

**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

Bases bioecológicas de *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trichogramma* spp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) com vistas ao controle biológico do complexo *Spodoptera* (Guenée, 1852)

Alice dos Reis Fortes

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestra em Ciências. Área de concentração: Entomologia

**Piracicaba
2022**

Alice dos Reis Fortes
Licenciatura em Ciências Biológicas
Agrônoma

**Bases bioecológicas de *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) e
Trichogramma spp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) com vistas ao controle
biológico do complexo *Spodoptera* (Guenée, 1852)**
versão revisada de acordo com a Resolução CoPGr 6018 de 2011

Orientador:
Prof. Dr. **JOSÉ ROBERTO POSTALI PARRA**

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestra em Ciências. Área de concentração: Entomologia

Piracicaba
2022

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA – DIBD/ESALQ/USP**

Fortes, Alice dos Reis

Bases bioecológicas de *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trichogramma* spp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) com vistas ao controle biológico do complexo *Spodoptera* (Guenée, 1852) / Alice dos Reis Fortes. - - versão revisada de acordo com a Resolução CoPGr 6018 de 2011. - - Piracicaba, 2022.

98 p.

Dissertação (Mestrado) - - USP / Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”.

1. Isolinhagem 2. Hospedeiro alternativo 3. Parasitoides de ovos 4. *Spodoptera* spp. I. Título

DEDICATÓRIA

A minha família, Vicente Gonçalves Fortes, Diva de Sousa Ribeiro Fortes, Elenice Aparecida Fortes, Rafael Ribeiro Fortes e Renan Viatório Fortes

AGRADECIMENTOS

*Ao meu pai **Vicente Gonçalves Fortes** que sempre me incentivou a estudar*

*Ao professor **José Roberto Postali Parra** pela orientação e por estar sempre presente na execução do trabalho*

*Ao **Fernando Ribeiro Sujimoto** pela coorientação na parte de ecologia química, você é um profissional que eu admiro muito*

*Ao **Aloísio Coelho Júnior** pela coorientação na parte do estudo de biologia, por me ajudar a planejar os experimentos, analisar os dados e escrever este trabalho*

*À **Simone Possedente de Lira** pela coorientação na parte de ecologia química*

*À **Lêda Gonçalves Fernandes** pelo incentivo durante as minhas graduações para trabalhar com entomologia e por sempre ter acreditado em mim. Agradeço infinitamente os anos que te tive como orientadora no Ifsudeminas-Campus Machado*

*À **Yajahaira Carbajal Gonzales**, vulgo Llamita, pela amizade e apoio nos momentos difíceis durante o mestrado. Já te disse e sempre vou dizer por aí o quanto te admiro como mulher e como pesquisadora.*

*À **Neide Graciano** pelo suporte na criação de *Spodoptera* spp.*

*À professora **Clarice Garcia Borges Demetrio** e ao **Deoclecio Jardim Amorim** pela análise estatística do teste de voo*

*Aos colegas de laboratório dos anos 2020, 2021 e 2022. Em especial, a **Marilia Côrrea de Melo** com quem trabalhei junto nesses anos, você é uma excelente profissional. E ao **Tiago Tavares Ferreira** pela ajuda com os experimentos da parte de ecologia química.*

Aos meus colegas de Vila-PG pelos momentos de felicidade e de aprendizado

*Ao **CNPq**. (Conselho nacional de desenvolvimento científico e tecnológico) pela concessão da bolsa de mestrado*

*Ao **Sparcbio** (São Paulo Advanced Research Center for Biological Control Processo) Fapesp 2018/02317-5*

*À **Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"** e ao **Departamento de Entomologia e Acarologia** pela oportunidade de cursar o mestrado*

III

*Os homens não toleram que ninguém se apodere de suas propriedades e correm para pedras e armas se houver a menor disputa sobre o limite de suas terras, mas permitem que os outros invadam a sua vida, ou melhor, eles mesmos a levam para quem acabará por possuí-la. **Não se encontra ninguém disposto a distribuir dinheiro, mas quantos, entre eles, distribuem suas vidas!***

VIII

*“Ninguém vai trazer de volta os anos passados, ninguém lhes dará mais uma vez. A vida seguirá o caminho iniciado, e não reverterá nem verificará seu curso; não fará barulho, não lembrará sua rapidez. Silenciosa ela irá se deslizar; não se prolongará ao comando de um rei ou ao aplauso de uma população. Assim como foi iniciada no primeiro dia ela será executada; em nenhum lugar vai atrasar. E qual será o resultado? **Você ficou ocupado, a vida se passa; enquanto isso, a morte estará a mão, e para ela, por bem ou por mal, você deve encontrar tempo disponível .”***

Sêneca

SUMÁRIO

RESUMO.....	8
ABSTRACT.....	9
LISTA DE FIGURAS.....	10
LISTA DE TABELAS.....	12
1. INTRODUÇÃO.....	15
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	17
2.1 <i>Spodoptera</i> spp. (Lepidoptera: Noctuidae) – Distribuição geográfica, danos causados, morfologia e biologia.....	17
2.2 <i>Telenomus remus</i> (Hymenoptera: Scelionidae) e <i>Trichogramma</i> spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) – Biologia, morfologia, distribuição geográfica e seu uso para o controle biológico do complexo <i>Spodoptera</i>	20
2.3 Criação de <i>T. remus</i> em hospedeiro alternativo.....	27
2.4 Comunicação química e o comportamento de <i>T. remus</i>	27
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	31
3.1 Manutenção dos insetos utilizados nos experimentos.....	31
3.2 <i>Telenomus remus</i> (Nixon, 1937) (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> (Oatman & Platner, 1983) e <i>Trichogramma pretiosum</i> (Riley, 1879), versus o complexo <i>Spodoptera</i>	34
3.3 Interação de <i>T. remus</i> e <i>T. pretiosum</i> no manejo de <i>S. eridania</i> , em condições de laboratório.....	39
3.4 Comparação de hospedeiros alternativos para <i>T. remus</i>	41
3.5 Comportamento de <i>T. remus</i> mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros.....	43
3.6 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS).....	46
4. RESULTADOS.....	47
4.1 <i>Telenomus remus</i> (Nixon, 1937) (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> (Oatman & Platner, 1983) e <i>Trichogramma pretiosum</i> (Riley, 1879), versus o complexo <i>Spodoptera</i>	47
4.2 Interação de <i>T. remus</i> e <i>T. pretiosum</i> no manejo de <i>S. eridania</i> , em condições de laboratório.....	60
4.3 Comparação de hospedeiros alternativos para <i>T. remus</i>	62

