

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO - UEMA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS - CCA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS - PPGCIAG
CURSO DE MESTRADO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS**

GABRIEL BARROS DA CONCEIÇÃO

**PARASITÓIDES DE OVOS ASSOCIADOS À *Spodoptera frugiperda* NO
CERRADO MARANHENSE: OCORRÊNCIA, DESEMPENHO BIOLÓGICO E
SELETIVIDADE A INSETICIDAS**

São Luís – MA
2026

GABRIEL BARROS DA CONCEIÇÃO

**PARASITOIDES DE OVOS ASSOCIADOS À *Spodoptera frugiperda* NO
CERRADO MARANHENSE: OCORRÊNCIA, DESEMPENHO BIOLÓGICO E
SELETIVIDADE A INSETICIDAS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciências Agrárias - PPGCIA da Universidade Estadual do Maranhão – UEMA como requisito para obtenção do título de Mestre em Ciências Agrárias.

Orientadora: Profa. Dra. Solange Maria de França

São Luís – MA
2026


GABRIEL BARROS DA CONCEIÇÃO

**PARASITOIDES DE OVOS ASSOCIADOS À *Spodoptera frugiperda* NO
CERRADO MARANHENSE: OCORRÊNCIA, DESEMPENHO BIOLÓGICO E
SELETIVIDADE A INSETICIDAS**


Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciências Agrárias - PPGCIA da Universidade Estadual do Maranhão – UEMA como requisito para obtenção do título de Mestre em Ciências Agrárias.
Orientadora: Profa. Dra. Solange Maria de França

Aprovada em: 20/02/2026


BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente
 **SOLANGE MARIA DE FRANÇA**
Data: 14/04/2026 11:12:47-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


Profa. Dra. Solange Maria de França (Orientadora)
Universidade Estadual do Maranhão – UEMA

Documento assinado digitalmente
 **RAIMUNDA NONATA DE LEMOS ARAUJO**
Data: 15/04/2026 11:27:09-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Profa. Dra. Raimunda Nonata de Lemos Araujo
Universidade Estadual do Maranhão – UEMA

Documento assinado digitalmente
 **LUCIANA BARBOZA SILVA**
Data: 15/04/2026 13:38:47-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Profa. Dra. Luciana Barboza Silva
Universidade Federal do Piauí – UFPI

Documento assinado digitalmente
 **ANA PAULA GONCALVES DA SILVA WENGRAT**
Data: 22/04/2026 09:38:54-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Profa. Dra. Ana Paula Gonçalves da Silva Wengrat
Universidade Estadual do Oeste do Paraná - UNIOESTE

Conceição, Gabriel Barros da.

Parasitoides de ovos associados à *Spodoptera frugiperda* no Cerrado Maranhense: ocorrência, desempenho biológico e seletividade a inseticidas. / Gabriel Barros da Conceição. - São Luís - MA, 2026.

104f.

Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, 2026.

Orientadora: Profa. Dra. Solange Maria de França.

1. Lagarta-do-cartucho. 2. Controle biológico. 3. *Telenomus remus*. 4. *Trichogramma pretiosum*. 5. Manejo de pragas. I. Título.

CDU: 661.164.2:632.981(812.1)

Provérbios 16:3 –

“Consagre ao Senhor tudo o que você faz, e os seus planos serão bem-sucedidos.”

DEDICATÓRIA

Ao meu pai, Lourenço da Conceição (*in memoriam*), e à minha mãe, Lenildes Barros dos Santos, por serem minha origem, minha força e minha base.

Ao meu primeiro amor, Vicente Mateus Matos Campos, por ter sido parte importante da minha história.

Ao meu melhor amigo, Rodrigo Lima Sabino, pela lealdade, parceria e presença constante.

À minha irmã, Mariane de Sousa Ferreira, por todo carinho, apoio e amor.

À criança que vive em mim, por nunca me deixar parar de sonhar em ser professor quando crescer.

AGRADECIMENTOS

A Deus e a Ọsányìn, a todos Orixás, e a todos os Santos, pelo infinito amor, graça e misericórdia sobre a minha vida. Por nunca me deixarem sozinho nesta caminhada, por me sustentarem nos momentos difíceis e por colocarem em meu caminho pessoas verdadeiramente maravilhosas, que me deram força, ânimo e esperança para continuar quando tudo parecia dar errado.

À Universidade Estadual do Maranhão – UEMA em especial ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias – PPGCIA, pela oportunidade de realizar o mestrado, e à Fundação de Amparo à Pesquisa e ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico do Maranhão – FAPEMA, pela concessão da bolsa de incentivo e fixação durante o curso.

Aos meus pais, Lourenço da Conceição e Lenildes Barros dos Santos, por terem dado os primeiros passos por mim e sempre lutado incansavelmente para que eu tivesse acesso aos estudos. Tudo o que sou e conquistei começa no esforço de vocês.

À minha amada orientadora, Profa. Dra. Solange Maria de França, a quem faltam palavras para expressar minha gratidão. Obrigado por todo cuidado, dedicação, incentivo e paciência ao longo desses anos. A senhora é inspiração não apenas como profissional, mas como ser humano. Desejo, um dia, ser ao menos metade do que a senhora representa na ciência e na vida.

Aos melhores PIBICs da UEMA, Ester Lorrane da Costa Soares, Natália Feitosa Machado, Harefe Heldai Rocha da Silva Oliveira, Isaque Gama de Abreu e Isadora Gubert Piovesan, pela parceria, companheirismo, apoio e amizade ao longo dessa trajetória. Vocês ocupam um lugar especial no meu coração.

Aos meus queridos amigos Rodrigo Lima Sabino, Aline Vitória Castro Santos, Reissinae Tavares Barbosa, Mateus Rodrigues Pereira, Vicente Mateus Matos Campos, Gabriel Perreira Marciel, Lucas Silva de Sousa, Alexandre Ronaldo de Sousa, Marcus Vinícius de Moraes Santos, Rindelley Matos de Carvalho Nunes Silva, Lucas de Sousa Gomes e Renan Perreira de Souza pela presença constante, pelos conselhos, pela força nos momentos difíceis, pelas risadas, pelas palavras de incentivo e por nunca me deixarem desistir. Vocês foram fundamentais nessa caminhada.

À Dra. Cynara Moura de Oliveira, que, com toda certeza, teve grande contribuição para o meu crescimento profissional e acadêmico.

Às Dra. Nadja Nara Pereira da Silva, Dra. Ana Paula Gonçalves da Silva Wengrat e ao Prof. Me. Marcus Eugênio Oliveira Briozo, pela disponibilidade, apoio e valiosas contribuições sempre que solicitadas.

À minha primeira turma de alunos do Curso Técnico em Agropecuária – Turma 2025 da Escola Técnica Alvorada, Unidade Balsas – MA, e à minha primeira turma de graduação em Agronomia, 8º período – UNOPAR/Anhanguera, Polo Balsas – MA, por me ensinarem que educar também é aprender todos os dias.

À Universidade Estadual do Maranhão – UEMA, Campus Balsas, por ter sido minha casa acadêmica durante este período, oferecendo estrutura, acolhimento e oportunidades fundamentais para minha formação. A toda a equipe acadêmica e de serviços, pelo profissionalismo, dedicação e apoio diário, que tornaram essa caminhada possível. Em especial, à Profa. Dra. Maria Célia Dias de Castro, pela atenção e incentivo ao longo da minha trajetória, e ao grande amigo Edason Dourado da Silva, pela parceria, apoio constante e amizade, que fizeram toda a diferença nessa etapa da minha vida.

E a todas as pessoas que de alguma forma contribuíram nesta etapa.

MUITO OBRIGADO!

LISTAS DE FIGURAS

Capítulo I

FIGURA 1 – Locais de coletas de ovos de *Spodoptera frugiperda* para averiguar a ocorrência de parasitoides. Destaca-se a representação gráfica da região de ‘MATOPIBA’ (MA, TO, PI, BA), onde os parasitoides foram coletados no Maranhão.

FIGURA 2. Porcentagem de parasitismo (a) e emergência de adultos (b) de *Telenomus remus* em diferentes idades embrionárias (densidade = 35 ovos) de *Spodoptera frugiperda*. Temperatura de 25 ± 1 °C, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas.

Capítulo II

FIGURA 1. Representação esquemática da unidade experimental (arena) utilizada nos testes de preferência com chance de escolha para *Telenomus remus*.

FIGURA 2. Porcentagem de fêmeas de *Te. remus* no teste de preferência para fonte de odor de milho Bt, na presença de ovos de *S. frugiperda*, tratados e não tratados com inseticidas, com chance de escolha.

LISTAS DE TABELAS

Capítulo I

TABELA 1 – Parasitismo em ovos de *S. frugiperda*, em plantios de milho do Cerrado Maranhense nas safras de 2023/2024 e 2024/2025.

TABELA 2 – Efeito da densidade de ovos de *Spodoptera frugiperda* (0–12 horas) sobre o parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* e *Telenomus remus* sob condições laboratoriais.

Capítulo II

TABELA 1 – Inseticidas utilizados no experimento, com respectivos princípios ativos, doses recomendadas em bula, volumes de calda indicados pelo fabricante e doses equivalentes utilizadas no experimento.

TABELA 2 – Efeito de diferentes inseticidas aplicados em pré e pós-parasitismo sobre os parâmetros biológicos de *Telenomus remus* sob condições laboratoriais.

TABELA 3 – Efeito de diferentes inseticidas aplicados em pré e pós-parasitismo sobre os parâmetros biológicos de *Trichogramma pretiosum* sob condições laboratoriais.

TABELA 4 – Classificação toxicológica de inseticidas para *Te. remus* segundo a escala da IOBC.

TABELA 5 – Classificação toxicológica de inseticidas para *Tr. pretiosum* segundo a escala da IOBC.

TABELA 6 – Efeitos de inseticidas (% \pm EP) sobre parâmetros biológicos de *Telenomus remus* em ovos de *Spodoptera frugiperda*, tratados e não tratados.

LISTAS DE ABREVIações E SIGLAS

ABCB – Agentes de Controle Biológico
ACB – Agente de Controle Biológico
ANOVA – Análise de Variância
Bt – *Bacillus thuringiensis*
CABI – Commonwealth Agricultural Bureaux International
CBA – Controle Biológico Aumentativo
CIMMYT – Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo
CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento
Cry – Proteínas cristalinas de *B. thuringiensis*
Df – Graus de liberdade
DNA – Ácido Desoxirribonucleico
EPM – Erro Padrão da Média
FAO – Food and Agriculture Organization
IGR – Regulador de Crescimento de Insetos
IOBC – International Organization for Biological and Integrated Control
MAPA – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
MATOPIBA – Região agrícola (Maranhão, Tocantins, Piauí, Bahia)
MIP – Manejo Integrado de Pragas
MIR – Manejo de Resistência a Inseticidas
NCBI – National Center for Biotechnology Information
NUNTs – Paralelos nucleares de origem mitocondrial
OIBC – Organização Internacional para o Controle Biológico e Integrado
PCR – Reação em Cadeia da Polimerase
PVC – Policloreto de Vinila
SAS – Statistical Analysis System
USDA – United States Department of Agriculture
Vip – Proteínas inseticidas vegetativas de *B. thuringiensis*

SUMARIO

1.	INTRODUÇÃO	16
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	17
2.1	O MILHO NO CENÁRIO AGRÍCOLA BRASILEIRO.....	17
2.2	<i>Spodoptera frugiperda</i>	19
2.3	MÉTODOS DE CONTROLE DE <i>S. frugiperda</i>	20
2.3.1	PARASITOIDES DE OVOS DE <i>S. frugiperda</i>	22
2.4	<i>Telenomus remus</i> - BIOECOLOGIA E USO NO CONTROLE BIOLÓGICO..	23
2.5	<i>Trichogramma pretiosum</i> - BIOECOLOGIA E O USO NO CONTROLE BIOLÓGICO	26
2.6	IMPACTO DE INSETICIDAS QUÍMICOS SOBRE PARASITOIDES.....	30
	REFERÊNCIAS	33
CAPÍTULO 1. OCORRÊNCIA E DESEMPENHO BIOLÓGICO DE PARASITOIDES DE OVOS ASSOCIADOS A <i>Spodoptera frugiperda</i> EM MILHO NO CERRADO BRASILEIRO.....		
		52
1.	INTRODUÇÃO	53
2.	MATERIAL E MÉTODOS.....	55
2.1	Coleta de ovos e obtenção dos parasitoides	55
2.2	Identificação morfológica e molecular dos parasitoides.....	56
2.3	Criação dos parasitoides.....	57
2.4	Criação de <i>Spodoptera frugiperda</i>	57
2.5	Bioensaio: Efeito da densidade e idade de ovos de <i>S. frugiperda</i> no desempenho e reprodução dos parasitoides.....	58
3.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	59
3.2	Parasitoides de ovos de <i>Spodoptera frugiperda</i> em plantios de milhos no Cerrado Maranhense, região do MATOPIBA	59
3.3	Efeito da densidade e idade de ovos de <i>S. frugiperda</i> no desempenho e reprodução dos parasitoides <i>Te. remus</i> e <i>Tr. pretiosum</i>	62
	REFERÊNCIAS	67
CAPÍTULO 2: IMPACTO DE INSETICIDAS NOS PARÂMETROS BIOLÓGICOS DE PARASITOIDES DE OVOS DE <i>Spodoptera frugiperda</i>.....		
		77
	INTRODUÇÃO	78
1.	MATERIAL E MÉTODOS.....	80
2.2	Criação dos parasitoides.....	80
2.3	Criação de <i>Spodoptera frugiperda</i>	80
2.4	Efeito de inseticidas químicos sobre o parasitismo de ovos de <i>S. frugiperda</i> e sua toxicidade	80
2.5	Efeito de inseticidas sobre a preferência ao parasitismo, em plantas de milho infestadas com ovos de <i>S. frugiperda</i> , e sua toxicidade	82

2. RESULTADOS E DISCUSSÃO	84
3.1 Efeito de inseticidas químicos sobre o parasitismo de ovos de <i>S. frugiperda</i> e sua toxicidade	84
3.2 Efeito de inseticidas sobre a preferência ao parasitismo, em plantas de milho infestadas com ovos de <i>S. frugiperda</i>, e sua toxicidade	92
REFERÊNCIAS	95
CONSIDERAÇÕES FINAIS	103

RESUMO

A lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), destaca-se como a principal praga do milho no Brasil, ocasionando elevadas perdas produtivas e alto investimento no uso de inseticidas químicos, o que favorece a seleção e desenvolvimento de populações resistentes. Diante disso, o controle biológico com parasitoides de ovos representa alternativa promissora para o Manejo Integrado de Pragas. Neste estudo objetivou-se avaliar o potencial de parasitoides de ovos no manejo de *S. frugiperda* no Cerrado Maranhense, investigando a ocorrência natural dessas espécies, o desempenho biológico em função da densidade e idade dos ovos do hospedeiro, bem como a seletividade de inseticidas utilizados na cultura do milho. Foram realizadas coletas de massas de ovos em áreas comerciais de milho nas safras 2023/2024 e 2024/2025, com posterior identificação morfológica e molecular dos parasitoides coletados. Em laboratório sob condições controladas, conduziram-se bioensaios para avaliar parasitismo, emergência e razão sexual em diferentes densidades e idades embrionárias dos ovos. Bem como com os inseticidas recomendados para a cultura foram aplicados em dois períodos de exposição antes e após o parasitismo dos ovos, avaliando-se seus efeitos sobre parâmetros biológicos e comportamento de preferência ao parasitismo. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas a 5% de probabilidade. Registrou-se a ocorrência natural de *Telenomus remus* e *Trichogramma pretiosum* parasitando ovos de *S. frugiperda* no Cerrado Maranhense. Obteve-se o primeiro registro de *Te. remus* na região, essa mesma espécie apresentou maior eficiência de parasitismo, especialmente em ovos com até 24 horas de idade e em densidades intermediárias, resultando em maiores taxas de parasitismo e emergência. A seletividade de inseticidas variou conforme o princípio ativo e o momento de aplicação, sendo observados efeitos negativos sobre parasitismo, emergência e razão sexual em determinados tratamentos, evidenciando impacto potencial sobre a eficiência dos dois agentes de controle biológico registrados. Conclui-se que os parasitoides de ovos, *Te. remus* e *Tr. pretiosum*, apresentam elevado potencial para integração em programas de manejo de *S. frugiperda* no Cerrado Maranhense. Contudo, a compatibilidade com inseticidas deve ser criteriosamente considerada, a fim de preservar a eficiência desses inimigos naturais e contribuir para a sustentabilidade dos sistemas de produção de milho.

Palavras-chave: Lagarta-do-cartucho; controle biológico; *Telenomus remus*; *Trichogramma pretiosum*; seletividade de inseticidas; Manejo de Pragas.

ABSTRACT

The fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), stands out as the main pest of maize in Brazil, causing high yield losses and high investment in the use of chemical insecticides, which favors the selection and development of resistant populations. Therefore, biological control with egg parasitoids represents a promising alternative for Integrated Pest Management. This study aimed to evaluate the potential of egg parasitoids in the management of *S. frugiperda* in the Cerrado of Maranhão, investigating the natural occurrence of these species, their biological performance as a function of host egg density and age, as well as the selectivity of insecticides used in maize cultivation. Egg masses were collected in commercial maize areas during the 2023/2024 and 2024/2025 growing seasons, with subsequent morphological and molecular identification of the collected parasitoids. Under controlled laboratory conditions, bioassays were conducted to evaluate parasitism, emergence, and sex ratio at different densities and embryonic ages of the eggs. Additionally, insecticides recommended for the crop were applied at two exposure periods, before and after egg parasitism, and their effects on biological parameters and parasitism preference behavior were evaluated. Data were submitted to analysis of variance (ANOVA), and means were compared at a 5% probability level. The natural occurrence of *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum* parasitizing *S. frugiperda* eggs in the Cerrado of Maranhão was recorded. The first record of *Te. remus* in the region was obtained; this same species showed higher parasitism efficiency, especially on eggs up to 24 hours old and at intermediate densities, resulting in higher parasitism and emergence rates. Insecticide selectivity varied according to the active ingredient and application timing, with negative effects on parasitism, emergence, and sex ratio observed in certain treatments, evidencing a potential impact on the efficiency of both biological control agents recorded. It is concluded that the egg parasitoids *Te. remus* and *Tr. pretiosum* have high potential for integration into *S. frugiperda* management programs in the Cerrado of Maranhão. However, compatibility with insecticides must be carefully considered to preserve the efficiency of these natural enemies and contribute to the sustainability of maize production systems.

Keywords: Fall armyworm; biological control; *Telenomus remus*; *Trichogramma pretiosum*; insecticide selectivity; Pest Management.

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Spodoptera* reúne algumas das pragas mais impactantes para a agricultura global, caracterizando-se por seu elevado potencial destrutivo, alta capacidade de dispersão, polifagia acentuada e seleção recorrente de populações resistentes aos inseticidas utilizados (CABI, 2019; FAO, 2020). Essa combinação de atributos confere as suas espécies uma grande relevância econômica em diversos sistemas de produção (Sutil, 2025).

Dentre as espécies de maior importância agrícola, destaca-se a lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), por sua natureza polífaga e voraz. Sua capacidade de se alimentar de estruturas vegetativas e reprodutivas de mais de 350 espécies de plantas, distribuídas em pelo menos 76 famílias botânicas (Overton *et al.*, 2021; Kenis *et al.*, 2023), é um fator chave para seu sucesso. Originalmente restrita ao continente americano, *S. frugiperda* demonstrou uma notável plasticidade ecológica, resultando em sua rápida expansão para a África, Ásia e Europa nas últimas décadas (Togola *et al.*, 2025).

A prática mais comum no controle de *S. frugiperda* baseia-se no uso de inseticidas químicos, frequentemente associado ao cultivo de plantas transgênicas ou geneticamente modificada contendo a tecnologia Bt (tecnologia baseada em *Bacillus thuringiensis*) (Wyckhuys *et al.*, 2024). Embora as variedades de milho geneticamente modificadas possam proporcionar elevado nível de controle da lagarta-do-cartucho (Horikoshi *et al.*, 2021), os inseticidas químicos continuam sendo amplamente utilizados, sobretudo em razão do aumento dos casos de resistência da praga devido a alta pressão de seleção dos diferentes eventos Bt disponíveis no mercado (Yang *et al.*, 2022; Van Den Berg *et al.*, 2022). Dessa forma, preocupações relacionadas aos impactos ambientais e à sustentabilidade têm aumentado o interesse por estratégias alternativas e sustentáveis de manejo dessa praga (González-Cabrera *et al.*, 2025).

Nesse contexto, ferramentas ecologicamente corretas têm sido impulsionadas por políticas globais para reduzir a dependência dos químicos sintéticos, especialmente o controle biológico aumentativo (CBA), que envolve a liberação massal de inimigos naturais, como os parasitoides de ovos *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) que se destacam pelo elevado potencial de controle de ovos de *S. frugiperda*, com ação mais específica e impacto ambiental reduzido (Parra, 2019; Wengrat *et al.*, 2021; Bueno *et al.*, 2024).

Apesar dos avanços recentes no uso de bioinsumos, ainda persistem lacunas relevantes para a consolidação de programas de controle biológico aumentativo com parasitoides de ovos. Essas lacunas concentram-se, sobretudo, na definição da idade ideal dos ovos hospedeiros, na densidade adequada de ovos-alvo e no uso combinado, em condições de laboratório e de campo, de diferentes espécies de parasitoides, bem como na avaliação de sua compatibilidade com outros produtos, incluindo inseticidas químicos e biológicos, que podem confirmar o “time” correto de liberação a fim de aumentar a eficiência em campo (Carvalho *et al.*, 2021; Modafferi *et al.*, 2024; Rocha *et al.*, 2006; Kalyebi *et al.*, 2005).

Diante da importância econômica da *S. frugiperda* e das limitações apontadas associadas ao uso intensivo de inseticidas químicos, torna-se fundamental ampliar o conhecimento sobre estratégias sustentáveis de manejo dessa praga que possam ser integradas em sistemas produtivos do Cerrado Maranhense. Diante dessa problemática e do pressuposto de que parasitoides de ovos representam ferramentas promissoras para o fortalecimento do manejo integrado de pragas, desde que sejam compreendidos os aspectos relacionados à sua ocorrência natural, eficiência biológica e compatibilidade com inseticidas utilizados na cultura do milho. Objetivou-se nesta pesquisa avaliar o potencial de parasitoides de ovos no manejo de *S. frugiperda*, investigando (i) a ocorrência e diversidade de espécies associadas à praga em áreas agrícolas da região, (ii) o desempenho biológico dos parasitoides em diferentes condições relacionadas ao hospedeiro e (iii) a seletividade e os efeitos de inseticidas sobre seus parâmetros biológicos e comportamento de parasitismo. Partindo das hipóteses de que parasitoides estão naturalmente presentes no Cerrado Maranhense e que apresentam elevada capacidade de parasitismo em ovos desta praga.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 O MILHO NO CENÁRIO AGRÍCOLA BRASILEIRO

O milho (*Zea mays* L.) é, na atualidade, uma das maiores *commodities* do agronegócio brasileiro, sendo constituinte fundamental da alimentação animal e humana, matéria-prima para a indústria, na conversão para alimentos, bebidas, bioenergia e derivados (Pereira Filho; Borghi, 2022). Essa *commodity* apresenta características que a tornam um objeto de estudo instigante, proporcionando uma base sólida para avanços futuros (Silva Pinheiro *et al.*, 2021). Com uma produção total que supera a de outras

culturas como o trigo e o arroz, o milho se consolidou como um alimento básico global (Rehman *et al.*, 2021). Atualmente, é uma das espécies que alcançou o mais alto nível de domesticação (Teixeira; Trindade, 2021).

Essa cultura representa uma parcela significativa do mercado mundial de grãos, a produção concentra-se principalmente em grandes polos agrícolas, com destaque para os Estados Unidos, China e Brasil, que juntos respondem por mais da metade da área cultivada globalmente, posicionando o Brasil como o terceiro maior produtor mundial, atrás apenas dos EUA e da China (Vieira *et al.*, 2025). O Brasil se destaca por ser detentor de diferentes paisagens e climas, oferecendo condições de cultivo a inúmeras culturas agrícolas (Artuzo *et al.*, 2019). A produção agrícola brasileira aumentou significativamente nas últimas décadas, sendo o milho uma das principais, em 20 anos, a produção de milho cresceu 193,55%, assim como a área de exploração, que obteve um acréscimo de 45,79% (Souza *et al.*, 2021; Artuzo *et al.*, 2019).

A produção de milho no Brasil ocorre em três épocas distintas de plantio: a safra de verão, segunda safra (safrinha) e, em algumas regiões, uma terceira safra. A safra de verão é plantada entre setembro e dezembro, quando as condições climáticas são mais favoráveis, enquanto a segunda safra é cultivada após a colheita da primeira safra, ou após o cultivo de soja, geralmente entre janeiro e fevereiro, aproveitando o clima remanescente e a terceira safra é comumente plantada nas regiões Norte e Nordeste, entre maio e junho (USDA, 2025; CONAB, 2025).

A previsão de área plantada de milho para o ano agrícola 2024/25 (março de 2025 a fevereiro de 2026) no Brasil é de 22,5 milhões de hectares, com uma produção estimada em 131 milhões de toneladas, com o estado do Mato Grosso sendo principal estado produtor (USDA, 2025; CONAB, 2025). Essa estrutura de cultivo permite ao Brasil atender à demanda interna e externa pelo grão, consolidando sua posição como um dos maiores produtores de milho do mundo (Colussi *et al.*, 2023).

As mudanças no sistema de cultivo do milho, tais como a adoção do plantio direto, irrigação, época de semeadura, primeira safra e safrinha, cultivo sucessivo, ausência de rotação de culturas associado às condições ambientais brasileiras, aumentou a área de cultivo e fez com que se tivesse milho o ano todo no campo, criando uma ponte verde, prejudicando o vazio fitossanitário o que favorece a persistência de pragas e doenças no campo (Cunha *et al.*, 2019).

A ocorrência de doenças, plantas daninhas e insetos pragas, juntos ou individualmente, podem reduzir o potencial produtivo da lavoura de milho. As pragas em

especial, podem afetar de maneira total ou parcial esse potencial produtivo, causando impactos econômicos significativos na cadeia produtiva do milho (Oliveira *et al.*, 2014). Dentre os insetos que atacam a cultura, a lagarta-do-cartucho, *S. frugiperda* é considerada a principal praga do milho no Brasil, demanda alto investimento para o seu controle, e pode causar perdas de até 60% na produção. Isso deve-se a alta polifagia e potencial biótico, bem como pela sua capacidade em migrar a longas distâncias, o que dificulta seu controle (Ge *et al.*, 2021; He *et al.*, 2021; Cruz *et al.*, 2021).

2.2 *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae)

O gênero *Spodoptera* é composto por 30 espécies descritas, dentre as quais a *S. frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) se destaca como uma das mais importantes pragas agrícolas nas regiões tropicais das Américas, especialmente no Brasil (Cruz *et al.*, 2012; Boregas *et al.*, 2013), conhecida pelo nome de lagarta-do-cartucho por ter preferência pelo cartucho de plantas de milho (Fernandes *et al.*, 2018). Esse inseto possui uma ampla gama de plantas hospedeiras, muitas das quais possuem importância econômica (Knipling, 1980; Casmuz *et al.*, 2010; Montezano *et al.*, 2018). No entanto, apresenta maior preferência por plantas da família Poaceae como o milho, sorgo, trigo e arroz (Kenis *et al.*, 2023).

Originária das Américas, onde está presente desde a Argentina até o Canadá, *S. frugiperda* tem se expandido rapidamente para outras regiões. Após sua primeira detecção na África em 2016 (Goergen *et al.*, 2016), a praga foi registrada também na Ásia e na Europa (EPPO, 2022, Kenis *et al.*, 2023), gerando grande preocupação quanto ao seu impacto na agricultura em escala global (Kenis *et al.*, 2023).

No Brasil, a lagarta-do-cartucho está amplamente distribuída nas principais regiões produtoras de milho devido às condições favoráveis para seu desenvolvimento (Cruz, 1995). Essa ampla ocorrência é fortemente favorecida pela disponibilidade contínua de plantas hospedeiras ao longo do ano (“ponte verde”), resultado principalmente do cultivo sucessivo de culturas que servem como fontes de alimento para a espécie, como milho, soja e algodão (Adnan *et al.*, 2024). Além das culturas agrícolas, *S. frugiperda* pode se desenvolver em diversas plantas daninhas comuns nos agroecossistemas brasileiros (Sutil, 2025).

O desenvolvimento de *S. frugiperda* é influenciado por fatores como temperatura e tipo de planta hospedeira, passando pelas fases de ovo, lagarta, pupa e adultos (Silva *et al.*, 2017). Quando associada ao milho, a praga pode completar seu ciclo de vida (larva-

adulto) em torno de 21 dias (Silva *et al.*, 2017). As fêmeas adultas, após o acasalamento, ovipositam em massas compostas por até quatro camadas de ovos sobrepostas, geralmente posicionadas nas folhas da planta (CABI, 2019). Cada massa pode conter várias centenas de ovos, que são parcialmente recobertos por escamas das asas depositadas pela própria fêmea, formando uma barreira protetora contra inimigos naturais (Dong *et al.*, 2021; Hou *et al.*, 2022). A eclosão ocorre entre três e quatro dias, as lagartas neonatas iniciam a alimentação diretamente do tecido foliar (CABI, 2019).

Estima-se que as perdas de rendimento de milho causadas por *S. frugiperda* atinjam até 73% globalmente, com danos severos em diferentes continentes (Day *et al.*, 2017; Guo *et al.*, 2018; Wu *et al.*, 2021). A fase larval é a que causa grandes prejuízos à cultura do milho, sendo a lagarta capaz de se alimentar de todas as fases fenológicas da planta (Navik *et al.*, 2021). Nos primeiros instares raspam a epiderme da folha, deixando aberturas e a partir do terceiro ínstar, as lagartas se instalam no interior do cartucho, onde se alimentam de forma intensa (Navik *et al.*, 2021). Elas se alimentam de folhas e espigas jovens, e chegam a destruir o ponto de crescimento da planta (Toepfer *et al.*, 2021).

