nativa das américas, *Spodoptera littoralis* (Boisduval, 1833) na Europa e África e *Spodoptera litura* (Fabricius, 1775) na região indo-australiana (HERRERO et al., 2016).

A lagarta-do-cartucho, *S. frugiperda*, é uma das pragas mais importantes da agricultura brasileira, pertencente à família Noctuidae e originária das Américas, onde tem causado grandes perdas tanto no hemisfério norte quanto no sul, isso se deve ao alto grau de polífaga, tendo sido registrada em mais de 100 espécies de plantas (NAGOSHI et al., 2012; BLANCO et al., 2016). É um inseto que se destaca pela capacidade de migração, alto grau de polifagia, elevada voracidade larval e alta fecundidade, causando danos em diversas culturas economicamente importantes como: milho, painço, trigo, batata, soja, feijão caupi, amendoim, sorgo, arroz, cana-de-açúcar e algodão (POGUE, 2002; SCHÖFL et al., 2009; WANG et al., 2020).

Os insetos adultos possuem asas anteriores de coloração pardo-escuras e posteriores branco-acinzentadas com uma envergadura de 4 cm. O dimorfismo sexual ocorre nas asas anteriores, existindo nos machos, manchas brancas características no ápice e entre as manchas orbicular e reniforme. Nas fêmeas essas manchas são pouco nítidas. Os ovos, logo após a oviposição, possuem coloração verde-clara, passando a alaranjada e escura, quando estiver próximo da eclosão, pela cabeça negra da lagarta (BRÉVAULT et al., 2018).

As lagartas de primeiro ínstar são claras passando para pardo-escuro a esverdeadas, até quase pretas e medem cerca de 1,90 mm de comprimento.

No segundo ínstar, possuem coloração esbranquiçada com sombreamento marrom no dorso e medem cerca de 4 mm de comprimento. O terceiro ínstar é caracterizado por uma coloração marrom-clara no dorso e esverdeada na parte ventral, com linhas dorsais e subdorsais brancas, com 6,5 mm de comprimento (BHAVANI et al., 2019).

Nos últimos ínstares, a lagarta tem o corpo cilíndrico e de coloração marrom acinzentado no dorso, esverdeada na parte ventral e subventral, que apresenta manchas de coloração marrom avermelhado, com tamanho de 35 mm de comprimento. Essas lagartas possuem três pares de pernas torácicas e cinco pares de falsas pernas abdominais, e na cabeça, apresentam um “Y” invertido na parte frontal. As pupas possuem coloração avermelhada até quase preta (BRÉVAULT et al., 2018; BHAVANI et al., 2019).

Os ovos são colocados em massas, em camadas sobrepostas e recobertas por uma fina e longa camada de escamas que se desprende do abdome da fêmea no momento da oviposição. O número de ovos pode chegar a 1.000 por fêmea e o número de posturas é de no máximo treze. O período de incubação varia de acordo com a temperatura, sendo em média de 2 a 4 dias. Logo após a eclosão, as lagartas alimentam-se do córion dos próprios ovos, e depois das folhas mais novas, deixando-as raspadas. A partir disso, elas tecem um fio de seda que é utilizado como meio de dispersão e/ou escape de inimigos naturais, sendo esta capacidade perdida após o primeiro ínstar larval (cerca de dois dias após a eclosão) (ASSEFA; AYALEW, 2019).

A partir do segundo ínstar, as lagartas podem apresentar canibalismo e, por esse motivo, é comum encontrar apenas uma lagarta grande por cartucho. O período larval varia de 12 a 30 dias e ocorre dentro do cartucho da planta (VENKATESWARLU et al., 2018). Quando completamente desenvolvida, a lagarta dirige-se para o solo, onde passa por um período em que não se alimenta chamado de pré-pupa, e após, transforma-se em pupa, com aproximadamente 15mm de comprimento (SILVA et al., 2017b).

O período de pré-pupa varia de um a cinco dias e o de pupa varia de 6 a 55 dias, de acordo com a temperatura. Das pupas, emergem as mariposas, que não são ativas durante o dia, sendo sua atividade de vôo realizada próximo ao pôr-do-sol, e o acasalamento de duas a quatro horas mais tarde. O período de ovo até adulto varia de 22 a 63 dias (PINTO et al., 2004).

Na cultura da soja as lagartas de *S. frugiperda* alimentam-se inicialmente das folhas, passando depois a consumir também vagens na fase inicial de formação. O aumento dos prejuízos desse inseto na soja pode estar relacionado as práticas de sucessão de culturas com o milho (BARROS et al., 2010). Na cultura do milho, as lagartas se localizam no cartucho e se alimentam das folhas e do colmo. Em infestações tardias, podem destruir o pendão floral, os estilos-estigmas e até penetrar a espiga, danificando diretamente os grãos (UGWU et al., 2020). Na cultura do arroz, essa espécie possui grande capacidade de desfolhamento, e normalmente a infestação ocorre na fase inicial da cultura, antes da irrigação por inundação, podendo cortar as plantas ao nível do solo (QIU et al., 2020).

Para o controle de *S. frugiperda*, normalmente se utiliza o método químico por ser na maioria das vezes a estratégia mais econômica e eficaz (WANG et al., 2020). Os inseticidas mais utilizados são aqueles de amplo espectro, como os organofosforados, piretroides e neonicotinoides (CARVALHO et al., 2013). Outro método importante de controle é a utilização de plantas transgênicas com proteínas Bt que destroem o mesêntero das lagartas quando estas se alimentam da planta. O controle biológico também tem crescido em importância, principalmente com o uso de entomopatógenos como *Bacillus thuringiensis* e *Baculovirus spodoptera* e a liberação massal de parasitoides de ovos como os do gênero *Trichogramma* spp. e *Telenomus* spp. (GOERGEN et al., 2016). Além desses grupos, existe a ação de predadores como os percevejos do gênero *Podisus* spp. e as tesourinhas do gênero *Doru* spp. (CAMPOS et al., 2011; LIMA et al., 2020).

2.4 *Telenomus remus*

Platygastroidea é uma das maiores superfamílias de parasitoides dentro da ordem Hymenoptera, incluindo mais de 6 mil espécies e é superada apenas por Ichneumonoidea e Chalcidoidea (POPOVICI et al., 2018). Dentro da família Platygastridae temos o gênero *Telenomus* que possui 652 espécies de parasitoides cosmopolitas de diversas ordens de insetos de importância agrícola (TAEKUL et al., 2014).

Telenomus remus (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Platygasteridae) é um parasitoide de ovos de lepidópteros que tem se destacado por ter sido registrado em cinco espécies de *Spodoptera* spp. e foi introduzido no Brasil para controle de *S. frugiperda* (VIEIRA et al., 2017; POMARI-FERNANDES et al., 2018). Sua alta taxa reprodutiva e facilidade de criação faz desta vespa um bom agente para o controle biológico de alguns lepidópteros, principalmente no controle da lagarta-do-cartucho na cultura do milho (CAVE, 2000; VAN LENTEREN; BUENO, 2003; POMARI-FERNANDES et al., 2015).

Os adultos de *T. remus* medem entre 0,5 e 0,6 mm de comprimento, com o corpo de coloração preto brilhante. O dimorfismo sexual ocorre nas pernas e antenas. O fêmur e a tíbia são escuros na fêmea, mas marrom pálido no macho. A antena da fêmea tem uma clava com quatro antenômeros, enquanto nenhuma clava detectável está presente na antena do macho. A larva possui dois ínstaes, onde apenas o segundo é segmentado. A pupa possui coloração clara, passando a cinza e preto no desenvolvimento total (CAVE, 2000).

As fêmeas de *T. remus* são guiadas quimicamente para a localização da massa de ovos do hospedeiro no ambiente. Compostos químicos presentes no feromônio sexual da espécie hospedeira, bem como cairomônios presentes na secreção das glândulas acessórias das fêmeas de *S. frugiperda* aumentam as taxas de parasitismo. Estudos com extratos de plantas hospedeiras da lagarta-do-cartucho demonstram o importante papel dos sinomônios liberados pelas espécies vegetais (CAVE, 2000; CARNEIRO et al., 2006).

Logo após localizar os ovos hospedeiros, a fêmea parasitoide tem a capacidade de alcançar as camadas mais inferiores da massa de ovos, driblando até mesmo as escamas presentes na postura. A fêmea deposita um único ovo no interior do embrião hospedeiro com menos de 72 h, raramente ocorre superparasitismo e se acontecer, apenas uma larva completa seu desenvolvimento. Após a oviposição a fêmea esfrega o ovipositor no ovo parasitado, para impregnar feromônios que sinalizam para outras fêmeas que o ovo já está parasitado, evitando que outras fêmeas ovipositem no mesmo hospedeiro. (QUEIROZ et al., 2019).

A duração da fase de ovo varia entre 10 e 24 h, a fase larval entre 4 a 7 dias, a fase de pupa entre 112 h a 15 dias, e o período total de

desenvolvimento entre 7 a 13 dias, de acordo com a temperatura. Normalmente, os machos emergem 24 h antes das fêmeas, e permanecem no mesmo local aguardando a emergência das fêmeas. A partir do momento em que as fêmeas rompem o córion do ovo hospedeiro, a cópula acontece. As fêmeas contêm o número máximo de óvulos em seus ovários aos 2-3 dias de idade e produzem mais de 76% de sua progênie durante os primeiros 5 dias de vida adulta (VAN WELZEN; WAAGE, 1987; CAVE, 2000).

2.5 Seletividade de inseticidas sobre inimigos naturais

A utilização de métodos alternativos de controle como o biológico, propicia muitos benefícios tanto para reduzir a população do inseto-praga, quanto para manter um equilíbrio no agroecossistema, respeitando os princípios do MIP (NÖRNBERG et al., 2009). Apesar disso, o controle químico ainda é necessário tendo em vista o atual sistema de produção agrícola no país e a importância do mesmo para a economia brasileira (GIOLO et al., 2008).

Com a necessidade do uso de produtos químicos, sendo um método importante para o controle de pragas, prioriza-se a escolha por inseticidas mais seletivos aos demais organismos, principalmente aos inimigos naturais (CASTILHOS et al., 2014). Através da utilização de inseticidas seletivos, a eficiência total de controle tende a aumentar porque além da ação do produto químico, os inimigos naturais não serão afetados, auxiliando no controle de pragas (MANZONI et al., 2007).

A seletividade de produtos fitossanitários consiste na ideia de atingir o organismo alvo de forma eficiente sem impactar de forma negativa nos outros componentes do ecossistema. De acordo com o MIP, seletividade é a propriedade que um determinado produto tem de possuir baixos efeitos sobre os inimigos naturais, nas mesmas condições em que a praga visada é controlada com sucesso (FOERSTER, 2002).

Geralmente todo o produto apresenta dois tipos de seletividade, a ecológica e a fisiológica. A seletividade ecológica consiste na utilização dos inseticidas de forma a minimizar a exposição dos inimigos naturais a esses produtos. A seletividade fisiológica consiste no uso de inseticidas que apresentem baixa toxicidade aos organismos não-alvo, isto é, que sejam mais

tóxicos à praga que a seus inimigos naturais (RIPPER et al., 1951; FERNANDES et al., 2013).

O modo com que os inseticidas influenciam na sobrevivência e/ou permanência dos inimigos naturais na área de produção não pode ser definido apenas com o efeito letal do produto. Existe diversos efeitos que podem ocorrer nos inimigos naturais em virtude da aplicação dos produtos fitossanitários, elevando assim, a importância dos estudos relacionados com os efeitos subletais (COSTA et al., 2014; SOUZA et al., 2014; MOSCARDINI et al., 2015). Os efeitos subletais são imprescindíveis nos trabalhos de seletividade, visto que, muitas vezes os inimigos naturais não morrem pelo produto, mas sofrem interferência em seus atributos biológicos e comportamentais (GLADENUCCI et al., 2020).

Os inimigos naturais podem expressar maior ou menor suscetibilidade aos inseticidas de diversas maneiras, dentre elas se é predador ou parasitoide, a espécie, a sensibilidade do estágio de vida do indivíduo (ovo, larva, pupa ou adulto), o estágio de desenvolvimento do hospedeiro, a taxa de aplicação do produto, o período da aplicação e o modo de ação do produto (CARVALHO et al., 2005; PEDROSO et al., 2012; OLIVEIRA et al., 2013).

Muitos trabalhos de seletividade de agrotóxicos aos inimigos naturais têm sido realizados, especialmente com parasitoides de ovos em diversas culturas (CARMO et al., 2009; PAIVA et al., 2018). Um dos gêneros de parasitoides mais estudados é o *Trichogramma*, que parasita ovos de várias espécies de lepidópteros. Stefanello Júnior et al. (2012) estudaram a persistência de efeitos de inseticidas e fungicidas, utilizados na cultura do milho, sobre adultos de *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e concluíram que tiametoxam + lambda-cialotrina, lambda-cialotrina e espinosade são persistentes a adultos dessa espécie.

Souza et al. (2014) avaliaram os efeitos de alguns inseticidas registrados para a cultura do milho sobre a fase imatura de *T. pretiosum* e relataram que beta-cipermetrina, clorfenapir, clorpirifós e espinosade reduziu a taxa de emergência da geração F₁ do parasitoide. Da mesma forma, Paiva et al. (2018) avaliaram os efeitos subletais de alguns inseticidas registrados para a cultura da soja sobre o estágio pupal de *T. pretiosum* e concluíram que dos nove produtos testados, apenas teflubenzuron, indoxacarb e metoxifenoazida não

causaram nenhum efeito nas pupas ou adultos do parasitoide. Segundo Zhao et al. (2012), ao avaliarem a toxicidade de inseticidas registrados para a cultura do arroz sobre *Trichogramma japonicum* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) mostraram que trinta inseticidas de sete grupos químicos apresentaram vários graus de toxicidade a este parasitoide.

Alguns autores também realizaram trabalhos de seletividade de inseticidas com parasitoides de ovos do gênero *Telenomus* com diferentes espécies, algumas para controle de lepidópteros e outras de hemípteros (PAZINI et al., 2016; STECCA et al., 2018). Pazini et al. (2017) estudaram os efeitos de alguns agrotóxicos registrados para a cultura do arroz sobre *Telenomus podisi* (Ashmead, 1893) (Hymenoptera: Platygasteridae) em estágio de ovo e larva, e demonstraram que todos os fungicidas e herbicidas avaliados foram inócuos ao parasitoide, enquanto os inseticidas cipermetrina, lambda-cialotrina, zeta-cipermetrina, etofenprox, tiametoxam, tiametoxam + lambda-cialotrina, acetamiprido + alfa-cipermetrina e bifentrina + carbosulfano foram prejudiciais à capacidade de parasitismo da espécie.