4.4 Comportamento de <i>T. remus</i> mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros	64
4.5 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS).....	65
5. DISCUSSÃO	69
5.1 <i>Telenomus remus</i> (Nixon, 1937) (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> (Oatman & Platner, 1983) e <i>Trichogramma pretiosum</i> (Riley, 1879), versus o complexo <i>Spodoptera</i>	69
5.2 Interação de <i>T. remus</i> e <i>T. pretiosum</i> no manejo de <i>S. eridania</i> , em condição de laboratório.....	71
5.3 Comparação de hospedeiros alternativos para <i>T. remus</i>	72
5.4 Comportamento de <i>T. remus</i> mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros	73
5.5 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS).....	74
6. CONCLUSÕES	79
REFERÊNCIAS	81

RESUMO

Bases bioecológicas de *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trichogramma* spp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) com vistas ao controle biológico do complexo *Spodoptera* (Guenée, 1852).

O complexo *Spodoptera*, representado neste trabalho pelas espécies *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782), *Spodoptera albula* (Walker, 1857), e *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858), é um dos mais importantes grupos de pragas que causam prejuízos a diversas culturas no Brasil. Para seu manejo biológico, são considerados potenciais agentes os parasitoides de ovos *T. remus* e *Trichogramma* spp. Assim, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência do parasitismo, o desenvolvimento e a capacidade de voo de uma isolinhagem e de uma população geneticamente variável de *T. remus*, ao lado de *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) e de *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) para as diferentes espécies do complexo *Spodoptera* citado. Para atingir tal objetivo também foi estudada a interação de *T. remus* e *Trichogramma* spp. no parasitismo de ovos de *Spodoptera* spp., em condições laboratoriais. Uma outra etapa da pesquisa foi determinar em qual dos hospedeiros alternativos, *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) ou *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) *T. remus* parasita mais e se desenvolve melhor. Após a definição do melhor hospedeiro, foram elaborados extratos para serem aplicados sobre os ovos deste hospedeiro alternativo a fim de aumentar o parasitismo por *T. remus*. O extrato ativo foi determinado em teste de comportamento de *T. remus* e, em seguida, foi analisado por cromatografia gasosa (GC-FID) e de massas (GC-MS); posteriormente, foi realizada uma análise exploratória dos compostos presentes nesses extratos. Por fim, para todos os hospedeiros estudados, foi calculado o volume dos ovos a fim de entender melhor a relação hospedeiro-parasitoide. Considerando-se todas os parâmetros biológicos analisados, a isolinhagem de *T. remus* foi a mais indicada para o controle do complexo *Spodoptera*. Os parasitoides estudados apresentaram boa capacidade de voo, com exceção da população geneticamente variável de *T. remus*. Não houve sinergismo na associação de *T. pretiosum* com *T. remus*, em condições de laboratório. *T. remus* teve a mesma capacidade de se desenvolver nos hospedeiros alternativos estudados. As menores concentrações dos extratos de posturas e asas+pernas de *S. frugiperda* que registraram resposta de *T. remus* foram 58,75 mg/mL e 0,66 mariposas/mL, respectivamente. A partir da análise exploratória em GC-MS, determinou-se que compostos anotados como 'Dotriacontane', '8,11-Eicosadienoic acid methyl ester' e 'Octadecenoic acid, methyl ester' devem ser os primeiros a serem explorados em teste de eletroantenografia de *T. remus*. Os futuros estudos com esses compostos poderão selecionar atraentes a serem borrifados sobre as posturas do hospedeiro alternativo, no caso, *C. cephalonica*, para aumentar o parasitismo de *T. remus*.

Palavras-chave: Isolinhagem, Hospedeiro alternativo, Parasitoides de ovos, *Spodoptera* spp.

ABSTRACT

Bioecological basis of *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae) and *Trichogramma* spp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) aiming a biological control of the *Spodoptera* complex (Guenée, 1852).

The *Spodoptera* complex, represented in this investigation by *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782), *Spodoptera albula* (Walker, 1857), and *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858), is one of the most important group of pests, which is responsible for damaging several crops in Brazil. In this way, the parasitoids *T. remus* and *Trichogramma* spp. are considered potential agents for a biological management of the complex. Thus, this study aimed to evaluate the efficiency of parasitism, the development and flight ability of an isofemale line and a genetically variable population of *T. remus*, as well as *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) and *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) to the different species of *Spodoptera* complex listed before. To achieve such a goal, it was also studied the interaction of *T. remus* and *Trichogramma* spp. on the egg parasitism of *Spodoptera* spp., under controlled conditions. Another part of the investigation was to determine in which factitious hosts, *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) or *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) *T. remus* shows a higher parasitism and better development. After defining the best host, it was collected extracts to apply on the eggs of the alternative host in order to verify a possible increase in *T. remus* parasitism. The active extract was determined by behavioral assays with *T. remus* and, after that, analyzed by gas chromatograph (GC-FID) and mass spectrometer (GC-MS); then, it was applied an exploratory analysis to the compounds found in the extracts. At last, to all the host studied here, was calculated the eggs volume in order to better comprehend the parasitoid-host relation. Considering all the biological parameters evaluated, the isofemale line of *T. remus* was indicated to the control of *Spodoptera* complex. The studied parasitoids showed great flight ability, except the genetically variable *T. remus* population. There was no synergism in the association of *T. pretiosum* with *T. remus*, under laboratory conditions. *T. remus* showed the same developing ability in both factitious hosts. The fewer concentrations from the wings+legs and eggs extracts of *S. frugiperda* which indicated responses for *T. remus* were 58,75 mg/mL and 0,66 moths/mL, respectively. From the chemical analysis in GC-MS, it was determined that ‘Dotriacontane’, ‘8,11-Eicosadienoic acid methyl ester’ and ‘Octadecenoic acid, methyl ester’ must be the first compounds to be explored by electroantennographical tests in *T. remus*. Future studies with these compounds may select attractants to be sprayed on the eggs of the factitious host, *C. cephalonica*, to increase the *T. remus* parasitism.