O nível para controle de *S. frugiperda* em milho, pode ser inferido a partir da escala de danos em híbridos comerciais de milho Bt e não Bt, com uma avaliação de danos por meio de uma escala de notas que variava de 0 (planta sem danos) a 5 (planta com cartucho totalmente destruído) (Mendes *et al.*, 2008).

2.3 MÉTODOS DE CONTROLE DE *Spodoptera frugiperda*

Dentre os métodos de controle mais eficientes e utilizados para *S. frugiperda*, são o controle químico e o controle varietal, seja por meio da resistência de plantas ou pela utilização de variedades contendo *Bacillus thuringiensis* (Bt), ou seja geneticamente modificada assim como o uso de feromônios e o controle biológico (Van Den Berg; Du Plessis, 2022; Paredes-Sánchez *et al.*, 2021).

No Brasil existe 330 produtos químicos formulados a base de diversos princípios ativos para controle de *S. frugiperda* (Agrofit, 2025). No entanto, o manejo inadequado pode resultar na perda de eficácia e em pressões seletivas que favorecem a resistência a inseticidas químicos (Van Den Berg; Du Plessis, 2022). A resistência a múltiplos ingredientes ativos já foi reportada em populações de *S. frugiperda* em regiões como o Brasil, Porto Rico, Mexico e Argentina, destacando a importância de estratégias de Manejo Integrado de Pragas (MIP) para prolongar a eficácia dos controles disponíveis e retardar a evolução da resistência (Chandrasena *et al.*, 2018; Gutiérrez-Moreno *et al.*,

2019; Amaral *et al.*, 2020). Isso pode ocorrer devido ao método de aplicação inadequado ou ao fato de que as larvas já estão em um estágio de desenvolvimento avançado, o que reduz sua suscetibilidade aos produtos e a populações naturalmente resistentes ao mecanismo de ação utilizado para o seu controle (Day *et al.*, 2017).

O uso predominante de inseticidas químicos provou ser insuficiente no manejo de *S. frugiperda* após seu estabelecimento bem-sucedido em regiões invadidas (Dong *et al.*, 2021), levando à necessidade de estratégias integradas e sustentáveis para seu controle. Nesse contexto, abordagens de controle biológico são ferramentas promissoras. Ainda o uso de inseticidas químicos também tem o efeito colateral de eliminar os inimigos naturais das pragas, o que reduz o controle natural sobre a *S. frugiperda* (Burtet *et al.*, 2017).

Neste sentido, as tecnologias contendo genes Bt se sobressaem, possibilitando a redução de aplicação de inseticidas, que ocorra danos ao meio ambiente, à saúde humana e retardando o desenvolvimento de resistência pela praga (Yang *et al.*, 2016). As tecnologias Bt, são plantas geneticamente modificadas à base de genes da bactéria *Bacillus thuringiensis*, que produzem proteínas inseticidas Cry e/ou Vip (Angelo *et al.*, 2010). A inserção de genes Bt na cultura do milho conferiu um alto padrão de resistência das plantas a algumas espécies de lepidópteros, como a lagarta-do-cartucho (Huang, 2021). O monitoramento da evolução de resistência de população de campo de espécies de insetos é indispensável no manejo de resistência a inseticidas (MIR) para a manutenção da tecnologia (Yang *et al.*, 2017; Yang *et al.*, 2020). Exemplos de resistência de *S. frugiperda* a milho transgênico expressando as proteínas Bt em condições de campo já foram relatados em Porto Rico, EUA, Brasil e Argentina (Storer *et al.*, 2010; Monnerat *et al.*, 2015; Omoto *et al.*, 2016; Chandrasena *et al.*, 2018). Amaral *et al.* (2020) mostraram que *S. frugiperda* apresentou resistência à proteína Vip3Aa20 em estados do Brasil, como Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso e Bahia. Essas pesquisas mostram a necessidade de implementar estratégias, como áreas de refúgio (cultivares não-Bt) e piramidação de proteínas, para assim, tentar retardar a evolução da resistência de *S. frugiperda* às proteínas Bt (Farias *et al.*, 2016; Amaral *et al.*, 2020).

Dentro do contexto do MIP, o controle biológico surge como um pilar fundamental e sustentável para o manejo de *S. frugiperda*, complementando táticas químicas e transgênicas, especialmente frente aos desafios da resistência. Esta abordagem explora os inimigos naturais da praga, categorizados em microbiológicos (como bactérias, fungos e vírus) e macrobiológicos (parasitoides e predadores). O controle biológico aplicado pode

ser conduzido de três formas principais: conservativo (proteção e incentivo aos inimigos naturais presentes no agroecossistema), aumentativo (liberação de organismos benéficos criados em biofábricas) e clássico (introdução de inimigos naturais exóticos em novas regiões). Para *S. frugiperda*, as estratégias aumentativas, particularmente com parasitoides de ovos e agentes microbiológicos, têm ganhado notoriedade (Parra *et al.*, 2021; Parra; Coelho Junior, 2019).

As liberações aumentativas podem ser de dois tipos: liberação inoculativa, onde um número menor de indivíduos é liberado para se estabelecer e multiplicar ao longo da safra; e liberação inundativa, que consiste na aplicação massiva de parasitoides em intervalos regulares para obter um controle imediato, sem a expectativa de estabelecimento a longo prazo (Zang *et al.*, 2021). No Brasil, a liberação inundativa de *Trichogramma* spp. é uma prática consolidada em grandes culturas como milho, soja e cana-de-açúcar. A eficácia dessa técnica está intimamente ligada a aspectos como a qualidade da criação massal, o momento correto de liberação (sincronizado com a presença de ovos da praga) e as condições ambientais (Colmenarez *et al.*, 2022).

O controle biológico associado as plantas Bt vem se destacando no controle de *S. frugiperda*, uma vez que assim os inseticidas químicos podem ser aplicados com menos frequência (Wengrat *et al.*, 2021). Táticas voltadas para o controle biológico têm sido incorporadas ao manejo dessa praga, tanto no uso de microbiológicos, especialmente baculovírus, quanto no uso de macrobiológicos, especialmente parasitoides e predadores, com mais de 150 espécies de várias ordens identificadas em todo o mundo (Hruska, 2019). Os parasitoides de ovos são amplamente usados em programas de controle biológico para controlar pragas de insetos que afetam inúmeras culturas em todo o mundo (Colmenarez *et al.*, 2022; Parra; Coelho Junior, 2019; Zang *et al.*, 2021). No Brasil aproximadamente 230 produtos comerciais à base de microrganismos ou macroorganismos se encontram registrados para controle de *S. frugiperda*, entres esses o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Jorge *et al.*, 2020; Agrofit, 2025).

2.3.1 PARASITOIDES DE OVOS DE *S. frugiperda*

Os parasitoides de ovos são insetos de vida livre na fase adulta, conhecidos popularmente como “vespinhas”, que durante a sua fase larval, vivem e se alimentam dentro de um ovo hospedeiro, provocando a morte e, portanto, o controle do seu hospedeiro (Parra *et al.*, 2021). Várias espécies de parasitoides são utilizados para

controlar pragas do milho, soja, cana-de-açúcar, algodão, beterraba, hortaliças, maçã, bem como, em áreas de reflorestamento (Lindsey *et al.*, 2018).

No tocante a *S. frugiperda* é conhecida uma grande diversidade de espécies de parasitoides de ovos, sendo relatadas mais de 100 espécies em diversas partes do mundo (Paredes-Sanchez *et al.*, 2021). Além dos parasitoides liberados comercialmente para controle, existem aqueles que são encontrados naturalmente em áreas agrícolas, como *Chelonus insularis* (Cresson, 1865) (Hymenoptera: Braconidae) conhecido por sua atuação em diversas culturas, como parasitoide de ovo-larva (Wyckhuys *et al.*, 2024).

Assim, destacam-se os parasitoides de ovos *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Telenomus* spp. (Hymenoptera: Scelionidae), *C. insularis* (Cruz, 1995). Em particular, os parasitoides pertencentes aos gêneros *Trichogramma* Westwood e *Telenomus* Haliday demonstraram sua capacidade de parasitar ovos de diversas pragas, incluindo *S. frugiperda* (Yang *et al.*, 2022; Colmenarez *et al.*, 2022; Li *et al.*, 2023). Os parasitoides de ovos mais utilizados em estudos para controle dessa praga são *Telenomus remus* Nixon, 1937 e *Trichogramma pretiosum* (Wyckhuys *et al.*, 2024).

2.4 *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae): BIOECOLOGIA E USO NO CONTROLE BIOLÓGICO

Telenomus remus é nativo da Península da Malásia e de Papua-Nova Guiné, o qual ocorre na Índia, nas ilhas do Caribe, Guiana, Suriname, Venezuela e Colômbia, após liberações inundativas como um agente clássico de controle biológico contra *Spodoptera* spp. e atualmente encontra-se estabelecido nesses países (Hernández *et al.*, 1989; Naranjo-Guevara *et al.*, 2020).

A primeira introdução de *Te. remus* no Brasil ocorreu em 1983, com uma cepa proveniente da República Dominicana, com o objetivo de realizar o controle biológico de *S. frugiperda* (Cock; Bennett, 1985). Em 1996, o Centro de Pesquisa de Milho e Sorgo, em Sete Lagoas, Minas Gerais, introduziu indivíduos oriundos da Venezuela. Uma terceira introdução aconteceu em 2011, pela Universidade Estadual Paulista, Campus de Jaboticabal, utilizando novamente vespas venezuelanas (Naranjo-Guevara *et al.*, 2020). Apesar de sua introdução ter ocorrido há mais de 35 anos, a ocorrência natural de *Te. remus* foi recentemente registrada no Brasil, com a coleta do parasitoide nos ovos de *S. frugiperda* em milho, no Estado de São Paulo e em soja parasitando ovos de *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae), no Estado do Paraná (Wengrat *et al.*, 2021). Segundo os autores, esse achado sugere que o parasitoide conseguiu se adaptar

e estabelecer uma população no ambiente brasileiro, indicando sucesso na sua introdução e permanência no país.

Os adultos de *Te. remus* apresentam um corpo de coloração negra e brilhante. As fêmeas possuem fêmur e tíbia escuros, além de antenas clavadas, enquanto os machos se distinguem pela coloração marrom-pálida das pernas e antenas filiformes, características que permitem uma fácil distinção entre os sexos. A cabeça da espécie é mais larga que o tórax, o qual se eleva acima do nível do abdômen. O mesonoto é uniformemente convexo e ligeiramente brilhante, enquanto as asas anteriores possuem uma coloração acinzentada. O gáster é menor e mais estreito que o tórax, e o órgão genital feminino é notavelmente curto e largo, uma característica peculiar quando comparada às demais espécies do gênero *Telenomus* (Nixon, 1937; Cave, 2000; Wengrat *et al.*, 2021).

O ovo de *Te. remus* apresenta formato arredondado antes do contato com o embrião do hospedeiro e, após esse contato, desenvolve um pecíolo, tornando-se peciolado, com cerca de 100 μm de comprimento e 40–50 μm de largura (Gerling, 1972). O desenvolvimento larval ocorre em dois ínstares: o primeiro não segmentado, com mandíbulas e estruturas que auxiliam na locomoção, e o segundo com corpo segmentado e presença de espiráculos na região dorso-lateral (Gerling, 1972; Picho, 1988; Cave; Acosta, 1999; Cave, 2000). Na fase de pré-pupa observam-se discos imaginiais evidentes, enquanto a pupa permanece com a superfície dorsal voltada para cima, apresentando inicialmente coloração branca-opaca, que escurece gradualmente até atingir o preto (Picho, 1988; Cave; Acosta, 1999; Cave, 2000).

Os adultos de *Te. remus* emergem por meio de um orifício no córion do ovo do hospedeiro. Os machos eclodem primeiro e permanecem sobre a massa de ovos à espera das fêmeas, que emergem, em média, entre 10 e 24 horas após os machos. Assim que a fêmea emerge, a cópula ocorre imediatamente e tem duração de aproximadamente cinco a dez segundos (Gerling, 1972; Cave, 2000; Silva, 2011). É comum observar entre quatro e cinco machos ao redor de uma única fêmea, competindo para copulá-la. No entanto, após o acasalamento, a fêmea perde a atratividade para os machos e passa a focar na busca por ovos de hospedeiros para parasitar (Picho, 1988). Caso o acasalamento não ocorra, a fêmea produzirá exclusivamente descendentes machos (Rojas; García-Roa, 1995).

O desenvolvimento de *Te. remus* é fortemente influenciado pela temperatura. A 25 °C, o ciclo ovo-adulto dura, em média, 13,2 dias para machos e 13,5 dias para fêmeas (Bueno *et al.*, 2008). As fases de ovo, larva e pupa ocorrem dentro do ovo do hospedeiro e, sob essa mesma temperatura, apresentam duração aproximada de 10 a 24 horas, 5 a 8 dias e

5 a 6 dias, respectivamente. Enquanto a fase adulta varia em longevidade, sendo em média nove dias para os machos e 18 dias para as fêmeas (Cave, 2000). Além disso, a longevidade dos adultos pode ser reduzida quando há exposição a altas densidades de ovos do hospedeiro, possivelmente devido ao maior gasto energético associado à oviposição intensiva (Morales *et al.*, 2000).

O parasitismo natural de *Te. remus* em ovos de *S. frugiperda* foi estimado em aproximadamente 30%, com um tempo médio de desenvolvimento de 9,6 dias a 26 °C. Cada ovo parasitado resultou na emergência de um único parasitoide adulto, com uma proporção de fêmeas de cerca de 76,0% (Tang *et al.*, 2020). A resposta funcional de *Te. remus* foi classificada como do tipo II, com o parasitismo se estabilizando em uma densidade de 150 ovos por fêmea parasitoide, atingindo uma taxa máxima de parasitismo em laboratório de 68,0% (Carneiro *et al.*, 2010).

Em razão de seu desempenho superior frente a ovos de *Spodoptera spp.*, especialmente *S. frugiperda*, a maioria dos estudos com *Te. remus* se concentrou no controle dessa espécie de lepidóptero (Bueno *et al.*, 2014) e relativamente poucos trataram outras espécies ou outros gêneros (Fortes *et al.*, 2023). *Telenomus remus* consegue superar barreiras físicas normalmente eficazes contra o parasitismo, como as escamas que recobrem as massas de ovos ovipositadas em camadas sobrepostas por mariposas de *Spodoptera spp.* (Dong *et al.*, 2021; Li *et al.*, 2023).

Uma fêmea adulta pode parasitar até 250 ovos de *S. frugiperda* durante sua vida (Bueno *et al.*, 2014) e apresenta notável capacidade de dispersão em campo e elevada eficiência na localização de hospedeiros, podendo dispersar-se 22,3 m nos primeiros 4 dias após a liberação no campo (Pomari *et al.*, 2013).

A viabilidade do parasitismo de *Te. remus* permanece elevada, geralmente superior a 90%, para *S. albula* (Walker, 1857), *S. eridania* (Cramer, 1782), *S. frugiperda* e *S. cosmioides* (Walker, 1858), reforçando o potencial de *Te. remus* como agente de controle biológico para as diferentes espécies desse gênero em programas de MIP (Fortes *et al.*, 2023).

A proporção sexual do parasitoide varia de acordo com a idade da fêmea e o estágio de desenvolvimento do ovo do hospedeiro. A melhor relação macho:fêmea (1:5,4) foi observada quando fêmeas de *Te. remus* parasitaram ovos de *S. frugiperda* com até 24 horas de idade (Morales *et al.*, 2000).

As variáveis mencionadas anteriormente, como capacidade de parasitismo, viabilidade do parasitismo e razão sexual, são essenciais para avaliar a qualidade de um

inseto criado em laboratório (Van Lenteren, 2003). De modo geral, estudos indicam que o percentual de indivíduos voadores de *Te. remus* emergidos de ovos de *S. frugiperda* varia entre 75% e 85% em condições laboratoriais (Pomari-Fernandes *et al.*, 2016).

Linhagens diferem significativamente quanto a parâmetros-chave, como capacidade de parasitismo, viabilidade, razão sexual e, sobretudo, capacidade de voo, característica essencial para a busca eficiente por hospedeiros. Uma linhagem de isofêmea de *Te. remus* apresentou melhor desempenho geral quando comparada a uma linhagem regular, destacando maior equilíbrio entre parasitismo, viabilidade e qualidade biológica (Fortes *et al.*, 2023). Demonstrando que a seleção e manutenção de uma isolinha permitem preservar características associadas ao comportamento de voo e à eficiência reprodutiva, sem prejuízo ao potencial de parasitismo (Lacerda *et al.*, 2023).

Telenomus remus é usado como agente de controle de *Spodoptera spp.* em diversos países e regiões, incluindo Guiana, Suriname, Colômbia, Venezuela e Caribe (Cock; Bennett, 1985; Hernández *et al.*, 1989; Ferrer, 2021). No entanto, poucas informações sobre os métodos e critérios de avaliação adotados nesses estudos estão disponíveis (Lacerda *et al.*, 2023).

Apesar desses relatos, alguns países, como o Brasil, que tentaram usar *Te. remus* como agente de controle de *S. frugiperda* não obtiveram sucesso (Varella *et al.*, 2015). Sua criação é mais difícil e cara do que a de outras espécies de parasitoides nos programas CBA porque o uso de hospedeiros alternativos não tem sido bem sucedido (Colmenarez *et al.*, 2022) e atualmente apesar do aumento no estudo desse parasitoide, ainda não existe produção massal e comercialização de *Te. remus* no Brasil.

2.5 *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera:

Trichogrammatidae) - BIOECOLOGIA E O USO NO CONTROLE BIOLÓGICO

O gênero *Trichogramma* spp. Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) conta com aproximadamente 235 espécies identificadas, onde 30 delas são encontradas no Brasil (Querino; Zucchi, 2019). Milhões de hectares nas mais diversas culturas ocorre a liberação de *Trichogramma* spp. para parasitar ovos de lepidópteros em programas de biocontrole em diversos lugares do mundo como Rússia, China, Taiwan, México, EUA, Europa Ocidental, Índia, África e América do Sul controlando pragas das mais diversas culturas, entre elas o milho (Martins *et al.*, 2011; Querino; Zucchi, 2019). As espécies mais utilizadas em programas de controle biológico são *Trichogramma galloi* Zucchi,

1988 e *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) no Brasil (Parra *et al.*, 2021, Agrofit, 2025). Atualmente 10 produtos com *Tr. galloi* e 13 com *Tr. pretiosum* são formulados e comercializados por empresas registradas no Ministério da Agricultura e Pecuária (Mapa) no Brasil (Agrofit, 2025).

As pesquisas com *Trichogramma* no Brasil iniciaram-se na década de 1940, voltadas ao controle da broca-pequena-do-fruto *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) na cultura do tomate (Parra *et al.*, 2021). Um marco importante foi o programa de controle da broca-da-cana *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) com *Tr. galloi*, conduzido pela ESALQ/USP, que chegou a atingir três milhões de hectares tratados (Zucchi, 1988; Parra; Zucchi, 1997).

Nos anos 1990, destaca-se a introdução de *Tr. pretiosum* para o controle da lagarta-do-cartucho-do-milho (*S. frugiperda*) e outros lepidópteros em culturas como soja e tomateiro (Parra *et al.*, 2021). Em 1996, ocorreu o primeiro International Workshop on *Trichogramma* no Brasil, impulsionando a difusão da tecnologia (Parra; Coelho, 2019). Entre 2013 e 2014, *Tr. pretiosum* foi utilizado em mais de 250 mil hectares de soja (Parra; Coelho 2019), e em 2015, *Tr. atopovirilia* (Oatman; Platner, 1983) foi liberado no Brasil para o controle de *D. saccharalis* (Parra; Coelho Junior, 2019). Outras espécies como *Tr. brasiliensis* (Ashmead, 1904) e *Tr. exiguum* (Pinto & Platner, 1983) também foram investigadas, ampliando as possibilidades de uso no controle biológico (Querino; Zucchi, 2012).

No Brasil, a utilização de *Trichogramma* em programas de Controle Biológico Aplicado ou Aumentativo é crescente. Nas últimas safras o referido agente foi liberado em cerca de 3,5 milhões de hectares, com uma dezena de empresas comercializando o parasitoide. Os dados qualificam esta tecnologia como importante tática de controle de pragas no Brasil e como parte de programas de MIP (Parra; Coelho Junior, 2019).

A liberação de forma comercial do parasitoide *Tr. pretiosum* ocorre em diversas lavouras, incluindo milho e tem se mostrado muito eficiente e apresentados ótimos resultados, pois reduz a população de insetos causadores de danos como a *S. frugiperda* antes desse inseto entrar na fase larval, atacando diretamente seus ovos (Dequech *et al.*, 2013; Cruz, 2014).

Trichogramma pretiosum apresenta ciclo de vida curto, geralmente de 10 dias dependendo das condições climáticas (temperatura, fotoperíodo e umidade) e é um parasitoide de ovos de lepidópteros, o que faz dessa espécie um agente de controle versátil

e de uso efetivo no controle de diversos lepidópteros-praga (Parra *et al.*, 2014a; Oliveira *et al.*, 2019; CABI, 2021).

Essa espécie é facilmente encontrada parasitando ovos de lepidópteros de importância agrícola como *Chloridea virescens* (Fabricius, 1777) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Alabama argillacea* (Hübner, 1823) (Lepidoptera: Erebidae) em algodoeiro, *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) em repolho e *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) em tomateiro e *S. frugiperda* em milho (Moreira *et al.*, 2009).

Parasitoides da família Trichogrammatidae possuem tamanho médio entre 0,2 e 0,4 mm de comprimento, sendo variável de acordo com o ovo hospedeiro, mas em geral o comprimento do corpo em *Tr. pretiosum* é de 0,3 a 0,4 mm (Lindsey *et al.*, 2018). Sua coloração é amarelada com regiões escurecidas e são as vespas fêmeas que fazem a oviposição nos hospedeiros, além do controle da prole, priorizando a criação de maior número de fêmeas, e para isso, há a fertilização dos ovos resultando em insetos fêmeas e a não fertilização dos ovos resulta em insetos machos (Ebrahimi *et al.*, 2019). A reprodução, acontece na maioria das espécies do gênero *Trichogramma* por partenogênese arrenótoca, onde os ovos não fertilizados resultam em machos haploides, enquanto os ovos fertilizados produzem fêmeas diploides (Almeida, 2004). Seu desenvolvimento embrionário e larval ocorre no interior do ovo da praga hospedeira, e ao eclodirem, as larvas se alimentam da massa vitelina do embrião deste hospedeiro, interrompendo o seu desenvolvimento antes que eles possam e causar danos a cultura (Schäfer; Herz, 2020).

Os adultos emergem após a ruptura do cório, formando um orifício de passagem no ovo parasitado (Goulart, 2009). Os adultos possuem dimorfismo sexual, podendo ser reconhecidos através das antenas, pois as fêmeas apresentam clava no ápice do flagelo, já os machos possuem cerdas longas no flagelo, se assemelhando a pelos (Querino; Zucchi, 2012).

A procura de ovos acontece através de feromônios. Quando localizado a fêmea utiliza suas antenas para tocar a superfície do ovo do hospedeiro, avaliando o tamanho do ovo, idade e qualidade nutricional (Fatouros *et al.*, 2005; Fatouros *et al.*, 2008). Quando aceito, a fêmea busca a região entre o cório e o oócito para então ovipositar (Smith *et al.*, 1986).

Vários aspectos influenciam na biologia dos parasitoides do gênero *Trichogramma*, podendo ser fatores bióticos e abióticos (Pratissoli *et al.*, 2005). O número de ovos do parasitoide depositado depende proporcionalmente à disponibilidade de nutrientes do ovo

hospedeiro e da idade do mesmo (Colazza *et al.*, 2010). Outra característica importante é a temperatura, pois esta determina o tempo de desenvolvimento ovo-adulto, longevidade das fêmeas e machos, razão sexual, fecundidade e outros (Parra, 2002).

O parasitismo é influenciado por diversos fatores, como o tamanho, a forma, a cor e as defesas morfológicas dos ovos do hospedeiro, como escamas, pelos e espinhos. As massas de ovos da lagarta-do-cartucho frequentemente são cobertas por escamas protetoras, que constituem uma barreira física para os parasitoides de ovos (Dong *et al.*, 2021; Floater, 2007). A fêmea adulta da *S. frugiperda* deposita os ovos em massas e os protege depositando escamas ao redor e sobre eles no momento da oviposição (Fukuda *et al.*, 2007). Deve-se ressaltar que a defesa morfológica dos ovos de *S. frugiperda* reduz significativamente o parasitismo de *Tr. pretiosum*. Em condições de laboratório, fêmeas de *Tr. pretiosum* parasitam até 12 ovos em camadas de *S. frugiperda* (Bueno *et al.*, 2010) e até 38,0 ovos sem as camadas superiores nas primeiras 24 horas (Pinto; Fernandes, 2020). E apresenta uma emergência acima de 80% em temperaturas entre 18 e 32°C (Bueno *et al.*, 2010). O parasitismo por *Tr. pretiosum* se concentra nas extremidades das massas de ovos, pois as barreiras morfológicas, camadas sobrepostas e escamas depositadas pelas mariposas impedem o parasitoide de adentrar a massa de ovo (Dong *et al.*, 2021).

Em laboratório, a criação de *Tr. pretiosum* é realizada em ovos do hospedeiro alternativo *Ephestia kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae) por ser nutricionalmente mais adequado que outras espécies (Parra *et al.*, 2014b), porém há outros hospedeiros alternativos em Lepidoptera que também são viáveis, como *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1789) (Lepidoptera : Gelechiidae) e *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1863) (Lepidoptera : Pyralidae) (Cruz; Monteiro, 2004).

Os benefícios do uso de *Tr. pretiosum* no contexto de MIP são econômica e ambientalmente positivos. O uso desse parasitoide de ovos é viável, propiciando um menor uso de inseticidas químicos, garantindo boa produtividade associada a menor impacto ambiental (Bueno *et al.*, 2024). Assim, para a utilização mais efetiva desse inimigo natural, as liberações no campo dependem basicamente do conhecimento dos aspectos bioecológicos do parasitoide em questão, sua interação sobre os hospedeiros alvos, linhagem utilizada, densidade da praga, época e número de liberações, quantidade e forma de liberação, relação com a fenologia da planta e efeito das condições climáticas, sendo estas etapas fundamentais para o desenvolvimento comercial do pacote tecnológico

que utilize *Tr. pretiosum* no controle biológico aplicado nas diferentes espécies de lepidópteros-praga (Favetti, 2017)

2.6 IMPACTO DE INSETICIDAS QUÍMICOS SOBRE PARASITOIDES

A utilização do controle 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). Diante desse cenário, para desenvolver um programa seguindo as premissas do MIP e combinando de forma eficiente o controle biológico e químico, o primeiro passo a ser avaliado é a seletividade dos pesticidas sobre o parasitoide (Torres; Bueno, 2018).

Entre os principais fatores que interferem na eficiência do uso desses parasitoides de ovos em campo destacam-se: i) número (densidade) de insetos liberados; ii) tecnologia de liberação dos parasitoides considerando a dispersão, a frequência de liberação, a predação e o melhor momento (timing) da liberação em campo, iii) densidade da praga e condições climáticas no momento da liberação e iv) interações com outros bioinsumos ou químicos sintéticos também utilizados na lavoura (Harrison *et al.*, 1985; Parra, 2014a; Pinto; Parra, 2002).

A utilização de controle biológico e controle químico concomitantemente esbarra com a capacidade dos produtos disponíveis comercialmente em ocasionar efeitos adversos a esses organismos não-alvos. Desta forma é imprescindível o uso de inseticidas seletivos, cujo objetivo é o menor impacto sobre a atividade dos inimigos naturais e a conservação da sustentabilidade do sistema agrícola, possibilitando assim a associação entre controle biológico e controle químico (Rakes *et al.*, 2021).

O controle químico é um método importante para o controle de pragas, desta forma prioriza-se a escolha por inseticidas seletivos aos demais organismos, principalmente aos inimigos naturais (Castilhos *et al.*, 2014). Com a 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 insetos benéficos do agroecossistema. Considerando o conceito de 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).

Os agrotóxicos apresentam dois tipos de seletividade, a ecológica e a fisiológica (Ripper *et al.*, 1951). A seletividade ecológica refere-se ao manejo do uso dos inseticidas de forma a minimizar a exposição dos inimigos naturais aos produtos químicos, por meio de estratégias como o momento adequado de aplicação, o direcionamento da pulverização e a escolha de formulações menos persistentes no ambiente (Ripper *et al.*, 1951). Já a seletividade fisiológica está relacionada às propriedades intrínsecas do inseticida, que deve apresentar baixa toxicidade aos organismos não alvo, sendo mais prejudicial à praga do que aos inimigos naturais associados ao agroecossistema (Ripper *et al.*, 1951).

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; 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).

É importante que a seletividade não seja avaliada apenas quanto à letalidade, mas que leve em consideração outros efeitos na biologia dos inimigos naturais, assim como também em sua performance de parasitismo. Atualmente, existe no mercado muitos inseticidas que se classificam como seletivos a inimigos naturais, como os análogos do hormônio juvenil, ecdisteroides e inibidores de crescimento, existindo, porém, muitos resultados controversos, especialmente em relação aos efeitos subletais que ocorrem nos inimigos naturais (Foerster, 2002).

Os parâmetros biológicos mais afetados pelos inseticidas em parasitoides de ovos são: fecundidade, fertilidade, razão sexual e a longevidade, além de algumas alterações no comportamento como, por exemplo, prejuízo na capacidade de busca e na mobilidade (Foerster, 2002).