Estudos como o realizado por Stecca et al. (2018), onde avaliaram os possíveis efeitos de inseticidas utilizados na cultura da soja sobre pupas e adultos de *T. podisi*, mostraram que clorpirifós, clorantianiliprole + lambda-cialotrina, beta-ciflutrina + imidacloprido, tiametoxam + lambda-cialotrina, lambda-cialotrina, bifentrina, zeta-cipermetrina e deltametrina causaram efeitos deletérios em pelo menos uma das etapas de vida do parasitoide avaliados (pupa e adultos).

Enquanto o parasitoide *T. podisi* parasita ovos de hemípteros, especificamente pentatomídeos, o parasitoide *T. remus* parasita ovos de lepidópteros, mais precisamente em espécies de *Spodoptera* (KENIS et al., 2019; PAZINI et al., 2019). Atualmente tem aumentado o interesse em pesquisas relacionadas a parasitoides de ovos e quando comparado as vantagens e desvantagens da utilização de *Trichogramma* spp. e *T. remus* é importante ressaltar que além das espécies de *Trichogramma* serem estudadas a mais tempo, possuem menor custo de criação, enquanto *T. remus* possui um diferencial pela habilidade de adentrar as camadas mais inferiores das massas de ovos do hospedeiro (GOULART et al., 2011; QUEIROZ et al., 2019).

Alguns trabalhos de seletividade de agrotóxicos foram realizados no parasitoide de ovos *T. remus*. Carmo et al. (2009), avaliaram os efeitos de vários inseticidas, fungicidas e herbicidas utilizados na cultura da soja sobre as fases imaturas de *T. remus* e concluíram que bifentrina, clorpirifós, espinosade, gama-cialotrina, clomazona, azoxistrobina, epoxiconazole, epoxiconazole + piraclostrobina, futriafol, tebuconazole e tiofanato metílico causaram efeitos negativos a pelo menos uma das fases avaliadas. Em outro trabalho, Carmo et al. (2010), os autores avaliaram os efeitos de diferentes agrotóxicos em adultos de *T. remus* e concluíram que clorpirifós, acefato, beta-ciflutrina + imidacloprido, espinosade, bifentrina e gama-cialotrina foram prejudiciais ao parasitoide *T. remus*.

3 Metodologia

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Manejo Integrado de Pragas (LabMIP), Departamento de Fitossanidade, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas (UFPeL), Capão do Leão, RS. Os testes foram divididos quanto à toxicidade aguda letal dos agrotóxicos por contato tarsal e quanto à toxicidade aguda subletal, segundo a metodologia utilizada por Pazini et al. (2019).

3.1 Criação dos insetos

Os insetos utilizados nos experimentos foram obtidos das criações estabelecidas no Laboratório de Manejo Integrado de Pragas em salas climatizadas, com temperatura de $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, umidade relativa do ar de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 h.

3.1.1 Criação de *Spodoptera frugiperda*

Para o estabelecimento da criação no LabMIP, os insetos foram obtidos das criações do Laboratório de Biologia de Insetos da UFPeL, e para a multiplicação, as lagartas foram mantidas em dieta artificial de Greene et al. (1976), composta pelos seguintes ingredientes: feijão branco, gérmen de trigo, proteína de soja, levedura de cerveja, caseína, ágar, solução vitamínica

Vanderzant, formaldeído (40%), ácido sórbico, ácido ascórbico, nipagin (metilparahidroxibenzoato) e tetraciclina. As lagartas a partir do terceiro ínstar foram transferidas individualmente para placas de bioensaio com 16 células (5,5 cm de comprimento x 4,0 cm de profundidade x 3,0 cm de altura por poço) [(Advento do Brasil, São Paulo, Brasil)] (Figura 1A). A dieta preparada foi vertida em caixas Gerbox®, cortada em pequenos cubos e disponibilizada em cada célula. A cada dois dias foi feita a limpeza e a reposição do alimento às lagartas, onde permaneceram até a fase de pupa, em condições ambientais controladas. Após a formação das pupas, as mesmas foram retiradas e acondicionadas em placas de Petri (12 cm de diâmetro x 1,5 cm de altura) (Figura 1B) forradas com papel filtro umedecido com água destilada e acondicionadas em gaiolas cilíndricas de PVC (24,0 cm altura x 14,5 cm de diâmetro) para emergência dos adultos. Essas gaiolas foram revestidas internamente com papel filtro e fechadas na parte superior com tecido fino voile (Figura 2). O alimento dos adultos foi constituído de uma solução aquosa de mel a 10% fornecido via capilaridade por algodão hidrófilo. A cada 2 dias os ovos foram coletados e acondicionados em recipientes plásticos (500 mL) contendo papel filtro umedecido com água destilada e incubados em sala climatizada (Figura 1C). Após a eclosão, as lagartas foram mantidas com dieta artificial nesses mesmos recipientes até o terceiro ínstar, onde a partir disso foram transferidas individualmente para as placas de bioensaio.

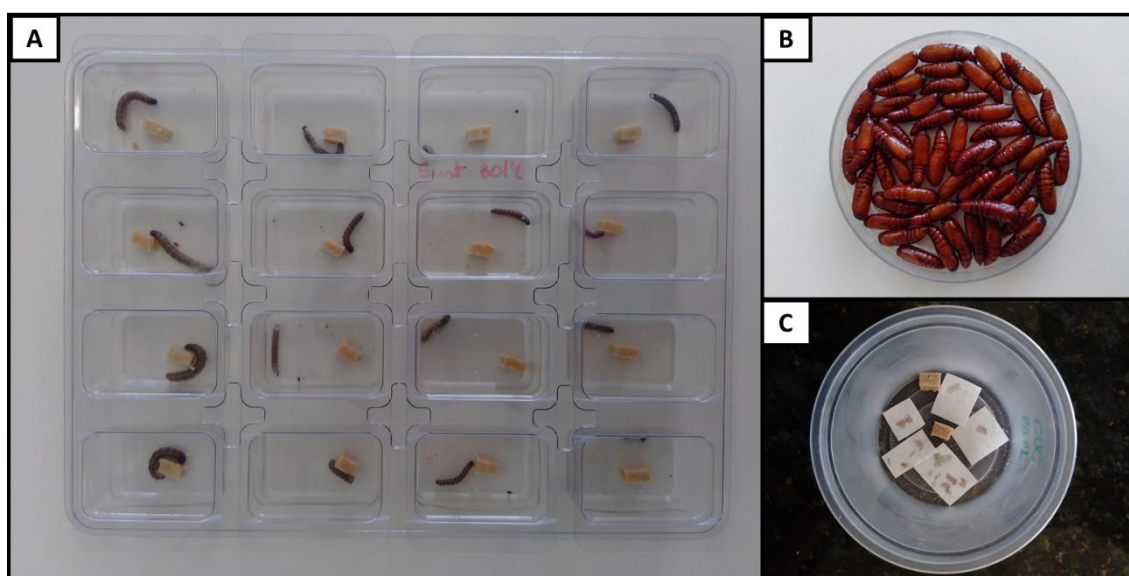


Figura 1. Diferentes fases de desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* nos respectivos recipientes. **A-** Placa de bioensaio com lagartas a partir do 3º ínstar; **B-** Placa de Petri com pupas; **C-** Recipiente plástico com posturas.

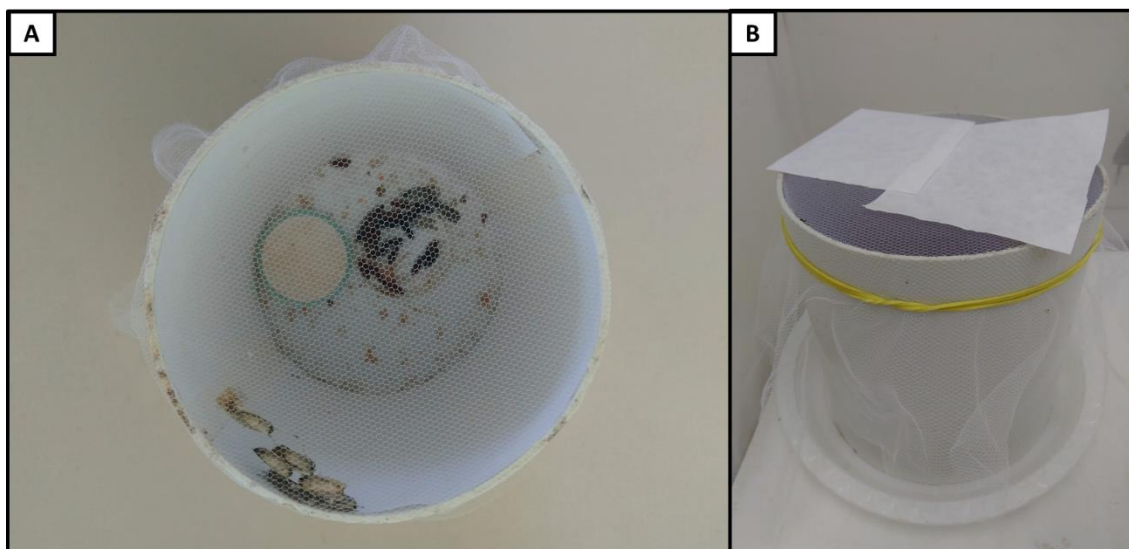


Figura 2. Gaiola cilíndrica de PVC para emergência dos insetos adultos de *Spodoptera frugiperda*. **A-** Vista interna com solução aquosa de mel no algodão hidrofílico, fechada na parte superior com voile; **B-** Vista externa.

3.1.2 Criação de *Telenomus remus*

Os insetos foram obtidos da criação estabelecida na Embrapa Soja, Londrina-PR. Os parasitoides foram criados e multiplicados seguindo metodologia adaptada de Stecca et al. (2016). Em uma sala com ambiente controlado, os parasitoides foram criados em gaiolas, com cerca de 200 fêmeas/gaiola, confeccionadas com tubos de vidro (30 x 10 cm) fechados em suas extremidades por tampões de cortiça cobertos com tecido preto (Figura 3). Em cada extremidade um pedaço de 5 cm foi coberto por fita preta para permitir o mais fácil manuseio dos insetos sem que escapem da gaiola e prover um refúgio a luz. Os parasitoides foram alimentados com um filete de mel em pedaços de papel alumínio e a eles foram oferecidos ovos de *S. frugiperda* a cada dois dias, oriundos da criação citada anteriormente. Foram oferecidos aproximadamente 1000 ovos para cada 40 fêmeas de parasitoides (Figura 4) com mais de dois dias de emergência, para garantir que as fêmeas tivessem copulado, por um período de exposição de 6 h. Parte dos ovos parasitados foi destinada a testes de toxicidade e parte formou novas gaiolas para manutenção da criação (Figura 5).

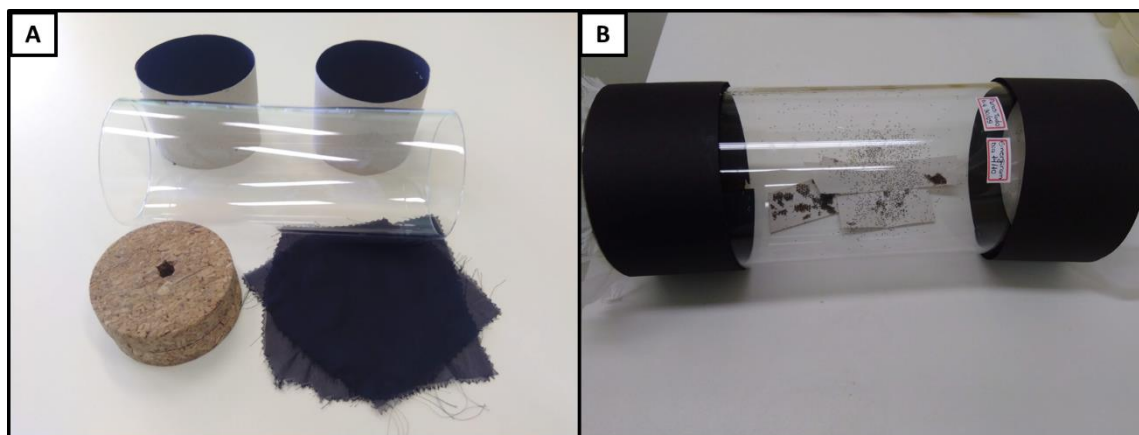


Figura 3. Gaiola de criação de *Telenomus remus*. **A-** Componentes da gaiola (Tubo cilíndrico de vidro, tampões de cortiça, tecido voile preto e cartolina preta); **B-** Gaiola completa com insetos em seu interior.

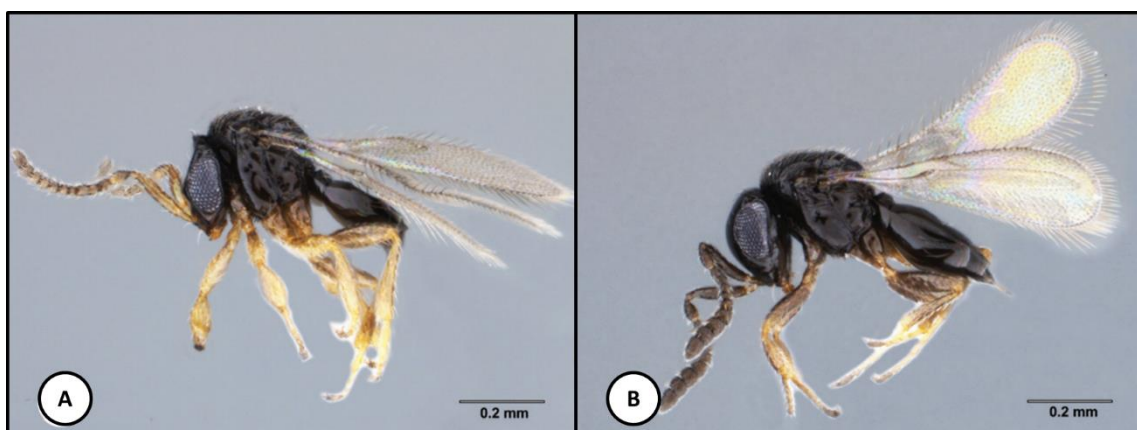


Figura 4. Adultos de *Telenomus remus*. **A-** Macho; **B-** Fêmea.
Fonte: LIAO et al., 2019.