Keywords: Isofamale line, Factitious hosts, Eggs parasitoids, *Spodoptera* spp.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Desenho experimental do teste de parasitismo de *Telenomus remus* (I- isolinhagem), *T. remus* (P- população geneticamente variável), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*; esse esquema refere-se a uma repetição..... 34
- Figura 2 - Desenho ilustrativo do processo de parasitismo de uma fêmea de *Telenomus remus* em ovos de *Spodoptera albula* no primeiro, segundo e terceiro dias de parasitismo; equivale a uma repetição (R1) por dia de parasitismo. 35
- Figura 3 - Desenho ilustrativo da unidade de voo; A- unidade de voo para *Trichogramma* spp. (I. placa de MDF; II. massa de modelar; III. anel de cola entomológica; IV. tubo de ensaio contendo uma postura parasitada; V. placa de Petri pincelada com cola entomológica); B- unidade de voo para *Telenomus remus*. 38
- Figura 4 - Parasitismo de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*, em 72 horas..... 48
- Figura 5 - Parasitismo diário de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*..... 49
- Figura 6 - Número de indivíduos (média) de *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* emergidos por ovo de *Spodoptera* spp. 50
- Figura 7 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (VN) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável - TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (SF) em teste de voo 55
- Figura 8 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera eridania* (SE) em teste de voo..... 56
- Figura 9 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera cosmioides* (SC), em teste de voo. 57
- Figura 10 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera albula* (SA), em teste de voo..... 58

- Figura 11 - Dendograma (Distância Euclidiana média-UPGMA) obtido na análise de agrupamento para *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*.....60
- Figura 12 - Comparação dos perfis químicos em GC-FID das amostras de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* e *Corcyra cephalonica*.....66
- Figura 13 - Perfis químicos em GC-FID das amostras de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda*.....67
- Figura 14 - Perfis químicos em GC-MS das amostras de asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* (A) e de posturas de *S. frugiperda* (B)68

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Quantidade de indivíduos de <i>Trichogramma pretiosum</i> e <i>Telenomus remus</i> (isolinhagem) utilizadas no teste de interação para o manejo de <i>Spodoptera eridania</i>	40
Tabela 2 - Quantidade de material obtida para preparação dos extratos e concentração das amostras de posturas e asas+pernas de <i>Spodoptera frugiperda</i> e de <i>Corcyra cephalonica</i>	43
Tabela 3 - Tratamentos utilizados para definir os extratos ativos para <i>Telenomus remus</i> (isolinhagem- mantida em ovos de <i>Spodoptera frugiperda</i>) e <i>T. remus</i> (isolinhagem- mantida em ovos de <i>Corcyra cephalonica</i>) em teste de comportamento.	44
Tabela 4 - Concentrações dos extratos ativos de posturas e de asas+pernas de <i>Spodoptera frugiperda</i> , utilizadas para o teste de comportamento de <i>Telenomus remus</i> (isolinhagem mantida em ovos de <i>S. frugiperda</i>).	45
Tabela 5 - Parâmetros estatísticos obtidos por meio de uma GLM (“General linear models”) para os dados de parasitismo de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> e <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de <i>Spodoptera</i> spp.	47
Tabela 6 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de número de <i>Trichogramma atopovirilia</i> e <i>Trichogramma pretiosum</i> emergidos por ovo de diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	50
Tabela 7 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de viabilidade do parasitismo de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> e <i>Trichogramma pretiosum</i> em ovos de <i>Spodoptera</i> spp.	51
Tabela 8 - Viabilidade (%) do parasitismo de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma pretiosum</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> , em diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	51
Tabela 9 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de razão sexual de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma pretiosum</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> em ovos de <i>Spodoptera</i> spp.	52
Tabela 10 - Razão sexual de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma atopovirilia</i> e <i>Trichogramma pretiosum</i> quando parasitam ovos de diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	52
Tabela 11 - Parâmetros estatísticos da análise de Kruskal-Wallis quando comparados o período ovo adulto de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinhagem), <i>Trichogramma pretiosum</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> nas diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	53

Tabela 12 - Período-ovo adulto de <i>Telenomus remus</i> (população geneticamente variável), <i>T. remus</i> (isolinagem), <i>Trichogramma pretiosum</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> , quando parasitam diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	53
Tabela 13 - Teste da razão de verossimilhanças (LR) utilizando um modelo Dirichlet-multinomial, comparando a capacidade de voo dos quatro parasitoides estudados para as diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	54
Tabela 14 - Média de comprimento (mm ³), largura (mm ³) e volume (mm ³) dos ovos de diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	59
Tabela 15 - Média de ovos de <i>Spodoptera eridania</i> parasitados por <i>Trichogramma pretiosum</i> e por <i>Telenomus remus</i> , isolados ou combinados, durante 24 horas.....	61
Tabela 16 - Número de ovos de <i>Spodoptera eridania</i> parasitados, em 24 horas, por <i>Telenomus remus</i> (isolinagem) e por <i>Trichogramma pretiosum</i> nas diferentes combinações utilizadas.....	62
Tabela 17 - Parasitismo de <i>Telenomus remus</i> (isolinagem) em ovos de <i>Anagasta kuehniella</i> , <i>Corcyra cephalonica</i> e <i>Spodoptera frugiperda</i> , em 72 horas.	63
Tabela 18 - Média de comprimento (mm), largura (mm) e de volume (mm ³) dos ovos de diferentes espécies de <i>Spodoptera</i>	63
Tabela 19 - Tempo (segundos) de “tamborilamento” de <i>Telenomus remus</i> (isolinagem, mantida em ovos de <i>Spodoptera frugiperda</i>) e <i>T. remus</i> (isolinagem, mantida em ovos de <i>Corcyra cephalonica</i> “geração F ₃ ”) em área tratada com diferentes extratos.....	64
Tabela 20 - Teste para definir a concentração ideal dos extratos de postura e de asas+pernas de <i>Spodoptera frugiperda</i> para <i>Telenomus remus</i> (isolinagem mantida em ovos de <i>S. frugiperda</i>).....	65
Tabela 21 - Compostos anotados via análise em CG-MS dos perfis químicos das amostras de postura e de asas+pernas de <i>Spodoptera frugiperda</i>	68
Tabela 22 - Registros na literatura de alguns insetos nos quais os compostos anotados nos perfis químicos de posturas e asas+pernas de <i>Spodoptera frugiperda</i> estão presentes.....	78

1. INTRODUÇÃO

O complexo *Spodoptera*, representado neste trabalho pelas espécies *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782), *Spodoptera albula* (Walker, 1857), e *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858), é um dos mais importantes grupos de pragas que causam prejuízos a diversas culturas no Brasil (PARRA et al., 2021a). São espécies com alto potencial biótico prejudicando especialmente os cultivos do milho, da soja e do algodoeiro, plantados no sistema de “sucessão de culturas”. Neste sistema, como há disponibilidade contínua de alimento, a permanência das pragas na área é facilitada, necessitando a adoção constante de práticas de manejo (MONTEZANO et al., 2018).