A seletividade de agrotóxicos sobre inimigos naturais tem sido amplamente estudada, especialmente em relação aos parasitoides de ovos que atuam no controle biológico de importantes pragas agrícolas (Carmo *et al.*, 2009; Paiva *et al.*, 2018). Stefanello Júnior *et al.* (2012) avaliaram a seletividade de inseticidas utilizados na cultura do milho sobre adultos de *Tr. pretiosum* e verificaram que os produtos tiametoxam + lambda-cialotrina, lambda-cialotrina e espinosade apresentaram efeitos nocivos ao parasitoide. Souza *et al.* (2014) verificaram que beta-cipermetrina, clorfenapir, clorpirifós e espinosade reduziram

a taxa de emergência, evidenciando efeitos negativos sobre as fases imaturas, esses químicos ao penetrarem no córion do hospedeiro, expõem as larvas a um maior contato com esses compostos, afetando o desenvolvimento do parasitoide na fase larval, bem como ocasiona redução na capacidade de parasitismo de fêmeas de *Tr. pretiosum*. Paiva *et al.* (2018) avaliaram o impacto de inseticidas utilizados na cultura da soja e constataram que apenas teflubenzuron, indoxacarbe e metoxifenoazida não causaram efeitos deletérios às pupas ou adultos de *Tr. pretiosum*. Esses resultados reforçam que, embora alguns produtos apresentem seletividade parcial, a maioria dos inseticidas ainda representa risco considerável à eficiência desse parasitoide.

Alguns trabalhos de seletividade de agrotóxicos foram realizados com o parasitoide de ovos *Te. remus*. Carmo *et al.* (2010), avaliaram os efeitos de vários inseticidas, fungicidas e herbicidas utilizados na cultura da soja sobre as fases imaturas de *Te. remus* e concluíram que bifentrina, clorpirifós, espinosade, gama-cialotrina, clomazona, azoxistrobina, epoxiconazole, epoxiconazole + piraclostrobina, futriafol, tebuconazole e tiofanato metílico causaram efeitos negativos como morte dos adultos e redução na atividade do parasitismo.

Diante do exposto, evidencia-se que a integração entre controle biológico e químico no contexto do Manejo Integrado de Pragas (MIP) depende, fundamentalmente, da adequada seleção e uso de inseticidas que apresentem elevada seletividade aos inimigos naturais, especialmente aos parasitoides de ovos. Nesse sentido, torna-se imprescindível que a avaliação desses produtos vá além dos efeitos letais, incorporando também os impactos subletais sobre parâmetros biológicos e comportamentais, os quais podem comprometer significativamente a eficiência do controle biológico em campo. Ademais, a variabilidade de respostas observadas entre diferentes moléculas e espécies de parasitoides reforça a necessidade de estudos específicos e contínuos, que subsidiem recomendações mais seguras e eficazes. Assim, a adoção de estratégias que conciliem a eficácia no controle de pragas com a conservação dos agentes de controle biológico configura-se como um dos principais desafios e, ao mesmo tempo, um dos pilares para a sustentabilidade dos agroecossistemas modernos.

REFERÊNCIAS

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT: sistema de agrotóxicos fitossanitários. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento,** 2025. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 17 jan. 2026.

ADNAN, S. M. *et al.* Pastoral grasses and legumes as potential host plants for fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) development. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 44, n. 5, p. 2339–2346, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1007/s42690-024-01331-4>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ALMEIDA, R. P. *Trichogramma* and its relationship with Wolbachia: identification of *Trichogramma* species, phylogeny, transfer and costs of Wolbachia symbionts. 2004. **Tese (Doutorado em Entomologia) – Wageningen University, The Netherlands, 2004.** DOI: <https://doi.org/10.18174/121512>. Acesso em: 17 jan. 2026.

AMARAL, F. S. A. *et al.* Geographical distribution of Vip3Aa20 resistance allele frequencies in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Brazil. **Pest Management Science**, [s. l.], v. 76, n. 1, p. 169-178, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.5490>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ANGELO, E. A.; VILAS-BÔAS, G. T.; GÓMEZ, R. J. H. *Bacillus thuringiensis*: características gerais e fermentação. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 31, n. 4, p. 945-958, 2010. DOI: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2010v31n4p945>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ARTUZO, F. D. *et al.* O potencial produtivo brasileiro: uma análise histórica da produção de milho. **Revista em Agronegócio e Meio Ambiente**, v. 12, n. 2, p. 515-540, 2019. DOI: 10.17765/2176-9168.2019v12n2p515-540. DOI: <https://doi.org/10.17765/2176-9168.2019v12n2p515-540>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BOREGAS, K. G. B. *et al.* Estádio de adaptação de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em hospedeiros alternativos. **Bragantia**, v. 72, n. 1, p. 61-70,

2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0006-87052013000100009>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BUENO, A. F. *et al.* Using egg parasitoids to manage caterpillars in soybean and maize: benefits, challenges, and major recommendations. **Insects**, v. 15, n. 11, p. 869, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects15110869>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BUENO, R. C. O. F. *et al.* Biological characteristics and parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) on eggs of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 54, n. 2, p. 322–327, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262010000200016>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BUENO, R. C. O. F. *et al.* Biology and thermal requirements of *Telenomus remus* reared on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* eggs. **Ciência Rural**, v. 38, p. 1–6, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000100001>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BUENO, R. C. O. F. *et al.* *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism on eggs of *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Erebidae) compared with its natural host *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, [s. l.], v. 107, p. 799–808, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1603/AN14002>. Acesso em: 17 jan. 2026.

BURTET, L. M. *et al.* Managing fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), with Bt maize and insecticides in southern Brazil. **Pest Management Science**, v. 73, n. 12, p. 2569-2577, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.4660>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CABI - CAB INTERNATIONAL. **Trichogramma pretiosum**: [Datasheet]. Wallingford: CABI, 2021. Disponível em: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/54771>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CABI. **Community-based fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) monitoring, early warning and management: training of trainers manual**. [S. l.: s. n.], 2019. 112 p.

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. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-010-9269-y>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CARMO, E. L. D. *et al.* 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. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782009005000188>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CARNEIRO, T. R. *et al.* Functional response of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) to *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs: effect of female age. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 54, n. 4, p. 692–696, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262010000400023>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CARVALHO, G. A. *et al.* Seletividade de produtos fitossanitários: uma estratégia viável para a agricultura sustentável. In: **Controle biológico no Brasil com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**. Piracicaba: FEALQ, 2021. p. 592.

CASMUZ, A. *et al.* Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 69, p. 209-231, 2010. Disponível em: https://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0373-56802010000200007. Acesso em: 17 jan. 2026.

CASTILHOS, R. V. *et al.* Seletividade de agrotóxicos utilizados em pessegueiro sobre ovos e pupas do predador *Chrysoperla externa*. **Ciência Rural**, v. 44, n. 11, p. 1921-1928, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20140248>. Acesso em: 17 jan. 2026.

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

CAVE, R. D.; ACOSTA, N. M. *Telenomus remus* Nixon: un parasitoide en el control biológico del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (Smith). **Ceiba**, v. 40, n. 2, p. 215–227, 1999.

CHANDRASENA, D. I. *et al.* Characterization of field-evolved resistance to *Bacillus thuringiensis*-derived Cry1F δ -endotoxin in *Spodoptera frugiperda* populations from

Argentina. **Pest Management Science**, v. 74, n. 3, p. 746-754, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.4776>. Acesso em: 17 jan. 2026.

COCK, M. J. W.; BENNETT, F. D. **A review of biological control of pests in the Commonwealth Caribbean and Bermuda up to 1982**. Published on behalf of CIBC by the Commonwealth Agricultural Bureaux, 1985.

COLAZZA, S. *et al.* Host searching by egg parasitoids: exploration of host chemical cues. In: CONTI, E. (ed.). **Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on Trichogramma**. [S. l.]: Springer, 2010. p. 97-147.

COLMENAREZ, Y. C. *et al.* The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major benefits. **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 3, n. 1, p. 1–13, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1186/s43170-021-00071-6>. Acesso em: 17 jan. 2026.

COLUSSI, J. *et al.* Brazil expected to expand soybean acreage and reduce corn acreage. **farmdoc daily**, Urbana-Champaign: Department of Agricultural and Consumer Economics, University of Illinois, v. 13, n. 190, 2023. Disponível em: <https://farmdocdaily.illinois.edu/2023/10/brazil-expected-to-expand-soybean-acreage-and-reduce-corn-acreage.html>. Acesso em: 17 jan. 2026.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO (CONAB). **Crops Time Series: Soybean and Corn Production**. Brasília, DF: CONAB, 2025. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/serie-historica-das-safras>. Acesso em: 25 fev. 2026.

COSTA, M. A. *et al.* Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ecotoxicology**, v. 23, n. 1, p. 1399–1408, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10646-014-1282-y>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CRUZ, I. **A lagarta-do-cartucho na cultura do milho**. Sete Lagoas: EMBRAPA, Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo, 1995. 45 p.

CRUZ, I. *et al.* Using sex pheromone traps in the decision-making process for pesticide application against fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) (Smith) (Lepidoptera:

Noctuidae) larvae in maize. **Pest Management Science**, v. 58, p. 83-90, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1080/09670874.2012.655702>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CRUZ, I. Manejo de lepidópteros-praga. In: CRUZ, I. **Embrapa Milho e Sorgo**. Sete Lagoas: Embrapa, 2014. 9 p.

CRUZ, I.; MONTEIRO, M. A. R. **Controle biológico da lagarta do cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda*, utilizando o parasitoide *Trichogramma pretiosum***. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2004. 4 p. (Comunicado Técnico, 98).

CRUZ, I.; VIANA, P. A.; WAQUIL, J. M. **Milho: Pragas da Fase Vegetativa e Reprodutiva**. In: AGEITEC: Agência Embrapa de Informação Tecnológica, 2021. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/milho/producao/pragas-e-doencas/pragas/pragas-da-fase-vegetativa-e-reprodutiva>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CUNHA, B. A. *et al.* Influência da época de semeadura na severidade de doenças foliares e na produtividade do milho safrinha. **Summa Phytopathologica**, v. 45, n. 4, p. 424-427, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1590/0100-5405/188038>. Acesso em: 17 jan. 2026.

DAY, R. *et al.* Fall armyworm: Impacts and implications for Africa. **Outlooks on Pest Management**, [s. l.], v. 28, n. 5, p. 196–201, 2017. DOI: https://doi.org/10.1564/v28_oct_02. Acesso em: 17 jan. 2026.

DEQUECH, S. T. B. *et al.* Population fluctuation of *Spodoptera frugiperda* eggs and natural parasitism by *Trichogramma* in maize. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 35, n. 3, p. 295-300, 2013. DOI: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v35i3.16769>. Acesso em: 17 jan. 2026.

DONG, H. *et al.* Morphological defense of the egg mass of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) affects parasitic capacity and alters behaviors of egg parasitoid wasps. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 24, n. 3, p. 671-678, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2021.05.015>. Acesso em: 17 jan. 2026.

EBRAHIMI, V. *et al.* Using parthenogenesis inducing *Wolbachia* for the selection of optimal lines of the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* for use in biocontrol.

Entomologia Experimentalis et Applicata, v. 167, n. 3, p. 241-251, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1111/eea.12755>. Acesso em: 17 jan. 2026.

EPPO. *Spodoptera frugiperda* (LAPHFR): distribution. [S. l.]: EPPO Global Database, 2020. Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/LAPHFR/distribution>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FAO. **The Global Action for Fall Armyworm Control**: Action framework 2020–2022. Working together to tame the global threat. Roma: FAO, 2020.

FARIAS, J. R. *et al.* Frequency of Cry1F resistance alleles in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Pest Management Science**, [s. l.], v. 72, n. 12, p. 2295-2302, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.4274>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FAVETTI, B. M. **Bioecologia de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e o seu papel no manejo de lepidópteros-praga na cultura da soja**. 2017. Tese (Doutorado em Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Jaboticabal, 2017.

FERNANDES, F. O. *et al.* **Desempenho de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) em milho expressando as proteínas Cry1A.105/Cry2Ab2 no ambiente de terras baixas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2018. 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 287).

FERRER, W. F. Biological control of agricultural pests in Venezuela: Historical achievements of Servicio Biológico (SERVBIO). **Revista de Ciencias Ambientales**, v. 55, p. 327–344, 2021. DOI: <http://dx.doi.org/10.15359/rca.55-1.16>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FLOATER, J. G. Tuft scales and egg protection in *Ochrogaster lunifer* Herrich-Schäffer (Lepidoptera: Thaumetopoeidae). **Australian Journal of Entomology**, [s. l.], v. 37, n. 1, p. 34–39, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1440-6055.1998.tb01540.x>. Acesso em: 17 jan. 2026.

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

FORTES, A. R. *et al.* Biology and quality assessment of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) and *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in eggs of *Spodoptera* spp. for augmentative biological control programs. **Journal of Insect Science**, [s. l.], v. 23, n. 5, p. 5, set. 2023. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iead044>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FATOUROS, N. E. *et al.* Oviposition-induced plant cues: do they arrest *Trichogramma* wasps during host location? **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 115, p. 207–215, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00245.x>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FATOUROS, N. E. *et al.* Foraging behavior of egg parasitoids exploiting chemical information. **Behavioral Ecology**, v. 19, p. 677–689, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1093/beheco/arn011>. Acesso em: 17 jan. 2026.

FUKUDA, T. *et al.* Parasitism, development and adult longevity of the egg parasitoid *Telenomus nawai* (Hymenoptera: Scelionidae) on the eggs of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae). **Bulletin of Entomological Research**, [s. l.], v. 97, n. 2, p. 185–190, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1017/s0007485307004841>. Acesso em: 17 jan. 2026.

GALLO, D. *et al.* **Manual de Entomologia Agrícola**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2002. 531 p.

GE, S. *et al.* Potential trade-offs between reproduction and migratory flight in *Spodoptera frugiperda*. **Journal of Insect Physiology**, v. 132, p. 104248, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2021.104248>. Acesso em: 17 jan. 2026.

GERLING, D. The development biology of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae). **Bulletin of Entomological Research**, Farnham Royal, v. 61, p. 385–388, 1972.

GLADENUCCI, J. *et al.* 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. DOI: <https://doi.org/10.9734/jeai/2020/v42i930594>. Acesso em: 17 jan. 2026.

GOERGEN, G. *et al.* First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. **PLoS ONE**, v. 11, p. 1-9, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0165632>. Acesso em: 17 jan. 2026.

GONZALEZ-CABRERA, J. *et al.* Biological and population parameters of *Telenomus remus* and *Trichogramma atopovirilia* as biological control agents for *Spodoptera frugiperda*. **Crop Protection**, v. 188, p. 106995, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2024.106995>. Acesso em: 17 jan. 2026.

GOULART, R. M. Criação de *Trichogramma* spp. In: DE BORTOLI, S. A. (ed.). **Criação de insetos: da base à biofábrica**. Jaboticabal: FCAV, 2009. v. 2, p. 127-134.

GUO, J. F. *et al.* Potential invasion of the cropdevastating insect pest fall armyworm *Spodoptera frugiperda* to China. **Plant Protection**, v. 44, p. 1–10, 2018.

GUTIÉRREZ-MORENO, R. *et al.* Field-evolved resistance of the fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) to synthetic insecticides in Puerto Rico and Mexico. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, p. 792-802, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/toy372>. Acesso em: 17 jan. 2026.

HARRISON, W. W.; KING, E. G.; OUZTS, J. D. Development of *Trichogramma exiguum* and *Tr. pretiosum* at five temperature regimes. **Environmental Entomology**, [s. l.], v. 14, n. 1, p. 118-121, 1985. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/14.2.118>. Acesso em: 17 jan. 2026.

HE, L. *et al.* Ovipositional responses of *Spodoptera frugiperda* on host plants provide a basis for using Bt-transgenic maize as trap crop in China. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 20, n. 3, p. 804-814, 2021. DOI: [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63334-2](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63334-2). Acesso em: 17 jan. 2026.

HERNÁNDEZ, D.; FERRER, F.; LINARES, B. Introducción de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) para controlar *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) en Yaritagua Venezuela. **Agronomía Tropical**, v. 39, p. 45–61, 1989.

HORIKOSHI, R. J. *et al.* A new generation of Bt maize for control of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*). **Pest Management Science**, v. 77, p. 3227–3736, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.6334>. Acesso em: 17 jan. 2026.

HOU, Y. Y. *et al.* *Spodoptera frugiperda* egg mass scale thickness modulates *Trichogramma* parasitoid performance. **Entomologia Generalis**, v. 42, n. 4, p. 589–596, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1443>. Acesso em: 17 jan. 2026.

HRUSKA, A. J. Fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) management by smallholders. **CAB Reviews**, v. 14, p. 1-11, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1079/PAVSNNR201914043>. Acesso em: 17 jan. 2026.

HUANG, F. Resistance of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, to transgenic *Bacillus thuringiensis* Cry1F corn in the Americas: lessons and implications for Bt corn IRM in China. **Insect Science**, v. 28, n. 3, p. 574–589, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12826>. Acesso em: 17 jan. 2026.

JORGE, D. M.; SILVA, F. A.; SOUZA, I. M. M. Regulamentação da pesquisa e do registro de produtos de controle biológico. In: FONTES, E. M. G.; VALADARES-INGLIS, M. C. (org.). **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2020. p. 453–479.

KALYEBI, A. *et al.* Functional response of six indigenous trichogrammatid egg parasitoids (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in Kenya: influence of temperature and relative humidity. **Biological Control**, v. 32, n. 1, p. 164-171, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.09.006>. Acesso em: 17 jan. 2026.

KENIS, M. *et al.* Invasiveness, biology, ecology, and management of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Entomologia Generalis**, v. 43, n. 2, p. 187–241, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1659>. Acesso em: 17 jan. 2026.

KNIPLING, E. F. Regional management of the fall armyworm – a realistic approach? **Florida Entomologist**, v. 63, n. 4, p. 468-480, 1980. DOI: <https://doi.org/10.2307/3494531>. Acesso em: 17 jan. 2026.

LACERDA, L. F. *et al.* Biological basis for adoption of an isoline of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) for an augmentative biological-control program for

Spodoptera frugiperda (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Insect Science**, [s. l.], v. 23, n. 5, art. 6, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iead045>. Acesso em: 17 jan. 2026.

LI, T. H. *et al.* Current status of the biological control of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* by egg parasitoids. **Journal of Pest Science**, p. 1-19, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-023-01639-z>. Acesso em: 17 jan. 2026.

LINDSEY, A. R. *et al.* Comparative genomics of the miniature wasp and pest control agent *Trichogramma pretiosum*. **BMC Biology**, v. 16, n. 1, p. 54, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1186/s12915-018-0520-9>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MANZONI, C. *et al.* 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. DOI: <https://doi.org/10.14295/BA.v2.0.50>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MARTINS, A. L.; ZAMPIERON, S. L. M.; CRUZ, I. Eficiência *Trichogramma galloi* no combate à *Diatraea saccharalis* na cana-de-açúcar em Passo -MG- Brasil. **Revista Verde**, v. 6, n. 4, p. 190–195, 2011.

MODAFFERI, A. *et al.* Ecological costs of botanical nano-insecticides. **Current Opinion in Environmental Science & Health**, v. 42, p. 100579, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.coesh.2024.100579>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MONNERAT, R. *et al.* Evidence of field-evolved resistance of *Spodoptera frugiperda* to Bt corn expressing Cry1F in Brazil that is still sensitive to modified Bt toxins. **PLoS ONE**, [s. l.], v. 10, n. 4, p. e0119544, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0119544>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MONTEZANO, D. G. *et al.* Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. **African Entomology**, v. 26, n. 2, p. 286-300, 2018. DOI: 10.4001/003.026.0286. Disponível em: <https://doi.org/10.4001/003.026.0286>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MORALES, J. *et al.* Patrón de emergencia, longevidad, parasitismo y proporción sexual de *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) com relación al cogollero del maíz. **Bioagro**, v. 12, n. 2, p. 47–54, 2000.

MOREIRA, M. D. *et al.* Parasitism and superparasitism of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Sitotroga cerealella* (Oliver) (Lepidoptera: Gelechiidae) eggs. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 2, p. 237-242, 2009. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2009000200011>. Acesso em: 17 jan. 2026.

MOSCARDINI, V. F. *et al.* Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, v. 24, n. 1, p. 1152-1161, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10646-015-1462-4>. Acesso em: 17 jan. 2026.

NARANZO-GUEVARA, N. *et al.* Long-term mass rearing impacts performance of the egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Journal of Entomological Science**, v. 55, n. 1, 2020. DOI: <https://doi.org/10.18474/0749-8004-55.1.69>. Acesso em: 17 jan. 2026.

NAVIK, O. *et al.* Damage, distribution and natural enemies of invasive fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (JE smith) under rainfed maize in Karnataka, India. **Crop Protection**, v. 143, p. 105536, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2021.105536>. Acesso em: 17 jan. 2026.

NIXON, G. E. J. Some Asiatic *Telenominae* (Hymenoptera: Proctotrupoidea). **Department of Entomology British Museum (Natural History)**, p. 444-475, 1937.

NÖRNBERG, S. D. *et al.* 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, C. M. *et al.* Crop losses and the economic impact of insect pests on Brazilian agriculture. **Crop Protection**, v. 56, p. 50-54, 2014. DOI: 10.1016/j.cropro.2013.10.022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.10.022>. Acesso em: 17 jan. 2026.

OLIVEIRA, R. C. M. *et al.* Natural parasitism of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) eggs on tomato (Solanales: Solanaceae) in the Northeast region, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 80, p. 474-475, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.206676>. Acesso em: 17 jan. 2026.

OMOTO, C. *et al.* Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. **Pest Management Science**, [s. l.], v. 72, n. 9, p. 1727–1736, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.4201>. Acesso em: 17 jan. 2026.

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

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. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10646-018-1909-5>. Acesso em: 17 jan. 2026.

PAREDES-SÁNCHEZ, F. A. *et al.* Advances in control strategies against *Spodoptera frugiperda*. A review. **Molecules**, v. 26, n. 18, p. 5587, 2021. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules26185587>. Acesso em: 17 jan. 2026.

PARRA, J. R. P. Biological Control in Brazil: An overview. **Scientia Agricola**, v. 71, n. 5, p. 345-355, 2014a. DOI: <https://doi.org/10.1590/0103-9016-2014-0167> Acesso em: 17 jan. 2026.

PARRA, J. R. P. Controle Biológico na Agricultura Brasileira. **Entomological Communications**, [s. l.], v. 1, art. ec01002, 2019. DOI: <https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec01002>. Acesso em: 17 jan. 2026.

PARRA, J. R. P. *et al.* (eds.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. Manole, 2002. p. 1-16.

PARRA, J. R. P. *et al.* **Controle biológico com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**. FEALQ, 2021. 592 p.

PARRA, J. R. P. *et al.* **Criação de *Anagasta kuehniella* em pequena escala, para produção de *Trichogramma***. Occasio, 2014b. 34 p.

PARRA, J. R. P.; COELHO JUNIOR, A. Applied Biological Control in Brazil: From Laboratory Assays to Field Application. **Journal of Insect Science**, v. 19, p. 1–6, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iey112>. Acesso em: 17 jan. 2026.

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

PEREIRA FILHO, I. A.; BORGHI, E. **Cultivares de milho para safra 2022/2023**. Embrapa Milho e Sorgo, 2022. 24 p. (Documentos / Embrapa Milho e Sorgo, 272). Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1150188>. Acesso em: 17 jan. 2026.

PICHO, H. G. Biologia de *Telenomus remus* Nixon (Hym: Scelionidae). **Revista Peruana de Entomologia**, Lima, v. 30, p. 29–32, 1988.

PINTO, A. S.; PARRA, J. R. P. Liberações de inimigos naturais. In: PARRA, J. R. P. *et al.* (ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 325-342.

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

POMARI, A. F. *et al.* 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. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782013005000013>. Acesso em: 17 jan. 2026.

POMARI-FERNANDES, A. *et al.* Size and flight ability of *Telenomus remus* parasitoids reared on eggs of the factitious host *Corcyra cephalonica*. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 60, n. 2, p. 177–181, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2016.02.004>. Acesso em: 17 jan. 2026.

PRATISSOLI, D. *et al.* Estimativa de *Trichogramma pretiosum* para o controle de *Tuta absoluta* em tomateiro estaqueado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 40, p. 715-718, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2005000700013>. Acesso em: 17 jan. 2026.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. Annotated checklist and illustrated key to the species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from South America.

Zootaxa, v. 4656, n. 2, p. 201-231, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4656.2.1>. Acesso em: 17 jan. 2026.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Embrapa, 2012.

RAKES, M. *et al.* Pesticide selectivity to the parasitoid *Trichogramma pretiosum*: A pattern 10-year database and its implications for Integrated Pest Management. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 208, n. 1, p. 111504, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.111504>. Acesso em: 17 jan. 2026.

REHMAN, F. U. *et al.* Seed-borne fungal diseases of maize (*Zea mays* L.): A review. **Agriunla: Jurnal Agroteknologi Dan Perkebunan**, v. 4, n. 1, p. 43–60, 2021. DOI: <https://doi.org/10.36490/agri.v4i1.123>. Acesso em: 17 jan. 2026.

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. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/44.4.448>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ROCHA, L. *et al.* Effects of egg age of *Spartocera dentiventris* (Berg) (Hemiptera: Coreidae) on parasitism by *Gryon gallardoii* (Brethes) (Hymenoptera: Scelionidae). **Biological Control**, v. 35, n. 5, p. 654-659, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2006000500013>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ROJAS, L.; GARCÍA-ROA, F. Comportamiento parasítica de *Telenomus* sp. em *Spodoptera frugiperda*. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 21, p. 191–197, 1995.

SCHÄFER, L.; HERZ, A. Suitability of European *Trichogramma* species as biocontrol agents against the tomato leaf miner *Tuta absoluta*. **Insects**, [s. l.], v. 11, n. 6, art. 357, 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects11060357>. Acesso em: 17 jan. 2026.

SILVA PINHEIRO, L. *et al.* Análise de trilha dos atributos físicos de milho (*Zea mays* L.) em sistema de cultivo convencional. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 1, p. e8010110832, 2021. DOI: <https://doi.org/10.33448/rsd-v10i1.10832>. Acesso em: 17 jan. 2026.

SILVA, C. S. B. da. **Bioecologia de *Spodoptera frugiperda* e de seus parasitoides de ovos *Telenomus remus*, *Trichogramma atopovirilia* e *Tr. pretiosum***. 2011. 126 p. Tese (Doutorado em Ciência) - Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2011.

SILVA, D. M. *et al.* Biology and nutrition of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) fed on different food sources. **Scientia Agricola**, v. 74, n. 1, p. 18-31, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1590/1678-992X-2015-0160>. Acesso em: 17 jan. 2026.

SMITH, S. M.; HUBBES, M.; CARROW, J. R. Factors affecting inundative releases of *Trichogramma* Ril. against the spruce budworm. **Journal of Applied Entomology**, [s. l.], v. 101, p. 29-39, 1986. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1986.tb00830.x>. Acesso em: 17 jan. 2026.

SOUZA, A. E. *et al.* Forecasting Corn Storage Capacity in Santos Port Terminal in Brazil. **Revista Cubana de Ingeniería**, v. 12, n. 3, p. e286, 2021.

SOUZA, J. R. *et al.* 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. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-58392014000200016>. Acesso em: 17 jan. 2026.

STEFANELLO JÚNIOR, G. J. *et al.* 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. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782012000100004>. Acesso em: 17 jan. 2026.

STORER, N. P. *et al.* Discovery and characterization of field resistance to Bt maize: *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Puerto Rico. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, n. 4, p. 1031-1038, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1603/EC10040>. Acesso em: 17 jan. 2026.

SUTIL, W. P. **Potencial de bioinsumos para controle de lepidópteros-praga na cultura do milho**. 2025. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas – Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2025.

TANG, J. *et al.* Investigation and preliminary study of biological characteristic of parasitic wasps of *Spodoptera frugiperda* in Hainan. **Chinese Journal of Tropical Crops**, v. 41, p. 1189–1195, 2020. DOI: <https://10.3969/j.issn.1000-2561.2020.06.017>. Acesso em: 17 jan. 2026.

TEIXEIRA, F. F.; TRINDADE, R. S. Recursos genéticos de milho: Importância e uso no melhoramento. **Revista Ifesciência**, v. 7, p. 1–22, 2021. DOI: <https://doi.org/10.36524/ric.v7i3.1488>. Acesso em: 17 jan. 2026.

TOEPFER, S. *et al.* Streamlining leaf damage rating scales for the fall armyworm on maize. **Journal of Pest Science**, v. 94, n. 4, p. 1075-1089, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01359-2>. Acesso em: 17 jan. 2026.

TOGOLA, A. *et al.* Fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa: Insights into biology, ecology and impact on staple crops, food systems and management approaches. **Frontiers in Agronomy**, v. 7, p. 1538198, 2025. DOI: <https://doi.org/10.3389/fagro.2025.1538198>. Acesso em: 17 jan. 2026.

TORRES, J. B.; BUENO, A. D. F. Conservation biological control using selective insecticides—a valuable tool for IPM. **Biological Control**, v. 126, p. 53-64, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.07.012> Acesso em: 17 jan. 2026.

USDA. **Brazil**: Grain and Feed Update. [S. l.]: USDA, 2025. Disponível em: https://apps.fas.usda.gov/newgainapi/api/Report/DownloadReportByFileName?fileName=Grain%20and%20Feed%20Update_Brasilia_Brazil_BR2024-0038.pdf. Acesso em: 25 fev. 2026.

VAN DEN BERG, J.; DU PLESSIS, H. Chemical control and insecticide resistance in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 6, p. 1761-1771, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/toac108>. Acesso em: 17 jan. 2026.