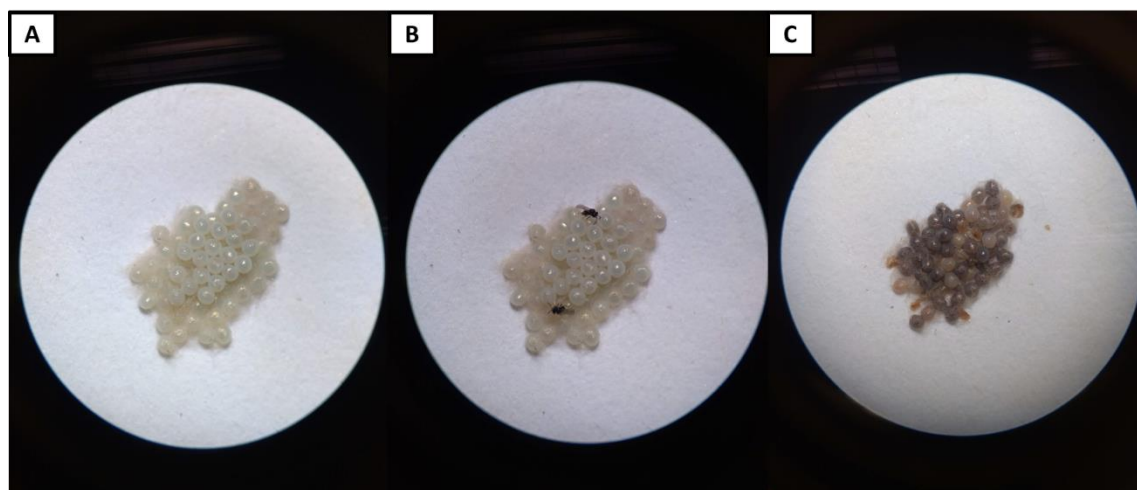


Figura 5. Massa de ovos de *Spodoptera frugiperda*. **A-** Pré-parasitismo; **B-** Fêmeas de *Telenomus remus* parasitando; **C-** Pós-parasitismo.

3.2 Inseticidas

Foram utilizadas três formulações comerciais de inseticidas para avaliar a toxicidade aguda letal e subletal sobre *T. remus*, em condições de laboratório (Tabela 1). Os inseticidas encontram-se registrados para o controle do complexo de noctuídeos e pentatomídeos que causam danos aos cultivos de soja, milho e arroz no Brasil (BRASIL, 2020) e são amplamente utilizados no manejo desses insetos (GRIGOLLI; GRIGOLLI, 2018).

3.3 Bioensaios

3.3.1 Bioensaios de toxicidade aguda letal a *Telenomus remus*

As concentrações de cada inseticida utilizadas nos ensaios foram baseadas no nível de ingrediente ativo indicado no rótulo da embalagem das formulações e foram preparadas em duas fases. A primeira fase consistiu em diluições seriadas (1:10) da concentração de estoque de inseticida (1000 ng/ia/cm²) para obter a faixa de doses causadoras de mortalidade entre 0 a 100%. Na segunda fase, sete a dez concentrações de cada inseticida foram preparadas por diluição sequencial em água destilada para obter as curvas de concentração-resposta e as concentrações letais estimadas (CL₅₀). Água destilada foi utilizada no tratamento controle. O método que utiliza frasco de vidro, inicialmente desenvolvido para avaliar a suscetibilidade de *Lygus lineolaris* (Palisot de Beauvois, 1818) (Hemiptera: Miridae) e *E. heros* (IRAC, 2014) à inseticidas, e recentemente utilizado para determinar a toxicidade de inseticidas sobre *T. podisi* (SNODGRASS, 1996), foi empregado em testes de toxicidade aguda letal para *T. remus*, via contato tarsal, no laboratório (temperatura: 25±1 °C; UR: 70±10%; fotofase: 14: h).

Os tubos de vidro (1,0 cm de diâmetro e 8,0 cm de altura= 25,9 cm²) foram impregnados com 600 µL da solução do inseticida de cada tratamento (concentrações de inseticidas). A secagem da calda foi realizada em equipamento com rotação, visando à uniformidade da distribuição do inseticida no tubo. Cada tratamento (Tabela 1) incluiu cinco repetições, cada uma com cinco casais (machos e fêmeas) de adultos parasitoides com idade ≤48 h.

Os parasitoides foram removidos dos frascos contaminados após quatro horas de exposição e transferidos para outros frascos de vidro (diâmetro de 2,4 cm e altura de 8,0 cm) contendo mel puro como alimento. A mortalidade foi determinada em período abrangendo 24 a 48 h após a exposição, a depender do grupo químico do inseticida avaliado. Foram considerados mortos os parasitoides que mostraram incapacidade de locomoção, mediante estímulo por intermédio de pincel com ponta fina.

3.3.2 Bioensaios de toxicidade aguda subletal a *Telenomus remus*

Os casais de *T. remus* foram mantidos por 24-36 h em frascos de vidro (2,4 cm de diâmetro e 8,0 cm de altura) contendo mel puro como alimento para o acasalamento. Posteriormente, fêmeas (acasaladas, alimentadas e sem experiência de forrageamento com o hospedeiro) foram transferidas para frascos de vidro (1,0 cm de diâmetro e 8,0 cm de altura= 25,9 cm²) impregnados com as CL₅₀ dos inseticidas, determinadas com base no item 3.3.1, ou água destilada (tratamento controle). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com cinco repetições por tratamento com 20 fêmeas cada repetição.

Após 4 h de exposição aos inseticidas (CL₅₀), os parasitoides foram removidos dos frascos de vidro e transferidos para outros frascos (2,4 cm de diâmetro e 8,0 cm de altura) contendo mel puro como alimento. A taxa de mortalidade foi determinada em período abrangendo 24 a 48 h após a exposição, a depender do grupo químico do inseticida avaliado. Posteriormente, vinte fêmeas sobreviventes, selecionadas aleatoriamente a partir de cada tratamento, foram transferidas individualmente para o frasco de vidro do mesmo tamanho que continha mel puro como alimento e massa de ovos (aproximadamente 150 ovos) (idade <12 h) de *S. frugiperda* para parasitismo durante 24 h. Os cartões de ovos foram removidos e individualizados em B.O.D (temperatura: 25±1 °C; UR: 70±10%; fotofase: 14: h) para medir a taxa de ovos parasitados por fêmeas (geração F0) expostas a inseticidas (CL₅₀). Os parâmetros avaliados foram taxa de emergência, razão sexual e longevidade de parasitoides adultos (geração F1).

Tabela 1. Inseticidas utilizados nos bioensaios de toxicidade letal e subletal para o parasitoide de ovos *Telenomus remus*.

Ingrediente ativo (i.a)	Marca comercial	Grupo químico	Fabricante	Modo de ação	C ¹
Clorfenapir	Pirate	Análogo de pirazol	Basf S.A.	Desacopladores da fosforilação oxidativa via interrupção do gradiente de próton	240
Espinosade	Tracer	Espinosinas	Corteva Agriscience™	Moduladores alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina	480
Tiametoxam+ Lambda-cialotrina	Engeo Pleno	Neonicotinoide+ Piretroide	Syngenta Proteção de Cultivos Ltda	Moduladores competitivos de receptores nicotínicos da acetilcolina + Moduladores de canais de sódio	141 + 106

¹ Concentração de ingrediente ativo por produto (g.L⁻¹) em suspensão concentrada para *Spodoptera frugiperda* na cultura do milho.

3.4 Análise estatística e Classificação de toxicidade

Os dados obtidos foram testados quanto a sua normalidade através do teste de Shapiro Wilk, e quanto a homogeneidade da variância pelo teste de Bartlett. Quando essas suposições não foram atendidas, os dados foram submetidos à análise de variância não paramétrica de Kruskal Wallis, e as médias foram comparadas pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni a 5% de probabilidade de erro. Para os dados que apresentaram normalidade e homogeneidade de variâncias foi realizada análise de variância (ANOVA), e as médias foram comparadas pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Os dados relativos à longevidade dos indivíduos foram utilizados para estimar as curvas de sobrevivência utilizando o estimador Kaplan-Meier e comparado com o teste log-rank. As análises estatísticas foram realizadas com o software R versão 4.0.0 (R Core Team 2020).

Quocientes de risco (QR) para os inseticidas foram calculados a partir dos valores de CL_{50} para *T. remus* e a dose de registro para o controle de *S. frugiperda* na cultura do milho (Brasil, 2020), de acordo com a equação (1), dada por Preetha et al., (2009). Valores de QR menores que 50 são considerados inócuos, entre 50-2500 são ligeiramente a moderadamente tóxicos, e maiores que 2500 são tóxicos ou perigosos.

$$QR = \left(\frac{\text{dose de registro [g i. a. ha}^{-1}\text{]}}{CL_{50} \text{ para o inimigo natural [mg i. a. L}^{-1}\text{]}} \right) \quad (1)$$

Além disso, foi empregada a análise descritiva estabelecida pela “International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants” (IOBC) por meio da equação (2), classificando os inseticidas em: classe 1: inócuo ($E < 30\%$); classe 2: levemente nocivo ($30\% \leq E \leq 79\%$); classe 3: moderadamente nocivo ($80\% \leq E \leq 99\%$); classe 4: nocivo ($E > 99\%$) (HASSAN et al., 2000).

$$E = \left(\frac{1 - T}{C} \right) * 100 \quad (2)$$

Em que E é a porcentagem de redução no parasitismo ou emergência; T é a média do parasitismo ou emergência para o tratamento e C é a média do parasitismo ou emergência do tratamento controle (testemunha).

Com base na duração do período de desenvolvimento do ovo ao adulto, emergência (%) de *T. remus* e a razão sexual, os parâmetros da tabela de vida de fertilidade foram estimados para cada tratamento. Os dados originais de todos os indivíduos foram analisados de acordo com o modelo teórico proposto por Chi & Liu (1985), utilizando o programa TWSEXMSChart (<http://140.120.197.173/ecology/Download/TWSEX-MSChart.rar>) (CHI, 2014). Para cada tratamento, os seguintes parâmetros foram estimados:

A taxa de reprodução líquida (R_o):

$$R_o = \sum_{x=0}^{\infty} l_x m_x \quad (3)$$

A taxa intrínseca de aumento (r_m):

$$\sum_{x=0}^{\infty} e^{-r(x+1)} l_x m_x = 1 \quad (4)$$

O tempo médio de geração (T):

$$T = \ln R_o / r \quad (5)$$

e a taxa finita de aumento (λ):

$$\lambda = e^r \quad (6)$$

As médias e erros-padrão de cada parâmetro foram estimados pelo método bootstrap, seguindo o procedimento de Huang & Chi (2012). Durante o procedimento de bootstrap, os dados para cada parâmetro da população foram reamostrados 40.000 vezes. As médias de cada tratamento foram comparadas pelo teste bootstrap pareado com base no intervalo de confiança da diferença (HUANG; CHI, 2012).

4 Resultados e Discussão

Nos testes de toxicidade aguda letal os adultos de *T. remus* mostraram-se mais suscetível aos efeitos tóxicos residuais da mistura de tiametoxam + lambda-cialotrina do que dos inseticidas clorfenapir e espinosade. Nos testes de toxicidade aguda subletal, apesar dos produtos não diferirem estatisticamente entre si ($F = 0.37$, g.l. = 3,76, $p = 0.7706$), algumas observações podem ser feitas em relação ao parasitismo, emergência e razão sexual da geração F₁. Medidas de toxicidade a *T. remus*, como o quociente de risco, também mostrou diferenças quanto à segurança do parasitoide pelo uso dos produtos químicos. Em relação a concentração letal, os valores de CL₅₀ para clorfenapir e espinosade após contaminação por contato em tubos de vidro não diferiram significativamente entre si, exceto quando comparado com tiametoxam + lambda-cialotrina para *T. remus* (Tabela 2). Para *T. remus*, os valores de CL₅₀ dos inseticidas variaram de 0,28 a 0,49 ng de i.a. por cm². A ordem de toxicidade (alta-baixa) para os três inseticidas foi a seguinte: tiametoxam + lambda-cialotrina > clorfenapir > espinosade (valores de CL₅₀ com sobreposição dos intervalos de confiança de 95% foram classificados no mesmo nível de toxicidade) (Tabela 2).

Tabela 2. Toxicidade aguda letal comparativa de diferentes inseticidas (CL₅₀ em ng de i.a. por cm²) ao parasitoide de ovos *Telenomus remus*.

Inseticida	<i>n</i>	Slope ± EP	CL ₅₀ *	IC 95%	χ ²
Clorfenapir	300	4,01±0,67	0,48	0,44–0,50	9,83
Espinosade	350	3,76±0,47	0,49	0,45–0,54	7,15
Tiametoxam + lambda-cialotrina	350	4,10 ± 0,63	0,28	0,25–0,32	9,1

* Valores diferem estatisticamente com base na ausência de sobreposição dos limites do intervalo de confiança (IC 95%).

Em alguns trabalhos de seletividade de agrotóxicos aos inimigos naturais, os parasitoides são expostos as doses recomendadas de campo, o que aumenta significativamente a toxicidade pelos inseticidas quando comparado a metodologia que utiliza as concentrações letais em 50% (CL₅₀) (TURCHEN et al., 2016). Ao comparar a diferença da quantidade de ingrediente ativo entre a concentração letal utilizada e a dose recomendada de campo, entendemos os resultados obtidos nesse trabalho (CARMO et al.,

2009). Os valores de CL_{50} em mg i.a.L⁻¹ para clorfenapir, espinosade e tiаметoxam + lambda-cialotrina foram 43.478, 11.374 e 25.516 vezes menor do que a dose recomendada de campo, respectivamente. Esses números melhoram a compreensão de como a dose utilizada de acordo com a metodologia adotada, influencia nos efeitos de toxicidade.