São táticas amplamente utilizadas para o manejo de *Spodoptera* spp., o controle químico e o controle varietal utilizando cultivos transgênicos com a tecnologia Bt (DIEZ-RODRÍGUEZ; OMOTO, 2001; FATORETTO et al., 2017; BARCELOS; ANGELINI, 2018). Todavia, o uso exagerado de inseticidas tende a selecionar populações resistentes (DIEZ-RODRIGUEZ; OMOTO, 2001; CARVALHO et al., 2013; OKUMA, 2015), além de causar a eliminação dos inimigos naturais, desequilibrando ainda mais o ecossistema (OLIVEIRA et al., 2007; SILVA et al., 2016; GRANDE et al., 2018). Nesta perspectiva, o uso de táticas mais sustentáveis para o controle de pragas e a não dependência exclusiva de produtos químicos são fundamentais para reduzir os efeitos negativos da agricultura sobre o meio ambiente (NICHOLLS; ALTIERI; SANCHES, 1999). Sendo assim, a utilização de controle biológico é uma alternativa na regulação de populações de insetos-praga e, à luz dos conhecimentos atuais, sabe-se que o Controle Biológico possui as vantagens de não deixar resíduos químicos, dificilmente seleciona populações de pragas resistentes (NORRIS; CASWELL; KOGAN, 2002) e vem ganhando espaço na agricultura brasileira recente (PARRA; COELHO Jr, 2019).

Uma opção de agente biológico para o controle de *Spodoptera* spp., especialmente *S. frugiperda*, é *Telenomus remus* (Nixon, 1937), um eficiente parasitoide de ovos que já foi utilizado em programas de controle biológico em pequenas áreas na América Latina (ALAM, 1978; HERNÁNDEZ; FERRER; LINARES, 1989; CAVE, 2000; FERRER, 2001). A eficiência de *T. remus* está ligada à sua capacidade de parasitar todas as camadas das posturas de *Spodoptera* spp., a despeito da presença das escamas das mesmas (CAVE, 2000). Outro agente que demonstra ser promissor para o controle de *Spodoptera* spp., é representado pelos parasitoides do gênero *Trichogramma*; no entanto, podem ser menos eficientes, por parasitarem apenas as camadas superficiais da postura (CRUZ; FIGUEIREDO; MATOSO, 1999; BESERRA; PARRA, 2004; CRUZ; MONTEIRO, 2004).

A maior parte dos estudos com *T. remus* está direcionada para o controle de *S. frugiperda* (MORALES et al., 2000; BESERRA; PARRA, 2004; SILVA, 2011; CARNEIRO; FERNANDES, 2012; CARNEIRO et al., 2010; QUEIROZ et al., 2019), sendo pouco estudado para as demais espécies do complexo citado (POMARI et al., 2012; POMARI-FERNANDES, BUENO, BORTOLI, 2014). *Trichogramma* spp. também têm sido estudadas para o controle de *Spodoptera* spp., especialmente de *S. frugiperda*, entretanto, os resultados, às vezes, contraditórios não justificam ainda sua utilização para grandes áreas de milho (CRUZ; FIGUEIREDO; MATOSO, 1999; CRUZ; MONTEIRO, 2004). Além disso, *T. remus* tem um problema adicional, pois ele não se desenvolve tão bem em ovos de hospedeiros alternativos quanto *Trichogramma* spp., e a produção em larga escala do seu hospedeiro natural, *S. frugiperda*, para a sua produção, esbarra no problema de canibalismo, comum na espécie, e que exige que as lagartas sejam criadas individualmente, elevando o custo da sua produção massal em dietas artificiais.

Assim, o presente trabalho teve por objetivo avaliar a eficiência de parasitismo, o desenvolvimento e a qualidade de uma isolinhagem de *T. remus*, de uma população geneticamente variável de *T. remus*, de *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) e *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) para diferentes espécies do complexo *Spodoptera*, bem como a possibilidade de utilização conjunta de *T. remus* e *Trichogramma* spp. para controle. Para o caso de *T. remus*, foram feitos estudos para otimizar sua criação em ovos do hospedeiro alternativo, *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865), utilizando-se para isso atraentes químicos.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae) – Distribuição geográfica, danos causados, morfologia e biologia

Spodoptera frugiperda (J.E. Smith, 1797)

O gênero *Spodoptera* possui distribuição cosmopolita, sendo reconhecidas 30 espécies, frequentemente encontradas em ambientes de clima quente nas regiões tropicais e subtropicais, embora, algumas possam ocorrer em regiões temperadas (POGUE, 2002). Dentre as espécies deste gênero, uma das mais problemáticas em cultivos agrícolas é a lagarta-do-cartucho do milho, *S. frugiperda*, que ocorre no Canadá, EUA, e desde o Caribe até o sul da Argentina (POGUE, 2002). Além do continente americano, há registros de *S. frugiperda*, na África, Ásia, Europa e Oceania (EPPO, 2022).

No Brasil essa espécie já foi registrada em todas as regiões do país (SARMENTO et al., 2002). *Spodoptera frugiperda* tem hábito altamente polífago, considerada praga de diversas culturas de importância econômica como milho, trigo, cana-de-açúcar, arroz, soja e hortaliças, nas quais pode causar danos tanto na fase vegetativa como na fase reprodutiva (LUGINBILL, 1928; GALLO et al., 2002; MIRANDA et al., 2015; MONTEZANO et al., 2018). Somente na cultura do milho, já foram registradas perdas de 34 a 52% da produção (VALICENTE, 2015; WORDELL-FILHO et al., 2016).

As mariposas medem de 30 a 40 mm de envergadura, possuem as asas posteriores esbranquiçadas e as anteriores marrom-acinzentadas, sendo uniforme nas fêmeas e com manchas nos machos (GALLO et al., 2002; POGUE, 2002; MIRANDA et al., 2015). Possuem o hábito de fazer postura em massa na parte adaxial da folha, e cada fêmea deposita até dois mil ovos, com uma média de 150 a 200 por postura; é usual, uma camada de escamas sobre a massa de ovos (CAPINERA, 1999). De três a cinco dias após a oviposição, ocorre a eclosão das lagartas, que apresentam coloração variada, podendo ser pardas, esverdeadas ou até pretas; possuem quatro manchas escuras no dorso do penúltimo segmento abdominal e na parte frontal da cabeça tem um “Y” invertido; as lagartas apresentam seis ou sete ínstars e a fase de pupa ocorre no solo ou sob os restos culturais (CRUZ, 1995; CAPINERA, 1999; MIRANDA et al., 2015). Devido ao hábito canibal, normalmente sobrevive apenas uma lagarta por planta (GALLO et al., 2002).