VAN LENTEREN, J. C. **Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures**. CABI Publishing, 2003. 327 p.

VARELLA, A. C. *et al.* Mortality dynamics of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) immatures in maize. **PLoS ONE**, [s. l.], v. 10, n. 6, p. 1–12, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0130437>. Acesso em: 17 jan. 2026.

VIEIRA, R. A. *et al.* Global corn area from 1960 to 2030: patterns, trends and implications. **The Journal of Agricultural Science**, v. 163, n. 3, p. 295–306, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1017/S002185962500019X>. Acesso em: 25 fev. 2026.

WENGRAT, A. P. G. S. *et al.* Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus* (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. in Brazil. **Scientific Reports**, v. 11, p. 14110, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>. Acesso em: 17 jan. 2026.

WU, P. *et al.* Potential economic impact of invasive fall armyworm on mainly affected crops in China. **Journal of Pest Science**, v. 94, n. 4, p. 1065–1073, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01336-9>. Acesso em: 17 jan. 2026.

WYCKHUYS, K. A. G. *et al.* Global scientific progress and shortfalls in biological control of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. **Biological Control**, v. 191, p. 105460, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2024.105460>. Acesso em: 17 jan. 2026.

YANG, F. *et al.* First documentation of major Vip3Aa resistance alleles in field populations of *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) in Texas, USA. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-020-62748-8>. Acesso em: 17 jan. 2026.

YANG, F. *et al.* Performance and cross-crop resistance of Cry1F-maize selected *Spodoptera frugiperda* on transgenic Bt cotton: Implications for resistance management. **Scientific Reports**, v. 6, p. 1-7, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1038/srep28059>. Acesso em: 17 jan. 2026.

YANG, F. *et al.* Susceptibility of Cry1F-maize resistant, heterozygous, and susceptible *Spodoptera frugiperda* to Bt proteins used in the transgenic cotton. **Crop Protection**, v. 98, p. 128-135, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.03.023>. Acesso em: 17 jan. 2026.

YANG, F.; WANG, Z.; KERNS, D. L. Resistance of *Spodoptera frugiperda* to Cry1, Cry2, and Vip3Aa Proteins in Bt Corn and Cotton in the Americas: Implications for the Rest of the World. **Journal of Economic Entomology**, v. 115, p. 1752–1760, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/toac099>. Acesso em: 17 jan. 2026.

YANG, L. *et al.* Performance of three *Trichogramma* species as biocontrol agents on *Spodoptera frugiperda* eggs. **Journal of Applied Entomology**, v. 146, n. 8, p. 1019–1027, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1111/jen.13042>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ZANG, L.-S. *et al.* Biological control with *Trichogramma* in China: History, present status, and perspectives. **Annual Review of Entomology**, v. 66, n. 1, p. 463–484, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-060120-091620>. Acesso em: 17 jan. 2026.

ZUCCHI, R. A. New species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with sugar cane borer *D. saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Pyralidae) in Brazil. **Les Colloques de l'INRA**, Paris, v. 43, p. 133-140, 1988.

CAPÍTULO I

OCORRÊNCIA E DESEMPENHO BIOLÓGICO DE PARASITOIDES DE OVOS ASSOCIADOS A *Spodoptera frugiperda* EM MILHO NO CERRADO BRASILEIRO

1 **CAPÍTULO 1. OCORRÊNCIA E DESEMPENHO BIOLÓGICO DE**
2 **PARASITOIDES DE OVOS ASSOCIADOS A *Spodoptera frugiperda* EM MILHO**
3 **NO CERRADO BRASILEIRO**

4 **Autores:** Gabriel Barros da Conceição¹, Solange Maria de França¹
5 Programa de Pós Graduação em Ciências Agrárias - PPGCIAG, Universidade Estadual do Maranhão,
6 Balsas, MA, Brasil;
7

8 **Resumo**

9 A lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda*, é a principal praga do milho no Brasil,
10 causando perdas significativas e intensificando o uso de inseticidas. Este estudo teve
11 como objetivo registrar e identificar parasitoides de ovos associados a *S. frugiperda* no
12 Cerrado Maranhense e avaliar seu desempenho biológico em condições laboratoriais.
13 Massas de ovos foram coletadas em lavouras comerciais de milho nas safras 2023/2024
14 e 2024/2025. A identificação dos parasitoides foi realizada por meio de análises
15 morfológicas e moleculares. Em laboratório, avaliaram-se taxa de parasitismo,
16 emergência, duração do desenvolvimento e razão sexual em diferentes densidades e
17 idades de ovos. Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas
18 a 5% de probabilidade. Foram registradas duas espécies de parasitoides, *Telenomus remus*
19 e *Trichogramma pretiosum*. *Telenomus remus* apresentou maiores taxas de parasitismo e
20 emergência em comparação a *Tr. pretiosum*. Os resultados indicam que *Te. remus* e *Tr.*
21 *pretiosum* apresentam alto potencial para programas de controle biológico de *S.*
22 *frugiperda* no Cerrado Maranhense.

23 **Palavras-chave:** Microhimenópteros; *Telenomus remus*; *Trichogramma pretiosum*;
24 Lagarta-do-cartucho; Controle biológico.
25

26 **Abstract**

27 The fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, is the main maize pest in Brazil, causing
28 significant yield losses and intensifying insecticide use. This study aimed to survey and
29 identify egg parasitoids associated with *S. frugiperda* in the Maranhão Cerrado and to
30 evaluate their biological performance under laboratory conditions. Egg masses were
31 collected from commercial maize fields during the 2023/2024 and 2024/2025 growing
32 seasons. Parasitoids were identified through morphological and molecular analyses.
33 Laboratory assays were conducted parasitism rate, emergence, development time, and sex
34 ratio were evaluated at different egg densities and ages. Data were subjected to analysis
35 of variance, and means were compared at the 5% probability level. Two parasitoid species

36 were recorded, *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum*. *Te. remus* showed higher
37 parasitism and emergence rates compared to *Tr. pretiosum*. The results indicate that both
38 *Te. remus* and *Tr. pretiosum* have high potential for biological control programs targeting
39 *S. frugiperda* in the Maranhão Cerrado.

40 **Keywords:** Microhimenópteros; *Telenomus remus*; *Trichogramma pretiosum*; fall
41 armyworm; biological control.

42

43 1. INTRODUÇÃO

44 A lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera:
45 Noctuidae), é uma importante praga agrícola originária da América que ataca mais de 350
46 plantas hospedeiras, incluindo o milho (Kenis *et al.*, 2023). *Spodoptera frugiperda*
47 representa uma das pragas mais destrutivas para os cultivos, exigindo alto investimento
48 para seu controle (Cunha; Okura, 2018; Szydlowski *et al.*, 2023). No Brasil, estima-se que
49 os prejuízos anuais podem ultrapassar 400 milhões, com 60% na redução de
50 produtividade (Szydlowski *et al.*, 2023).

51 O controle químico e o uso de plantas transgênicas que expressam proteínas
52 inseticidas de *Bacillus thuringiensis* (Bt) ainda constituem os métodos predominantes
53 para o manejo de *S. frugiperda*. No entanto, características biológicas como o ciclo de
54 vida curto, elevado potencial reprodutivo e a intensa pressão de seleção ocasionada pelo
55 uso contínuo dessas táticas, têm favorecido a rápida evolução da resistência, revelando
56 taxas de sobrevivência elevadas e ausência de custos adaptativos significativos, o que
57 torna a resistência estável em múltiplas gerações (Orozco-Restrepo *et al.*, 2024; Silva *et*
58 *al.*, 2025). Esse cenário evidencia as falhas no manejo baseado exclusivamente no uso de
59 Bt e agrotóxicos, reforçando a necessidade de adoção de estratégias integradas que
60 contemplem o controle biológico.

61 O controle biológico associado às plantas Bt vem se destacando no controle de
62 *Spodoptera* spp., em que os inseticidas químicos podem ser aplicados com menos
63 frequência (Wengrat *et al.*, 2021); exercendo uma estratégia de manejo de insetos-praga,
64 sustentável e favorável ao meio ambiente (Colmenarez *et al.*, 2022; Oliveira *et al.*, 2017),
65 que contribui para manter as populações da praga em baixo nível e auxilia no manejo da
66 resistência (Silva *et al.*, 2020). Nesse contexto, os parasitoides de ovos têm se mostrado
67 um dos grupos mais importantes, devido à sua eficiência em eliminar a praga antes de
68 causar dano à cultura (Parra; Coelho Junior, 2019).

69 A utilização de inimigos naturais em programa de controle biológico exige o
70 conhecimento das linhagens e/ou espécies a serem empregadas, da sua capacidade de
71 adaptação à cultura e/ou ao hospedeiro a ser controlado (Hassan, 1997; Parra, 1997), da
72 densidade e idade do hospedeiro e das condições ambientais (Hassan, 1997). Com isso, é
73 fundamental conhecer como o inimigo natural responderá às diferentes densidades e à
74 idade do hospedeiro, que permitirá observar o seu potencial, a fim de estabelecer uma boa
75 distribuição no campo.

76 Em alguns países, existem relatos de mais de 18 espécies de parasitoides de ovos
77 de *S. frugiperda*, destacando-se os microhimenópteros das famílias Scelionidae e
78 Trichogrammatidae (Li *et al.*, 2023). Das quais, algumas espécies foram encontradas no
79 Brasil, como *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) (Kenis *et al.*,
80 2023; Laminou *et al.*, 2020; Wengrat *et al.*, 2021) e algumas espécies de *Trichogramma*
81 (*Trichogrammatidae*), incluindo *Tr. pretiosum* (Riley, 1879) (Navik *et al.*, 2023), *Tr.*
82 *atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Jaraleño-Teniente *et al.*, 2020), *Tr. rojasi* Nagaraja
83 & Nagarkatti, 1973 (Camera *et al.*, 2010) e *Tr. foersteri* Takahashi, 2021 (Sampaio *et al.*,
84 2024).

85 Entre esses parasitoides, *Tr. pretiosum* e *Te. remus* são os mais utilizados no
86 controle biológico de *S. frugiperda* na Venezuela, Colômbia e Brasil (Colmenarez *et al.*,
87 2022; Kenis *et al.*, 2023). *Telenomus remus* foi introduzido três vezes no Brasil, como
88 agente de controle biológico clássico de *S. frugiperda*, sendo a primeira importação
89 realizada há mais de 35 anos, e recentemente foi descrito ocorrendo naturalmente em
90 posturas dessa praga no país, no qual encontra-se estabelecido (Wengrat *et al.*, 2021). O
91 gênero *Trichogramma* spp. tem sido amplamente utilizados no controle biológico de
92 lepidópteros-praga no Brasil e em diversos outros países (Parra; Coelho Junior, 2021).
93 Atualmente, são conhecidas 30 espécies de *Trichogramma* no território brasileiro,
94 representando o maior número de espécies nativas já registrado em um país da América
95 do Sul (Zucchi; Querino, 2024). Essas espécies apresentam elevada capacidade de
96 adaptação às condições climáticas e às características dos diferentes habitats, o que torna
97 essencial o conhecimento das espécies de *Trichogramma* existentes em cada
98 agroecossistema, bem como de seus hospedeiros e das plantas associadas (Querino *et al.*
99 2016).

100 No entanto, *Te. remus* apresenta grande importância devido à especialidade por
101 hospedeiros da família Noctuidae, principalmente os do gênero *Spodoptera*, e por
102 desempenhar elevado potencial de parasitismo em ovos de *S. frugiperda*, sendo capaz de

103 parasitar todas as camadas da massa de ovos, alcançando até mesmo as camadas inferiores
104 (Cave, 2000; Carneiro; Fernandes, 2012). O que vem a ser uma vantagem bastante
105 promissora, não encontrada em outros parasitoides, como os do gênero *Trichogramma*,
106 onde parasitam apenas ovos expostos da postura (Cave, 2000; Dong *et al.*, 2021).

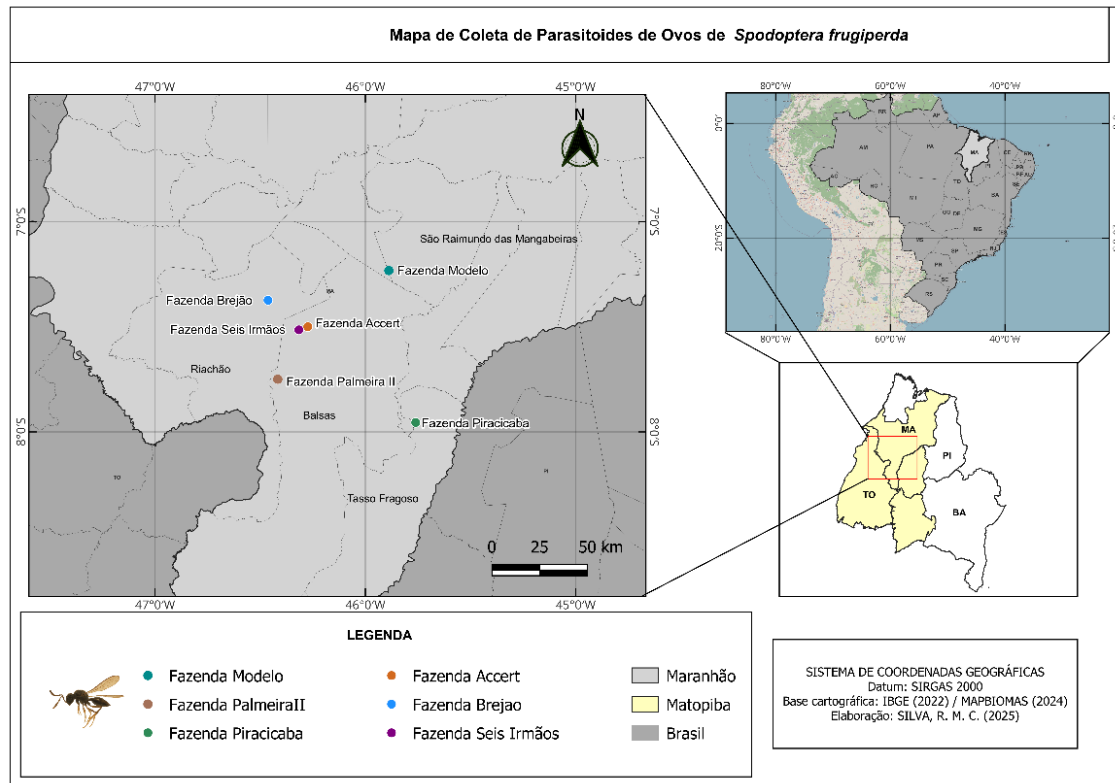
107 Assim, é importante conhecer a diversidade de parasitoides de ovos de *S.*
108 *frugiperda* presentes no Brasil, bem como as características biológicas e genéticas das
109 espécies com potencial para controle biológico, visando otimizar seu uso em programas
110 de manejo integrado. Nesse contexto, o presente estudo teve como objetivo avaliar a
111 ocorrência de parasitoides de ovos de *S. frugiperda* em cultivos de milho no Cerrado
112 Maranhense, bem como analisar, em laboratório, parâmetros biológicos desses
113 parasitoides sob diferentes densidades e idades de ovos do hospedeiro, incluindo
114 porcentagem de parasitismo, porcentagem de emergência, razão sexual e longevidade.

115 2. MATERIAL E MÉTODOS

116 2.1 Coleta de ovos e obtenção dos parasitoides

117 Foram realizadas coletas quinzenais de massas de ovos de *S. frugiperda* em seis
118 plantios comerciais de milho localizados no Cerrado Maranhense, distribuídos nas
119 seguintes fazendas: Fazenda Brejão (7,6°S; 46,7°W), Fazenda Seis Irmãos (7,7°S;
120 46,6°W), Fazenda Palmeira II (7,8°S; 46,4°W), Fazenda Accert (7,5°S; 46,5°W), Fazenda
121 Modelo (7,4°S; 46,4°W) e Fazenda Piracicaba (7,9°S; 46,1°W) (**Figura 1**). Na safra
122 2023/2024, as coletas foram realizadas em quatro fazendas (Seis Irmãos, Accert, Brejão
123 e Piracicaba), totalizando 8 coletas, enquanto na safra 2024/2025 foram realizadas em
124 duas fazendas (Seis Irmãos e Modelo), com 26 coletas, com um total de 34 coletas. As
125 massas de ovos foram obtidas por busca manual, seguindo os padrões descritos na
126 literatura para localização das posturas, principalmente na face abaxial das folhas e
127 próximas às bainhas das espigas. Após a coleta, as massas foram acondicionadas
128 separadamente em recipientes plásticos de 250 ml, transportadas em caixas de isopor com
129 gelo e levadas ao Laboratório de Entomologia do Campus Balsas – UEMA. No
130 laboratório essas massas foram transferidas para tubos de vidro (7,5 cm de comprimento
131 × 1 cm de diâmetro), identificadas quanto ao local de coleta e mantidas em BOD sob
132 condições controladas de temperatura (25 ± 2 °C), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e
133 fotoperíodo (12:12 h, claro/escuro), sendo observadas diariamente até a emergência das
134 larvas de *S. frugiperda* ou dos parasitoides. O parasitismo natural foi registrado ao final
135 do período. Os indivíduos coletados foram mantidos em laboratório em ovos do

136 hospedeiro natural para multiplicação da criação e avaliação de parâmetros biológicos.
137 após a multiplicação, indivíduos das primeiras gerações foram parcialmente mortos e
138 preservados em etanol absoluto após 24 horas, sendo posteriormente enviados para
139 especialistas para identificação morfológica e molecular.



140
141 **Figura 1.** Locais de coletas de ovos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) para averiguar a
142 ocorrência de parasitoides no Maranhão, Brasil. É destacada a representação gráfica da região de
143 ‘MATOPIBA’, formada pelos estados brasileiros do Maranhão (MA), Tocantins (TO), Piauí (PI) e Bahia
144 (BA).

145 2.2 Identificação morfológica e molecular dos parasitoides

146 Para a identificação morfológica, os parasitoides *Telenomus* foram preparados em
147 lâminas utilizando o meio de montagem bálsamo do Canadá seguindo protocolos
148 estabelecidos por Polaszek; Kimani (1990), enquanto que para *Trichogramma* seguiu o
149 protocolo estabelecido por Querino; Zuchhi (2012). A determinação das espécies baseou-
150 se em caracteres morfológicos presentes nas genitálias dos machos seguindo descrições
151 de Nixon (1937), Wengrat *et al.*, (2021) e Querino; Zuchhi (2012; 2019).

152 A identificação molecular foi realizada apenas para *Telenomus*, com o objetivo de
153 confirmar a espécie coletada e avaliar características genéticas das linhagens obtidas. Para
154 obter os dados moleculares foi realizada a extração de DNA, sendo utilizadas 2 fêmeas e
155 2 machos de cada localidade, exceto para a Fazenda Brejão que foi utilizado 1 macho de

156 *Telenomus*. A extração do DNA genômico total foi realizada por metodologia não
157 destrutiva, proposta por Wengrat *et al.* (2021).

158 A concentração e os reagentes da Reação da Cadeia Polimerase (PCR) seguiram
159 o trabalho de Garipey *et al.* (2014) e as condições de termociclagem e o processo de
160 purificação seguiram o protocolo de Wengrat *et al.* (2021). O sequenciamento
161 bidirecional do tipo Sanger foi realizado no laboratório de Biotecnologia Animal da
162 Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Piracicaba, Brasil.

163 Após sequenciamento, o material foi alinhado e editado, quando necessário,
164 manualmente para 560 a 574 pares de bases (pb) para o conjunto de primers específicos
165 (Wengrat *et al.*, 2021). Os cromatogramas das sequências de cada indivíduo foram
166 verificados, editados e alinhados para produzir a sequência de consenso in the *Geneious*
167 *Prime* 2022.1 (<https://www.geneious.com>). A presença de NUNTs (paralelos nucleares de
168 origem mitocondrial) foi observada no MEGA X, seguindo os passos descritos em Corrêa
169 *et al.* (2017). As sequências foram submetidas ao NCBI/BLASTn.

170 **2.3 Criação dos parasitoides**

171 Os parasitoides coletados foram criados no Laboratório de Entomologia do
172 Campus Balsas – UEMA, Maranhão, Brasil, e multiplicados em ovos do seu respectivo
173 hospedeiro de coleta. Ovos de *S. frugiperda* foram inseridos em tubos de vidro (7,5 cm
174 de comprimento x 1 cm de diâmetro) com adultos dos parasitoides recém-emergidos;
175 onde no interior dos mesmos foi colocada uma gotícula de mel puro para alimentação dos
176 adultos. Os tubos foram lacrados com filme plástico de PVC. Os ovos foram oferecidos
177 por 24h, visando a obtenção de parasitoides suficientes para a instalação dos experimentos
178 e manutenção da criação. A criação foi mantida em BOD sob condições controladas de
179 temperatura (25 ± 2 °C), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo (12:12 h,
180 claro/escuro).

181 **2.4 Criação de *Spodoptera frugiperda***

182 As lagartas de *S. frugiperda* foram obtidas de plantios de milho no Cerrado
183 Maranhense: Fazenda Seis Irmãos (7,7°S; 46,6°W) e conduzidas ao Laboratório de
184 Entomologia do Campus Balsas – UEMA, mantidas à temperatura (25 ± 2 °C), umidade
185 relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo (12:12 h, claro/escuro) e alimentadas com dieta
186 artificial adaptada de Nalin (1991), exceto Ácido sórbico. Ao atingirem a fase adulta,
187 foram alimentados com solução de água e mel a 10%, onde casais ficaram em gaiolas
188 (cinco casais/gaiola) de cano de PVC, forrada em seu interior com papel sulfite branco, o

189 qual servia de substrato para oviposição das fêmeas. Os ovos foram utilizados para os
190 experimentos, manutenção da criação dos parasitoides e multiplicação das próximas
191 gerações de *S. frugiperda*.

192 **2.5 Bioensaio: Efeito da densidade e idade de ovos de *S. frugiperda* no desempenho** 193 **e reprodução dos parasitoides**

194 Os experimentos de avaliação dos parâmetros biológicos foram realizados
195 separadamente para cada espécie de parasitoide coletada.

196 O efeito da densidade de ovos em parâmetros biológicos dos parasitoides foi
197 avaliada, onde cada fêmea foi exposta individualmente a diferentes quantidades de ovos
198 de *S. frugiperda*: 20, 25, 35, 45, 55 e 65 ovos, todos com idade de 12 a 24 horas, utilizou-
199 se 8 repetições por densidade. Folhas de milho (3,0 x 2,0 cm) foram adicionadas sobre
200 papel de filtro (4,0 cm de diâmetro) umedecido com água no interior de um recipiente de
201 vidro (150 ml). Ovos de *S. frugiperda* foram adicionados sobre o pedaço de folha de
202 milho, no interior dos frascos de vidro com auxílio de pincel fino umedecido com água
203 (ovos em camada única). Em seguida, uma fêmea do parasitoide copulada com idade de
204 6-24 horas foi introduzida em cada frasco, e uma microgota de mel puro foi adicionada
205 na parede do mesmo, como fonte alimentar. Os frascos foram vedados com filme plástico
206 de PVC para evitar a saída do parasitoide.

207 Os ovos foram expostos ao parasitismo por 24 horas em câmara climatizada com
208 temperatura de 25 ± 1 °c, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. As fêmeas
209 foram eliminadas e as massas de ovos retornaram à câmara climatizada até a emergência
210 dos parasitoides. Nos primeiros dias após o parasitismo, foi observado se havia a presença
211 de larvas recém-eclodidas de *S. frugiperda*, caso houvesse, foram retiradas com ajuda de
212 um pincel fino para não se alimentarem dos ovos parasitados.

213 O segundo experimento foi realizado para avaliar o efeito da idade dos ovos nos
214 parâmetros biológicos, utilizando o mesmo procedimento metodológico descrito acima.
215 Nesse ensaio, foram utilizados 25 ovos de *S. frugiperda* por repetição, distribuídos em
216 quatro faixas etárias: 0-12 h, 12-24 h, 24-48 h e 48-72 h, 8 repetições por faixa etária.

217 Os seguintes parâmetros biológicos foram avaliados para os dois experimentos:
218 porcentagem de parasitismo [(número de ovos parasitados/número total de ovos)] x 100,
219 porcentagem de emergência [(número de parasitoides emergidos/número total de ovos
220 parasitados)] x 100, razão sexual [número de fêmeas emergidas/(número de fêmeas +
221 machos)] e longevidade.

222 O delineamento utilizado nos experimentos foi inteiramente casualizado. Antes
223 das análises estatísticas, os dados foram submetidos ao teste de Shapiro–Wilk para
224 verificar a normalidade dos resíduos e ao teste de Levene para verificar a homogeneidade
225 das variâncias, ambos com 5% de significância. Com os pressupostos atendidos, os dados
226 em relação aos parâmetros biológicos foram submetidos à análise de variância (ANOVA)
227 e as médias comparadas pelo teste de Tukey com 5% de significância, utilizando o
228 software RStudio (R Core Team, 2025).

229 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

230 3.1 Parasitoides de ovos de *Spodoptera frugiperda* em plantios de milhos no 231 Cerrado Maranhense, região do MATOPIBA

232 Durante o período de amostragem das safras 2023/2024 e 2024/2025, foram
233 coletadas ao todo 127 massas de ovos de *S. frugiperda* em diferentes localidades e
234 fazendas (**Tabela 1**). Na safra 2023/2024, a maior quantidade de massas de ovos foi
235 registrada na Fazenda Seis Irmãos (Rio Coco), com 50 massas coletas, das quais 24
236 apresentaram parasitismo, resultando em 48% de ocorrência natural de parasitismo. Nas
237 demais localidades, o número de massas coletadas foi menor: Fazenda Accert (Balsas)
238 com 16 massas coletadas e 6,3% de parasitismo; Fazenda Brejão (Riachão) com 18
239 coletas e 5,5% de parasitismo; e Fazenda Piracicaba (Tasso Fragoso), onde as 5 massas
240 coletadas não apresentaram parasitismo.

241 Na safra seguinte (2024/2025), na Fazenda Seis Irmãos (Rio Coco) foram
242 coletadas 36 massas de ovos, das quais 7 estavam parasitadas (19,44%). Já na Fazenda
243 Modelo (São Raimundo das Mangabeiras), foram coletadas apenas 2 massas, sem
244 ocorrência de parasitismo.

245 **Tabela 1.** Porcentagem de parasitismo em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith,
246 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) em plantios de milho do Cerrado Maranhense nas safras
247 de 2023/2024 e 2024/2025.

SAFRA 2023/2024				
Localidade	Fazenda	Massa de ovos coletados	Massas parasitadas	Parasitismo (%)
Rio coco	Seis Irmãos	50	24	48
Balsas	Accert	16	1	6,3
Riachão	Brejão	18	1	5,5

Tasso				
Fragoso	Piracicaba	5	0	0
SAFRA 2024/2025				
Rio coco	Seis Irmãos	36	7	19,44
Mangabeiras*	Modelo	2	0	0

248 *São Raimundo das Mangabeiras

249 Os parasitoides de ovos de *S. frugiperda* encontrados em plantios de milho Bt, nas
250 no Cerrado Maranhense no Nordeste do Brasil, foram *Te. remus* (safras 2023/2024 e
251 2024/2025) e *Tr. pretiosum* (safra 2024/2025). Sendo este o primeiro relato de parasitismo
252 natural de *Te. remus* em ovos de *S. frugiperda* na região. Este parasitoide apresenta centro
253 de origem na Malásia peninsular e Papua Nova Guiné (Cave, 2000; Naranjo-Gouveia *et*
254 *al.*, 2020; Wengrat *et al.*, 2021; Araújo *et al.*, 2024), o qual ocorre na Índia, nas ilhas do
255 Caribe, Guiana, Suriname, Venezuela e Colômbia, após liberações inundativas, onde o
256 mesmo encontra-se estabelecido (Naranjo-Gouveia *et al.*, 2020). No Brasil, *Te. remus* foi
257 introduzido três vezes, a primeira em 1983 procedentes da República Dominicana pela
258 ESALQ/SP, e as demais introduzidas da Venezuela pelo Centro de Pesquisa Milho e
259 Sorgo, Sete Lagoas/MG, em 1996 e pela Universidade Estadual Paulista (UNESP),
260 Campos de Jaboticabal, em 2011; ambos destinados ao controle de *S. frugiperda* (Wengrat
261 *et al.*, 2021).

262 Embora *Te. remus* tenha sido introduzido há mais de 35 anos, desde a primeira
263 importação, recentemente sua ocorrência natural foi registrada nos Estados de São Paulo
264 e Paraná, em ovos de *Spodoptera* spp., fato este sugestivo de que a espécie conseguiu se
265 estabelecer no Brasil (Wengrat *et al.*, 2021). Porém, agora também foi encontrado de
266 forma natural /no Estado do Maranhão, a uma distância aproximada de 2.300 quilômetros
267 do ponto da primeira liberação, para reforçar ainda mais a alusão de que *Te. remus*
268 conseguiu se estabelecer no país. O que vem a ser um fator importante como agente de
269 controle biológico potencial, uma vez que *Te. remus* é eficiente em parasitar *S. frugiperda*
270 e sobreviver no campo.

271 Além do mais, sua alta capacidade de busca e dispersão faz com que *Te. remus*
272 percorra longas distâncias de onde foram liberados (Colmenarez *et al.*, 2022; Kenis *et al.*,
273 2023). As escamas nos ovos de *S. frugiperda* possuem substâncias químicas que podem
274 atrair esses parasitoides (Carneiro *et al.*, 2006), como por exemplo, fêmeas de *Te. remus*
275 respondem a substâncias do feromônio sexual de *S. frugiperda* (Cave, 2000). O que pode
276 influenciar essas vespas na busca pelo hospedeiro em questão.