O espinosade atua em um novo local no receptor nicotínico que é distinto de outros inseticidas, incluindo as avermectinas, neonicotinóides e piretróides, e está relacionado a uma ampla variedade de pragas em muitas culturas (VARGAS et al., 2002). Como composto neurotóxico, o modo de ação do espinosade afeta os receptores nicotínicos da acetilcolina (nAChRs) diretamente no sistema nervoso, atuando precisamente como modulador alostérico (SPARKS; NAUEN, 2015). Por meio da estimulação dos receptores nAChR e ácido γ -aminobutírico (GABA), o espinosade induz uma rápida excitação do sistema nervoso do organismo, produzindo paralisia e morte (SANTOS; PEREIRA, 2020). Devido ao seu modo de ação, normalmente o espinosade provoca alta toxicidade nos insetos (PARSAEYAN et al., 2020), e mesmo que nesse trabalho ele foi o menos tóxico comparado aos demais, ainda assim, apresentou alta toxicidade letal nos adultos de *T. remus*.

O clorfenapir é um pró-inseticida e, por isso, não tem ação tóxica em sua forma inicial (SATO et al., 2007). Após entrar nas células dos insetos se converte em um potente inseticida pela ação de enzimas monooxigenases dependentes de citocromo P450 (HUNT; TREACY, 1998). Em sua forma ativa se deposita entre as membranas interna e externa da mitocôndria, promovendo a extrusão de H⁺ da mesma (BLACK et al., 1994). Esse processo não permite que se acumulem prótons suficientes na mitocôndria, o que leva a uma paralisação da fosforilação oxidativa, pela qual o difosfato de adenosina (ADP) deve ser convertido em trifosfato de adenosina (ATP). Sem a geração de ATP, as células param de funcionar, o que leva os insetos à morte (SATO et al., 2007). A absorção de clorfenapir pelos insetos ocorre principalmente por ingestão, havendo também alguma absorção por contato, o que é uma razão importante pela qual esses inseticidas são mais seguros para parasitoides (DEKEYSER, 2005; RAMOS et al., 2018). Com isso os resultados desse trabalho mostraram que embora clorfenapir tenha apresentado alta toxicidade em exposição por contato tarsal, a toxicidade provavelmente seria maior se o

modo de exposição fosse por ingestão, como abordado por Ramos et al. (2018).

No presente estudo, o menor valor de CL₅₀ encontrado entre os inseticidas testados foi para tiametoxam + lambda-cialotrina e essa alta toxicidade pode estar diretamente relacionada com o seu modo de ação (PREETHA et al., 2009; SOHRABI et al., 2012; PAZINI et al., 2019). O tiametoxam atua como agonista para os receptores nicotínicos de acetilcolina pós-sinápticos (nAChR), prejudicando o sistema nervoso e levando os insetos à morte (CASIDA; DURKIN, 2013). Possui propriedades físico-químicas, que facilitam a translocação nas plantas, além de alta solubilidade em água, eficiência no controle de insetos sugadores e elevado residual de ação (SIMON-DELSO et al., 2015; SPARKS; NAUEN, 2015; PASINI et al., 2020).

Muitos trabalhos testaram os efeitos dos inseticidas neonicotinoides sobre diversos inimigos naturais e outros organismos não-alvos. Ricupero et al. (2020) observaram que dentre os inseticidas sistêmicos avaliados, o tiametoxam foi o que causou maior taxa de mortalidade no parasitoide *Aphidius colemani* (Viereck, 1912) (Hymenoptera: Braconidae). Matioli et al. (2019) ao estudarem o impacto de sete inseticidas no parasitoide *Cotesia flavipes* (Cameron, 1891) (Hymenoptera: Braconidae), relataram que tiametoxam + lambda-cialotrina causaram 100% de mortalidade no parasitoide, além de apresentar alta persistência, causando mais de 30% de mortalidade após 30 dias da pulverização sobre folhas de cana-de-açúcar. Wang et al. (2019) demonstraram que imidacloprido, tiametoxam e sulfoxaflor em dose de campo causaram 98% de mortalidade após 6 h de tratamento em *Encarsia formosa* (Gahan, 1924) (Hymenoptera: Aphelinidae). Esses resultados corroboram com aqueles encontrados nesse trabalho, que apresentaram tiametoxam + lambda-cialotrina com a maior toxicidade letal sobre adultos de *T. remus*.

Lambda-cialotrina é um piretroide do tipo II, ou seja, possui um grupo ciano (CN) na porção fenoxibenzil, promovendo maior prolongamento do fluxo de sódio para dentro da célula e que devido sua natureza lipofílica, as membranas e tecidos biológicos os absorvem prontamente (NASUTI et al., 2003). Ao penetrar na cutícula do inseto, interrompe a condução nervosa em minutos e isso leva à interrupção da alimentação, perda de controle muscular, paralisia e eventual morte (BURR; RAY, 2004). Consequentemente um produto

com os dois inseticidas (tiametoxam + lambda-cialotrina), geram um efeito sinérgico importante para o controle de pragas, visto que enquanto o piretroide tem efeito rápido, o neonicotinoide possui maior efeito residual, e como o modo de ação desses compostos está relacionado a transmissão de impulsos nervosos, grande parte dos inimigos naturais também são afetados, o que explica em parte o motivo desse produto ser o mais tóxico em comparação com os demais neste trabalho (SPARKS; NAUEN, 2015).

A contaminação de fêmeas de *T. remus* pela CL₅₀ de clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina não provocou efeitos subletais significativos sobre a capacidade de parasitismo da geração F₀ (Tabela 3). Fêmeas de *T. remus* expostas a CL₅₀ de clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina não apresentaram redução significativa no percentual de ovos parasitados (F= 0.37, g.l.= 3,76, p= 0.7706) em comparação ao tratamento testemunha. Todos os inseticidas, portanto, foram classificados como inócuos (Classe 1), segundo a IOBC, ao parasitismo de ovos por *T. remus* (E<30%) (Tabela 3).

Tabela 3. Taxa de parasitismo das fêmeas de *Telenomus remus* após exposição a diferentes inseticidas, em ovos de *Spodoptera frugiperda*.

Tratamentos	Ovos parasitados	E ¹	C ²
Testemunha	39.75±3.26 ^{ns}	-	-
Clorfenapir	33.60±5.28	15.47	1
Espinosade	35.05±4.97	11.82	1
Tiametoxam+lambda-cialotrina	39.20±5.92	1.38	1
F	0.37589	-	-
gl	3, 76	-	-
p-valor	=0.77063	-	-

¹ Redução de parasitismo (%); ² Classes da IOBC - classe 1: inócuo (E<30%); classe 2: levemente nocivo (30%≤E≤79%); classe 3: moderadamente nocivo (80%≤E≤99%); classe 4: nocivo (E>99%). ns=não significativo pelo teste F (p>0.05).

A partir disso, é sabido que a utilização de subdoses de pesticidas podem acarretar em efeitos subletais (DESNEUX et al., 2007) e, no agroecossistema os parasitoides adultos podem ser expostos diretamente a gotas de inseticidas durante a pulverização ou indiretamente pelos resíduos tóxicos remanescentes no dossel vegetal, em gotas de água, néctar ou honeydew (LONGLEY; JEPSON, 1996), mostrando-se mais sensíveis aos efeitos dos agrotóxicos que as fases imaturas, uma vez que o desenvolvimento

ocorre de maneira protegida pelo córion do ovo do hospedeiro (PAZINI et al., 2017). Isso mostra que a forma com que o parasitoide é exposto ao inseticida, altera a toxicidade e consequentemente outros efeitos adversos (BACCI et al., 2009).

As metodologias empregadas nos testes de exposição em laboratório podem influenciar determinados efeitos tóxicos dos inseticidas nos parasitoides, como o uso de substâncias que aumentam a absorção do ingrediente ativo pelo tegumento do inseto, por exemplo, a acetona (HUANG et al., 2011). Esse método pode superestimar os efeitos dos inseticidas nos insetos, visto que nas aplicações em áreas de produção não haverá, na maioria das vezes, essa facilitação química da absorção do ingrediente ativo (SUN; JOHNSON, 1972).

Além do modo de exposição, o tempo de contato do parasitoide com o inseticida pode influenciar nos efeitos letais e subletais. Alguns trabalhos utilizam um período de 24 h de exposição do produto, fazendo com que os parasitoides fiquem muito tempo em contato com o inseticida, o que também não seria uma realidade a campo (CARMO et al., 2010; STECCA et al., 2016). Com a ideia de se aproximar mais da realidade dentro do agroecossistema e entendendo que o parasitoide, de maneira geral, não fica o tempo todo em contato com o produto químico, utilizamos neste trabalho o período de exposição de quatro horas (SNODGRASS, 1996; PAZINI et al., 2019), e em virtude desse tempo de exposição, encontramos valores não significativos sobre o parasitismo da geração F_0 .

Observou-se que o desenvolvimento da progênie (F_1) não foi significativamente afetada pelos inseticidas ($H=0.33$, $GL=3,76$, $p= 0.9536$). Clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina não reduziram significativamente a emergência de *T. remus* comparado ao tratamento testemunha. Todos os inseticidas foram classificados como inócuos (Classe 1) ($E<30\%$). Além disso, os inseticidas não provocaram efeitos significativos na proporção de machos e fêmeas originados comparada ao tratamento controle ($H= 1.88$, $GL= 3,76$, $p= 0.5963$) (Tabela 4).

Tabela 4. Taxa de emergência e razão sexual de adultos do parasitoide de ovos *Telenomus remus* (F1), os quais as fêmeas da geração anterior (F0) foram expostas a CL₅₀ de diferentes inseticidas.

Tratamentos	Emergência	E ¹	C ²	Razão Sexual
Testemunha	36.00±3,36 ^{ns}	-	-	0.81±0.022 ^{ns}
Clorfenapir	32.45±5,24	9.86	1	0.76±0.063
Espinosade	33.50±4,85	6.94	1	0.76±0.062
Tiametoxam+lambda-cialotrina	34.80±6,26	3.33	1	0.69±0.072
H	0.33359			1.8865
gl	3, 76			3, 76
p-valor	=0.9536			=0.5963

¹ Redução de emergência (%); ² Classes da IOBC - classe 1: inócuo (E<30%); classe 2: levemente nocivo (30%≤E≤79%); classe 3: moderadamente nocivo (80%≤E≤99%); classe 4: nocivo (E>99%). ns=não significativo pelo teste H da análise de variância não paramétrica de Kruskal-Wallis ($p>0.05$).

A sobrevivência de adultos de *T. remus* originados a partir de fêmeas expostas a CL₅₀ de clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina não foi significativamente afetada (Chi-square (X^2)= 1.5, df= 3, $p= 0.7$) (Figura 6). O tempo médio de sobrevivência de adultos (F₁) foi de 51,3, 50,2 e 49 dias para clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina, respectivamente; no tratamento testemunha foi de 52,35 dias (Figura 6).

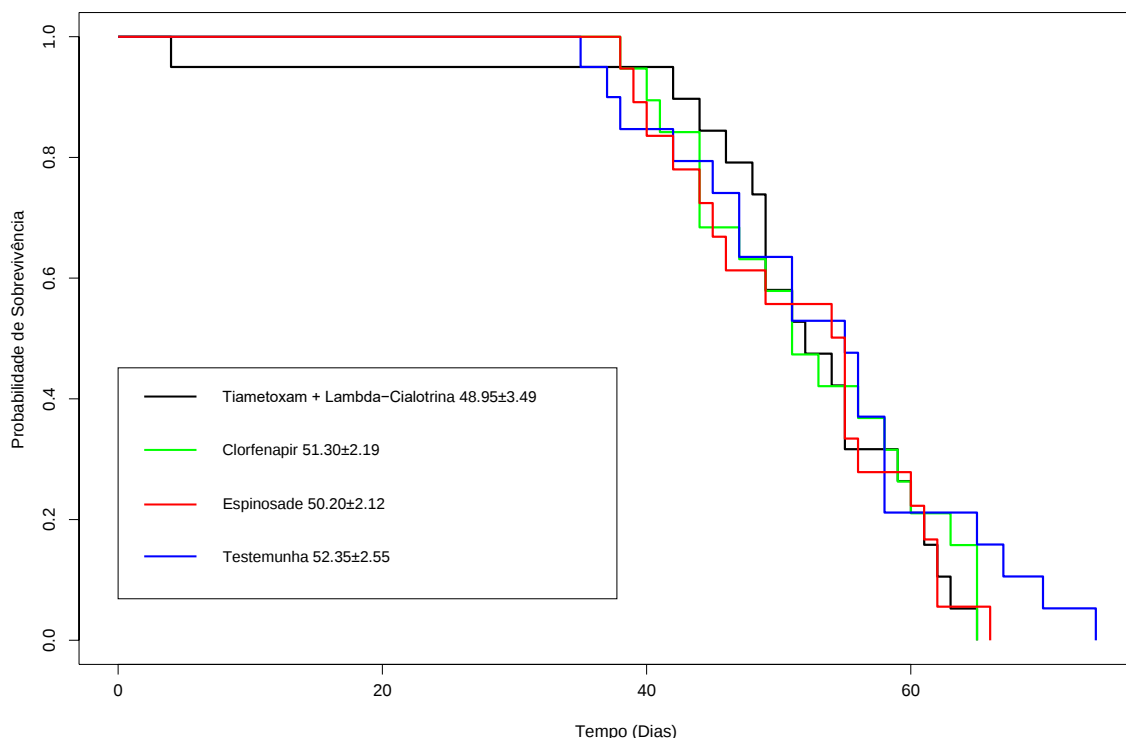


Figura 6. Curvas de distribuição de sobrevivência para o parasitoide de ovos *Telenomus remus* exposto a diferentes inseticidas.

Sabe-se que em testes de seletividade de inseticidas aos inimigos naturais, além da importância em conhecer os efeitos letais, é necessário também, o conhecimento dos efeitos subletais, como o tempo médio de sobrevivência de adultos da geração F₁ (DESNEUX et al., 2007). Diversos trabalhos analisaram os efeitos dos inseticidas na sobrevivência de predadores e parasitoides. Ricupero et al. (2020), apesar de relatarem tiametoxam como altamente tóxico a *A. colemani*, não observaram diferenças significativas na sobrevivência do parasitoide em CL₅₀ desse inseticida. Moura et al. (2004) também não observaram diferenças significativas na sobrevivência de adultos de *T. pretiosum* quando expostos a tiametoxam, embora resultados diferentes foram demonstrados com clorfenapir. Acredita-se que a diferença, embora não significativa, na sobrevivência ao tiametoxam + lambda-cialotrina comparada a testemunha, seja devido a ação do piretroide como relatado por Paiva et al. (2018).