A temperatura de 25 °C é a mais favorável para o desenvolvimento de *S. frugiperda*; nessa condição as fases de ovo, lagarta, pupa e adulto têm, em média, 3, de 15 a 22, 10 e de 15 a 21 dias, respectivamente (SARMENTO et al., 2002; ROSA et al., 2012). Em

temperaturas extremas, a 18 °C e a 34 °C, o período ovo-adulto é de 79,3 e 19,6 dias (PARRA et al., 2021a). O período ovo-adulto de *S. frugiperda* dura cerca de 30 dias durante o verão, 60 dias na primavera e outono e de 80 a 90 dias durante o inverno (CAPINERA, 1999).

***Spodoptera eridania* (Stoll, 1782)**

Spodoptera eridania está presente desde os EUA até a Argentina e no Caribe (POGUE, 2002), na Ásia (GAIKWAD, 2021), Europa (KARSHOLT; NIELSEN, 2013; EPPO, 2022) e África (GOERGEN, 2018). É uma praga altamente polífaga, se alimenta de brotos, folhas, frutos e flores; há registros de 102 espécies de plantas hospedeiras de suas lagartas (POGUE, 2002). Ocorre com frequência em soja e no algodoeiro, além de ser considerada praga do arroz, e do milho, entre outros (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; MONTEZANO et al., 2014).

O adulto de *S. eridania* tem as asas anteriores com coloração cinza e marrom com marcas irregulares marrom-escuras e pretas e as asas posteriores são branco-opacas (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; POGUE, 2002; MIRANDA, 2010; MIRANDA et al., 2015). Os ovos são depositados em camadas e são cobertos por escamas, têm formato esférico, medem 0,45 mm de diâmetro e, inicialmente, apresentam coloração verde, ficando mais escura próximo da eclosão da lagarta (MIRANDA, 2010; MIRANDA et al., 2015). As lagartas têm seis ínstaras, são verdes ou verde-enebrecidas com cabeça castanha ou castanho-avermelhada; apresentam uma linha fina longitudinal e faixas laterais mais largas e, em cada lado, normalmente, encontra-se uma faixa amarelada ou esbranquiçada, interrompida por um colar preto no primeiro segmento abdominal; usualmente exibe uma série de triângulos negros na porção látero-dorsal (POGUE, 2002; MIRANDA, 2010; MIRANDA et al., 2015). As lagartas são mais ativas à noite e normalmente podem ser encontradas na parte adaxial da folha, pupam no solo, enterradas de 5 a 10 cm da superfície (MIRANDA, 2010).

As fases de ovo, larva, pupa e adulto, a 25 °C têm de 4 a 6, 14 a 20, 11 a 13 e de 8 a 10 dias, respectivamente e o período ovo-adulto dura cerca de 30 a 40 dias (MIRANDA, 2010; PARRA et al., 2021a). Em baixa temperatura, a 18 °C, o período ovo-adulto é de 81,7 dias, em contrapartida, essa espécie não tolera temperatura muito elevada e não há desenvolvimento a 34 °C (PARRA et al., 2021a).

***Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858)**

Spodoptera cosmioides ocorre em Trinidad-Tobago, e do Panamá até o sul da Argentina (POGUE, 2002). Está associada como praga principalmente da soja e do

algodoeiro, mas pode ocorrer como praga do tomateiro, feijoeiro, eucalipto, arroz, girassol, entre outros (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; SPECHT; ROQUE-SPECHT, 2016). As lagartas alimentam-se de vagens, grãos e folhas, inclusive podendo causar danos logo após a emergência da planta, reduzindo o estande inicial (TEODORO et al., 2013).

Os adultos de *S. cosmioides* possuem as asas anteriores com coloração cinza-claro mosqueada longitudinalmente, enquanto as asas posteriores são branco-pérola (POGUE, 2002; MIRANDA et al., 2015). As fêmeas depositam seus ovos sobre a superfície abaxial das folhas, em três a cinco camadas sobrepostas cobertas de escamas (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000). Os ovos têm formato oval com cristas radiais transversais conspícuas e córion translúcido (ZENKER; SPECHT; CORSEUIL, 2007). Ao eclodirem, as lagartas são marrons com a cabeça preta, em ínstares avançados possuem cabeça castanho-amarelada ou alaranjada, a cor do fundo do corpo varia de cinza-claro, castanho ao preto, com listra médio dorsal e látero-dorsal amarela ou ocre; a área dorsal pode ser mais clara entre as manchas segmentais triangulares pretas e possuem uma faixa mais escura entre o tórax e o abdômen; normalmente, as lagartas têm seis ínstares (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; POGUE, 2002; ZENKER; SPECHT; CORSEUIL, 2007; MIRANDA et al., 2015). As pupas são do tipo obtecta e podem ser encontradas enterradas no solo entre 5 a 10 cm, têm coloração inicial verde-clara e, conforme vão se desenvolvendo, ficam castanho-claras, tornando-se mais escuras próximo à emergência (ZENKER; SPECHT; CORSEUIL, 2007). A 25 °C, as fases de ovo, larva, pupa e adulto, têm de 3 a 4, 15 a 28, 11 a 15 e 10 a 15 dias, respectivamente; o período ovo-adulto é de aproximadamente 39 a 57 dias (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; GALLO et al., 2002; SPECHT; ROQUE-SPECHT, 2019; PARRA et al., 2021a). A faixa de temperatura mais adequada para o desenvolvimento de *S. cosmioides* situa-se entre 25 °C a 28 °C. Nessas temperaturas, em condições de laboratório, podem ocorrer de 9,6 a 11,7 gerações anuais do inseto, contudo, é uma espécie que se desenvolve relativamente bem desde temperaturas mais baixas como a de 18 °C até as mais elevadas como a de 32 °C (BAVARESCO, 2002; PARRA et al., 2021a). *Spodoptera cosmioides* completa o período ovo-adulto mais rapidamente a 32 °C, com 20,6 dias e a 18° C com 93,2 dias (PARRA et al., 2021a).