277 O *Tr. pretiosum* foi encontrado em ovos de *S. frugiperda* na safra de 2024/2025,
278 confirmando a sua presença natural como agente de controle biológico nos
279 agroecossistemas, sugerindo que as condições ambientais e a disponibilidade de
280 hospedeiros foram favoráveis à sua ocorrência e atividade. Apesar de sua importância, os
281 estudos envolvendo parasitoides de ovos nas regiões Norte e Nordeste do Brasil ainda são
282 escassos. Onze espécies de *Trichogramma* são relatadas nessas regiões, sendo oito no
283 Nordeste (*Tr. atopovirilia* Oatman & Platner, 1983; *Tr. galloi* Zucchi, 1988; *Tr. pretiosum*
284 (Riley, 1879); *Tr. manicobai* Brun, Moraes & Soares, 1986; *Tr. lasallei* Pinto, 1999; *Tr.*
285 *iracildae* Querino & Zucchi, 2003; *Tr. marandobai* Brun, Moraes & Soares, 1986 e *Tr.*
286 *distinctum* Zucchi, 1988) e três no Norte (*Tr. Marandobai* Brun, Gomez de Moraes &
287 Soares, 1986; *Tr. Lasallei* Pinto, 1999; e *Tr. pretiosum*). Destaca-se que *Tr. pretiosum* é a
288 única espécie registrada em ambas as regiões, reforçando sua ampla distribuição
289 (Querino, 2025).

290 O parasitoide *Tr. pretiosum* foi registrado naturalmente em diferentes localidades
291 do estado do Maranhão, incluindo áreas de Cerrado, conforme demonstrado por Querino
292 *et al.* (2016). No estudo, a espécie foi encontrada parasitando ovos de *Alabama argilacea*
293 (Huebner, 1818) (Lepidoptera : Erebidae), na cultura do algodão, no município de São
294 Raimundo das Mangabeiras, MA. Esses achados confirmam a ocorrência natural de *Tr.*
295 *pretiosum* no Cerrado maranhense, evidenciando seu potencial como agente de controle
296 biológico localmente adaptado.

297 3.2. Identificação morfológica e DNA *barcoding* de *Telenomus remus*

298 A espécie de parasitoide foi identificada como *Te. remus* e confirmada com base nas
299 descrições de Nixon (1937) e trabalho de Wengrat *et al.* (2021). Não observou-se
300 variações morfológicas entre os indivíduos coletados nas diferentes localidades. Foram
301 produzidas 11 e 2 fragmentos de COI com 560 e 574 pb, respectivamente, a partir de
302 microvespas coletadas em campo em ovos de *S. frugiperda*. Dez indivíduos apresentaram
303 região de código de barras idêntica, um indivíduo da fazenda Seis Irmãos apresentou uma
304 diferença de dois nucleotídeos, e dois indivíduos da fazenda Piracicaba com a diferença
305 de um nucleotídeo.

306 O alinhamento das sequências com o *Barcode of Life Data System* e o BLASTn
307 indicou >99% de similaridade com outras sequências de *Te. remus*, confirmando a
308 identificação da espécie. As sequências obtidas foram depositadas no NCBI sob os
309 números: PX872406-PX872418. Vale ressaltar, que é a primeira ocorrência de *Te. remus*

310 para o estado do Maranhão, não havendo registros prévios de liberações para controle
311 biológico dessa espécie na região Nordeste.

312 **3.3 Efeito da densidade e idade de ovos de *S. frugiperda* no desempenho e reprodução** 313 **dos parasitoides *Te. remus* e *Tr. pretiosum***

314 A porcentagem de ovos parasitados por *Te. remus* foi superior a 70% em
315 densidades mais baixas, como também em altas densidades de ovos de *S. frugiperda*. O
316 maior desempenho de parasitismo de *Te. remus* foi obtido nas densidades de 35 (94,3%)
317 e 55 (91,1%) ovos por fêmea do parasitoide, diferindo apenas das densidades de 25
318 (40,0%) e 45 (49,2%). A porcentagem de emergência de adultos de *Te. remus* na densidade
319 de 35 (86%) ovos/fêmea diferiu estatisticamente das demais ($P < 0,05$), com exceção da
320 densidade de 45 (45,6%) ovos (**Tabela 2**). Embora a densidade de 35 ovos de *S.*
321 *frugiperda* não apresente diferença significativa com a de 45, esta primeira apresentou
322 maior viabilidade de emergência de *Te. remus*, o que foi a mais adequada pela fêmea para
323 a máxima emergência de sua descendência. As densidades de ovos de *S. frugiperda*
324 influenciaram a razão sexual de *Te. remus* que variou de 0,41 a 0,78, porém foi um
325 parâmetro bem variável nas diferentes densidades (**Tabela 2**). A longevidade de *Te. remus*
326 variou de 6,86 a 7,16 dias, não diferindo estatisticamente entre as densidades de ovos
327 (**Tabela 2**).

328 A porcentagem de parasitismo por *Tr. pretiosum* foi inversamente proporcional ao
329 número de ovos de *S. frugiperda* expostos. As porcentagens de ovos parasitados por *Tr.*
330 *pretiosum* foram maiores nas menores densidades, sendo 79% e 81% nas densidades de
331 20 e 25 ovos por fêmea, respectivamente, e reduziram com o aumento do número de ovos,
332 chegando a 25,34% de parasitismo em 65 ovos (**Tabela 2**). Esse comportamento indica
333 uma possível limitação na eficiência de parasitismo em condições de alta densidade de
334 ovos hospedeiros quando fornecidos a uma única fêmea de *Tr. pretiosum*. A emergência
335 de adultos de *Tr. pretiosum* foi elevada nas densidades de 20 (94,53%), 25 (100%) e 55
336 ovos (85,21%), enquanto na maior densidade (65 ovos) apresentou a menor taxa de
337 emergência (57,66%) (**Tabela 2**). Esses dados reforçam que densidades muito elevadas
338 podem comprometer a capacidade de manipulação dos ovos pelas fêmeas, refletindo
339 negativamente no parasitismo. A longevidade de adultos de *Tr. pretiosum* variou de 7,57
340 a 8,44 dias, não sendo significativamente afetada pelas densidades de ovos de *S.*
341 *frugiperda* (**Tabela 2**). As densidades de ovos de *S. frugiperda* influenciaram a razão
342 sexual de *Tr. pretiosum*, que variou de 0,36 a 0,70, nas densidades de 65 e 20 ovos,

343 respectivamente (**Tabela 2**), indicando que o número de fêmeas tende a diminuir com o
344 aumento do número de ovos oferecidos.

345 A taxa de parasitismo pode ser influenciada pelas condições ambientais, espécie
346 de parasitoide, qualidade nutricional do hospedeiro, idade e densidade de indivíduos;
347 onde o estudo da relação hospedeiro e parasitoide e a interferência desses fatores é
348 importante, para o entendimento do parasitismo em diferentes ecossistemas, em busca de
349 um manejo mais eficiente (Moghaddassi *et al.*, 2019; Queiroz *et al.*, 2020; Zuim *et al.*
350 2017). No entanto, nota-se que resultados semelhantes aos encontrados mostrou que as
351 maiores taxas de parasitismo ocorreram nas densidades de 30 e 50 ovos de *Spodoptera*
352 *litura* (Fabricius, 1775) por fêmea de *Te. remus* (Xie *et al.*, 2021). Laminou *et al.* (2023),
353 ao analisarem diferentes densidades de ovos de *S. frugiperda*, perceberam que as maiores
354 porcentagens de parasitismo ocorreram em 50 e 70 ovos por fêmea de *Te. remus*. Em
355 nosso estudo verificou-se que as fêmeas de *Te. remus* apresentaram eficiência de
356 parasitismo tanto em baixa como em alta densidade. Isso deve-se ao fato que *Te. remus* é
357 bastante agressivo, e por ser mais robusto em comparações a *Tr. pretiosum*, o que facilita
358 o mesmo a penetrar em todas as camadas de massa de ovos de *Spodoptera* spp., podendo
359 parasitar até mesmo as camadas inferiores (Cave, 2000).

360 Sendo assim, ele pode parasitar diferentes densidade de ovos, uma vez que consegue
361 romper barreiras físicas, como as escamas postas pelo hospedeiro e as camadas
362 sobrepostas de ovos.

363

364 A taxa de emergência foi afetada pela densidade de ovos de *S. frugiperda* tanto
365 em *Tr. pretiosum*, quanto em *Te. remus*. De acordo com Soares *et al.* (2007), a taxa de
366 emergência reflete a quantidade de indivíduos que contribuirão para a próxima geração,
367 para garantir o equilíbrio e a continuidade de inimigos naturais no ambiente. Pois, alguns
368 fatores podem interferir na viabilidade do parasitoide, como a densidade, a qualidade
369 nutricional do hospedeiro, a idade das fêmeas, a agressividade da espécie e/ou linhagem
370 estudada (Bueno *et al.*, 2008; Chen *et al.*, 2021; Hassan, 1997).

371

372 **Tabela 2.** Efeito da densidade de ovos de *Spodoptera frugiperda* (0–12 horas) sobre o parasitismo e emergência de *Trichogramma pretiosum* e
 373 *Telenomus remus* sob condições laboratoriais.

Idade do ovo hospedeiro	<i>Trichogramma pretiosum</i>					<i>Telenomus remus</i>			
	Densidade	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Longevidade	Razão sexual	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Longevidade	Razão sexual
0–12h	20	79,00 ± 18,52a	94,53 ± 6,74ab	8,15 ± 0,57 ^a	0,70 ± 0,33a	77,50 ± 6,64ab	80,00 ± 7,01ab	7,16 ± 0,28a	0,64 ± 0,09a
	25	81,00 ± 22,55a	100,00 ± 0,00a	8,28 ± 0,93 ^a	0,62 ± 0,37ab	40,00 ± 29,53b	47,25 ± 38,63b	6,86 ± 0,89a	0,41 ± 0,36b
	35	35,23 ± 15,02b	66,86 ± 27,34b	8,27 ± 0,79 ^a	0,51 ± 0,34ab	94,28 ± 9,77a	98,10 ± 5,82a	7,12 ± 0,13a	0,78 ± 0,10a
	45	38,61 ± 16,57b	82,13 ± 15,35b	8,44 ± 0,74 ^a	0,37 ± 0,41b	49,16 ± 45,60b	85,20 ± 33,40a	7,13 ± 0,72a	0,52 ± 0,39ab
	55	30,71 ± 9,39c	85,21 ± 18,24a	8,16 ± 0,80 ^a	0,43 ± 0,36b	91,13 ± 6,66a	93,93 ± 25,92ab	7,13 ± 0,40a	0,78 ± 0,13a
	65	25,34 ± 6,17b	57,66 ± 14,50c	8,32 ± 0,79 ^a	0,49 ± 0,37b	71,73 ± 24,30b	83,00 ± 24,44ab	7,04 ± 0,50a	0,64 ± 0,29a
Df (erro)		42	42	42	42	42	42	42	42
Valor F		19,88	3,52	0,234	2,76	23,67	3,36	0,103	3,52
Valor P		p ≤ 0,001	p ≤ 0,05	p > 0,05	p ≤ 0,05	p ≤ 0,001	p ≤ 0,05	p > 0,05	p ≤ 0,01

374

375 Médias seguidas do erro padrão da média (EPM) em cada coluna não diferem entre si. Diferenças significativas entre as médias foram determinadas por ANOVA, seguida do
 376 teste de Tukey (p ≤ 0,05). Df = graus de liberdade do erro residual. Valores de F e p referem-se à análise de variância (ANOVA).

377

378

379

380 O desempenho de *Tr. pretiosum* da linhagem do Cerrado do Maranhão sobre ovos de *S.*
381 *frugiperda* mostrou-se superior nas densidades de 20 e 25 ovos e sua eficiência foi reduzindo
382 gradativamente com o aumento da densidade de ovos. A capacidade de parasitismo de *Tr.*
383 *pretiosum* tende a se estabilizar quando o parasitoide atinge sua máxima eficiência. O
384 parasitismo máximo de *Tr. pretiosum* foi de 17,31 ovos na densidade de 25 ovos de *S. frugiperda*
385 por fêmea, utilizando três espécies de *Trichogramma* (Pratissoli *et al.*, 2005). Resultados
386 semelhantes foram observados em outros hospedeiros, como em ovos de *Tuta absoluta*
387 (Meyrick, 1917), nos quais o parasitismo por *Tr. pretiosum* chegou a 31,1 ovos quando oferecida
388 a densidade de 60 ovos (Faria *et al.*, 2000). Da mesma forma, em *Helicoverpa armigera*
389 (Hübner, 1805) (Lepidoptera: Noctuidae), verificou-se aumento proporcional do número de
390 ovos parasitados conforme a densidade ofertada, alcançando média de 21,7 ovos parasitados na
391 densidade máxima de 30 ovos (Zuim *et al.*, 2017).

392 Em programas de controle biológico é necessário que ocorra a maior produção de
393 fêmeas, uma vez que são responsáveis pelo parasitismo (Bueno *et al.*, 2008). *Telenomus remus*
394 naturalmente apresenta maior produção de fêmeas do que de machos, independentemente da
395 densidade (Cave, 2000; Laminou *et al.*, 2023). No entanto, em uma população de parasitoides
396 também existe a necessidade da presença de machos, para que a reprodução sexuada ocorra, e
397 com isso aconteça variabilidade genética e melhores condições de manter a população em
398 campo, bem como tenha fêmeas e machos na geração seguinte, uma vez que a fêmea não
399 fecundada irá gerar apenas machos, reduzindo a manutenção da população no campo. Portanto,
400 *Te. remus* coletados no Maranhão está dentro dos parâmetros de controle de qualidade, pois a
401 razão sexual na maioria das densidades estudadas foi igual ou superior a 0,5, que indica que
402 está inserido no padrão desejável (Almeida, 2013; Navarro, 1998; Van Welzen; Waage, 1987).

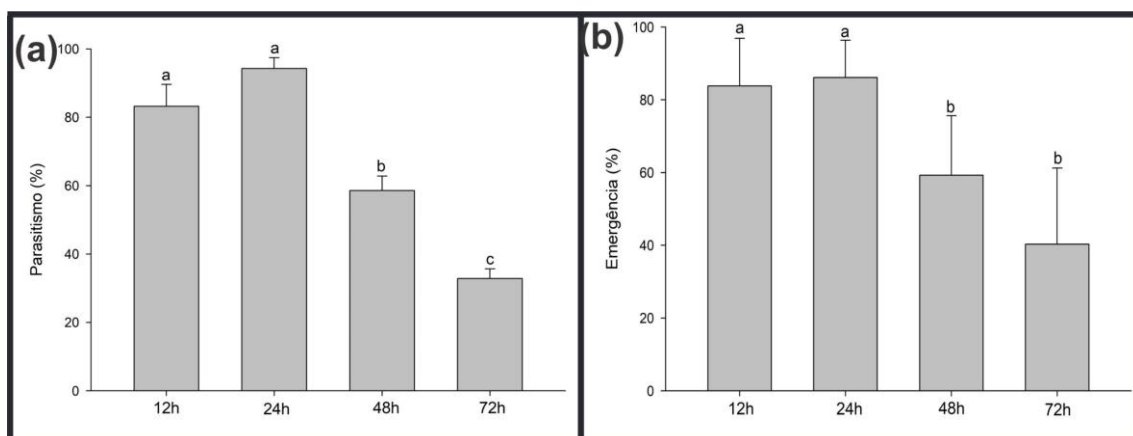
403 A linhagem de *Te. remus* coletada no Cerrado do Maranhão obteve longevidade que
404 variou de 6,86 a 7,16 dias. Queiroz *et al.* (2017) registraram longevidade média de 5,6 dias em
405 *Te. remus*, enquanto Pomari-Fernandes *et al.* (2015) observaram sobrevivência de
406 aproximadamente 6,4 dias nesse mesmo hospedeiro. Valores iguais e superiores foram relatados
407 por Bueno *et al.* (2010), que verificaram longevidade variando entre 7,7 e 9,5 dias, dependendo
408 da temperatura.

409 *Telenomus remus* linhagem do Cerrado do Maranhão exibe potencial como agente de
410 controle de *S. frugiperda*, uma vez que possui capacidade de parasitar em baixas densidades do

411 hospedeiro e continua a oviposição em altas densidades, entretanto sua razão sexual é
 412 modificada nas diferentes densidades de ovos, variando entre 0,41 e 0,78 ao longo das
 413 diferentes densidades testadas, e a emergência de adultos de *Te. remus* foi maior em densidade
 414 específica, pode-se inferir que atingiu sua máxima eficiência na densidade de 35 ovos do
 415 hospedeiro, devido a sua maior taxa de emergência. Ressalta-se ainda que a longevidade de *Te.*
 416 *remus* não foi afetada pela densidade de ovos de *S. frugiperda*.

417 Quanto à idade embrionária dos ovos de *S. frugiperda*, *Te. remus* apresenta maiores
 418 porcentagens de parasitismo e emergência de adultos sobre ovos com até 48 horas de idade,
 419 com porcentagem de parasitismo e emergência de adultos acima de 80%, entretanto o
 420 desempenho do parasitoide foi reduzido com o aumento da idade do ovo (**Figura 2A e 2B**). A
 421 porcentagem de parasitismo foi 83,21; 94,28; 58,37 e 32,85% para as idades de ovos de 0-12 h
 422 (12 h), 12-24 h (24 h), 24-48 h (48 h) e 48-72 h (72 h), respectivamente. A idade dos ovos de *S.*
 423 *frugiperda* não influenciou na razão sexual de *Te. remus* que variou de 0,61 a 0,80 ($F=1,12$;
 424 $p=0,35$).

425 A idade dos ovos hospedeiros exerce influência significativa tanto na porcentagem de
 426 parasitismo quanto na emergência de adultos de *Te. remus*. Especificamente, ao parasitar ovos
 427 de 24 horas, *Te. remus* alcançou elevado parasitismo de 97% e 98%, respectivamente (Priyanka
 428 *et al.*, 2023; Veena *et al.*, 2024). Já nos resultados do presente trabalho, *Te. remus* apresentou
 429 uma elevada porcentagem de parasitismo na idade de ovos de 12-24 h com 94,28% de
 430 parasitismo, com o parasitismo diminuindo com o aumento da idade dos ovos do hospedeiro.
 431 Esse fato pode ocorrer devido o esgotamento de nutrientes e ao desenvolvimento do embrião,
 432 o que tornou os ovos mais velhos inadequados para o desenvolvimento do parasitoide
 433 (Tuncbilek; Ayvaz, 2003).



434

435 **Figura 2.** Porcentagem de parasitismo (a) e emergência de adultos (b) de *Telenomus remus* (Nixon, 1937)
 436 (Hymenoptera: Scelionidae) em diferentes idades embrionárias (densidade = 35 ovos) de *Spodoptera frugiperda*

437 (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). Temperatura de 25 ± 1 °C, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase
438 de 12 horas.

439 O controle biológico é uma abordagem sustentável para o manejo da lagarta-do-cartucho
440 (Laminou *et al.*, 2020). Por ser um sistema autossustentável, autoperpetuante, economicamente
441 e sustentável a longo prazo (Abbas *et al.*, 2022), constituindo um importante componente do
442 Manejo Integrado de Pragas (MIP) (Tefera *et al.*, 2019). Quando associado a outras estratégias
443 de manejo, apresenta potencial para reduzir significativamente o uso de pesticidas químicos
444 (Ballal *et al.*, 2021). Nesse contexto, o uso de inimigos naturais, como parasitoides, destaca-se
445 como alternativa eficiente na supressão da lagarta-do-cartucho (Ogunfunmilayo *et al.*, 2021).
446 Os parasitoides de ovos apresentam grande relevância por atuarem antes da eclosão das larvas,
447 podendo interromper o desenvolvimento populacional da praga e apresentarem facilidade de
448 criação massal em hospedeiros naturais ou alternativos em laboratório (Tamiru *et al.*, 2015;
449 Masry *et al.*, 2020).

450 Diante desse cenário, as linhagens de *Telenomus remus* e *Trichogramma pretiosum*
451 encontradas naturalmente na safra 2023/2024 em plantios comerciais de milho Bt, sob manejo
452 convencional no Cerrado Maranhense, caracterizado por aplicações sucessivas de inseticidas
453 de diferentes grupos químicos, incluindo organofosforados, piretroides, avermectinas,
454 antranilamidas, benzoiluréias, diamidas do ácido ftálico e espinosinas, evidencia elevada
455 capacidade de dispersão e adaptação às condições locais dessas espécies. Associado a isso, o
456 elevado nível de parasitismo observado em laboratório reforça o potencial dessas linhagens
457 como ferramenta promissora para o manejo de *S. frugiperda* na região, indicando a necessidade
458 de avaliações em campo para validar sua aplicação em programas de controle biológico
459 aumentativo e fortalecer sua integração às estratégias de manejo sustentável da cultura do
460 milho.

461 REFERÊNCIAS

- 462 ABBAS, A. *et al.* Biological control of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*). **Agronomy**, v.
463 12, p. 2704, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/agronomy12112704>. Acesso em: 26 fev. 2026.
- 464 ALMEIDA, R.P. Production de *Trichogramma* avec l'alucite de céréales (*Sitotroga cerealella*),
465 P. 51-70. In: ALMEIDA, R. P. et al. (eds.), **Technologie de production de *Trichogramma* spp.
466 pour la lutte biologique contre les lépidoptères-ravageurs**. Embrapa, 86p, 2013.

- 467 ARAÚJO, M.B. *et al.* Oviposition behavior of the parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera:
468 Scelionidae) on eggs of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Anais Da Academia**
469 **Brasileira De Ciências**, n. 96, v. 4, p. 1-15, 2024. DOI: [https://doi.org/10.1590/0001-](https://doi.org/10.1590/0001-3765202420240632)
470 [3765202420240632](https://doi.org/10.1590/0001-3765202420240632). Acesso em: 17 jan. 2026.
- 471 BALLAL, C. R. *et al.* Biological control for fall armyworm management in Asia. In:
472 PRASANNA, B. M. (ed.). **Fall armyworm in Asia: a guide for integrated pest management**.
473 Mexico City: CIMMYT, 2021. p. 114–134.
- 474 BUENO, R.C.O.F. *et al.* Biology and thermal requirements of *Telenomus remus* reared on fall
475 armyworm *Spodoptera frugiperda* eggs. **Ciência Rural**, v. 38, p. 1-6, 2008. DOI:
476 <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000100001>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 477 BUENO, R.C.O.F. *et al.* Parasitism capacity of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera:
478 Scelionidae) on *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. **Brazilian**
479 **Archives of Biology and Technology**, v. 53, n. 1, p. 133–139, 2010. DOI:
480 <https://doi.org/10.1590/S1516-89132010000100017>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 481 CAMERA, C. *et al.* First report of *Trichogramma rojasi* parasitizing eggs of *Spodoptera*
482 *frugiperda*. **Ciencia Rural**, v. 40, p.1828–1831, 2010. DOI: [https://doi.org/10.1590/S0103-](https://doi.org/10.1590/S0103-84782010000800025)
483 [84782010000800025](https://doi.org/10.1590/S0103-84782010000800025). Acesso em: 17 jan. 2026.
- 484 CARNEIRO, T.R. *et al.* Resposta olfativa de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera:
485 Scelionidae) a voláteis emitidos por *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae).
486 **Entomotropica**, v. 21, n. 3, p. 153-159, 2006.
- 487 CARNEIRO, T.R.; FERNANDES, O.A. Interspecific interaction between *Telenomus remus*
488 (Hymenoptera: Platygasteridae) and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera:
489 Trichogrammatidae) on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. **Anais da**
490 **Academia Brasileira de Ciências**, v. 84, n. 4, p. 1127-1135, 2012. DOI:
491 <https://doi.org/10.1590/S0001-37652012000400027>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 492 CAVE, R.D. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. *Biocontrol*
493 *News and Information*, v. 21, p. 21-26, 2000.

- 494 CHEN, W.B. *et al.* Evaluating the potential of using *Spodoptera litura* eggs for mass-rearing
495 *Telenomus remus*, a promising egg parasitoid of *Spodoptera frugiperda*. **Insects**, v. 2, n. 5,
496 p.384–384, 2021. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects12050384>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 497 COLMENAREZ, Y.C. *et al.* The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera:
498 Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major benefits.
499 **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 3, n. 5, p. 1-13, 2022. DOI:
500 <https://doi.org/10.1186/s43170-021-00071-6>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 501 CORRÊA, A. S. *et al.* Ancient origin and recent range expansion of the maize weevil *Sitophilus*
502 *zeamais*, and its genealogical relationship to the rice weevil *Sitophilus oryzae*. **Bulletin of**
503 **Entomological Research**, v. 107, p. 9–20, 2017. DOI:
504 <https://doi.org/10.1017/S0007485316000687>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 505 CUNHA, I.C.; OKURA, M.H. Controle Biológico de *Spodoptera frugiperda*: eficiência do uso
506 de *Baculovirus spodoptera* e outras técnicas. **Revista Brasileira de Ciência, Tecnologia e**
507 **Inovação**, v. 3, n. 1, p. 332-47. 2018. DOI: <https://doi.org/10.18554/rbcti.v3i1.2431>. Acesso
508 em: 17 jan. 2026.
- 509 DONG, H. *et al.* Morphological defense of the egg mass of *Spodoptera frugiperda*
510 (Lepidoptera: Noctuidae) affects parasitic capacity and alters behaviors of egg parasitoid wasps.
511 **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 24, n. 3, p. 671-678, 2021. DOI:
512 <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2021.05.015>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 513 FARIA, C.A. *et al.* Resposta funcional de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera:
514 Trichogrammatidae) parasitando ovos de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae):
515 efeito da idade do hospedeiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v. 29(1), p. 85–
516 93, 2000. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0301-80592000000100011>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 517 GARIEPY, T. D.; HAYE, T.; ZHANG, J. A molecular diagnostic tool for the preliminary
518 assessment of the host-parasitoid associations in biological control programmes for a new
519 invasive pest. **Molecular Ecology**, v. 23, p. 3912–3924, 2014. DOI:
520 <https://doi.org/10.1111/mec.12515>. Acesso em: 17 jan. 2026.

- 521 HASSAN, S. A. Seleção de espécies de *Trichogramma* para o uso em programas de controle
522 biológico, p. 183-206. In PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R.A. (eds.), ***Trichogramma e o controle***
523 **biológico aplicado**. FEALQ, 354p, 1997.
- 524 JARALEÑO-TENIENTE J. *et al.* Egg parasitoids survey of *Spodoptera frugiperda* (Smith)
525 (Lepidoptera: Noctuidae) in maize and sorghum in Central Mexico. **Insects**, v. 11, n. 157, 2020.
526 DOI: <https://doi.org/10.3390/insects11030157>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 527 KENIS, M. *et al.* Invasiveness, biology, ecology, and management of the fall armyworm,
528 *Spodoptera frugiperda*. **Entomologia Generalis**, v. 43, p. 187-241. 2023. DOI:
529 <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1659>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 530 LAMINOU, S.A. *et al.* Parasitism of *Telenomus remus* Nixon on *Spodoptera frugiperda* J.E.
531 Smith and acceptability of *Spodoptera littoralis* Boisduval as factitious host. **Biological**
532 **Control**, v.183, p. 3-7, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2023.105242>. Acesso
533 em: 17 jan. 2026.
- 534 LAMINOU, S.A. *et al.* Parasitism of locally recruited egg parasitoids of the fall armyworm in
535 Africa. **Insects**, v. 11, n. 430. 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects11070430>. Acesso em:
536 17 jan. 2026.
- 537 LI, T.H. *et al.* Current status of the biological control of the fall armyworm *Spodoptera*
538 *frugiperda* by egg parasitoids. **Journal of Pest Science**, v. 96, p. 2345-1363, 2023.
539 DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-023-01639-z>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 540 MOGHADDASSI, Y. *et al.* Effect of *Ephestia kuehniella* (Lepidoptera: Pyralidae) larval diet
541 on egg quality and parasitism by *Trichogramma brassicae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae).
542 **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 4, p. 10, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iez076>.
543 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 544 MASRY, S. H. D.; EL-WAKEIL, N. Egg parasitoid production and their role in controlling
545 insect pests. In: EL-WAKEIL, N. (ed.). **Cottage industry of biocontrol agents and their**
546 **applications**. Cham: Springer, 2020. p. 3–47. DOI: [https://doi.org/10.1007/978-3-030-33161-](https://doi.org/10.1007/978-3-030-33161-0_1)
547 [0_1](https://doi.org/10.1007/978-3-030-33161-0_1). Acesso em: 26 jan. 2026.
- 548 NALIN, D. N. Biologia, nutrição quantitativa e controle de qualidade de populações de
549 *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) em duas dietas artificiais.

- 550 1991. **Tese (Doutorado)** – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de
551 São Paulo, Piracicaba, 1991. Acesso em: 26 jan. 2026.
- 552 NARANJO-GUEVARA, N. *et al.* Long-Term Mass Rearing Impacts Performance of the Egg
553 Parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Journal of Entomological**
554 **Science**, v. 55, n. 1, p. 69-86, 2020. DOI: <https://doi.org/10.18474/0749-8004-55.1.69>. Acesso
555 em: 17 jan. 2026.
- 556 NAVARRO, M.A. El *Trichogramma* spp.: Producción, uso y manejo em Colombia. **Impretec**,
557 176p. 1998.
- 558 NAVIK, O. *et al.* Biological control of fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) using
559 egg parasitoids, *Trichogramma* species (Hymenoptera: Trichogrammatidae): a review.
560 **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 33, n. 118, p.1-17, 2023. DOI:
561 <https://doi.org/10.1186/s41938-023-00759-z>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 562 OLIVEIRA, C.M. *et al.* Biological parameters and thermal requirements of *Trichogramma*
563 *pretiosum* for the management of the tomato fruit borer (Lepidoptera: Crambidae) in tomatoes.
564 **Crop Protection**, v. 99, p. 39-44. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.04.005>.
565 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 566 OGUNFUNMILAYO, A. O. *et al.* Occurrence of natural enemies of fall armyworm,
567 *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nigeria. **PLoS ONE** , v. 16, p. 1–13, 2021.
568 DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0254328>. Acesso em: 26 jan. 2026.
- 569 OROZCO-RESTREPO, S.M. *et al.* Fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae): practical
570 resistance of 2 Brazilian populations to Cry1A.105 + Cry2Ab and Cry1F Bt maize. **Journal of**
571 **Economic Entomology**, v. 117, n. 3, p. 1123-1134, 2024. DOI:
572 <https://doi.org/10.1093/jee/toae082>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 573 PARRA J.R.P, COELHO Jr. A. *Trichogramma* spp. um caso de sucesso de controle biológico
574 aplicado no Brasil. In: **Controle biológico com parasitoides e predadores na agricultura**
575 **brasileira**. FEALQ; 2021. p. 592
- 576 PARRA, J. R. P. Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para
577 produção de *Trichogramma*, p. 121-150. In PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (eds.),
578 **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. FEALQ, 324p. 1997.