A classificação baseada nos quocientes de risco (QR) dos inseticidas está indicada na Tabela 5. Tiametoxam + lambda-cialotrina e clorfenapir classificaram-se como tóxicos (Classe 3) a *T. remus* (> 2500), apresentando os valores de 5103,30 e 8695,65, respectivamente. Espinosade classificou-se como levemente a moderadamente tóxico (Classe 2) (50 < QR ≤ 2500), com valor de 2274,88 (Tabela 5).

Tabela 5. Quociente de risco (QR) de inseticidas empregados no controle da lagarta do cartucho do milho *Spodoptera frugiperda* ao parasitoide de ovos *Telenomus remus*.

Inseticida	Dose de Registro ¹	CL ₅₀ ²	QR ³	C ⁴
Clorfenapir	180	0,0207	8695,65	3
Espinosade	48	0,0211	2274,88	2
Tiametoxam + lambda-cialotrina	61,75	0,0121	5103,30	3

¹ Dose de registro para o controle de *S. frugiperda* na cultura do milho em [g i.a. ha⁻¹] (Brasil, 2020); ² Concentração letal de 50% da população em [mg i.a. L⁻¹]; ³ Quociente de risco - QR= dose de registro [g i.a. ha⁻¹]/CL₅₀ para *T. remus* [mg i.a. L⁻¹]; ⁴ Categoria - 1:Inócuo (QR<50), 2: levemente a moderadamente tóxico (50<QR≤2500) e 3: tóxico (>2500).

O quociente de risco é utilizado para avaliar o risco ecológico de aplicações de inseticidas, comparando a dose recomendada de campo para os insetos-pragas e os efeitos da CL₅₀ nos inimigos naturais, apresentando-se como um bom indicador de avaliação de segurança no campo (STARK et al.,

1995; CHENG et al., 2018). Portanto o quociente de risco avalia o risco de artrópodes não-alvos em relação aos produtos fitossanitários (CAMPBELL et al. 2000; PETERSON, 2006). Este quociente tem sido empregado para avaliar a segurança de muitos predadores e parasitoides em agroecossistemas (PEVELING; ELY, 2006; PREETHA et al., 2009; ZHAO et al., 2012; WANG et al., 2013).

A partir da avaliação de risco neste estudo, observou-se que nenhum dos inseticidas testados foi considerado inócuo ($QR < 50$) para *T. remus*. Alguns trabalhos apresentaram alto risco de toxicidade de neonicotinoides como imidacloprido e tiametoxam, a diferentes espécies de parasitoides de ovos, tais como *Trichogramma chilonis* (Ishii, 1941) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *Trichogramma cacoeciae* (Marchal, 1927) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (PREETHA et al., 2009, SOHRABI et al., 2012). De acordo com Liu et al. (2016) os inseticidas clorfenapir, espinosade e alfa-cipermetrina foram classificados como tóxicos à adultos de *Snellenius manilae* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Braconidae) e *T. remus*. Para adultos de *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) (Coleoptera: Coccinellidae), clorfenapir foi o único classificado como levemente a moderadamente tóxico e os outros foram inócuos. Em adultos de *Chrysoperla sinica* (Tjeder, 1936), (Neuroptera: Chrysopidae), clorfenapir e alfa-cipermetrina foram classificados como tóxicos, enquanto que espinosade mostrou-se inócuo. Dessa forma, o uso desses inseticidas deve ser avaliado cuidadosamente em programas de MIP (POLETTI et al., 2007; ZHAO et al., 2012).

Vale ressaltar que no contexto dos resultados desse trabalho que a metodologia empregada nos testes de toxicidade submeteu o parasitoide a uma situação obrigatória de exposição aos agrotóxicos (EBERT; HALL, 1999). Em condições de campo, esses organismos apresentam menor probabilidade de absorção e contato com os resíduos tóxicos dos inseticidas, visto que podem se dispersar no ambiente. Ainda, os efeitos de repelência e degradação dos agrotóxicos podem evitar a contaminação desses insetos, mantendo a população no campo (BESERRA; PARRA, 2005).

Os diferentes tratamentos não afetaram os parâmetros da tabela de vida de fertilidade de *T. remus* em ovos de *S. frugiperda*. O tempo médio entre gerações (T) foi de aproximadamente 50 dias. A taxa líquida de reprodução

(R_0) foi semelhante para todos os tratamentos, variando de $R_0 = 50,1$ para Tiametoxam + lambda-cialotrina e $R_0 = 54,0$ para o tratamento controle (Tabela 6). Além disso, a taxa de crescimento intrínseco ($r_m \approx 0,012$) foi estatisticamente semelhante a todos os inseticidas testados, caracterizando positivamente o crescimento populacional diário da espécie ($\lambda \approx 1,012$) ao longo do tempo (Tabela 6).

O conhecimento dos parâmetros de crescimento demográfico para as espécies de inimigos naturais é de grande importância, visto que muitos efeitos letais e subletais dos inseticidas nos indivíduos podem mascarar os efeitos a nível de crescimento da população (BIONDI et al., 2013). De acordo com Parsaeyan et al. (2020) o espinosade reduziu a capacidade de aumento em cada geração (r_m) e a razão finita de aumento diário (λ) de *T. brassicae*. Wang et al. (2012) relataram que clorfenapir reduziu todos os parâmetros comparado ao tratamento controle. Efeitos de misturas entre neonicotinoides e piretroides foram descritos por Mardani et al. (2016), que concluíram que tiacloprido + deltametrina afetaram negativamente todos os parâmetros demográficos (T , R_0 , r_m e λ) de *Lysiphlebus fabarum* (Marshall, 1896) (Hymenoptera: Braconidae).

Os programas de MIP são mundialmente utilizados para o controle de insetos-pragas, e parte disso engloba o conhecimento de diversos efeitos dos inseticidas sobre os inimigos naturais (PARSAEYAN et al., 2020). Em condições ideais, a toxicidade dos inseticidas usados deve ser alta para as pragas e baixa ou insignificante para os inimigos naturais (BUENO et al., 2017). Isso demonstra a importância de testes de toxicidade letal e subletal dos inseticidas sobre os insetos benéficos, como apresentado neste trabalho. Os resultados mostraram que embora nenhum inseticida testado causou efeito subletal significativo comparado com a testemunha, nos testes de toxicidade letal aos adultos de *T. remus*, todos os inseticidas se mostraram altamente tóxicos. Ao analisar os valores do quociente de risco, nenhum inseticida foi avaliado como inócuo, e o espinosade se apresentou como melhor opção nesse quesito, apesar de ter sido classificado como levemente a moderadamente tóxico. Com isso, é importante ressaltar que todos os inseticidas avaliados se mostraram tóxico ao parasitoide de ovos *T. remus*, e caso necessário, podem ser usados cuidadosamente em programas de manejo integrado de pragas.

Table 6. Tabela de vida de fertilidade de *Telenomus remus* expostos a diferentes inseticidas.

Tratamentos	Parâmetros tabela de vida ^{ns}			
	Tempo médio de geração (<i>T</i>)	Taxa líquida de reprodução (<i>R</i> ₀)	Taxa intrínseca de aumento (<i>r</i> _m)	Taxa finita de aumento (<i>λ</i>)
Testemunha	52,3 ± 0,67 ^{ns}	54,0 ± 0,87 ^{ns}	0,013 ± 0,001 ^{ns}	1,013 ± 0,0012 ^{ns}
Clorfenapir	51,3 ± 0,90	52,2 ± 0,90	0,013 ± 0,002	1,013 ± 0,011
Espinosade	50,2 ± 0,75	53,6 ± 1,10	0,014 ± 0,0001	1,014 ± 0,0017
Tiametoxam + lambda-cialotrina	51,9 ± 0,98	50,1 ± 0,65	0,012 ± 0,0001	1,012 ± 0,012

^{ns} não significativo pelo teste de bootstrap pareado (*p* <0,05).

5 Conclusões

A mistura de tiametoxam + lambda-cialotrina apresenta maior toxicidade letal comparado aos outros tratamentos em adultos de *T. remus*.

Clorfenapir, espinosade e tiametoxam + lambda-cialotrina são classificados como inócuos (Classe 1), segundo a IOBC, ao parasitismo de ovos e emergência de *T. remus*.

A razão sexual de *T. remus* não é afetada pela exposição aos inseticidas comparada a testemunha.

A longevidade de *T. remus* apresenta menores valores na mistura de tiametoxam + lambda-cialotrina, embora não apresente diferenças significativas.

O quociente de risco é menor para espinosade, sendo classificado como levemente a moderadamente tóxico (Classe 2). Clorfenapir e tiametoxam + lambda-cialotrina são classificados como tóxicos (Classe 3).

Nos parâmetros de crescimento demográfico, espinosade, clorfenapir e tiametoxam + lambda-cialotrina não apresentaram diferenças significativas.

Dentre os inseticidas avaliados, espinosade é o mais indicado para ser usado em programas de manejo integrado de pragas.

6 Referências

- ASSEFA, F.; AYALEW, D. Status and control measures of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) infestations in maize fields in Ethiopia: A review. **Cogent Food & Agriculture**, v. 5, n. 1, p. 1641902, 2019.
- AYIL-GUTIÉRREZ, B. A.; SÁNCHEZ-TEYER, L. F.; VAZQUEZ-FLOTA, F.; MONFORTE-GONZÁLEZ, M.; TAMAYO-ORDÓÑEZ, Y.; TAMAYO-ORDÓÑEZ, M. C.; RIVERA, G. Biological effects of natural products against *Spodoptera* spp. **Crop Protection**, v. 114, n. 1, p. 195-207, 2018.
- BACCI, L.; PICANÇO, M. C.; SILVA, É. M. D.; MARTINS, J. C.; CHEDIAK, M.; SENA, M. E. Seletividade fisiológica de inseticidas aos inimigos naturais de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) em brássicas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, n.1, p. 2045-2051, 2009.
- BALESTRIN, A. L.; BORDIN, S. Uso de *Trichogramma pretiosum* no controle de *Spodoptera frugiperda* em lavoura de milho. **Revista Eletrônica Científica da UERGS**, v. 2, n. 3, p. 259-266, 2016.
- BALESTRIN, J. T.; FRANDALOSO, D.; CASAGRANDE, R. Influência do tratamento de sementes e da profundidade de semeadura na emergência de plântulas de soja e feijão. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 7, p. 49804-49810, 2020.
- BARBOSA, J. P. F.; FARIAS, L. R. A.; DA SILVA, P.; LIMA, L. L. C.; BRITO, D. R.; BRITO, D. B. Ocorrência de *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) em híbridos de milho (*Zea mays* L.) submetidos a diferentes níveis de irrigação. **Diversitas Journal**, v. 4, n. 1, p. 24-30, 2019.
- BARROS, E. M.; TORRES, J. B.; BUENO, A. F. Oviposição, desenvolvimento e reprodução de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros de importância econômica. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 6, p. 996-1001, 2010.
- BERNARDI, O.; SORGATTO, R. J.; BARBOSA, A. D.; DOMINGUES, F. A.; DOURADO, P. M.; CARVALHO, R. A.; MARTINELLI, S.; HEAD, G. P.; OMOTO, C. Low susceptibility of *Spodoptera cosmioides*, *Spodoptera eridania* and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to genetically-modified soybean expressing Cry1Ac protein. **Crop Protection**, v. 58, n. 1, p. 33-40, 2014.
- BESERRA, E. B.; PARRA, J. R. P. Seletividade de lambdacialotrina a *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 27, n. 2, p. 321-326, 2005.
- BHAVANI, B.; SEKHAR, V. C.; VARMA, P. K.; LAKSHMI, M. B.; JAMUNA, P.; SWAPNA, B. Morphological and molecular identification of an invasive insect pest, fall army worm, *Spodoptera frugiperda* occurring on sugarcane in Andhra

Pradesh, India. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 7, n. 4, p. 12-18, 2019.

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

BIONDI, A.; ZAPPALÀ, L.; STARK, J. D.; DESNEUX, N. Do biopesticides affect the demographic traits of a parasitoid wasp and its biocontrol services through sublethal effects?. **PLoS One**, v. 8, n. 9, e76548, 2013.

BLACK, B. C.; HOLLINGWORTH, R. M.; AHAMMADSAHIB, K. I.; KUKEL, C. D.; DONOVAN, S. Insecticidal action and mitochondrial uncoupling activity of AC-303,630 and related halogenated pyrroles. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 50, n. 2, p. 115-128, 1994.

BLANCO, C. A.; CHIARAVALLE, W.; DALLA-RIZZA, M.; FARIAS, J. R.; GARCÍA-DEGANO, M. F.; GASTAMINZA, G.; MOTA-SÁNCHEZ, D.; MURÚA, M. G.; OMOTO, C.; PIERALISI, B. K.; RODRÍGUEZ, J.; RODRÍGUEZ-MACIEL, J. C.; TERÁN-SANTOFIMIO, H.; TERÁN-VARGAS, A. P.; VALENCIA, S. J.; WILLINK, E. Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. **Current Opinion in Insect Science**, v. 15, n. 1, p. 131-138, 2016.

BOSEM BAILLOD, A.; TSCHARNTKE, T.; CLOUGH, Y.; BATÁRY, P. Landscape-scale interactions of spatial and temporal cropland heterogeneity drive biological control of cereal aphids. **Journal of Applied Ecology**, v. 54, n. 1, p. 1804–1813, 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Agrofit, http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons (2020).
BRÉVAULT, T.; NDIAYE, A.; BADIANE, D.; BAL, A. B.; SEMBÈNE, M.; SILVIE, P.; HARAN, J. First records of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), in Senegal. **Entomologia Generalis**, v. 37, n. 2, p. 129-142, 2018.

BRUM, A. L.; PORTELA, E. F. M. As estratégias de competitividade para a cadeia produtiva do arroz: o caso das cooperativas da fronteira-oeste do Rio Grande do Sul (Brasil). **Desenvolvimento em Questão**, v. 5, n. 9, p. 121-146, 2007.