***Spodoptera albula* (Walker, 1857)**

Spodoptera albula está distribuída nos EUA, desde a Flórida até o Sudoeste do Texas, por todo o Caribe e América Central e desde o sul da Venezuela até o Paraguai (POGUE, 2002). É uma espécie polífaga praga do milho, sorgo, soja, girassol, algodoeiro,

feijoeiro, tomateiro, mamoeiro, entre outros. Sua lagarta causa danos ao se alimentar das folhas e frutos e, em altas densidades, dependendo do estágio da planta, pode cortar seu caule (SAVOIE, 1988).

As mariposas de *S. albula* medem de 26 a 37 mm de envergadura, as asas anteriores e o corpo são acinzentados e as asas posteriores brancas, muitas vezes translúcidas; é uma característica marcante a presença de uma faixa longitudinal escura na base das asas anteriores (POGUE, 2002; MONTEZANO et al., 2013). Depositam seus ovos normalmente em camadas sobrepostas e geralmente são recobertos por escamas (MONTEZANO et al., 2013). A coloração das lagartas varia de preto-acinzentada a castanho-acinzentada, a cabeça é castanha com manchas pretas; no corpo há duas fileiras dorsais de manchas triangulares escuras, cada uma delas com um ponto branco no centro; a linha dorsal e subdorsal pode ser amarela, vermelha ou laranja, podendo ser fracamente marcada e a linha subspiracular é fracamente marcada ou ausente (MONTEZANO et al., 2013).

As lagartas de *S. albula* têm hábitos noturnos e, durante o dia, se escondem no solo; nos primeiros ínstares de desenvolvimento raspam as folhas, nos ínstares mais avançados, as destrói completamente (MONTEZANO et al., 2013). A duração das fases de ovo, lagarta, pupa e adulto a 25 °C é, em média, de 4, 16, 11 e de 8 a 17 dias, respectivamente, resultando em um período ovo-adulto de 43,4 dias, em média (MONTEZANO et al., 2013; PARRA et al., 2021a). Essa espécie não se desenvolve bem em temperaturas baixas, como a de 18 °C, logo, é mais bem-sucedida em regiões com temperaturas mais elevadas (PARRA et al., 2021a).

2.2 *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) – Biologia, morfologia, distribuição geográfica e seu uso para o controle biológico do complexo *Spodoptera*.

***Telenomus remus* (Nixon, 1937)**

O parasitoide *T. remus* é oriundo de Sarawak e Nova Guiné (SCHWARTZ; GERLING, 1974; HERNÁNDEZ; FERRER, LINARES, 1989), foi introduzido no Brasil na década de 1980 pelo Dr. F. D. Bennett (Commonwealth Institute of Biological Control-CABI) (PEDRASI; PARRA, 1986). Houve três introduções, a primeira em 1983 com insetos provenientes da República Dominicana, a segunda foi em 1996 com insetos oriundos da Venezuela e, a terceira foi em 2011 também com parasitoides da Venezuela (COCK, 1985, WENGRAT et al., 2021).

Os adultos de *T. remus* têm o corpo negro brilhante, as fêmeas possuem o fêmur e a tíbia escuros e antenas clavadas, enquanto os machos possuem as pernas com coloração marrom-pálida e antenas filiformes, características que permitem a distinção dos sexos (CAVE, 2000; CAVE; ACOSTA, 1999; NIXON, 1937; WENGRAT et al., 2021). A cabeça é mais larga que o tórax, este se encontra elevado acima do nível do abdômen; o mesonoto é uniformemente convexo e ligeiramente brilhante; as asas dianteiras são acinzentadas; o abdômen é menor e mais estreito que o tórax e o órgão genital feminino é bastante curto e largo, sendo essa uma característica bastante peculiar em comparação com as demais espécies de *Telenomus* (Haliday, 1833) (NIXON, 1937).

O ovo de *T. remus* é arredondado antes do contato com o embrião do hospedeiro, em seguida, um pecíolo é projetado e o ovo se torna peciolado, geralmente com dimensões de 100 µm de comprimento e 40–50 µm de largura (GERLING, 1972). As larvas têm dois ínstar; a larva de primeiro ínstar não é segmentada, possui mandíbulas, um par de espinho caudal e cerdas circundam o abdômen, a função dessas cerdas é provavelmente para a locomoção; já a larva de segundo ínstar, possui o corpo segmentado com aberturas espiraculares na região dorso lateral do corpo (GERLING, 1972; PICHO, 1988; CAVE; ACOSTA, 1999; CAVE, 2000). Durante a fase de pré-pupa, podem ser observados discos imaginiais bem pronunciados e marcados, uma vez formada a pupa, ela repousa com a superfície dorsal voltada para cima (PICHO, 1988; CAVE; ACOSTA, 1999). A pupa, inicialmente, é de coloração branca-opaca com olhos levemente avermelhados; a coloração se transforma gradualmente até que o corpo se torne cinza e depois preto (GERLING, 1972; PICHO, 1988; CAVE; ACOSTA, 1999; CAVE, 2000).

Os adultos emergem por um orifício feito no córion do ovo do hospedeiro, o macho emerge primeiro e fica sobre a massa de ovos à espera da fêmea, que emergirá, em média, de 10 a 24 horas após a emergência do macho; em seguida, ocorre imediatamente a cópula que dura de cinco a dez segundos (GERLING, 1972; SCHWARTZ; GERLING, 1974; CAVE, 2000; SILVA, 2011). É comum observar a presença de quatro ou cinco machos ao redor da fêmea tentando copulá-la; no entanto, após a cópula, a fêmea não é mais atrativa ao macho e passa a buscar os ovos dos hospedeiros para parasitar (PICHO, 1988). Se não houver o acasalamento a fêmea produzirá apenas descendentes machos (ROJAS; GARCÍA-ROA, 1995)

O desenvolvimento de *T. remus* é influenciado diretamente pela temperatura; a 25 °C, o período ovo-adulto para macho e fêmeas é de 13,2 e 13,5 dias, respectivamente (BUENO et al., 2008). Mesmo quando muda a espécie hospedeira, os valores ainda são bem

próximos, por exemplo, em *S. eridania* e *S. cosmioides* a 25 °C, o período ovo-adulto é de 13 dias (POMARI et al., 2012). As fases de ovo, lagarta e pupa ocorrem no ovo do hospedeiro, a 25 °C, duram, na ordem citada, de 10 a 24 horas, de 5 a 8 dias, de 5 a 6 dias; a fase adulta, tem longevidade média de nove dias para os machos e de 18 dias para as fêmeas (CAVE, 2000). A longevidade do adulto diminui quando é exposto a altas densidades de ovos do hospedeiro, provavelmente devido ao excesso de energia gasta para ovipositar uma maior quantidade de ovos (MORALES et al., 2000).