- 579 PARRA, J.R.P.; COELHO Jr. A. Applied biological control in Brazil: from laboratory assays to
580 field application. **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 2, p. 1–6. 2019. DOI:
581 <https://doi.org/10.1093/jisesa/iey112>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 582 POLASZEK, A.; KIMANI, S.W. *Telenomus* species (Hymenoptera: Scelionidae) attacking
583 eggs of pyralid pests (Lepidoptera) in Africa: a review and guide to identification. **Bulletin of**
584 **Entomological Research**. v. 80, p. 57-71, 1990. DOI:
585 <https://doi.org/10.1017/S0007485300045922>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 586 POMARI-FERNANDES, A. *et al.* The Importance of Relative Humidity for *Telenomus remus*
587 (Hymenoptera: Platygasteridae) Parasitism and Development on *Corcyra cephalonica*
588 (Lepidoptera: Pyralidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) Eggs. **Annals of**
589 **the Entomological Society of America**, v. 108, n. 1, 2015. DOI:
590 <https://doi.org/10.1093/aesa/sau002>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 591 PRATISSOLI, D. *et al.* Estimativa de *Trichogramma pretiosum* para o controle de *Tuta absoluta*
592 em tomateiro estaqueado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 40, p. 715-718, 2005. DOI:
593 <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2005000700013>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 594 PRIYANKA, S. L. *et al.* Influence of host egg age on parasitic potential of the entomophagous,
595 *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) against the fall armyworm, *Spodoptera*
596 *frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) and investigations on the developmental
597 biology and ultrastructure of egg parasitoid immature stages. **Egyptian Journal of Biological**
598 **Pest Control**, v. 33, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1186/s41938-023-00676-1>. Acesso em: 28
599 fev. 2026.
- 600 QUEIROZ, A.P. *et al.* Effects of parasitoid and host age on the parasitism of *Trichogramma*
601 *pretiosum* on eggs of *Anticarsia gemmatilis*. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 64, n. 2,
602 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/1806-9665-RBENT-2019-105>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 603 QUEIROZ, A.P. *et al.* Influence of host preference, mating, and release density on the
604 parasitism of *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera, Platygasteridae). **Revista Brasileira de**
605 **Entomologia**, v. 61, p.86–90, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2016.12.004>. Acesso
606 em: 17 jan. 2026.

- 607 QUERINO, R.B. *et al.* Natural parasitism by *Trichogramma* spp. in agroecosystems of the Mid-
608 North, Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 9, p. 1521-1523, 2016. DOI:
609 <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20151352>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 610 QUERINO, R.B. Trichogrammatidae. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil, 2025.
611 Disponível em: <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/58778>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 612 QUERINO, R.B.; ZUCCHI, R.A. Annotated checklist and illustrated key to the species of
613 *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from South America. **Zootaxa**,
614 v. 4656, n. 2, p. 201-231, 2019. DOI: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4656.2.1>. Acesso em: 17
615 jan. 2026.
- 616 QUERINO, R.B.; ZUCCHI, R.A. Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil.
617 Embrapa, 2012. 103 p.
- 618 QUERINO, R.B.; ZUCCHI, R.A. *Trichogramma* na Amazônia: visão geral e potencialidades.
619 In: SILVA, N. M. et al. (org.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Embrapa Amapá,
620 2016. p. 597-606.
- 621 SAMPAIO, F. *et al.* A new biocontrol agent against old enemies: The potential of
622 *Trichogramma foersteri* for the control of *Spodoptera frugiperda* and *Spodoptera eridania*.
623 **Biological Control**, v. 192, p. 1-8, 2024. DOI:
624 <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2024.105504>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 625 SILVA, A.F.T. *et al.* Suscetibilidade de populações de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera:
626 Noctuidae) do Maranhão, Tocantins, Piauí e Bahia a cultivares de milho transgênico com
627 toxinas Cry/Vip de *Bacillus thuringiensis*. **Agronomia de Precisão: Inovações e Impacto no**
628 **Campo**, v. 1, 2025. DOI: <https://doi.org/10.56238/edimprato2025.015-004>. Acesso em: 17 jan.
629 2026.
- 630 SILVA, C.L.T. *et al.* Interaction between corn genotypes with Bt protein and management
631 strategies for *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Florida Entomologist**, v. 102,
632 n. 4, p. 725-730, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1653/024.102.0409>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 633 SOARES, M.A. *et al.* Note: Flight capacity, parasitism and emergence of five *Trichogramma*
634 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) species from forest areas in Brazil. **Phytoparasitica**, v. 35,
635 n. 3, p. 314-318, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02981165>. Acesso em: 17 jan. 2026.

- 636 SZYDLOSKI, J.E. *et al.* Tecnologia Bt no controle de *Spodoptera frugiperda* na cultura do
637 milho. **Revista Inovação Gestão e Tecnologia no Agronegócio**, v. 2, p. 4-22. 2023. Disponível
638 em: <https://revistas.uceff.edu.br/inovacao/article/view/246>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 639 TAMIRU, A.; KHAN, Z. R.; BRUCE, T. J. A. New directions for improving crop resistance to
640 insects by breeding for egg-induced defense. **Current Opinion in Insect Science**, v. 9, p. 51–
641 55, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cois.2015.02.011>. Acesso em: 26 jan. 2026.
- 642 TEFERA, T. *et al.* **A guide to biological control of fall armyworm in Africa using egg**
643 **parasitoids**. Nairobi: VT; icipe; HU; ICRISAT, 2019. Disponível em:
644 <http://34.250.91.188:8080/xmlui/handle/123456789/1001>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 645 TUNCBILEK, A. S.; AYVAZ, A. Influences of host age, sex ratio, population density and
646 photoperiod on parasitism by *Trichogramma evanescens* (Westwood) (Hymenoptera:
647 Trichogrammatidae). **Journal of Pest Science**, v. 76, p. 176–180, 2003. DOI:
648 <https://doi.org/10.1007/s10340-003-0018-1>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 649 VAN WELZEN, C.R.L.; WAAGE, J.K. Adaptative responses to local mate competition by the
650 parasitoid, *Telenomus remus*. **Behavioral Ecology and Sociobiology**, v.21, p.359-365, 1987.
651 DOI: <https://doi.org/10.1007/BF00299930>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 652 VEENA, K. *et al.* Efficiency of female age of egg parasitoids on parasitism of *Spodoptera*
653 *frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs of various ages. **Journal of Plant**
654 **Diseases and Protection**, v.131, p.471–478, 2024. DOI: [https://doi.org/10.1007/s41348-023-](https://doi.org/10.1007/s41348-023-00845-2)
655 [00845-2](https://doi.org/10.1007/s41348-023-00845-2).
- 656 WENGRAT, A.P.G.S. *et al.* Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus*
657 (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. In Brazil. **Scientific**
658 **Reports**, v.11, n.14110, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>. Acesso em:
659 17 jan. 2026.
- 660 XIE, Y.H. *et al.* A Preliminary study of mass rearing *Telenomus remus* Nixon on *Spodoptera*
661 *litura*. **Chinese Journal of Biological Control**, v. 37, n. 6, p. 1146–1151, 2021. DOI:
662 <https://doi.org/10.16409/j.cnki.2095-039x.2021.09.027>.
- 663 ZUCCHI, R.A.; QUERINO, R.B. Historical note on the Genus *Trichogramma* (Hymenoptera,
664 Trichogrammatidae) in Brazil, focusing on taxonomy and diversity. **Neotropical Entomology**,

665 [S. l.], v. 53, p. 773–785, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13744-024-01162-5>. Acesso em:
666 17 jan. 2026.

667 ZUIM, V. *et al.* Age and density of eggs of *Helicoverpa armigera* influence on *Trichogramma*
668 *pretiosum* parasitism. **Acta Scientiarum**. 2017; v. 39, p. 513–520. DOI:
669 <https://doi.org/10.4025/actasciobiolsci.v39i4.34943>. Acesso em: 17 jan. 2026.

CAPÍTULO II
IMPACTO DE INSETICIDAS NOS PARÂMETROS BIOLÓGICOS DE
PARASITOIDES DE OVOS DE *Spodoptera frugiperda*

1 **CAPÍTULO 2: IMPACTO DE INSETICIDAS NOS PARÂMETROS BIOLÓGICOS DE**
2 **PARASITOIDES DE OVOS DE *Spodoptera frugiperda***

3 **Autores: Gabriel Barros da Conceição¹; Solange Maria de França¹**

4 Programa de Pós Graduação em Ciências Agrárias - PPGCIAG, Universidade Estadual do Maranhão, Balsas, MA,
5 Brasil;

6 **Resumo**

7 A compatibilidade entre controle químico e biológico é essencial para o manejo integrado
8 de *Spodoptera frugiperda*. Este estudo avaliou a seletividade dos inseticidas Lufenuram,
9 Espinetoram e Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina sobre os parasitoides de ovos *Telenomus*
10 *remus* e *Trichogramma pretiosum*, bem como o efeito de Clorantraniliprole + Lambda-
11 cialotrina, Espinetoram e Indoxacarbe sobre a preferência de *T. remus*. No primeiro teste, ovos
12 de *S. frugiperda* foram tratados com inseticidas antes e após o parasitismo, avaliando-se
13 parasitismo, emergência, razão sexual e deformação. No segundo teste, em arenas com chance
14 de escolha, fêmeas de *T. remus* foram liberadas em recipientes contendo folhas de milho Bt
15 Vip3 com ovos tratados e não tratados, avaliando-se atratividade, parasitismo, emergência e
16 razão sexual. Os resultados indicaram que todos os inseticidas reduziram o parasitismo e a
17 emergência, com efeitos mais severos quando aplicados antes do parasitismo. Clorantraniliprole
18 + Lambda-cialotrina foi classificado como moderadamente nocivo (Classe 3) para *T.*
19 *pretiosum* no pré-parasitismo. Nos ensaios comportamentais, os inseticidas não afetaram a
20 atratividade de *T. remus*, porém Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina reduziu o parasitismo,
21 e Espinetoram e Indoxacarbe reduziram a emergência. Conclui-se que a escolha criteriosa de
22 inseticidas e do momento de aplicação é fundamental para preservar esses inimigos naturais em
23 programas de MIP.

24 **Palavras-chave:** Seletividade; Momento de Aplicação; MIP; *Telenomus remus*; Toxicidade..

25 **Abstrat**

26 Compatibility between chemical and biological control is essential for the integrated
27 management of *Spodoptera frugiperda*. This study evaluated the selectivity of the insecticides
28 Lufenuron, Spinetoram, and Chlorantraniliprole + Lambda-cyhalothrin on the egg
29 parasitoids *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum*, as well as the effect of
30 Chlorantraniliprole + Lambda-cyhalothrin, Spinetoram, and Indoxacarb on the preference of *T.*
31 *remus*. In the first test, *S. frugiperda* eggs were treated with insecticides before and after
32 parasitism, evaluating parasitism, emergence, sex ratio, and deformation. In the second test, in

33 two-choice arenas, *T. remus* females were released into containers containing Bt Vip3 maize
34 leaves with treated and untreated eggs, evaluating attractiveness, parasitism, emergence, and
35 sex ratio. The results indicated that all insecticides reduced parasitism and emergence, with
36 more severe effects when applied before parasitism. Chlorantraniliprole + Lambda-cyhalothrin
37 was classified as moderately harmful (Class 3) to *T. pretiosum* in pre-parasitism application. In
38 the behavioral assays, the insecticides did not affect the attractiveness of *T. remus*; however,
39 Chlorantraniliprole + Lambda-cyhalothrin reduced parasitism, and Spinetoram and Indoxacarb
40 reduced emergence. It is concluded that the careful choice of insecticides and application timing
41 is essential to preserve these natural enemies in IPM programs.

42 **Keywords:** Selectivity; Application timing; IPM; *Telenomus remus*; Toxicity.

43 INTRODUÇÃO

44 *A Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), popularmente
45 denominada lagarta-do-cartucho, destaca-se como uma praga agrícola de grande relevância,
46 caracterizada por seu amplo espectro de hospedeiros e elevada capacidade de infestação,
47 afetando diversas culturas de interesse econômico, especialmente o milho (Kenis *et al.*, 2023).
48 Estima-se que as perdas de rendimento de milho causadas por *S. frugiperda* atinjam até 73%
49 globalmente, com danos severos em diferentes continentes (Day *et al.*, 2017; Guo *et al.*, 2018;
50 Wu *et al.*, 2021). Atualmente, as principais formas de controle dessa praga são o uso de
51 inseticidas sintéticos (Van Den Berg *et al.*, 2021). No entanto, o uso excessivo desses produtos
52 químicos se tornou ineficiente, causando impactos negativos, como a contaminação do meio
53 ambiente, riscos à saúde humana e a outros organismos não-alvo, além de induzir resistência
54 (Nougadère *et al.*, 2025; Ahmad *et al.*, 2024).

55 Em vista a esses problemas, os programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) têm
56 buscado a sustentabilidade dos agroecossistemas de produção, visando combinar diferentes
57 estratégias de controle dessa praga, reduzir os custos de produção, bem como reduzir os
58 impactos negativos ocasionados (Lima *et al.*, 2022; Rosetti *et al.*, 2023). Assim, o controle
59 biológico é uma ferramenta promissora em programas de MIP, podendo ocorrer a partir da
60 liberação massal de inimigos naturais da praga, parasitoides ou predadores, e por organismos
61 naturalmente encontrados nos agroecossistemas (Bateman *et al.*, 2018). Dentre os parasitoides,
62 se destacam aqueles que parasitam ovos, onde existe uma variedade de espécies altamente
63 eficientes associados a *S. frugiperda* (Agboyi *et al.*, 2021; Chen *et al.*, 2022).

64 Os parasitoides de ovos são agentes de biocontrole notáveis para controlar a praga em
65 seu primeiro estágio (ovo) antes de qualquer dano às plantas hospedeiras (Bueno *et al.*, 2024).
66 Várias espécies de microhimenópteros foram relatadas como parasitoides de ovos de *S.*
67 *frugiperda*, entre essas *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) (Ardina *et*
68 *al.*, 2024) e *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) (Hymenoptera: Trichogrammatidae)
69 (Bueno *et al.*, 2024). Porém, aplicação inadequada de inseticidas não seletivos e a pulverização
70 repetida reduzem drasticamente a população desses inimigos naturais. Portanto, a avaliação da
71 segurança e seletividade dos inseticidas para os inimigos naturais é essencial (Mahajan;
72 Bhamar, 2023). Nesse contexto, para desenvolver um programa que siga os princípios do MIP
73 e combine eficientemente o controle biológico e o químico, o primeiro passo a ser avaliado é a
74 seletividade dos inseticidas sobre o parasitoide (Torres; Bueno, 2018).

75 A seletividade refere-se ao efeito do inseticida sobre os inimigos naturais e ocorre
76 devido às diferenças fisiológicas, comportamentais e/ou ecológicas entre as espécies de
77 organismos (Carvalho *et al.*, 2021). O produto é considerado como seletivo quando causa baixo
78 ou nenhum efeito negativo sobre os organismos benéficos (Carvalho *et al.*, 2019; Carvalho *et*
79 *al.*, 2021). O grau de seletividade pode variar de acordo com a espécie, estágio de
80 desenvolvimento do parasitoide e do hospedeiro (ovo, larva, pupa ou adulto), em que o
81 inseticida é aplicado e a dose do produto utilizada (Araújo *et al.*, 2021). Além disso, a vida útil
82 e o modo de ação do produto também desempenham um papel importante na determinação do
83 seu impacto nos inimigos naturais (Oliveira *et al.*, 2013; Pedroso *et al.*, 2012). Nesse contexto,
84 a Organização Internacional para o Controle Biológico e Integrado (IOBC) apresenta uma
85 metodologia sequencial padronizada que envolve testes em laboratório, em condições semi-
86 campo e em campo, a fim de fornecer informações suficientes para classificar o efeito adverso
87 de um pesticida sobre um organismo benéfico (Hassan *et al.*, 2000).

88 Estudos sobre a seletividade de inseticidas para organismos benéficos ganharam
89 destaque nas últimas décadas, com base na suposição de que esses organismos exibem
90 diferenças fisiológicas, comportamentais e/ou ecológicas em comparação com artrópodes-
91 praga (Torres; Bueno, 2018; Carvalho *et al.*, 2019; Carvalho *et al.*, 2021). Assim, a realização
92 de estudos com inseticidas sintéticos para inimigos naturais é relevante, pois as informações
93 obtidas serão cruciais para o manejo sustentável de *S. frugiperda* (Bateman *et al.*, 2018; Li *et*
94 *al.*, 2023). Além disso, a adoção de inseticidas seletivos em programas de MIP, aumenta a
95 eficiência de controle, e promove melhorias nos sistemas de produção agrícola, atendendo à

96 demanda global por maior segurança alimentar associada à sustentabilidade dos
97 agroecossistemas de milho (Santos *et al.*, 2020).

98 O presente estudo teve como objetivo avaliar o impacto de diferentes inseticidas
99 químicos sobre os parâmetros biológicos e a seletividade sobre os parasitoides de ovos *T.*
100 *remus* e *T. pretiosum*, bem como a capacidade de busca e preferência de parasitismo de *T.*
101 *remus* em plantas de milho infestadas por ovos de *S. frugiperda*.

102 1. MATERIAL E MÉTODOS

103 2.2 Criação dos parasitoides

104 Ovos de *S. frugiperda* foram inseridos em tubos de vidro (7,5 cm de comprimento x 1
105 cm de diâmetro) com adultos dos parasitoides recém-emergidos; onde no interior dos mesmos
106 foi colocada uma gotícula de mel puro para alimentação dos adultos. Os tubos foram lacrados
107 com papel filme de PVC. Os ovos foram oferecidos por 24h, visando a obtenção de parasitoides
108 suficientes para a instalação dos experimentos e manutenção da criação. A criação foi mantida
109 em BOD sob condições controladas de temperatura (25 ± 2 °C), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e
110 fotoperíodo (12:12 h, claro/escuro).

111 2.3 Criação de *Spodoptera frugiperda*

112 As lagartas de *S. frugiperda* foram obtidas de plantios de milho no Cerrado Maranhense:
113 Fazenda Seis Irmãos (7,7°S; 46,6°W) conduzidas ao Laboratório de Entomologia do Campus
114 Balsas – UEMA, mantidas à temperatura (25 ± 2 °C), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo
115 (12:12 h, claro/escuro) e alimentadas com dieta artificial adaptada de Nalin (1991), exceto
116 Ácido sórbico. Ao atingirem a fase adulta, foram alimentados com solução de água com mel a
117 10%, onde casais ficaram em gaiolas de cano de PVC (cinco casais/gaiola), forrada em seu
118 interior com papel sulfite branco, o qual servia de substrato para oviposição das fêmeas. Os
119 ovos foram coletados a cada 24h e utilizados para os experimentos, manutenção da criação dos
120 parasitoides e multiplicação das próximas gerações de *S. frugiperda*.

121 2.4 Efeito de inseticidas químicos sobre o parasitismo de ovos de *S. frugiperda* e sua 122 toxicidade

123 Os inseticidas utilizados nos testes com parasitoides são os mesmos utilizados pelos
124 produtores da região. Foram utilizados 3 inseticidas (Tabela 1) e inserido um tratamento
125 testemunha (água destilada). Os demais tratamentos foram dois parasitoides, *Tr. pretiosum* e
126 *Te. remus* e dois períodos de aplicação (antes e após o parasitismo). As concentrações utilizadas

127 dos inseticidas correspondem às doses recomendadas pelos fabricantes para o controle de *S.*
128 *frugiperda* na cultura do milho

129 Foi utilizado a densidade de 35 ovos de *S. frugiperda* para *Te. remus* e 25 ovos para *Tr.*
130 *pretiosum* com até 24 horas de idade, esses ovos foram aderidos a cartelas de cartolina azul com
131 5 cm de comprimento e 0,5 cm de largura, por meio de goma arábica diluída a 50% em água,
132 inviabilizados sob lâmpada germicida. Os inseticidas foram aplicados por imersão em dois
133 períodos. 1) Após o parasitismo - Os ovos parasitados (expostos a uma única fêmea por 24h)
134 foram tratados com os inseticidas, sendo imersos nas caldas químicas e em água (testemunha)
135 por 5 segundos. 2) Antes do parasitismo - Ovos não parasitados também foram tratados e
136 posteriormente expostos aos parasitoides (expostos a uma única fêmea por 24h). Ambos os ovos
137 tratados após e antes do parasitismo foram mantidos em câmara climatizada sob as mesmas
138 condições da criação, até os parasitoides atingirem cada estágio de desenvolvimento desejado
139 para a realização dos bioensaios. Em cada tratamento, 10 fêmeas com idade de até 0-24 horas
140 foram individualizadas em tubos de vidro de 8 cm de altura x 2,5 cm de diâmetro, fechados
141 com filme de polietileno, sendo alimentadas com mel em forma de gotículas depositadas no
142 interior dos recipientes.

143 Foi avaliado a porcentagem de emergência (número de ovos com orifício de saída do
144 parasitoide/número total de ovos parasitados), razão sexual (número de fêmeas/número de
145 fêmeas + número de machos) e porcentagem de deformação (número de indivíduos
146 deformados/número total de indivíduos). Foi utilizado delineamento experimental inteiramente
147 ao acaso, em esquema fatorial 4x2x2, quatro tratamentos (inseticidas+testemunha), dois
148 parasitoides e dois períodos de exposições. Os dados foram submetidos à análise de variância
149 e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

150 Os inseticidas também foram enquadrados em classes toxicológicas, de acordo com a
151 redução da capacidade benéfica do parasitoide em relação ao tratamento testemunha, conforme
152 escala proposta por membros da "International Organization for Biological and Integrated
153 Control of Noxious Animals and Plants (IOBC)" (Sterk *et al.*, 1999), em que Classe 1 –
154 Inofensivo (< 30% de redução); Classe 2 – Levemente nocivo (30–79% de redução); Classe 3
155 – Moderadamente nocivo (80–99% de redução); Classe 4 – Nocivo (> 99% de redução). A
156 porcentagem média de redução da capacidade benéfica do parasitoide (parasitismo e
157 emergência) foi obtida por meio da equação: % redução = 100 - [(média geral do
158 tratamento/média geral da testemunha) x 100].

159 **Tabela 1.** Inseticidas utilizados no experimento, com respectivos princípios ativos, doses
 160 recomendadas em bula, volumes de calda indicados pelo fabricante e doses equivalentes
 161 utilizadas no experimento:

Princípio ativo	Grupo Químico	Modo de ação	Concentração recomendada (mL ha ⁻¹)	Volume de calda recomendado (L ha ⁻¹)	Dose equivalente usada no experimento (mL L ⁻¹)
Lufenurom	Benzoilureia	Inibidor da biossíntese de quitina (Fisiológico)	300	100–200	1,5*–3,0
Espinetoram	Espinosinas	Não sistêmico de origem biológica	50–100	100–200	0,25–1,0*
Clorraniliprole + Lambda-cialotrina	Piretroide e Antranilamida	Moduladores do canal de sódio + Moduladores do receptor de rianodina	100 - 150	100–200	0,5–1,5*

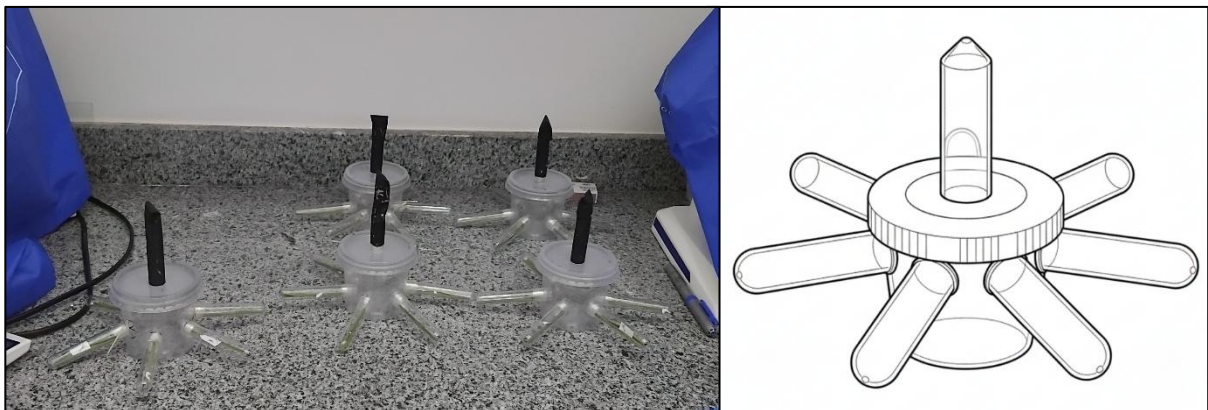
162 A dose equivalente utilizada no experimento foi calculada proporcionalmente a partir da dose recomendada por
 163 hectare e do volume de calda indicado pelo fabricante para o controle de *Spodoptera frugiperda* em milho,
 164 considerando exclusivamente a quantidade de inseticida necessária para 1 L de água. Não foi adotado o volume
 165 total de calda por hectare, uma vez que o experimento foi realizado em condições experimentais controladas em
 166 Laboratório. Dose utilizada nos experimentos em laboratórios*.

167 **2.5 Efeito de inseticidas sobre a preferência ao parasitismo de *Telenomus remus*, em** 168 **plantas de milho infestadas com ovos de *S. frugiperda*, e sua toxicidade**

169 Foram confeccionadas arenas com recipientes plásticos de 150 ml, com seis orifícios
 170 laterais e equidistantes, e outro na parte superior da tampa, para liberação dos parasitoides, cada
 171 orifício continha um tubo de ensaio de vidro (7,5 cm de comprimento x 1 cm de diâmetro)
 172 (Figura 1). Nos orifícios laterais, de cada arena, conectou-se tubos de ensaio contendo folhas
 173 de milho infestadas com ovos da lagarta-do-cartucho, como atraentes para coleta de *Te. remus*
 174 (10 fêmeas liberadas), dispostos alternados em folhas de milho Bt Vip3, contendo ovos de *S.*
 175 *frugiperda* com idade de 0-24h tratados e não-tratados, para teste de preferência dos
 176 parasitoides, com chance de escolha seguindo metodologia adaptada de Thuler *et al.*, (2007). O
 177 experimento foi constituído de três tratamentos, sendo três inseticidas, Clorraniliprole +
 178 Lambda-cialotrina, Espinetoram e Indoxacarbe, os mesmos usados pelos produtores da região.
 179 Folhas de milho Bt Vip3 e ovos de *S. frugiperda* foram mergulhados em água e em inseticidas,
 180 nas concentrações comerciais, indicadas para a cultura do milho, por cinco segundos, e secos
 181 em temperatura ambiente por três horas. Cada inseticida constou de folha de milho Bt Vip3
 182 infestada com ovos de *S. frugiperda* com produto e Testemunha - folha de milho Bt Vip3
 183 infestada com ovos de *S. frugiperda*, com água. As avaliações foram realizadas 24 horas após

184 liberação das fêmeas. Foram contabilizados o número de fêmeas atraídas e sua porcentagem
185 como também os parâmetros biológicos: porcentagem de parasitismo, porcentagem de
186 emergência, razão sexual e longevidade. Os dados das respostas comportamentais das fêmeas
187 de *Te. remus* em relação ao milho Bt Vip3 com ovos do hospedeiro, tratados e não tratados com
188 inseticidas, foram submetidos ao teste do qui-quadrado (χ^2) com nível de significância de 0,05,
189 utilizando o procedimento PROC FREQ do SAS (SAS INSTITUTE, 2001). Para determinar o
190 efeito dos inseticidas sobre parâmetros biológicos de *Te. remus*, os dados foram analisados por
191 comparação de médias utilizando o teste de t pareado através do Proc t test do SAS (SAS
192 INSTITUTE 2001). O delineamento experimental constou-se seis tratamentos (três inseticidas
193 e três testemunhas) e cinco repetições. Nos casos em que os dados não apresentaram
194 distribuição normal, as diferenças entre as médias foram analisadas através do teste não
195 paramétrico de Wilcoxon, usando PROC NPAR1WAY do SAS (SAS INSTITUTE 2001).

196 **Figura 1.** Representação esquemática da unidade experimental (arena) utilizada nos testes de preferência com
197 chance de escolha para *Telenomus remus*.



198 Embora *T. pretiosum* também seja um importante parasitoide de ovos de *S. frugiperda*, os
199 ensaios comportamentais de preferência de parasitismo foram conduzidos apenas com *T. remus*.
200 Essa decisão baseou-se no fato de que o parasitoide *T. remus* apresenta maior tempo de busca
201 ativa por ovos, característica que o torna mais suscetível a efeitos subletais de inseticidas sobre
202 o comportamento de forrageamento (Pomari-Fernandes *et al.*, 2015). Adicionalmente, *T. remus*
203 é considerado um parasitoide especialista de ovos de *Spodoptera* sp., enquanto *T. pretiosum* é
204 generalista, o que implica diferentes estratégias de busca e, conseqüentemente, diferentes
205 respostas comportamentais a estímulos voláteis (Goulart *et al.*, 2011). Estudos futuros deverão
206 avaliar se os efeitos observados sobre a preferência de parasitismo de *T. remus* podem ser
207 extrapolados para *T. pretiosum* ou se essa espécie responde de maneira distinta à exposição a
208 inseticidas, utilizando a mesma metodologia.