BUENO, A. D. F.; CARVALHO, G. A.; SANTOS, A. C. D.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; SILVA, D. M. D. Pesticide selectivity to natural enemies: challenges and constraints for research and field recommendation. **Ciência Rural**, v. 47, n. 6, p. 1-10, 2017.

BURR, S. A.; RAY, D. E. Structure-activity and interaction effects of 14 different pyrethroids on voltage-gated chloride ion channels. **Toxicological Sciences**, v. 77, n. 2, p. 341-346, 2004.

CALDARELLI, C. E.; BACCHI, M. R. P. Fatores de influência no preço do milho no Brasil. **Nova Economia**, v. 22, n. 1, p. 141-164, 2012.

CAMPBELL, P. J.; BROWN, K. C.; HARRISON, E. G.; BAKKER, F.; BARRETT, K. L.; CANDOLFI, M. P.; CANEZ, V.; DINTER, A.; LEWIS, G.; MEAD-BRIGGS, M.; MILES, M.; NEUMANN, P.; ROMIJN, K.; SCHMUCK, R. SHIRES, S.; UFER, A.; WALTERSDORFER, A. A hazard quotient approach for assessing the risk to non-target arthropods from. **Journal of Pest Science**, v. 73, n. 5, 117-124, 2000.

CAMPOS, M. R.; PICANÇO, M. C.; MARTINS, J. C.; TOMAZ, A. C.; GUEDES, R. N. C. Insecticide selectivity and behavioral response of the earwig *Doru luteipes*. **Crop Protection**, v. 30, n. 12, p. 1535-1540, 2011.

CARMO, E. L. D.; BUENO, A. D. F.; BUENO, R. C. O. D. F.; VIEIRA, S. S.; GOBBI, A. L.; VASCO, F. R. Seletividade de diferentes agrotóxicos usados na cultura da soja ao parasitoide de ovos *Telenomus remus*. **Ciência Rural**, v. 39, n. 8, p. 2293-2300, 2009.

CARMO, E. D.; BUENO, A.; BUENO, R. C. O. F. Pesticide selectivity for the insect egg parasitoid *Telenomus remus*. **BioControl**, v. 55, n. 4, p. 455-464, 2010.

CARNEIRO, T. R.; FERNANDES, O. A.; CRUZ, I. Resposta olfativa de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) a voláteis emitidos por *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Entomotropical**, v. 21, n. 3, p. 153-159, 2006.

CARNEIRO, E.; SILVA, L. B.; DA SILVA, A. F.; LOPES, G. N.; PAVAN, B. E.; RODRIGUES, R. H. F.; MIELEZRSKI, D. F. Lepidopteran pests associated with the soybean cultivars phenology. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 1, p. 112-121, 2018.

CARVALHO, R. S.; MORAIS, A. A.; ROCHA, L. C. D.; GODOY, M. S.; COSME, L. V. Seletividade de inseticidas para ovos e ninfas de *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 1, p. 423-427, 2005.

CARVALHO, R. A.; OMOTO, C.; FIELD, L. M.; WILLIAMSON, M. S.; BASS, C. Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. **PLoS One**, v. 8, n. 4, e62268, 2013.

CASIDA, J. E.; DURKIN, K. A. Neuroactive insecticides: targets, selectivity, resistance, and secondary effects. **Annual Review of Entomology**, v. 58, n. 1, p. 99-117, 2013.

CASTILHOS, R. V.; GRÜTZMACHER, A. D.; SIQUEIRA, P. R. B.; MORAES, Í. L. D.; GAUER, C. J. Seletividade de agrotóxicos utilizados em pessegueiro

sobre ovos e pupas do predador *Chrysoperla externa*. **Ciência Rural**, v. 44, n. 11, p. 1921-1928, 2014.

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

CHEN, X.; CHEREDDY, S. C.; GURUSAMY, D.; PALLI, S. R. Identification and characterization of highly active promoters from the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 126, n. 1, p. 1-9, 2020.

CHENG, S.; LIN, R.; WANG, L.; QIU, Q.; QU, M.; REN, X.; ZONG, F.; JIANG, H.; YU, C. Comparative susceptibility of thirteen selected pesticides to three different insect egg parasitoid *Trichogramma* species. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 166, n. 1, p. 86-91, 2018.

CHI, H. S. I. N.; LIU, H. S. I. Two new methods for the study of insect population ecology. **Bulletin of the Institute of Zoology, Academia Sinica**, v. 24, n. 2, p. 225-240, 1985.

CHI, H. TWOSEX-MSChart: a computer program for the age-stage, two-sex life table analysis. (<http://140.120.197.173/ecology/Download/TWOSEX-MSChart.rar>), 2014.

CONAB. Safras – Grãos. (2020) https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/Downloads/E-book_BoletimZdeZSafrasZ-Z3oZlevantamento.pdf

COSTA, M. A.; MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; CARVALHO, G. A.; OLIVEIRA, R. L.; OLIVEIRA, H. N. Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ecotoxicology**, v. 23, n. 1, p. 1399–1408, 2014.

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

DARA, S. K. The new integrated pest management paradigm for the modern age. **Journal of Integrated Pest Management**, v. 10, n. 1, p. 1-9, 2019.

DEKEYSER, M. A. Acaricide mode of action. **Pest Management Science: Formerly Pesticide Science**, v. 61, n. 2, p. 103-110, 2005.

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, n. 1, p. 81-106, 2007.

DUMAS, P.; BARBUT, J.; LE RU, B.; SILVAIN, J. F.; CLAMENS, A. L.; D'ALENÇON, E.; KERGOAT, G. J. Phylogenetic molecular species delimitations unravel potential new species in the pest genus *Spodoptera*

Guenée, 1852 (Lepidoptera, Noctuidae). **PLoS one**, v. 10, n. 4, e0122407, 2015.

DUTRA, R. M. S.; SOUZA, M. M. O. Impactos negativos do uso de agrotóxicos à saúde humana. **Hygeia - Revista Brasileira de Geografia Médica e da Saúde**, v. 13, n. 24, p. 127-140, 2017.

EBERT, T. A.; HALL, F. R. Deposit structure effects on insecticide bioassays. **Journal of Economic Entomology**, v. 92, n. 5, p. 1007-1013, 1999.

ECCO, M.; BORELLA JÚNIOR, C.; MIRANDA, D. D. S.; ARAÚJO, M. S.; ALMEIDA, A. C. D. S.; JESUS, F. G. D. Controle de percevejos em diferentes estádios de desenvolvimento da planta de soja. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 87, n. 1, p. 1-7, 2020.

FAO (2020). Acessado em 28/12/2020. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC/visualize>

FARIA, W. R.; PEROBELLI, F. S.; SOUZA, D. L. D. O. Projeção populacional, mudanças climáticas e efeitos econômicos: uma avaliação a partir de blocos econômicos agrícolas. **Revista Brasileira de Estudos de População**, v. 37, n. 1, p. 1-33, 2020.

FERNANDES, F. L.; SILVA, P. R.; GORRI, J. E.R.; PUCCI, L. F.; SILVA, DA. I. W. Selectivity of old and new insecticides and behaviour of Vespidae predators in coffee crop. **Sociobiology**, v. 60, n. 1, p. 471-476, 2013.

FAIAZ, M.; MARTÍNEZ, L. C.; PLATA-RUEDA, A.; GONÇALVES, W. G.; SHAREEF, M.; ZANUNCIO, J. C.; SERRÃO, J. E. Toxicological and morphological effects of tebufenozide on *Anticarsia gemmatilis* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. **Chemosphere**, v. 212, n. 1, p. 337-345, 2018.

FIRAKE, D. M.; BEHERE, G. T. Bioecological attributes and physiological indices of invasive fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) infesting ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) plants in India. **Crop Protection**, v. 137, n. 1, p. 105233, 2020.

FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (ed.). **Controle biológico no Brasil: Parasitóides e predadores**. Barueri, São Paulo: Manole Ltda, p.71-93, 2002.

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

FUENTES-RODRÍGUEZ, D.; GERVAZONI, P.; LÓPEZ, G.; FRANCESCHINI, C. Relevance of local scale factors in winter host-plant selection by the rice pest *Tibraca limbativentris* (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 144, n. 4, p. 322-330, 2020.

GIOLO, F. P.; GRÜTZMACHER, A. D.; MANZONI, C. G.; NÖRNBERG, S. D.; HÄRTER, W. D. R.; CASTILHOS, R. V. Seletividade de produtos fitossanitários utilizados na cultura do pessegueiro nos estágios imaturos de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência Rural**, v. 38, n. 5, p. 1220-1226, 2008.

GLADENUCCI, J.; MARASCA, I.; PERNAMBUCO FILHO, J. C. de A.; BONFIM, F. P. G.; BUE, R. C. O. de F. Selectivity and sublethal effects of botanical extracts to pupae of *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Experimental Agriculture International**, v. 42, n. 9, p. 136-146, 2020.

GOERGEN, G.; KUMAR, P. L.; SANKUNG, S. B.; TOGOLA, A.; TAMÒ, M. First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. **PLoS one**, v. 11, n. 10, e0165632, 2016.

GOULART, M. M. P.; BUENO, A. D. F.; BUENO, R. C. O. D. F.; VIEIRA, S. S. Interaction between *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum* in the management of *Spodoptera* spp. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 1, p. 121-124, 2011.

GREENE, G. L.; LEPPLA, N. C.; DICKERSON, W. A. Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. **Journal of Economic Entomology**, v. 69, n. 4, p. 487-488, 1976.

GRIGOLLI, J. F. J.; GRIGOLLI, M. M. K. Pragas da soja e seu controle, p.134-156. **Tecnologia e produção: Safra 2017/2018**. Curitiba, Midiograf, 190p, 2018. Acessado em 28/12/2020. Disponível em: <<http://www.fundacaoms.org.br/anuario-tecnologia-e-producao-soja-2015-2016>>.

HASSAN, S. A.; HALSALL, N.; GRAY, A. P.; KUEHNER, C.; MOLL, M.; BAKKER, F. M.; ROEMBKE, J.; YOUSEF, A.; NASR, F.; ABDELGADER, H. A laboratory method to evaluate the side effects of plant protection products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae), p. 107-119. In CANDOLFI, M. P.; BLÜMEL, S.; FORSTER, R.; BAKKER, F. M.; GRIMM, C.; HASSAN, S. A.; HEIMBACH, U.; MEAD-BRIGGS, M. A.; REBER, B.; SCHMUCK, R.; VOGT, H. (eds) **Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target arthropods**. Reinheim, IOBC/WPRS, 158p. 2000.

HERRERO, S.; BEL, Y.; HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ, P.; FERRÉ, J. Susceptibility, mechanisms of response and resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins in *Spodoptera* spp. **Current Opinion in Insect Science**, v. 15, n. 1, p. 89-96, 2016.

HOLLAND, J. M.; BIANCHI, F. J.; ENTLING, M. H.; MOONEN, A. C.; SMITH, B. M.; JEANNERET, P. Structure, function and management of semi-natural

habitats for conservation biological control: a review of European studies. **Pest Management Science**, v. 72, n. 9, p. 1638-1651, 2016.

HUANG, J.; WU, S. F.; YE, G. Y. Evaluation of lethal effects of chlorantraniliprole on *Chilo suppressalis* and its larval parasitoid, *Cotesia chilonis*. **Agricultural Sciences in China**, v. 10, n. 7, p. 1134-1138, 2011.

HUANG, Y. B.; CHI, H. Age-stage, two-sex life tables of *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) (Diptera: Tephritidae) with a discussion on the problem of applying female age-specific life tables to insect populations. **Insect Science**, v. 19, n. 2, p. 263-273, 2012.

HUNT, D. A.; TREACY, M. F. Pyrrole insecticides: a new class of agriculturally important insecticides functioning as uncouplers of oxidative phosphorylation. In **Insecticides with Novel Modes of Action** (pp. 138-151). Springer, Berlin, Heidelberg, 1998.

IBGE (2020a) Acessado em 28/12/2020. Disponível em: <https://agenciadenoticias.ibge.gov.br/agencia-sala-de-imprensa/2013-agencia-de-noticias/releases/29005-pam-2019-valor-da-producao-agricola-nacional-cresceu-5-1-e-atingiu-o-recorde-de-r-361bilhoes#:~:text=Nos%20%C3%BAltimos%2025%20anos%2C%20a,milh%C3%B5es%20de%20hectares%20em%202019.>

IBGE (2020b) Acessado em 28/12/2020. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html?=&t=destaques>.

IDALGO, T. D. N.; SANT'ANA, J.; REDAELLI, L. R.; PIRES, P. D. D. S. Parasitismo de ovos de *Tibraca limbativentris* Stål (Hemiptera: Pentatomidae) em lavoura de arroz irrigado, Eldorado do Sul, RS. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 80, n. 4, p. 453-456, 2013.

IRAC Método de teste de suscetibilidade do IRAC 030 – *Euschistus heros* adultos, 2014. http://www.iraconline.org/content/uploads/Method_030_Sbugs_v1.2_13April15.pdf.

JARAMILLO-BARRIOS, C. I.; QUIJANO, E. B.; ANDRADE, B. M. Populations of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) cause significant damage to genetically modified corn crops. **Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín**, v. 72, n. 3, p. 8953-8962, 2019.

JOHNSON, A. C.; LIU, J.; REYNOLDS, O.; FURLONG, M. J.; MO, J.; RIZVI, S.; GURR, G. M. Conservation biological control research is strongly uneven across trophic levels and economic measures. **Pest Management Science**, p. 6162, 2020.

KABIR, M. H.; RAINIS, R.; AZAD, M. J. Are spatial factors important in the adoption of Eco-Friendly agricultural technologies? Evidence on integrated pest management (IPM). **Journal of Geographic Information System**, v. 9, n. 2, p. 98-113, 2017.

KENIS, M.; DU PLESSIS, H.; VAN DEN BERG, J.; BA, M. N.; GOERGEN, G., KWADJO, K. E.; BAOUA, I.; TEFERA, T.; BUDDIE, A.; CAFÀ, G.; OFFORD, L.; RWOMUSHANA, I.; POLASZEK, A. *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.

LEITE, N. A.; REDAELLI, L. R.; JOSUÉ, S. A. Fitness, acceptance and olfactory responses of *Trichogramma pretiosum* on eggs of *Spodoptera frugiperda* fed with Cry1Ac soybean. **Bulletin of Insectology**, v. 73, n. 2, p. 217-224, 2020.