O número médio de ovos parasitados por *T. remus* varia muito, para o hospedeiro *S. frugiperda* a 25 °C, em 24 horas; foram registrados valores desde 80 até 120 ovos (MORALES et al., 2000; BUENO et al., 2010a). A viabilidade do parasitismo costuma ser alta, em *S. albula* é de 87,8%, em *S. eridania* de 100%, *S. frugiperda* de 96%; somente em *S. cosmioides*, a viabilidade diminui um pouco, sendo de 62,95%, valores observados quando o inseto é criado a 25 °C e 70% de umidade relativa (POMARI et al., 2012). A proporção sexual varia conforme a idade da fêmea e o estágio do desenvolvimento do ovo do hospedeiro; a melhor relação, macho/fêmea (1:5,4) é obtida com fêmeas de *T. remus* e ovos de *S. frugiperda* de até 24 horas (MORALES et al., 2000).

As variáveis citadas anteriormente como, capacidade de parasitismo, viabilidade do parasitismo, razão sexual são essenciais para avaliar a qualidade de um inseto criado em laboratório (van LENTEREN, 2003). Outro parâmetro importante é a capacidade de voo, pois trata-se de um atributo que pode ser alterado quando o inseto é mantido por sucessivas gerações em laboratório e está relacionado com o desempenho dos parasitoides em condição de campo (PREZOTTI et al., 2002; van LENTEREN, 2003). De modo geral, há relatos que o percentual de indivíduos voadores de *T. remus* emergidos de ovos de *S. frugiperda* é de 75 a 85%, em condições laboratoriais (POMARI-FERNANDES; BUENO; BORTOLI, 2016).

Existem registros de *T. remus* parasitando ovos de pragas na cultura do milho em diversos locais como Antígua, Barbados, Brasil, Colômbia, Guiana, Honduras, Nicarágua, Suriname, Trinidad-Tobago, EUA, em cultivo de hortaliças na República Dominicana, Guadalupe, Porto Rico e EUA e, em plantações de sorgo na Guiana e EUA (MOLINA-OCHOA et al., 2003). A vantagem da utilização de parasitoides de ovos é que eles matam o inseto praga durante a fase inicial de desenvolvimento (HASSAN, 1993); além disso, *T. remus* pode parasitar todos os ovos da postura de *Spodoptera* spp., especialmente *S. frugiperda*, que são depositados em camadas sobrepostas e recobertos por escamas (WOJCIK; WHITCOMB; HABECH, 1976; CAVE, 2000).

Em campo, a introdução e estabelecimento de *T. remus* contribuiu para a regulação da população de *S. frugiperda* na ilha de Barbados (ALAM, 1978; HERNÁNDEZ; FERRER; LINARES, 1989). Na América Latina, esse parasitoide foi utilizado comercialmente para o controle de lepidópteros pragas (van LENTEREN, 2012; COLMENAREZ et al., 2022). São exemplos, as liberações inundativas realizadas em áreas comerciais de milho na Venezuela, onde foi obtido um percentual de 50 a 80% de parasitismo em ovos de *S. frugiperda* (FERRER, 2001), e na Colômbia, onde o índice de parasitismo foi por volta de 80% (GARCÍA-ROA et al., 2002).

No Brasil, a utilização de *T. remus* é promissora para milho e soja, além de outras culturas nas quais o gênero *Spodoptera* é considerado praga (FIGUEIREDO; CRUZ; DELLA-LUCIA, 1999; POMARI et al., 2013). *Telenomus remus* demonstrou uma boa capacidade de parasitar ovos de *S. frugiperda* em condições de semi-campo; o parasitismo observado em cartelas dispostas nas plantas de milho foi acima de 96%, em plantas de algodão, o parasitismo máximo foi de 77% e em plantas de soja foi de 54,4 a 77,3% (POMARI-FERNANDES et al., 2013).

A quantidade de *T. remus* liberada, varia de 5.000 a 200.000 mil por hectare, com índice de parasitismo variando de 9 a 100%; nota-se que em trabalhos que registraram um baixo percentual de parasitismo foi feita apenas uma liberação, enquanto na maioria das pesquisas que registram valores mais altos foram feitas no mínimo três liberações (HERNANDEZ; FERRER; LINARES, 1989; LINARES, 1998; CAVE; ACOSTA 1999; GARCÍA-ROA, 1999; FERRER, 2001; FIGUEIREDO; DELLA-LUCIA; CRUZ, 2002; CRUZ, 2007; VARELLA et al., 2015; IVAN et al., 2016; SALAZAR-MENDOZA; RODRIGUEZ-SAONA; FERNANDES, 2020).

Recentemente, *T. remus* foi registrado pela primeira vez parasitando ovos de *S. frugiperda* na cultura do milho no sul da China (LIAO et al., 2019) e nas regiões leste, sul e oeste da África (KENIS et al., 2019; AGBOYI et al., 2020). No Brasil, há registros do parasitismo natural de *T. remus* em ovos de *S. frugiperda*, e *S. cosmioides*; o estabelecimento de *T. remus* também foi registrado nos EUA (WENGRAT et al., 2021). A ocorrência do parasitismo natural em ovos de *S. frugiperda* e *S. cosmioides*, indica que esse parasitoide pode ser um agente de controle biológico potencial para controlá-las.

***Trichogramma* spp.**

A família Trichogrammatidae é caracterizada por endoparasitoides solitários ou gregários, contém cerca de 89 gêneros distribuídos em todo o mundo (PARRA; ZUCCHI,

2004; CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010). Cerca de um quarto do total das espécies dessa família pertence ao gênero *Trichogramma* caracterizando-se como o gênero com maior número de espécies (CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010). Esse gênero se destaca pela capacidade de parasitar ovos de mais de 200 espécies de insetos pertencentes a 70 famílias e oito ordens em diversos habitats, desde aquático ao arbóreo (KNUTSON, 1998; CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010; JALALI; MOHANRAJ; LAKSHMI, 2016).

No novo mundo, a distribuição do gênero *Trichogramma* é de 60 espécies na região Norte-Americana, 22 na América Central e 41 na Sul-Americana (CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010); e somente no Brasil, ocorrem 30 espécies (PARRA et al., 2021b). A riqueza desse gênero pode estar ligada ao fato de serem insetos utilizados no manejo de pragas na agricultura e, portanto, são bastante estudados, consequentemente a descrição de novas espécies é mais recorrente (JALALI; MOHANRAJ; LAKSHMI, 2016).