209 2. RESULTADOS E DISCUSSÃO

210 3.1 Efeito de inseticidas químicos sobre o parasitismo de ovos de *S. frugiperda* e sua 211 toxicidade

212 A aplicação dos inseticidas Lufenuram, Espinetoram e Clorantranilprole + Lambda-
213 cialotrina sobre ovos de *S. frugiperda*, tanto antes quanto após o parasitismo, afetou
214 significativamente a eficiência de parasitismo de *Te. remus* (**Tabela 2**). Os inseticidas químicos
215 reduziram o parasitismo e, principalmente, a emergência dos parasitoides, com maiores
216 reduções quando a aplicação do inseticida ocorreu antes do parasitismo.

217 Nas aplicações após o parasitismo e antes do parasitismo, houve uma significativa
218 redução na porcentagem de parasitismo de *Te. remus* com os três inseticidas utilizados. Na
219 aplicação após o parasitismo a o parasitismo (%) de *Te. remus* variaram entre 40,57% a 51,72%,
220 em lufenuram e Espinetoram, respectivamente, diferindo estatisticamente da testemunha
221 (88,00%). Da mesma forma a aplicação no antes do parasitismo, causou uma redução no
222 parasitismo, que variou entre 38,85% a 44,57%, em Espinetoram e Lufenuram, respectivamente,
223 enquanto na testemunha a taxa de parasitismo de *Te. remus* na testemunha foi de 84,57%, com
224 diferença significativa ($p < 0,0001$) (**Tabela 2**).

225 A emergência de *Te. remus* foi negativamente afetada pelo uso de inseticidas sobre ovos
226 tanto antes quanto após o parasitismo, entretanto o impacto foi maior na aplicação antes do
227 parasitismo (Tabela 2). Na aplicação após o parasitismo, o espinetoram apresentou a menor
228 média de emergência (46,29%). Na aplicação antes do parasitismo, os efeitos foram ainda mais
229 severos, com reduções acentuadas, especialmente para os tratamentos Clorantranilprole +
230 Lambda cialotrina (1,98%) e Lufenuram (0,00%), evidenciando alta toxicidade dos produtos
231 quando aplicados antes do parasitismo (**Tabela 2**).

232 A razão sexual de *Te. remus* não foi significativamente alterada pela aplicação dos
233 inseticidas após o parasitismo, mantendo-se predominantemente favorável às fêmeas.
234 Entretanto, na aplicação antes do parasitismo houve efeito significativo ($p < 0,0001$), com
235 redução acentuada da proporção de fêmeas nos tratamentos, principalmente em
236 Clorantranilprole + Lambda cialotrina e Lufenuram, que apresentaram valores próximos a
237 zero, evidenciando um efeito nocivo sobre a progênie (Tabela 2). Quanto à deformação de
238 adultos, na aplicação após o parasitismo, Espinetoram apresentou maior percentual de
239 indivíduos deformados (24,90%), diferindo dos demais tratamentos, enquanto na aplicação
240 antes do parasitismo não houve registro de deformações em nenhum tratamento (**Tabela 2**).

241

242 **Tabela 2.** Efeito de diferentes inseticidas aplicados em pré e pós-parasitismo sobre os
 243 parâmetros biológicos de *Te. remus* sob condições laboratoriais.

APLICAÇÃO APÓS OPARASITISMO (24H)				
TRATAMENTO	PARASITISMO (%)	EMERGÊNCIA (%)	RAZÃO SEXUAL	DEFORMAÇÃO
Clorraniliprole + lambda-cialotrina	50,00 ± 20,92 b	55,70 ± 32,50 ab	71,94 ± 10,90 a	1,35 ± 2,51 AB
Espinectoram	51,72 ± 17,53 b	46,29 ± 41,54 b	80,78 ± 11,76 a	24,90 ± 36,78 A
Lufenurom	40,57 ± 24,61 b	64,22 ± 38,54 ab	78,95 ± 9,22 a	0,00 ± 0,00 AB
Testemunha	88,00 ± 13,45 a	91,83 ± 8,35 a	–	–
Df (erro)	36	35	19	28
Valor f	11,37	3,59	1,14	3,75
Valor p	<0,0001	0,0231	0,2594	0,022
APLICAÇÃO ANTES DOPARASITISMO				
TRATAMENTO	PARASITISMO (%)	EMERGÊNCIA (%)	RAZÃO SEXUAL	DEFORMAÇÃO
Clorraniliprole + lambda-cialotrina	40,28 ± 13,63 b	1,98 ± 3,26 c	10,00 ± 31,62 b	0,00 ± 0,00 A
Espinectoram	38,85 ± 10,79 b	21,44 ± 22,39 b	53,67 ± 45,39 a	0,00 ± 0,00 A
Lufenurom	44,57 ± 23,10 b	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 A
Testemunha	84,57 ± 18,18 a	95,82 ± 9,11 a	–	–
Df (erro)	36	36	36	36
Valor f	16,3	136,53	9,8	NAN
Valor p	<0,0001	<0,0001	<0,0001	NAN

244 Médias seguidas do erro padrão da média (EPM) com mesma letra na coluna não diferem entre si. Diferenças
 245 significativas entre as médias foram determinadas por ANOVA, seguida do teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Df = graus
 246 de liberdade do erro residual. Valores de F e p referem-se à análise de variância (ANOVA).

247 A aplicação dos inseticidas Lufenurom, Espinectoram e Clorraniliprole + Lambda-
 248 cialotrina sobre ovos de *S. frugiperda*, após o parasitismo não afetou a eficiência de parasitismo
 249 de *Tr. pretiosum*, com médias elevadas em todos os tratamentos (Tabela 3). No entanto, na
 250 aplicação antes do parasitismo houve redução significativa do parasitismo com a exposição a
 251 Clorraniliprole + Lambda-cialotrina, espinectoram e espinectoram, que apresentaram médias
 252 entre 11,60% e 40,80%, contrastando com a testemunha (93,60%) (Tabela 3).

253 A emergência de *Tr. pretiosum* foi negativamente afetada pelo uso de inseticidas sobre
 254 ovos tanto antes quanto após o parasitismo. Todos os inseticidas reduziram drasticamente a
 255 emergência na aplicação dos inseticidas após o parasitismo, com porcentagens menores que
 256 10%, enquanto na testemunha foi e 90,16%. Na aplicação antes doparasitismo, o mesmo padrão

257 foi observado, com valores muito baixos nos tratamentos (0,00% a 16,83%), confirmando a
 258 elevada toxicidade dos inseticidas para o desenvolvimento de *Tr. pretiosum* (Tabela 3).

259 A razão sexual de *Tr. pretiosum* foi afetada negativamente pelos inseticidas aplicados
 260 após o parasitismo ($p = 0,0014$), com redução total de fêmeas ocasionada pelo Lufenurom, que
 261 apresentou valor igual a zero. Na aplicação antes do parasitismo, também houve efeito
 262 significativo ($p = 0,0084$), com tendência de redução da proporção de fêmeas nos inseticidas, e
 263 a redução total ocasionada por Clorraniliprole + Lambda-cialotrina (Tabela 3). Em relação
 264 à deformação, não foram observadas diferenças estatísticas entre os tratamentos, tanto no após
 265 ($p = 0,193$) quanto na aplicação antes do -parasitismo ($p = 0,5628$), indicando que, apesar da
 266 baixa emergência, os indivíduos sobreviventes não apresentaram deformações significativas
 267 (Tabela 3).

268 **Tabela 3.** Efeito de diferentes inseticidas aplicados em pré e pós-parasitismo sobre os
 269 parâmetros biológicos de *Tr. pretiosum* sob condições laboratoriais

APLICAÇÃO APÓS OPARASITISMO (24H)				
TRATAMEN TO	PARASITISMO (%)	EMERGÊNCIA (%)	RAZÃO SEXUAL	DEFORMAÇÃ O
Clorranilipr ole + Lambda- Cialotrina	87,60 ± 18,42 a	9,19 ± 10,01 b	38,33 ± 27,27 a	16,67 ± 32,39 A
Espinetoram	94,80 ± 6,27 a	4,19 ± 5,69 b	50,00 ± 52,70 a	12,50 ± 27,00 A
Lufenurom	96,00 ± 6,80 A	0,80 ± 2,53 B	0,00 ± 0,00 B	0,00 ± 0,00 A
Testemunha	83,20 ± 21,89 A	90,16 ± 12,74 A	–	–
Df (erro)	36	36	36	36
Valor f	1,63	243,88	6,38	1,66
Valor p	0,2	<0,0001	0,0014	0,193
APLICAÇÃO ANTES DO PARASITISMO				
TRATAMENTO	PARASITISMO (%)	EMERGÊNCIA (%)	RAZÃO SEXUAL	DEFORMAÇÃO
Clorraniliprole + lambda- cialotrina	11,60 ± 15,49 c	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 A
Espinetoram	40,80 ± 25,28 b	8,58 ± 16,35 b	28,33 ± 45,85 ab	1,67 ± 5,27 A
Lufenurom	34,00 ± 18,21 b	16,83 ± 28,00 b	23,89 ± 39,89 ab	1,11 ± 3,51 A
Testemunha	93,60 ± 10,19 a	92,84 ± 6,50 a	–	–
Df (erro)	36	36	36	36
Valor f	36,68	66,8	4,55	0,69
Valor p	<0,0001	<0,0001	0,0084	0,5628

270 Médias seguidas do erro padrão da média (EPM) em cada coluna não diferem entre si. Diferenças significativas
 271 entre as médias foram determinadas por ANOVA, seguida do teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Df = graus de liberdade
 272 do erro residual. Valores de F e p referem-se à análise de variância (ANOVA).

273 Os inseticidas químicos Lufenurom, Espinetoram e Clorantraniliprole + Lambda-
274 cialotrina apresentaram efeitos negativos significativos sobre os parâmetros biológicos dos
275 parasitoides de ovos *Te. remus* e *Tr. pretiosum*, confirmando os riscos que o controle químico
276 não seletivo aos inimigos naturais pode representar para os agentes de controle biológico,
277 afetando assim sua eficiência. A severidade dos impactos variou conforme a espécie de
278 parasitoide, o princípio ativo do inseticida químico e o momento (antes ou após parasitismo).

279 A redução no parasitismo e, sobretudo, na emergência de ambos os parasitoides
280 estudados, especialmente quando os inseticidas foram aplicados antes do parasitismo, corrobora
281 com estudos recentes que alertam para a toxicidade de inseticidas amplamente utilizados no
282 controle de *S. frugiperda* sobre inimigos naturais. Os piretroides possuem alta toxicidade
283 sobre *Telenomus podisi* (Ashmead, 1893) (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trissolcus teretis*
284 (Johnson, 1987) (Hymenoptera: Scelionidae), parasitoides de ovos de Hemiptera, resultando
285 em severa redução da emergência (Silva *et al.*, 2022). Piretroides são relatados como
286 prejudiciais à maioria dos inimigos naturais, por possuírem um amplo espectro de
287 ação e são geralmente classificados como não seletivos para a maioria das espécies de
288 artrópodes benéficos (Jiang *et al.*, 2019; Carvalho *et al.*, 2021; Bueno *et al.*, 2022). Da mesma
289 forma, a drástica redução na emergência de *Tr. pretiosum* por todos os inseticidas testados,
290 mesmo na aplicação 24 horas após o parasitismo, alinha-se com os achados de Santos *et al.*,
291 (2020), que classificaram vários inseticidas registrados para milho como moderadamente a
292 altamente nocivos para imaturos de *Tr. pretiosum*.

293 O inseticida Lufenurom do grupo químico da benzoilureia se destacou pela extrema
294 letalidade em aplicação antes do parasitismo, eliminando quase completamente a emergência
295 da progênie de ambos os parasitoides, *Te. remus* e *Tr. pretiosum*. Esse efeito provavelmente está
296 associado à sua ação reguladora de crescimento (IGR), que interfere na síntese de quitina,
297 afetando diretamente o desenvolvimento embrionário e larval dentro do ovo hospedeiro (Ávila;
298 Nakano, 1999; Cheng *et al.*, 2018). A alta sensibilidade de parasitoides de ovos a IGRs foi
299 documentada por resultados semelhantes quanto à toxicidade de Lufenurom foram observados
300 por Pratisoli *et al.* (2004) e Parreira (2007), os quais verificaram que o número de descendentes
301 de *Tr. pretiosum* que emergiram de ovos de *S. frugiperda* reduziu significativamente quando
302 tratados com esse inseticida. Apesar de Lufenurom não ter prejudicado o parasitismo para *Te.*
303 *remus* quando aplicado no antes do parasitismo, observou-se que interferiu negativamente no
304 desenvolvimento das vespas, causando redução significativa na emergência. O efeito negativo

305 dos reguladores de crescimento do grupo da benzoilureia sobre emergência dos parasitoides de
306 ovos tem sido descrito na literatura.

307 A razão sexual foi significativamente alterada, principalmente na aplicação antes do
308 parasitismo para ambas as espécies, com redução extrema na proporção de fêmeas. Esse desvio
309 pode ter implicações demográficas profundas para as populações do parasitoide no campo, uma
310 vez que fêmeas são diretamente responsáveis pelo parasitismo subsequente. Em uma síntese
311 quantitativa, os efeitos subletais de inseticidas, como alterações na razão sexual, podem
312 amplificar o impacto negativo geral sobre populações de parasitoides a longo prazo,
313 comprometendo a função das vespas parasitoides como inimigos naturais (Teder; Knapp, 2019;
314 Tappert *et al.*, 2017).

315 O fato de *Tr. pretiosum* ter mantido níveis de parasitismo relativamente altos na
316 aplicação após o parasitismo, apesar da emergência quase nula, indica que as fêmeas adultas
317 podem não ser imediatamente mortas pelo contato residual, mas que os estágios imaturos dentro
318 do ovo são altamente suscetíveis. É importante ressaltar que esses experimentos foram
319 realizados sob condições ambientais controladas em laboratório, onde os parasitoides foram
320 submetidos à maior pressão possível dos inseticidas. Em condições de campo, entretanto, o
321 impacto negativo de alguns inseticidas testados pode ser reduzido, uma vez que *Te. remus* e *Tr.*
322 *pretiosum* podem se beneficiar de áreas de refúgio ou podem evitar áreas tratadas quimicamente
323 (Hassan, 1992; Carmo *et al.*, 2010; Carvalho *et al.*, 2021).

324 Os resultados reforçam a necessidade do uso de inseticidas seletivos a inimigos naturais
325 no manejo de *S. frugiperda*. A integração de controle biológico e controle químico só será
326 sustentável com a escolha de produtos que preservem os inimigos naturais. A adoção de
327 inseticidas seletivos, juntamente com o uso de parasitoides como *Te. remus* e *Tr. pretiosum*,
328 representa uma estratégia fundamental para programas de MIP que visam reduzir a pressão de
329 seleção por resistência e minimizar impactos ambientais, conforme defendido por Torres;
330 Bueno (2018) e Colmenarez *et al.*, (2022). Diante dos efeitos negativos observados,
331 especialmente em aplicações antes do parasitismo, recomenda-se evitar a pulverização de
332 Clorantniliprole + Lambda-cialotrina, Espinetoram e Lufenurom em períodos de liberação ou
333 de maior atividade desses parasitoides de ovos em campo. O momento da aplicação dos
334 inseticidas é um fator importantíssimo a ser considerado no manejo associado entre controle
335 químico e o uso de parasitoides, especialmente quando aplicado após o parasitismo e
336 especialmente para *Te. remus*, foi prejudicial.

337 Apesar das reduções no parasitismo, todos os inseticidas foram classificados como
 338 levemente nocivos para *Te. remus* com a aplicação antes e após o parasitismo (Classe 2). O
 339 inseticida Clorantranilprole + Lambda-cialotrina apresentou a maior redução do parasitismo
 340 com aplicação antes do parasitismo (75,16%) (**Tabela 4**).

341 **Tabela 4.** Classificação toxicológica de inseticidas para *Te. remus* segundo a escala da IOBC
 342 (Sterk et al., 1999).

Aplicação após o parasitismo (24 h)	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Média redução	Classe IOBC
Clorantranilprole + Lambda-cialotrina	50,00	55,70	41,27%	Classe 2
Espinetoram	51,73	46,29	45,41%	Classe 2
Lufenurom	40,57	64,22	41,98%	Classe 2
Testemunha	88,00	91,83	0,00%	
Aplicação antes do parasitismo	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Média redução	Classe IOBC
Clorantranilprole + Lambda-cialotrina	40,28	1,98	75,16%	Classe 2
Espinetoram	38,85	21,44	65,84%	Classe 2
Lufenurom	44,57	0,00	73,65%	Classe 2
Testemunha	84,57	95,82	0,00%	

343 Classes toxicológicas da IOBC (Sterk et al., 1999): Classe 1 – Inofensivo (< 30% de redução); Classe 2 –
 344 Levemente nocivo (30–79% de redução); Classe 3 – Moderadamente nocivo (80–99% de redução); Classe 4 –
 345 Nocivo (> 99% de redução).

346 Os inseticidas Lufenurom, Espinetoram e Clorantranilprole + Lambda-cialotrina foram
 347 classificados como levemente nocivos (Classe 2) para *Trichogramma pretiosum*, na
 348 aplicação após o parasitismo. No entanto, na aplicação antes do parasitismo, o inseticida
 349 Clorantranilprole + Lambda-cialotrina foi classificado como moderadamente nocivo (Classe
 350 3), com redução média de 93,81%, por apresentar maior impacto na emergência dos adultos
 351 (0,00), enquanto Espinetoram e Lufenurom classificados como levemente nocivo (Classe 2),
 352 com reduções de 73,59% e 72,78%, respectivamente (**Tabela 5**).

353 **Tabela 5.** Classificação toxicológica de inseticidas para *Tr. pretiosum* segundo a escala da IOBC
 354 (Sterk et al., 1999).

Aplicação após o parasitismo (24 h)	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Média redução	Classe IOBC
Clorantranilprole + Lambda-cialotrina	87,60	9,19	42,26%	Classe 2
Espinetoram	94,80	4,19	40,71%	Classe 2
Lufenurom	96,00	0,80	41,87%	Classe 2
Testemunha	83,20	90,16	0,00%	
Aplicação antes do parasitismo	Parasitismo (%)	Emergência (%)	Média redução	Classe IOBC
Clorantranilprole + Lambda-cialotrina	11,60	0,00	93,81%	Classe 3
Espinetoram	40,80	8,58	73,59%	Classe 2

Lufenurom	34,00	16,83	72,78%	Classe 2
Testemunha	93,60	92,84	0,00%	

355 Classes toxicológicas da IOBC (Sterk et al., 1999): Classe 1 – Inofensivo (< 30% de redução); Classe 2 –
356 Levemente nocivo (30–79% de redução); Classe 3 – Moderadamente nocivo (80–99% de redução); Classe 4 –
357 Nocivo (> 99% de redução).

358 A escassez de trabalhos científicos que avaliem especificamente a mistura comercial de
359 clorantraniliprole + lambda-cialotrina (Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina) sobre ambos os
360 parasitoides limitam uma compreensão mais ampla de suas interações sinérgicas. Ao analisar o
361 desempenho de Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina, sobre *Te. podisi*, verificaram que a
362 adição da Lambda-cialotrina a outros princípios ativos aumenta drasticamente a sua toxicidade
363 (Silva *et al.*, 2018). Enquanto o Clorantraniliprole puro é reportado na literatura como de risco
364 reduzido ou Classe 1 (Cordova *et al.*, 2006), a mistura comercial tende a elevar a mortalidade
365 ou reduzir a capacidade de emergência, aproximando-se do limite superior da Classe 2 e Classe
366 3. Esse padrão é corroborado por Zantedeschi (2021) e Campos (2019), que destacam que a
367 presença de piretroides em misturas comerciais é o principal fator de redução da seletividade
368 para parasitoides de ovos da família Platygasteridae.

369 O Lufenurom apresentou um perfil de baixo impacto sobre parasitoides do gênero
370 *Telenomus*, especialmente durante as fases imaturas. Em bioensaios de pós-parasitismo com *Te.*
371 *podisi*, o inseticida mostrou-se inócuo quando aplicado na fase ovo-larva (1 dia), não
372 promovendo reduções na viabilidade do parasitismo nem na emergência de adultos, sendo
373 classificado como Classe 1 segundo a IOBC (Souza *et al.*, 2020). Esse comportamento reforça
374 a seletividade do Lufenurom para parasitoides de ovos, uma vez que seu modo de ação, baseado
375 na inibição da síntese de quitina, tende a afetar organismos em estágios de muda, reduzindo os
376 efeitos adversos quando a exposição ocorre em fases iniciais do desenvolvimento embrionário
377 do parasitoide.

378 Exteckoetter *et al.*, (2025), que também investigou os efeitos colaterais de inseticidas
379 usados em soja e milho sobre *T. remus*, classificou como "levemente nociva" o Espinetoram,
380 reforçando a percepção de que, embora esses produtos permitam uma sobrevivência parcial do
381 parasitoide, eles exercem um impacto subletal significativo que não deve ser ignorado em
382 programas de MIP.

383 A classificação do Lufenurom como Classe 2 (levemente nocivo), segundo a IOBC, em
384 ambos os momentos de aplicação para *Tr. pretiosum*, indica um padrão consistente de
385 seletividade desse regulador de crescimento. Esse resultado corrobora os achados de Rocha;
386 Carvalho (2004), que também enquadraram o lufenurom nessa categoria ao observarem
387 reduções moderadas no parasitismo, sem comprometimento severo do desenvolvimento do

388 parasitoide. De forma semelhante, Stefanello Júnior *et al.* (2008), ao avaliarem a formulação
389 comercial Lufenrom EC em cultura de milho, confirmaram sua classificação como Classe 2,
390 reforçando que o modo de ação do inseticida, baseado na inibição da síntese de quitina, tende
391 a exercer efeitos menos agressivos sobre parasitoides de ovos quando comparado a inseticidas
392 neurotóxicos.

393 Espinetoram foi classificado como Classe 2 evidenciando um padrão de toxicidade
394 inferior ao relatado em parte da literatura, o que indica uma resposta variável desse inseticida
395 em função das condições experimentais. Embora Stefanello Júnior *et al.* (2008) tenha
396 classificado o espinosade (mesma classe química) na Classe 3 (moderadamente nocivo), Bueno
397 *et al.* (2008) foram mais incisivos ao classificar o produto na Classe 4 (nocivo) para adultos e
398 fases imaturas de *Tr. pretiosum*, por observarem efeitos ainda mais severos. Essas divergências
399 reforçam que a seletividade dos espinosinas, não é intrínseca à molécula, mas fortemente
400 influenciada pela dose aplicada, estágio de desenvolvimento do parasitoide e via de exposição.
401 A classificação menos severa neste estudo, sugere que as condições de aplicação e a
402 concentração utilizada limitaram a absorção ou a persistência do ingrediente ativo nos ovos
403 hospedeiros, reduzindo os efeitos negativos sobre o desenvolvimento do parasitoide, o que
404 permitiu maior emergência de adultos em comparação aos cenários descritos na literatura.

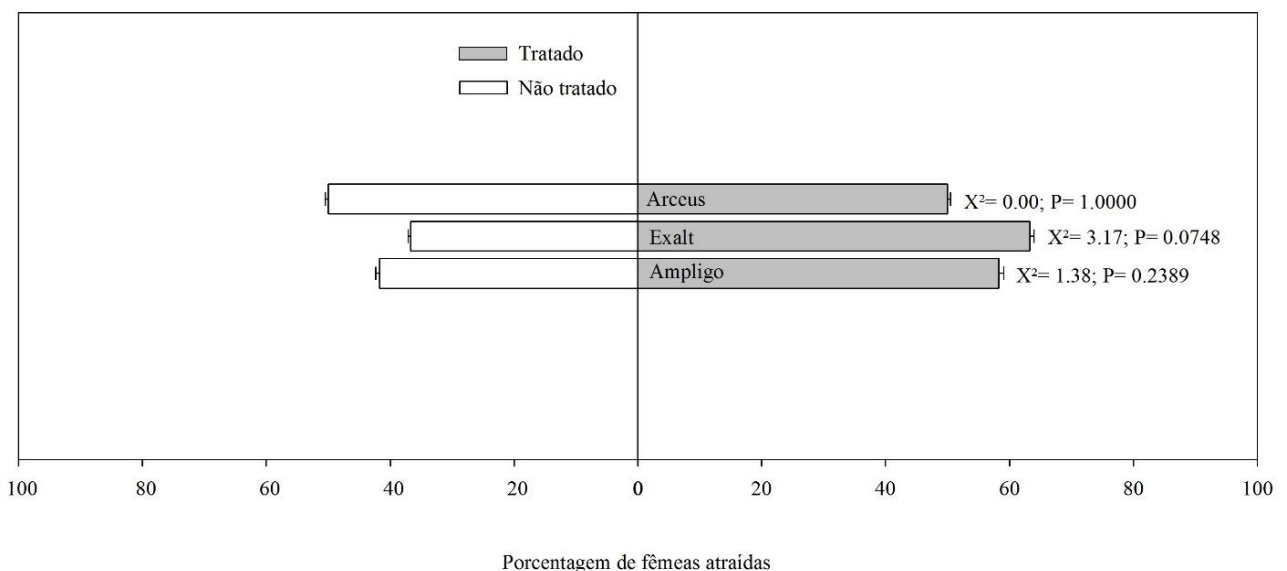
405 A combinação Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina aplicado antes do parasitismo,
406 apresentou 93,81% de redução elevando-o à Classe 3 (moderadamente nocivo). Esse efeito
407 pode ser atribuído, a presença da Lambda-cialotrina na formulação, uma vez que inseticidas do
408 grupo dos piretroides apresentam elevada toxicidade, decorrente do rápido efeito neurotóxico e
409 do intenso efeito de choque. Stefanello Júnior *et al.* (2008) e Grutzmacher *et al.* (2011) em suas
410 avaliações sobre sobre piretroides classificaram a Lambda-cialotrina isolada na Classe 4
411 (nociva), evidenciando seu potencial para causar mortalidade total ou quase total de adultos
412 observado neste estudo. Esse mecanismo de ação explica a ausência de emergência de adultos,
413 indicando que a exposição dos ovos hospedeiros previamente tratados inviabilizou o
414 desenvolvimento do parasitoide. Resultados semelhantes foram reportados por Alano (2020)
415 classificou o Lambda-cialotrina como Classe 3, reforçando que produtos com este princípio
416 ativo apresentam elevado risco toxicológico para parasitoides de ovos, mesmo quando
417 associados a moléculas consideradas mais seletivas.

418 **3.2 Efeito de inseticidas sobre a preferência ao parasitismo, em plantas de milho**
 419 **infestadas com ovos de *S. frugiperda*, e sua toxicidade**

420 Os inseticidas Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina, Espinetoram e Indoxacarbe não
 421 influenciaram na busca de *Te. remus* pelos ovos de *S. frugiperda* (Indoxacarbe: $\chi_1^2=0,00$; P =
 422 1,0000; Espinetoram: $\chi_1^2=3,17$; P = 0,0748 e Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina: $\chi_1^2=1,38$;
 423 P = 0,2389), (**Figura 2**). Os ovos de *S. frugiperda* quando tratados com o inseticida
 424 Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina reduziu significativamente a porcentagem de
 425 parasitismo de *Te. remus* com apenas 21,99% em comparação aos 65,49% observados nos (P =
 426 0,0102) (Tabela 6). Por outro lado, os inseticidas Espinetoram e Indoxacarbe não influenciaram
 427 a taxa de parasitismo entre os ovos tratados e não tratados.

428 Quanto à emergência dos parasitoides, constatou-se uma redução significativa ao tratar
 429 os ovos com Espinetoram, que apresentou uma porcentagem de emergência de apenas 19,61%
 430 (P = 0,004), e com Indoxacarbe (Indoxacarbe), que teve uma emergência de 34,09% (P =
 431 0,0225); os quais são consideravelmente inferiores quando comparados às porcentagens de
 432 emergência dos ovos não tratados, que foram de 76,86% e 62,81%, respectivamente (Tabela 6).

433 A razão sexual dos descendentes tratados não sofreu alterações significativas em
 434 comparação aos grupos não tratados. Nos tratamentos com Clorantraniliprole + Lambda-
 435 cialotrina, a razão sexual variou de 0,45 a 0,60 (P = 0,1106); com Espinetoram, variou de 0,30
 436 a 0,54 (P = 0,0826); e com Indoxacarbe, de 0,35 a 0,60 (P = 0,0739) (**Tabela 6**).



437
 438 **Figura 2.** Porcentagem de fêmeas de *Te. remus* no teste de preferência para fonte de odor de milho Bt, na presença
 439 de ovos de *S. frugiperda*, tratados e não tratados com inseticidas, com chance de escolha.

440

441 **Tabela 6.** Efeitos de inseticidas ($\% \pm EP$) sobre parâmetros biológicos de *Telenomus remus* em
 442 ovos de *Spodoptera frugiperda*, tratados e não tratados.

Parâmetro	Tratamento	Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina®	Espinetoram®	Indoxacarbe®
% Parasitismo	T	21,99 ± 7,38b	54,28 ± 10,16a	43,43 ± 10,92a
	NT	65,49 ± 11,31a	57,71 ± 11,61a	51,24 ± 11,79a
	<i>p</i> -valor	0,0102	0,3948	0,3670
				34,09
% Emergência	T	54,16 ± 15,27a	19,61 ± 10,36b	± 11,39b
	NT	76,90 ± 13,08a	76,86 ± 12,62a	62,81 ± 10,97a
	<i>p</i> -valor	0,1976	0,0040	0,0225
Razão Sexual	T	0,45 ± 0,10a	0,30 ± 0,09a	0,35 ± 0,07a
	NT	0,6 ± 0,12a	0,54 ± 0,09a	0,60 ± 0,12a
	<i>p</i> -valor	0,1106	0,0826	0,0739

443 Médias seguidas de mesma letra na mesma coluna não diferem entre os tratamentos, pelo teste de Wilcoxon a 5%
 444 de probabilidade.