LIAO, Y. L.; YANG, B.; XU, M. F.; LIN, W.; WANG, D. S.; CHEN, K. W.; CHEN, H. Y. First report of *Telenomus remus* parasitizing *Spodoptera frugiperda* and its field parasitism in southern China. **Journal of Hymenoptera Research**, v. 73, n. 1, p. 95-102, 2019.

LIMA, C. B. D.; GRÜTZMACHER, A. D.; PAZINI, J. D. B.; SILVA, F. F. D.; ROSA, A. P. S. A. D.; MARTINS, J. F. D. S. Development of *Oryzophagus oryzae* (Costa Lima) in rice cultivars. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.49, e53397, 2019.

LIMA, A. P.; SANTANA, E. D.; SANTOS, A. C.; SILVA, J. E.; RIBEIRO, G. T.; PINHEIRO, A. M.; SANTOS, Í. T. B. F.; BLANK, A. F.; ARAÚJO, A. P. A.; BACCI, L. Insecticide activity of botanical compounds against *Spodoptera frugiperda* and selectivity to the predatory bug *Podisus nigrispinus*. **Crop Protection**, v. 136, 105230, 2020.

LIMONTE, A. C.; HERNANDEZ, U. A.; RAVELO, H. G.; CAMACHO, R. A. O.; MORALES, M. C. Entomofauna associated to soybean [*Glycine max* (L.) Merr.] in direct seeding and conventional tillage. **Centro Agrícola**, v. 43, n. 1, p. 77-84, 2016.

LIU, Y.; LI, X.; ZHOU, C.; LIU, F.; MU, W. Toxicity of nine insecticides on four natural enemies of *Spodoptera exigua*. **Scientific Reports**, v. 6, p. 39060, 2016.

LONGLEY, M.; JEPSON, P. C. Effects of honeydew and insecticide residues on the distribution of foraging aphid parasitoids under glasshouse and field conditions. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 81, n. 2, p. 189-198, 1996.

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

MARCHEZAN, E.; OLIVEIRA, A. P. B. B.; AVILA, L. A.; BUNDT, A. L. P. Dinâmica do banco de sementes de arroz-vermelho afetado pelo pisoteio bovino e tempo de pousio da área. **Planta Daninha**, v. 21, n. 1, p. 55-62, 2003.

MARDANI, A.; SABAHI, Q.; RASEKH, A.; ALMASI, A. Lethal and sublethal effects of three insecticides on the aphid parasitoid, *Lysiphlebus fabarum* Marshall (Hymenoptera: Aphidiidae). **Phytoparasitica**, v. 44, n. 1, p. 91-98, 2016.

MARICATO, F. E.; CALDEIRA, A. M. A. O conceito de interação Biológica/ecológica: contribuição aos estudos em epistemologia da biologia e ao ensino de Biologia. **Acta Scientiarum. Education**, v. 39, n. 4, p. 441-451, 2017.

MATIOLI, T. F.; ZANARDI, O. Z.; YAMAMOTO, P. T. Impacts of seven insecticides on *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae). **Ecotoxicology**, v. 28, n. 10, p. 1210-1219, 2019.

MELLO, E. S.; BRUM, A. L. A cadeia produtiva da soja e alguns reflexos no desenvolvimento regional do Rio Grande Do Sul. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 10, p. 74734-74750, 2020.

MENDES, F. B.; GONÇALVES, G. K.; POZZEBON, N. J.; MORAES NETO, L. X. Caracterização do manejo da fertilidade do solo em sistemas de cultivo de arroz irrigado no município de Santana do Livramento, RS. **Revista Científica Rural**, v. 20, n. 1, p. 39-49, 2018.

MORI, J. S.; PEREIRA, F. S. As exportações brasileiras dos setores do agronegócio: uma análise insumo–produto. **Organizações Rurais & Agroindustriais**, v. 20, n. 3 e 4, p. 155-169, 2018.

MOSCARDINI, V. F.; GONTIJO, P. C.; MICHAUD, J. P.; CARVALHO, G. A. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, v. 24, n. 1, p. 1152-1161, 2015.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; RIGITANO, R. L. O. Efeito residual de novos inseticidas utilizados na cultura do tomateiro sobre *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 26, n. 2, p. 231–237, 2004.

NAGOSHI, R. N.; MEAGHER, R. L.; HAY-ROE, M. Inferring the annual migration patterns of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in the United States from mitochondrial haplotypes. **Ecology and Evolution**, v. 2, n. 7, p. 1458-1467, 2012.

NASCIMENTO, A. M.; ASSIS, F. A.; MORAES, J. C.; SOUZA, B. H. S. Silicon application promotes rice growth and negatively affects development of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith). **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 1-2, p. 241-249, 2018.

NASUTI, C.; CANTALAMESSA, F.; FALCIONI, G.; GABBIANELLI, R. Different effects of Type I and Type II pyrethroids on erythrocyte plasma membrane properties and enzymatic activity in rats. **Toxicology**, v. 191, n. 2-3, p. 233-244, 2003.

NEUMANN, G.; O'DOWD, D. J.; GREEN, P. T. Host specificity of an encyrtid parasitoid: Historical records and field-based tests in the native region to predict introduction risk. **Biological Control**, v. 121, n. 1, p. 66-73, 2018.

NÖRNBERG, S. D.; GRÜTZMACHER, A. D.; KOVALESKI, A.; CAMARGO, E. S.; PASINI, R. A. Toxicidade de agrotóxicos utilizados na produção integrada de maçã a *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições de laboratório. **Revista Brasileira de Agrociencia**, v. 15, n. 1, p. 49-56, 2009.

OLIVEIRA, H. N.; ANTIGO, M. R.; CARVALHO, G. A.; GLAESER, D. F.; PEREIRA, F. F. Selectivity of inseticides used in the sugar-cane on adults of *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Bioscience Journal**, v. 29, n. 1, p. 1267-1274, 2013.

OLIVEIRA, M. A. D.; GOMES, C. F. F.; PIRES, E. M.; MARINHO, C. G. S.; DELLA LUCIA, T. M. C. Bioindicadores ambientais: insetos como um instrumento desta avaliação. **Revista Ceres**, v. 61, n. 1, p. 800-807, 2014.

OLIVEIRA, A. M. E.; CARDOSO, L.; ERICSSON, D. B. de C.; XAVIER, M. A. de S., BICALHO, T. F.; XAVIER, A. R. E. de O. Interação vírus/vetor para pulgões (Hemiptera: Aphididae) e mosca-branca (Hemiptera: Aleyrodidae). **Caderno de Ciências Agrárias**, v. 11, n. 1, p. 1-12, 2019.

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

PANIZZU, A. R. History and contemporary perspectives of the integrated pest management of soybean in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 42, n. 2, p. 119-127, 2013.

PARSAEYAN, E.; SABER, M.; SAFAVI, S. A.; POORJAVAD, N.; BIONDI, A. Side effects of chlorantraniliprole, phosalone and spinosad on the egg parasitoid, *Trichogramma brassicae*. **Ecotoxicology**, v. 29, n. 7, p. 1052-1061, 2020.

PASINI, R. A.; RAKES, M.; CASTILHOS, R. V.; DE ARMAS, F. S.; DE BASTOS PAZINI, J.; ZANTEDESCHI, R.; GRÜTZMACHER, A. D. Residual action of five insecticides on larvae and adults of the neotropical predators *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) and *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, p. 1-13, 2020.

PAZINI, J. B.; GRÜTZMACHER, A. D.; MARTINS, J. F. S.; PASINI, R. A.; RAKES, M. Selectivity of pesticides used in rice crop on *Telenomus podisi* and *Trichogramma pretiosum*. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 46, n. 3, p. 327-335, 2016.

PAZINI, J. B.; PASINI, R. A.; SEIDEL, E. J.; RAKES, M.; MARTINS, J. F. S.; GRÜTZMACHER, A. D. Side-effects of pesticides used in irrigated rice areas on *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Platygasteridae). **Ecotoxicology**, v. 26, n. 6, p. 782-791, 2017.

PAZINI, J. B.; PADILHA, A. C.; CAGLIARI, D.; BUENO, F. A.; RAKES, M.; ZOTTI, M. J.; MARTINS, J. F. S.; GRÜTZMACHER, A. D. Differential impacts of pesticides on *Euschistus heros* (Hem.: Pentatomidae) and its parasitoid *Telenomus podisi* (Hym.: Platygasteridae). **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 1-10, 2019.

PEDROSO, E. C.; CARVALHO, G. A.; LEITE, M. I. S.; REZENDE, D. T.; MOURA, A. P. Seletividade de inseticidas utilizados na cultura algodoeira a ovos e larvas de terceiro instar de *Cycloneda sanguinea*. **Arquivo Instituto de Biologia**, v. 79, n. 1, p. 61-68, 2012.

PEÑAFLORES, M. F. G. V.; DE MORAES SARMENTO, M. M.; BEZERRA DA SILVA, C. S.; WERNEBURG, A. G.; BENTO, J. M. S. Effect of host egg age on preference, development and arrestment of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). **European Journal of Entomology**, v. 109, n. 1, p. 15-20. 2012.

PEROBELLI, F. S.; ALMEIDA, E. S. D.; ALVIM, M. I. D. S. A.; FERREIRA, P. G. C. Produtividade do setor agrícola brasileiro (1991-2003): uma análise espacial. **Nova Economia**, v. 17, n. 1, p. 65-91, 2007.

PETERSON, R. K. Comparing ecological risks of pesticides: the utility of a risk quotient ranking approach across refinements of exposure. **Pest Management Science: Formerly Pesticide Science**, v. 62, n. 1, p. 46-56, 2006.

PEVELING, R.; ELY, S. O. Side-effects of botanical insecticides derived from Meliaceae on coccinellid predators of the date palm scale. **Crop Protection**, v. 25, n. 12, p. 1253-1258, 2006.

PINTO, A. S.; PARRA, J. R. P.; OLIVEIRA, H. N. **Guia ilustrado e insetos benéficos do milho e sorgo**. Ribeirão Preto: ESALQ/USP, 2004.

POGUE, M. G. A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée: (Lepidoptera: Noctuidae). **American Entomological Society Philadelphia**. 2002. Disponível em:

<<https://www.ars.usda.gov/research/publications/publication/?seqNo115=110657>>

POLETTI, M.; MAIA, A. H. N.; OMOTO, C. Toxicity of neonicotinoid insecticides to *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) and their impact on functional response to *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Biological Control**, v. 40, n. 1, p. 30-36, 2007.

POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, A. D. F.; BUENO, R. C. O. D. F.; MENEZES JUNIOR, A. D. O.; FONSECA, A. C. P. F. Releasing number of *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera: Platygasteridae) against *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in corn, cotton and soybean. **Ciência Rural**, v. 43, n. 3, p. 377-382, 2013.

POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, A. F.; QUEIROZ, A. P.; DE BORTOLI, S. A. Biological parameters and parasitism capacity of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on natural and factitious hosts for successive generations. **African Journal of Agricultural Research**, v. 10, n. 33, p. 3225-3233, 2015.

POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, A. F.; DE BORTOLI, S. A.; FAVETTI, B. M. Dispersal capacity of the egg parasitoid *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygasteridae) in maize and soybean crops. **Biological Control**, v. 126, n. 1, p. 158-168, 2018.

POPOVICI, O. A.; MASNER, L.; POLASZEK, A. A revision of the European species of *Baeoneurella* Dodd (Hymenoptera: Scelionidae). **Journal of Natural History**, v. 52, n. 43-44, p. 2745-2794, 2018.

POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; PADILHA, G.; O' NEAL, M.; VALMORBIDA, I.; BEVILAQUA, J. G.; TAY, W. T.; ARNEMANN, J. A. Arthropod invasions versus soybean production in Brazil: a review. **Journal of Economic Entomology**, v. 113, n. 4, p. 1591-1608, 2020.

PREETHA, G.; STANLEY, J.; SURESH, S.; KUTTALAM, S.; SAMIYAPPAN, R. Toxicity of selected insecticides to *Trichogramma chilonis*: assessing their safety in the rice ecosystem. **Phytoparasitica**, v. 37, n. 3, p. 209-215, 2009.

PRETTY, J.; BHARUCHA, Z. P. Integrated pest management for sustainable intensification of agriculture in Asia and Africa. **Insects**, v. 6, n. 1, p. 152-182, 2015.

QIU, L.; LIU, Q.; YANG, X.; HUANG, X.; GUAN, R.; LIU, B.; HE, Y.; ZHAN, Z. Feeding and oviposition preference and fitness of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), on rice and maize. **Acta Entomologica Sinica**, v. 63, n. 5, p. 604-612, 2020.

QUEIROZ, A. P.; FAVETTI, B. M.; LUSKI, P. G.; GONÇALVES, J.; NEVES, P. M. O. J.; BUENO, A. DE F. *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs: different parasitoid and host egg ages. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 40, n. 6, p. 2933-2946, 2019.

RABELO, M. M., PAULA-MORAES, S. V., PEREIRA, E. J. G.; SIEGFRIED, B. D. Contrasting susceptibility of lepidopteran pests to diamide and pyrethroid insecticides in a region of overwintering and migratory intersection. **Pest Management Science**, v. 76, n. 12, p. 4240-4247, 2020.

R Core Team (2020). R: A language and environment for statistical computing. **R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.

RAMOS, R. S.; DE ARAÚJO, V. C.; PEREIRA, R. R.; MARTINS, J. C.; QUEIROZ, O. S.; SILVA, R. S.; PIKANÇO, M. C. Investigation of the lethal and behavioral effects of commercial insecticides on the parasitoid wasp *Copidosoma truncatellum*. **Chemosphere**, v. 191, n. 1, p. 770-778, 2018.

RAMPIM, L.; LIMA, P. R.; HERZOG, N. F. M.; ABUCARMA, V. M.; MEINERS, C. C.; DO CARMO LANA, M.; MALAVASI, M. DE M.; MALAVASI, U. C. Qualidade fisiológica e sanitária de sementes de soja comercial e salva. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 15, n. 4, p. 476-486, 2016.

REGAN, K. H.; VOORTMAN, C. A.; WALLACE, J. M.; BARBERCHECK, M. E. Prevalence of early-and late-season pest damage to corn in cover crop-based reduced-tillage organic systems. **Environmental Entomology**, v. 49, n. 4, p. 865-875, 2020.

REZAEI, R.; SAFA, L.; DAMALAS, C. A.; GANJKHANLOO, M. M. Drivers of farmers' intention to use integrated pest management: Integrating theory of planned behavior and norm activation model. **Journal of Environmental Management**, v. 236, n. 1, p. 328-339, 2019.

RIBEIRO, F. C.; ROCHA, F. S.; ERASMO, E. A. L.; DE MATOS, E. P.; DA COSTA, S. J. Manejo com inseticidas visando o controle de percevejo marrom na soja intacta. **Journal of Neotropical Agriculture**, v. 3, n. 2, p. 48-53, 2016.

RIBEIRO, H.; JAIME, P. C.; VENTURA, D. Alimentação e sustentabilidade. **Estudos avançados**, v. 31, n. 89, p. 185-198, 2017.

RIBEIRO, M. C.; RAMOS, A. M.; FERREIRA, V. A.; DA CUNHA, J. R.; FANTE, C. A. Tecnologias de rastreabilidade, segurança e controle de resíduos de agrotóxicos na cadeia produtiva de alimentos de origem vegetal: um estudo de revisão. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 12, e5291210780-e5291210780, 2020.

RICUPERO, M.; DESNEUX, N.; ZAPPALÀ, L.; BIONDI, A. Target and non-target impact of systemic insecticides on a polyphagous aphid pest and its parasitoid. **Chemosphere**, v. 247, n. 1, e125728, 2020.

RIPPER, W. E.; GREENSLADE, R. M.; HARTLEY, G. S. Selective insecticides and biological control. **Journal of Economic Entomology**, v. 44, n. 1, p.448-449, 1951.

ROCHA, B. G.; AMARO, H. T.; PORTO, E.; GONÇALVES, C. C.; DAVID, A. M.; LOPES, E. B. Sistema de semeadura cruzada na cultura da soja: avanços e perspectivas. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 41, n. 2, p. 91-100, 2018.

SAATH, K. C. D. O.; FACHINELLO, A. L. Crescimento da demanda mundial de alimentos e restrições do fator terra no Brasil. **Revista de Economia e Sociologia Rural**, v. 56, n. 2, p. 195-212, 2018.

SANTOS, P. V. S.; DE ARAÚJO, M. A. A importância da inovação aplicada ao agronegócio: uma revisão. **Revista Latino-Americana de Inovação e Engenharia de Produção**, v. 5, n. 7, p. 31-47, 2017.

SANTOS, V. S. V.; PEREIRA, B. B. Properties, toxicity and current applications of the biolarvicide spinosad. **Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B**, v. 23, n. 1, p. 13-26, 2020.

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

SCHMIDT, F.; FORTES, M. D. Á.; BORTOLON, L.; BORTOLON, E. S. O.; SOUSA, R. O. D. Nível crítico de toxidez do ácido acético em culturas alternativas para solos de várzea. **Ciência Rural**, v. 40, n. 5, p. 1068-1074, 2010.

SCHÖFL, G.; HECKEL, D. G.; GROOT, A. T. Time-shifted reproductive behaviours among fall armyworm (Noctuidae: *Spodoptera frugiperda*) host strains: evidence for differing modes of inheritance. **Journal of Evolutionary Biology**, v. 22, n. 7, p. 1447-1459, 2009.

SHI, W.; WANG, M.; LIU, Y. Crop yield and production responses to climate disasters in China. **Science of The Total Environment**, v. 750, p. 141147, 2021.

SHIELDS, M. W.; JOHNSON, A. C.; PANDEY, S.; CULLEN, R.; GONZÁLEZ-CHANG, M.; WRATTEN, S. D.; GURR, G. M. History, current situation and challenges for conservation biological control. **Biological Control**, v. 131, n. 1, p. 25-35, 2019.

SILVA, A. G.; BOIÇA-JUNIOR, A. L.; DE SOUZA, B. H. S.; COSTA, E. N.; DA SILVA HOELHERT, J.; ALMEIDA, A. M.; DOS SANTOS, L. B. Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **EntomoBrasilis**, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2017a.

SILVA, D. M. D.; BUENO, A. D. F.; ANDRADE, K.; STECCA, C. D. S.; NEVES, P. M. O. J.; OLIVEIRA, M. C. N. D. Biology and nutrition of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) fed on different food sources. **Scientia Agricola**, v. 74, n. 1, p. 18-31, 2017b.

SILVEIRA, T. M. T. D.; RASEIRA, M. D. C. B.; NAVA, D. E.; COUTO, M. Influência do dano da abelha-irapuá em flores de mirtileiro sobre a frutificação

efetiva e as frutas produzidas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 1, p. 303-307, 2010.

SIMON-DELISO, N.; AMARAL-ROGERS, V.; BELZUNCES, L. P.; BONMATIN, J. M.; CHAGNON, M.; DOWNS, C.; FURLAN, L.; GIBBONS, D. W.; GIORIO, C.; GIROLAMI, V.; GOULSON, D.; KREUTZWEISER, D. P.; KRUPKE, C. H.; LIESS, M.; LONG, E.; MCFIELD, M.; MINEAU, P.; MITCHELL, E. A. D.; MORRISSEY, C. A.; NOOME, D. A.; PISA, L.; SETTELE, J.; STARK, J. D.; TAPPARO, A.; VAN DYCK, H.; VAN PRAAGH, J.; VAN DER SLUIJS, J. P.; WHITEHORN, P. R.; WIEMERS, M. Systemic insecticides (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 22, n. 1, p. 5-34, 2015.

SNODGRASS, G. L. Glass-vial bioassay to estimate insecticide resistance in adult tarnished plant bugs (Heteroptera: Miridae). **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 5, p. 1053-1059, 1996.

SOUZA, J. R.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P.; COUTO, M. H. G.; MAIA, J. B. Toxicity of some insecticides used in maize crop on *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) immature stages. **Chilean Journal Agricultural Research**, v. 74, n. 1, p. 234-239, 2014.

SOUZA, E. S.; SILVA, J. P. G. F.; BALDIN, E. L. L.; PIEROZZI, C. G.; CUNHA, L. S.; CANASSA, V. F.; PANNUTI, L. E. R.; LOURENÇÃO, A. L. Response of soybean genotypes challenged by a stink bug complex (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 109, n. 2, p. 898-906, 2016.

SOUZA, C. C. M.; DOS SANTOS SARAIVA, J.; DOS SANTOS, M. A. S.; REBELLO, F. K. Concentração espacial, fontes de crescimento e instabilidade da renda da cultura do milho no Estado do Pará. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 8, e566985733-e566985733, 2020.

SOHRABI, F.; SHISHEHBOR, P.; SABER, M.; MOSADDEGH, M. S. Lethal and sublethal effects of buprofezin and imidacloprid on the whitefly parasitoid *Encarsia inaron* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Crop Protection**, v. 32, n. 1, p. 83-89, 2012.

SPARKS, T. C.; NAUEN, R. IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 121, n. 1, p. 122-128, 2015.

SPECHT, A.; CORSEUIL, E. Diversidade dos noctuídeos (Lepidoptera, Noctuidae) em Salvador do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 19, n. 1, p. 281-298, 2002.

STABACK, D.; BLANCK, P. L.; MARIUSSI, V.; GALANTE, V. A. Uso do MIP como estratégia de redução de custos na produção de soja no estado do Paraná. **Revista Americana de Empreendedorismo e Inovação**, v. 2, n. 1, p. 187-200, 2020.

STACKE, R. F.; GIACOMELLI, T.; BRONZATTO, E. S.; HALBERSTADT, S. A.; GARLET, C. G.; MURARO, D. S.; GUEDES, J. V. C.; BERNARDI, O. Susceptibility of Brazilian populations of *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) to selected insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, n. 3, p. 1378-1387, 2019.

STARK, J. D.; JEPSON, P. C.; MAYER, D. F. Limitations to use of topical toxicity data for predictions of pesticide side effects in the field. **Journal of Economic Entomology**, v. 88, n. 5, p. 1081-1088, 1995.

STECCA, C. S.; BUENO, A. D. F.; PASINI, A.; SILVA, D. M.; ANDRADE, K. Side-effects of glyphosate to the parasitoid *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygasteridae). **Neotropical Entomology**, v. 45, n. 2, p. 192-200, 2016.

STECCA, C. S.; BUENO, A. F.; PASINI, A.; SILVA, D. M.; ANDRADE, K.; ZIRONDI FILHO, D. M. Impact of insecticides used in soybean crops to the egg parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Neotropical Entomology**, v. 47, n. 2, p. 281-291, 2018.

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

SUCKLING, D. M.; CONLONG, D. E.; CARPENTER, J. E.; BLOEM, K. A.; RENDON, P.; VREYSEN, M. J. B. Global range expansion of pest Lepidoptera requires socially acceptable solutions. **Biological Invasions**, v. 19, n. 4, p. 1107-1119, 2017.

SUN, Y. P.; JOHNSON, E. R. Quasi-synergism and penetration of insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v. 65, n. 2, p. 349-353, 1972.

SWAMINATHAN, R.; MEENA, A.; MEENA, B. M. Diversity and predation potential of major aphidophagous predators in maize. **Applied Ecology and Environmental Research**, v. 13, n. 4, p. 1069-1084, 2015.

TAEKUL, C.; VALERIO, A. A.; AUSTIN, A. D.; KLOMPEN, H.; JOHNSON, N. F. Molecular phylogeny of telenomine egg parasitoids (Hymenoptera: Platygasteridae sl.: Telenominae): evolution of host shifts and implications for classification. **Systematic Entomology**, v. 39, n. 1, p. 24-35, 2014.

TAI, C. L.; CHU, I. H.; CHOU, M. H.; CHAREONVIRIYAPHAP, T.; CHIANG, M. Y.; LIN, P. A.; LU, K. H.; YEH, W. B. Rapid identification of the invasive fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) using species-specific primers in multiplex PCR. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2020.

TSUKAHARA, R. Y.; FONSECA, I. C. D. B.; SILVA, M. A. D. A.; KOCHINSKI, E. G.; PRESTES NETO, J.; SUYAMA, J. T. Produtividade de soja em

consequência do atraso da colheita e de condições ambientais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 8, p. 905-915, 2016.

TURCHEN, L. M.; GOLIN, V.; BUTNARIU, A. R.; GUEDES, R. N. C.; PEREIRA, M. J. B. Lethal and sublethal effects of insecticides on the egg parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Journal of Economic Entomology**, v. 109, n. 1, p. 84-92, 2016.

UGWU, J. A.; LIU, M.; SUN, H.; ASIEGBU, F. O. Microbiome of the larvae of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) from maize plants. **Journal of Applied Entomology**, v. 144, n. 9, p. 764-776, 2020.

VAN LENTEREN, J. C.; BUENO, V. H. P. Augmentative biological control of arthropods in Latin America. **BioControl**, v. 48, n. 1, p. 123-139, 2003.

VAN WELZEN, C. R.; WAAGE, J. K. Adaptive responses to local mate competition by the parasitoid, *Telenomus remus*. **Behavioral Ecology and Sociobiology**, v. 21, n. 6, p. 359-365, 1987.

VARGAS, R. I.; MILLER, N. W.; PROKOPY, R. J. Attraction and feeding responses of Mediterranean fruit fly and a natural enemy to protein baits laced with two novel toxins, phloxine B and spinosad A. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 102, n. 3, p. 273-282, 2002.

VASCONCELLOS, J. P. R.; REIS, R. B.; REZENDE, R. M.; REZENDE, R. A. L. S.; DE CARVALHO, A. F. S. Influência da velocidade de semeadura na produtividade do trigo. **Revista da Universidade Vale do Rio Verde**, v. 16, n. 3, p. 1-7, 2019.

VENKATESWARLU, U.; JOHNSON, M.; NARASIMHULU, R.; MURALIKRISHNA, T. Occurrence of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new pest on bajra and sorghum in the fields of agricultural research station, Ananthapuramu, Andhra Pradesh, India. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 6, n. 6, p. 811-813, 2018.

VIEIRA, N. F.; POMARI-FERNANDES, A.; LEMES, A. A.; VACARI, A. M.; DE BORTOLI, S. A.; BUENO, A. DE F. Cost of production of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) grown in natural and alternative hosts. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 6, p. 2724-2726, 2017.

VÍRGEN, O. E.; CAMPOS, J. C.; BERMUDEZ, A. R.; VELASCO, C. R.; CAZOLA, C. C.; AQUINO, N. I.; CANCINO, E. R. Parasitoids and entomopathogens of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nayarit, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 38, n. 2, p. 339-344, 2013.

WAKAMURA, S.; ARAKAKI, N.; YOSHIMATSU, S. I. Sex pheromone of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) of a "Far East" population from Okinawa, Japan. **Applied Entomology and Zoology**, v. 56, n. 1, p. 19-25, 2021.

WANG, D. S.; HE, Y. R.; GUO, X. L.; LUO, Y. L. Acute toxicities and sublethal effects of some conventional insecticides on *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 105, n. 4, p. 1157-1163, 2012.

WANG, Y.; CHEN, L.; AN, X.; JIANG, J.; WANG, Q.; CAI, L.; ZHAO, X. Susceptibility to selected insecticides and risk assessment in the insect egg parasitoid *Trichogramma confusum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 1, p. 142-149, 2013.

WANG, Z.; DAI, P.; YANG, X.; RUAN, C. C.; BIONDI, A.; DESNEUX, N.; ZANG, L. S. Selectivity of novel and traditional insecticides used for management of whiteflies on the parasitoid *Encarsia formosa*. **Pest Management Science**, v. 75, n. 1, p. 2716-2724, 2019.

WANG, W.; HE, P.; ZHANG, Y.; LIU, T.; JING, X.; ZHANG, S. 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. 639, p. 1-14, 2020.

ZACHRISSON, B.; VALMIR, C.; BERNAL, J. Incidencia natural de parasitoides de huevos de *Oebalus insularis* Stal (Heteroptera: Pentatomidae) en Panamá. **Idesia**, v. 32, n. 2, p. 119-121, 2014.

ZHAO, X.; WU, C.; WANG, Y.; CANG, T.; CHEN, L.; YU, R.; WANG, Q. Assessment of toxicity risk of insecticides used in rice ecosystem on *Trichogramma japonicum*, an egg parasitoid of rice lepidopterans. **Journal of Economic Entomology**, v. 105, n. 1, p. 92-101, 2012.