445 Os inseticidas clorantraniliprole + Lambda-cialotrina, espinetoram e Indoxacarbe em
 446 com chance de escolha não afetaram a atratividade de *Te. remus* aos ovos de *S. frugiperda*. Uma
 447 vez que a emissão de voláteis em várias plantas após a oviposição de herbívoros é uma via
 448 importante de recrutamento de inimigos naturais, como demonstrado por Tamiru *et al.* (2011),
 449 ao verificarem diferentes cultivos na presença de ovos, emitem sinais voláteis detectáveis por
 450 parasitoides especializados. No entanto, os resultados deste estudo, mostram que a presença dos
 451 inseticidas não afetou significativamente o comportamento de busca de *Te. remus* pelos ovos
 452 de *S. frugiperda*, indicando que esses produtos não interferiram na capacidade do inimigo
 453 natural de localizar suas presas. Estudos anteriores sugerem que alguns compostos químicos,
 454 como a cis-jasmona aplicada em soja (*Glycine max* L.), induziu a emissão de compostos como
 455 canfeno, mirceno e (E)-ocimeno, que aumentaram a atratividade do parasitoide de ovos *Te.*
 456 *podisi*, os quais são semelhantes aos voláteis liberados após o ataque de percevejos (Moraes et
 457 *al.*, 2009). Embora tais substâncias sejam reguladores de defesa vegetal e não inseticidas
 458 convencionais, os resultados atuais indicam que o uso criterioso de inseticidas pode manter ou
 459 até potencializar a eficácia do controle biológico natural. O que indica que a percepção de
 460 voláteis por *Te. remus*, como outros parasitoides de ovos, é fundamental para o sucesso do
 461 forrageamento (Turlings; Erb, 2018; Arimura *et al.*, 2005). Mesmo com a ausência de efeito
 462 significativo, esses inseticidas podem indicar compatibilidade no comportamento de busca de
 463 *Te. remus*, o que pode ser desejável na escolha de produtos mais seletivos aos inimigos naturais.
 464 No entanto, a criteriosa seleção de inseticidas compatíveis é um dos pilares para a
 465 implementação eficiente do manejo integrado de pragas em milho Bt, como defendido por

466 Torres; Bueno (2018) e Angon *et al.* (2023). Vale ressaltar que o processo de localização do
467 hospedeiro adequado é seguido por decisões de aceitação ou rejeição do mesmo, favorecendo
468 assim o sucesso reprodutivo do inimigo natural.

469 A redução significativa no parasitismo de *T. remus* no tratamento com clorraniliprole
470 + Lambda-cialotrina sugere um efeito comportamental negativo desse inseticida sobre a
471 capacidade de escolha do parasitoide. Esse efeito pode ser atribuído à composição do produto,
472 que combina lambda-cialotrina (piretroide) e clorraniliprole (diamida). Em bioensaios, essa
473 combinação demonstrou interferir negativamente no parasitismo de *Te. podisi* (Silva *et al.*,
474 2022). Estudos indicam que piretroides podem alterar o comportamento de insetos benéficos,
475 comprometendo sua capacidade de oviposição (Desneux *et al.*, 2007; Cheng *et al.*, 2018).

476 Estudos anteriores demonstram os efeitos adversos de espinosinas e indoxacarbe sobre
477 inimigos naturais. Biondi *et al.*, (2012) destacam que espinosinas, como o espinetoram podem
478 afetar negativamente artrópodes benéficos, incluindo parasitoides como *Te. remus*, devido à sua
479 ação neurotóxica, principalmente quando tratados topicamente ou por meio do contato com
480 resíduos. Pois, inseticidas neurotóxicos afetam de maneira indiscriminada o sistema nervoso de
481 diversos insetos, interferindo em funções vitais dos parasitoides, como mobilidade,
482 alimentação, acasalamento, busca por hospedeiro e postura de ovos (Desneux *et al.*, 2007). Da
483 mesma forma, Stecca *et al.*, (2018) relataram que indoxacarbe pode impactar negativamente
484 parasitoides de ovos, como *Te. podisi*, afetando sua emergência e eficácia no controle biológico.
485 Já Clorraniliprole + Lambda-cialotrina não apresentou redução significativa ($P = 0,1976$),
486 apesar da menor taxa de parasitismo, sugerindo que, nos poucos ovos parasitados, a emergência
487 não foi comprometida.

488 Embora, de modo geral, não tenham sido observadas diferenças estatisticamente
489 significativas na razão sexual de *Te. remus* submetidos a diferentes inseticidas em testes com
490 chance de escolha, os dados indicam que, para alguns inseticidas (como espinetoram e
491 indoxacarbe), houve redução significativa da proporção de fêmeas em comparação aos
492 respectivos tratamentos sem aplicação, evidenciando um possível efeito negativo desses
493 produtos sobre esse parâmetro biológico. Esses resultados são biologicamente importantes, pois
494 o sucesso do controle biológico por parasitoides de ovos depende diretamente da presença de
495 fêmeas viáveis e fecundas, responsáveis pela busca e parasitismo de hospedeiros. Outros
496 estudos também relataram efeitos subletais de inseticidas que impactam a razão sexual, mesmo
497 em condições controladas de laboratório (Biondi *et al.*, 2012; Stecca *et al.*, 2018; Teder; Knapp,

498 2019). Isso reforça a importância de monitorar esse parâmetro ao avaliar a compatibilidade de
499 inseticidas com agentes de controle biológico.

500 Os resultados obtidos indicam que os inseticidas avaliados apresentam efeitos distintos
501 sobre os parasitoides de ovos, dependendo do princípio ativo e do momento da aplicação.
502 Inseticidas com ação neurotóxica, especialmente aqueles contendo piretroides, mostraram-se
503 mais prejudiciais, comprometendo o parasitismo e a emergência, o que limita sua associação
504 com programas de controle biológico. Em contraste, o Lufenurom destacou-se como o
505 inseticida mais compatível com os parasitoides avaliados, apresentando baixo impacto e maior
506 seletividade, sendo o mais indicado para uso associado a *Te. remus* e *Tr. pretiosum*. O
507 Espinetoram apresentou impacto intermediário, podendo ser utilizado com cautela em
508 programas de manejo integrado. Estudos futuros devem priorizar avaliações em condições de
509 campo e a investigação de efeitos subletais, visando aprimorar a integração entre controle
510 químico e biológico.

511 REFERÊNCIAS

512 AHMAD, M. F. *et al.* Pesticides impacts on human health and the environment with their
513 mechanisms of action and possible countermeasures. **Heliyon**, [s. l.], v. 10, n. 4, art. e29128,
514 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e29128>. Acesso em: 17 jan. 2026.

515 ALANO, D. M. Seletividade de inseticidas usados em morangueiro a *Trichogramma*
516 *pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera:
517 Crambidae). 2020. 64 f. **Dissertação (Mestrado em Agronomia)** – Setor de Ciências Agrárias,
518 Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2020.

519 ANGON, P. B. *et al.* Integrated pest management (IPM) in agriculture and its role in
520 maintaining ecological balance and biodiversity. **Journal Metrics: Advances in Agriculture**,
521 2023. DOI: <https://doi.org/10.1155/2023/5546373>. Acesso em: 17 jan. 2026.

522 ARAÚJO, M. B. *et al.* Effect of insecticides on biological attributes of the egg parasitoid
523 *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Biocontrol Science and Technology**, [s. l.],
524 v. 32, n. 7, p. 877-890, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2022.2060495>. Acesso
525 em: 17 jan. 2026.

- 526 ARDINA, A. *et al.* Parasitism capacity of *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) on
527 *Spodoptera frugiperda*, in refugia system. **International Journal of Basic and Applied**
528 **Sciences**, [s. l.], v. 12, p. 183–193, 2024. DOI: <https://doi.org/10.35335/ijobas.v12i4.327>.
529 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 530 ARIMURA, G.; KOST, C.; BOLAND, W. Herbivore-induced, indirect plant defences.
531 **Biochimica et Biophysica Acta (BBA) – Molecular and Cell Biology of Lipids**, v. 1734, n.
532 2, p. 1-111, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2005.03.001>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 533 AGBOYI, L. K. *et al.* Assessing the potential of inoculative field releases of *Telenomus remus*
534 to control *Spodoptera frugiperda* in Ghana. **Insects**, v. 12, n. 8, p. 665, 2021. DOI:
535 <https://doi.org/10.3390/insects12080665>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 536 ÁVILA, C. J.; NAKANO, O. Efeito do regulador de crescimento Lufenurom na reprodução
537 de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae). **Anais da Sociedade**
538 **Entomológica do Brasil**, v. 28, n. 2, p. 293-299, jun. 1999. DOI:
539 <https://doi.org/10.1590/S0301-80591999000200012>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 540 BATEMAN, M. D. *et al.* Assessment of potential biopesticide options for managing fall
541 armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa. **Journal of Applied Entomology**, [s. l.], v. 142,
542 n. 9, p. 805–819, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1111/jen.12565>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 543 BIONDI, A. *et al.* The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. **Pest**
544 **Management Science**, v. 68, n. 11, p. 1523–1536. 2012. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.3396>.
545 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 546 BUENO, A. F. *et al.* Compatibilidade no uso de bioinsumos e insumos sintéticos no manejo da
547 cultura da soja. In: MEYER, M. C.; BUENO, A. F.; MAZARO, S. M.; SILVA, J. C.
548 (Ed.). **Bioinsumos na cultura da soja**, 2022. p. 473-492.
- 549 BUENO, A. F. *et al.* Using egg parasitoids to manage caterpillars in soybean and maize:
550 benefits, challenges, and major recommendations. **Insects**, [s. l.], v. 15, n. 11, art. 869, 2024.
551 DOI: <https://doi.org/10.3390/insects15110869>. Acesso em: 17 jan. 2026.

- 552 BUENO, A. F. *et al.* Effects of pesticides used in soybean crops to the egg
553 parasitoid *Trichogramma pretiosum*. **Ciência Rural**, v. 38, n. 6, p. 1495-1503, set. 2008. DOI:
554 <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000600001>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 555 CAMPOS, E. F. Seletividade de inseticidas sobre parasitoide de ovos *Telenomus*
556 *podisi* Ashmead 1893 (Hymenoptera: Platygastridae). 2019. **Tese (Doutorado em**
557 **Entomologia e Conservação da Biodiversidade)** – Faculdade de Ciências Biológicas e
558 Ambientais, Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2019.
- 559 CARMO, E. L.; BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F. Pesticide selectivity for the insect egg
560 parasitoid *Telenomus remus*. **BioControl**, v. 55, p. 455-464,
561 2010. <https://doi.org/10.1007/s10526-010-9269-y>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 562 CARVALHO, G. A. *et al.* Physiological and ecological selectivity of pesticides for natural
563 enemies of insects. In: SOUZA, B.; VÁZQUEZ, L.; MARUCCI, R. (org.). **Natural enemies**
564 **of insect pests in neotropical agroecosystems**, 2019. DOI: [https://doi.org/10.1007/978-3-030-](https://doi.org/10.1007/978-3-030-24733-1_37)
565 [24733-1_37](https://doi.org/10.1007/978-3-030-24733-1_37). Acesso em: 17 jan. 2026.
- 566 CARVALHO, G. A. *et al.* Seletividade de produtos fitossanitários: uma estratégia viável para a
567 agricultura sustentável. In: **Controle biológico no Brasil com parasitoides e predadores na**
568 **agricultura brasileira**. FEALQ, 2021. p. 592.
- 569 CHENG, S. *et al.* Comparative susceptibility of thirteen selected pesticides to three different
570 insect egg parasitoid *Trichogramma* species. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v.
571 166, p. 86–91, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.09.050>. Acesso em: 17 jan.
572 2026.
- 573 CHEN, W. *et al.* Cold storage effects on biological parameters of *Telenomus remus*, a promising
574 egg parasitoid of *Spodoptera frugiperda*, reared on *Spodoptera litura* eggs. **Journal of Pest**
575 **Science**, v. 96, p. 1–14, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-022-01515-2>. Acesso em: 17
576 jan. 2026.
- 577 COLMENAREZ, Y. C. *et al.* The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera:
578 Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major

- 579 benefits. **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 3, n. 5, 2022. DOI:
580 <https://doi.org/10.1186/s43170-021-00071-6>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 581 CORDOVA, D. *et al.* Anthranilic diamides: a new class of insecticides with a novel mode of
582 action, ryanodine receptor activation. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 84, p. 196–
583 214, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2005.07.005>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 584 DAY, R. *et al.* Fall armyworm: Impacts and implications for Africa. **Outlooks on Pest**
585 **Management**, [s. l.], v. 28, n. 5, p. 196–201, 2017. DOI: https://doi.org/10.1564/v28_oct_02.
586 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 587 DESNEUX, N., DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The sublethal effects of pesticides on
588 beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, p. 81–106. 2007. DOI:
589 <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.52.110405.091440>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 590 EXTECKOETTER, V. *et al.* Side effects of insecticides used in soybean and corn for the egg
591 parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). **Ecotoxicology**, 34, 1266–1275,
592 2025. <https://doi.org/10.1007/s10646-025-02913-9>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 593 GRUTZMACHER, A. D. *et al.* Efeito do inseticida clorantraniliprole sobre *Trichogramma*
594 *pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em agroecossistema de várzea. In:
595 CONGRESSO BRASILEIRO DE ARROZ IRRIGADO, 7., 2011, EPAGRI/SOSBAI, 2011. p.
596 651-654.
- 597 GUO, J. F. *et al.* Potential invasion of the cropdevastating insect pest fall armyworm *Spodoptera*
598 *frugiperda* to China. **Plant Protection**, v. 44, p. 1–10, 2018.
- 599 GOULART, M. M. P. *et al.* Interaction between *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum*
600 in the management of *Spodoptera* spp. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 1, p. 121–
601 124, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262011000100019>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 602 HASSAN, S. A. *et al.* A laboratory method to evaluate the side effects of plant protection
603 products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae). In:
604 CANDOLFI, M. P. *et al.* (ed.). **Guidelines to evaluate side-effects of plant protection**
605 **products to non-target arthropods**. IOBC/WPRS, 2000. p. 107-119.

- 606 HASSAN, S. A. Guideline for the evaluation of side-effects of plant protection product
607 on *Trichogramma cacoeciae*. In: HASSAN, S. A. (Ed.). **Guidelines for Testing the Effects of**
608 **Pesticides on Beneficial Organisms: Description of Test Methods**. IOBC-WPRS, 1992. p.
609 18-39. (IOBC/WPRS Bulletin, 15).
- 610 JIANG, J. *et al.* Lethal and sublethal impact of sulfoxaflor on three species
611 of *Trichogramma* parasitoid wasps (Hymenoptera: trichogrammatidae). **Biological Control**, v.
612 134, p. 32-37, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2019.04.001>. Acesso em: 17 jan.
613 2026.
- 614 KENIS, M. *et al.* Invasiveness, biology, ecology, and management of the fall armyworm,
615 *Spodoptera frugiperda*. **Entomologia Generalis**, v. 43, n. 2, p. 187–241, 2023. DOI:
616 <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1659>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 617 LIMA, A. F. *et al.* Comparative tolerance levels of maize landraces and a hybrid to natural
618 infestation of fall armyworm. **Insects**, v. 13, n. 7, p. 651, 2022. DOI: 10.3390/insects13070651.
619 Acesso em: 17 jan. 2026.
- 620 MAHAJAN, R. S.; BHAMARE, V. K. Residual toxicity of some insecticides to different egg
621 parasitoids of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Indian Journal of**
622 **Entomology**, [s. l.], v. 85, p. 1–5, 2023. DOI: <https://doi.org/10.55446/IJE.2023.1203>. Acesso
623 em: 17 jan. 2026.
- 624 MORAES, M. C. B. *et al.* Attraction of the stink bug egg parasitoid *Telenomus podisi* to
625 defence signals from soybean activated by treatment with cis-jasmone. **Entomologia**
626 **Experimentalis Applicata**, v.131, n. 2, p. 178-188, 2009. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 627 NALIN, D. N. Biologia, nutrição quantitativa e controle de qualidade de populações de
628 *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) em duas dietas artificiais.
629 1991. **Tese (Doutorado)** – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de
630 São Paulo, Piracicaba, 1991. Acesso em: 26 jan. 2026.
- 631 NOUGADÈRE, A. *et al.* *Spodoptera frugiperda*—Pest Report to Support the Ranking of EU
632 Candidate Priority Pests. **EFSA Supporting Publication**, 2025. v. 22, p. EN-9266. DOI:
633 <https://doi.org/10.2903/sp.efsa.2025.EN-9266>. Acesso em: 17 jan. 2026.

- 634 OLIVEIRA, H. N. *et al.* Selectivity of insecticides used in the sugar-cane on adults of
635 *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Bioscience Journal**, v. 29,
636 n. 5, p. 1267-1274, 2013.
- 637 PARREIRA, D. S. **Seletividade de inseticidas reguladores de crescimento e de**
638 **neonicotinóides para *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera:**
639 **Trichogrammatidae).** 2007. 52 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade
640 Federal de Lavras, Lavras, 2007.
- 641 PEDROSO, E. C. Seletividade de inseticidas utilizados na cultura algodoeira a ovos e larvas de
642 terceiro instar de *Cycloneda sanguinea*. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 79, n.
643 1, p. 61-68, 2012.
- 644 PRATISSOLI, D. *et al.* Ação transovariana de Lufenurom (50 g/l) sobre adultos de *Spodoptera*
645 *frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e seu efeito sobre o parasitóide de
646 ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e**
647 **Agrotecnologia**, v. 28, n. 1, p. 9–14, 2004. DOI: [https://doi.org/10.1590/S1413-](https://doi.org/10.1590/S1413-70542004000100001)
648 [70542004000100001](https://doi.org/10.1590/S1413-70542004000100001). Acesso em: 17 jan. 2026.
- 649 POMARI-FERNANDES, A. *et al.* The Importance of Relative Humidity for *Telenomus remus*
650 (Hymenoptera: Platygasteridae) Parasitism and Development on *Corcyra cephalonica*
651 (Lepidoptera: Pyralidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) Eggs. **Annals of**
652 **the Entomological Society of America**, v. 108, n. 1, 2015. DOI:
653 <https://doi.org/10.1093/aesa/sau002>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 654 ROCHA, L. C. D.; CARVALHO, G. A. Adaptação da metodologia padrão da IOBC para
655 estudos de seletividade com *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera:
656 Trichogrammatidae) em condições de laboratório. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 26, n. 3,
657 p. 315-320, 2004. DOI: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v26i3.1825>. Acesso em: 17 jan.
658 2026.
- 659 ROSETTI, M. K. *et al.* *Duguetia lanceolata* A. St.-Hil. (Annonaceae) essential oil: toxicity
660 against *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) and selectivity for the
661 parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Agriculture**,

662 v. 13, n. 2, p. 488, 2023. DOI: <https://doi.org/10.3390/agriculture13020488>. Acesso em: 17 jan.
663 2026.

664 SANTOS, T. P. *et al.* Selectivity of registered pesticides for the corn crop on immature stages
665 of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**,
666 v. 43, art. e020719, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/1413-7054201943020719>. Acesso em:
667 17 jan. 2026.

668 SILVA, D. M. *et al.* Toxicity of insecticides to the egg parasitoids *Telenomus*
669 *podisi* and *Trissolcus teretis* (Hymenoptera: Scelionidae). **Revista Brasileira de Entomologia**,
670 v. 66, n. 3, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1590/1806-9665-RBENT-2022-0035>. Acesso em: 17
671 jan. 2026.

672 SILVA, G. V. *et al.* Selectivity of chlorantraniliprole and lambda-cyhalothrin to the egg
673 parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Semina: Ciências Agrárias**, v.
674 39, n. 2, p. 549-562, 2018. DOI: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2018v39n2p549>. Acesso
675 em: 17 jan. 2026.

676 SOUZA, J. S. *et al.* Effects of insecticides and phytoinsecticides on the egg parasitoid
677 *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Platygasteridae). **International Journal of**
678 **Development Research**, v. 10, p. 1–10, 2020.

679 STERK, G. *et al.* Results of the seventh joint pesticide testing programme carried out by the
680 IOBC/WPRS-Working Group “Pesticides and Beneficial Organisms”. **BioControl**, v. 44, p.
681 99–117, 1999. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1009959009802>. Acesso em: 17 jan. 2026.

682 STECCA, C. S. *et al.* Impact of insecticides used in soybean crops to the egg
683 parasitoid *Telenomus podisi* (Hymenoptera: platygasteridae). **Neotropical Entomology**, v. 47,
684 p. 281-291, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13744-017-0552-9>. Acesso em: 17 jan. 2026.

685 STEFANELLO JÚNIOR, G. J. *et al.* Efeito de inseticidas usados na cultura do milho sobre a
686 capacidade de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera:
687 Trichogrammatidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 75, n. 2, p. 187-194,
688 2008. DOI: <https://doi.org/10.1590/1808-1657v75p1872008>. Acesso em: 17 jan. 2026.

- 689 TAMIRU, A. *et al.* Maize landraces recruit egg and larval parasitoids in response to egg
690 deposition by a herbivore. **Ecology Letters**, v.14, p. 1075- 1083, 2011. DOI:
691 <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2011.01674.x>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 692 TAPPERT, L. *et al.* Sublethal doses of imidacloprid disrupt sexual communication and host
693 finding in a parasitoid wasp. **Scientific Reports**, v. 7, 42756, 2017. DOI:
694 <https://doi.org/10.1038/srep42756>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 695 TEDER, T.; KNAPP, M. Sublethal effects enhance detrimental impact of insecticides on non-
696 target organisms: A quantitative synthesis in parasitoids. **Chemosphere**, v. 214, p. 371-378,
697 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2018.09.132>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 698 TORRES, J. B.; BUENO, A. F. Conservation biological control using selective insecticides – A
699 valuable tool for IPM. **Biological Control**, v. 126, p. 53-64, 2018. DOI:
700 <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.07.012>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 701 TURLINGS, T. C. J.; ERB, M. Tritrophic interactions mediated by herbivore-induced plant
702 volatiles: mechanisms, ecological relevance, and application potential. **Annual Review of**
703 **Entomology**, v. 63, p. 433-452, 2018. DOI: [https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-](https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043507)
704 [043507](https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043507). Acesso em: 17 jan. 2026.
- 705 VAN DEN BERG, J.; BRITZ, C.; DU PLESSIS, H. Maize yield response to chemical control
706 of *Spodoptera frugiperda* at different plant growth stages in South Africa. **Agriculture**, [s. l.],
707 v. 11, n. 9, p. 826, 2021. DOI: <https://doi.org/10.3390/agriculture11090826>. Acesso em: 17 jan.
708 2026.
- 709 WU, P. *et al.* Potential economic impact of invasive fall armyworm on mainly affected crops in
710 China. **Journal of Pest Science**, v. 94, n. 4, p. 1065–1073, 2021.
711 DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01336-9>. Acesso em: 17 jan. 2026.
- 712 ZANTEDESCHI, R. **Efeitos letal e subletal de agrotóxicos registrados para a cultura da**
713 **soja ao parasitoide *Telenomus podisi* Ashmead, 1893 (Hymenoptera: Platygasteridae)**. Tese
714 (Doutorado em Fitossanidade) – Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal
715 de Pelotas, Pelotas, 2021. Disponível em: <http://guaiaca.ufpel.edu.br/handle/prefix/8382>.
716 Acesso em: 17 jan. 2026.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos neste estudo confirmam que o Cerrado Maranhense abriga de forma natural parasitoides de ovos de *S. frugiperda*, com destaque para *Te. remus* e *Tr. pretiosum*, reforçando o potencial desses agentes como ferramentas estratégicas no manejo integrado da praga. A ocorrência natural de parasitismo observada nas áreas amostradas demonstra que esses inimigos naturais já estão inseridos nos agroecossistemas locais, podendo ser explorados e fortalecidos por meio de programas de controle biológico aumentativo.

Os bioensaios evidenciaram que a idade e a densidade dos ovos de *S. frugiperda* influenciam diretamente o desempenho biológico dos parasitoides, sendo os ovos mais jovens os mais adequados ao parasitismo, com maiores taxas de emergência e melhor razão sexual. Esses achados são fundamentais para o planejamento de multiplicação massal e liberações em campo, pois permitem otimizar a produção, a eficiência do controle e maximizar o impacto sobre a população da praga.

No que se refere à compatibilidade com inseticidas, os resultados indicam que nem todos os produtos utilizados na região são seletivos aos parasitoides, havendo casos de efeitos letais e subletais que comprometem o parasitismo, o parasitismo e a emergência. Esse cenário evidencia a importância da escolha criteriosa de inseticidas em programas de manejo integrado, priorizando princípios ativos mais seletivos e compatíveis com o controle biológico, de forma a preservar os inimigos naturais e garantir a sustentabilidade do sistema de produção.

Assim, o presente trabalho contribui de forma significativa para o avanço do conhecimento sobre o uso de parasitoides de ovos no manejo de *S. frugiperda* no Cerrado Maranhense, fornecendo subsídios técnicos para a implementação de estratégias mais sustentáveis e eficientes. Recomenda-se que estudos futuros avaliem o desempenho desses parasitoides em condições de campo, em diferentes épocas do ano e em associação com outras táticas de manejo, visando consolidar protocolos de produção, liberação e fortalecer programas regionais de controle biológico.

ANEXO A – Instruções para autores da revista *Crop Protection*: Normas gerais para artigos – *Crop Protection*

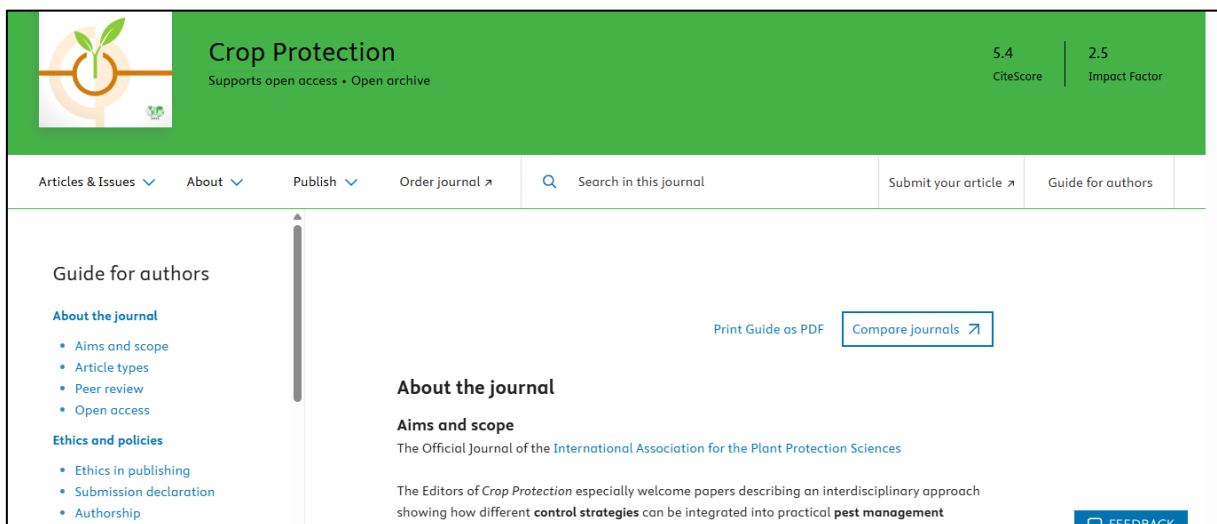
A revista *Crop Protection* publica trabalhos com foco nos aspectos práticos do manejo de pragas, doenças e plantas daninhas, com ênfase em estratégias integradas aplicáveis a sistemas agrícolas de diferentes níveis tecnológicos.

- **Artigos de pesquisa originais:** até 35 páginas, fonte 11 ou 12, espaçamento duplo, incluindo tabelas e figuras.
- **Estrutura do manuscrito**

O artigo deve conter, obrigatoriamente:

1. Página de título
2. Resumo e palavras-chave
3. Corpo do texto (Introdução, Materiais e Métodos, Resultados, Discussão)
4. Agradecimentos (quando aplicável)
5. Referências (Esta revista não estabelece requisitos rígidos quanto à formatação das referências no momento da submissão).

Em razão do formato do arquivo original e do elevado número de páginas, não foi possível anexá-lo a este documento. As normas podem ser consultadas no link em anexo.



The screenshot shows the homepage of the journal *Crop Protection*. The header is green and features the journal's logo on the left, the title "Crop Protection" in the center, and the text "Supports open access • Open archive" below it. On the right side of the header, the journal's CiteScore (5.4) and Impact Factor (2.5) are displayed. Below the header is a navigation bar with links for "Articles & Issues", "About", "Publish", "Order journal", a search bar, "Submit your article", and "Guide for authors". The main content area is white and features a "Guide for authors" section on the left with a list of links: "About the journal" (with sub-links for "Aims and scope", "Article types", "Peer review", and "Open access"), and "Ethics and policies" (with sub-links for "Ethics in publishing", "Submission declaration", and "Authorship"). The "About the journal" section on the right includes the text "Aims and scope" and "The Official Journal of the International Association for the Plant Protection Sciences". Below this, it states: "The Editors of *Crop Protection* especially welcome papers describing an interdisciplinary approach showing how different control strategies can be integrated into practical pest management". There are buttons for "Print Guide as PDF" and "Compare journals" in the "About the journal" section. A "FEEDBACK" button is located at the bottom right of the page.

[Crop Protection](#)