Duas espécies desse gênero, *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) e *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983), são as mais estudadas para programas de controle biológico no Brasil. *Trichogramma pretiosum* está presente em todos os países da América do Sul e *T. atopovirilia* no Brasil, Colômbia e na Venezuela (CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010; QUERINO; ZUCCHI, 2012). No Brasil, *T. pretiosum* encontra-se amplamente distribuído em todas as regiões do país; no entanto, a espécie *T. atopovirilia*, não registrada, está presente apenas em Minas Gerais, Paraná, Pernambuco e São Paulo (QUERINO; ZUCCHI, 2012).

T. atopovirilia e *T. pretiosum* parasitam ovos de pragas que causam perdas econômicas na cultura da soja, milho, cana-de-açúcar, algodoeiro, entre outros. *T. pretiosum* possui uma ampla gama de hospedeiros, dentre eles, *Anticarsia gemmatalis* (Hübner, 1818), *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794), *Gymnandrosoma aurantianum* (Lima, 1927), *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758), e *S. frugiperda*. Em contrapartida, *T. atopovirilia* tem uma quantidade menor de hospedeiros, são eles: *A. gemmatalis*, *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758), *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850), *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1819), *Helicoverpa armigera* (Hubner, 1809) e *S. frugiperda*. (CONSOLI; PARRA; ZUCCHI, 2010; QUERINO; ZUCCHI, 2012).

Existem variações na morfologia de *Trichogramma*, utilizando como exemplo a espécie *T. pretiosum*; o ovo possui formato fusiforme e se torna oval conforme o embrião vai se desenvolvendo; as larvas, em estágios avançados, apresentam formatos vermiforme e piriforme, e a pupa é do tipo livre, possui o corpo segmentado com olhos e ocelos de coloração rósea que, com o tempo, se tornam vermelhos (CONSOLI, 1997). De modo geral, o

adulto normalmente possui coloração variando de amarelo-clara à marrom-escuro e possui olhos vermelhos brilhantes (FLANDERS, 1937).

O período de incubação do ovo é de aproximadamente 22 horas (FLANDERS, 1937; CONSOLI, 1997). Cerca de três a quatro dias após o parasitismo, os ovos dos hospedeiros começam a mudar de coloração tornando-se acinzentados e a seguir pretos, indicando a preparação da larva para pupação e essa mudança da coloração está ligada à esclerotização da cutícula do parasitoide (FLANDERS, 1937; CONSOLI, 1997; KNUTSON, 1998). Os adultos emergem por um orifício feito no córion do ovo do hospedeiro e na emergência já são sexualmente maduros (FLANDERS, 1937). Normalmente, a emergência ocorre pela manhã, os machos emergem primeiro e ficam nas posturas esperando as fêmeas emergirem para acasalar (KNUTSON, 1998). Caso não ocorra a cópula, as fêmeas parasitam normalmente seu hospedeiro, porém a prole terá somente insetos machos (KNUTSON, 1998). As espécies de *Trichogramma* são fototrópicas positivas e forrageiam para parasitar durante o dia (ASHLEY; GONZALES; LEIGH, 1973; MORRISON; STINNER; RIDGWAY, 1976)

Após a emergência, o parasitoide começa a buscar seu hospedeiro, quando este é encontrado, inicia-se o processo de parasitismo, dividido em três etapas: avaliação do ovo, perfuração e oviposição (CONSOLI, 1997). Deste modo, inicialmente, a fêmea caminha sobre a massa de ovos, quando escolhe o ovo, ela se move para frente e para trás examinando-o com as antenas (MOREIRA et al., 2009; CARNEIRO; FERNANDES, 2012). A seguir, insere o ovipositor e permanece parada por um tempo para avaliar o hospedeiro internamente, caso haja um embrião se desenvolvendo, a fêmea evita parasitá-lo (MOREIRA et al., 2009). Quando há a aceitação do hospedeiro, são realizados movimentos abdominais curtos para cima e para baixo que duram de 3 a 4 segundos, em seguida, há uma pausa de oito segundos (SUZUKI; HIEHATA, 1985; MOREIRA et al., 2009; CARNEIRO; FERNANDES, 2012). A duração das etapas de parasitismo depende da espécie de *Trichogramma* e da espécie hospedeira, por exemplo, quando *T. pretiosum* parasita ovos de *S. frugiperda*, a avaliação dura em média 27,78 segundos, a perfuração 47,28 segundos e a oviposição 76,57 segundos (CONSOLI, 1997).

O comportamento de *Trichogramma* spp., é influenciado pela temperatura, sendo que em baixas temperaturas, como a de 12°C, o parasitoide diminui sua atividade biológica, gastando mais tempo nas etapas do parasitismo, ocasionado a redução da taxa de parasitismo (PAK; van HEININGEN, 1985). Outra variável influenciada pela temperatura é o tempo de desenvolvimento do parasitoide, por exemplo, quando *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* se desenvolvem em *A. gemmatalis* a 14 °C, o período ovo-adulto de ambos é de

aproximadamente 49 dias, e a 30 °C diminui para 8 dias (FOERSTER; FOERSTER, 2009). A duração do ciclo pode variar dependendo da espécie de *Trichogramma* e da espécie hospedeira. No hospedeiro natural *S. frugiperda*, a 25 °C, o período ovo-adulto de *T. atopovirilia* dura em média 9,80 dias e o adulto vive em média 5,47 dias, enquanto para *T. pretiosum* os valores são de 9,66 dias e 7,37, respectivamente (BESERRA; PARRA, 2004).

Insetos do gênero *Trichogramma* spp. estão entre os agentes de controle biológico mais utilizados em todo o mundo e as espécies *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* são estudadas para regular populações de *Spodoptera* spp., especialmente *S. frugiperda* (PREZOTTI; HAJI; HONDA, 1997; KNUTSON, 1998; BESERRA, 2000; PARRA; ZUCCHI, 2004; MORALES et al., 2007; DEQUECH et al., 2013; JARALEÑO-TENIENTE et al., 2020). Inclusive, no Brasil, *T. pretiosum* está registrado para o controle de *S. frugiperda* (AGROFIT, 2022).

Dequech et al. (2013) relataram que o parasitismo natural em campo variou de 0,72 a 2,36%, nesse caso dos 500 ovos de *S. frugiperda*, 80,73% estavam parasitados por *T. pretiosum* e 17,27% por *T. atopovirilia*. O baixo índice de parasitismo está ligado ao fato de que as posturas de *Spodoptera* spp. normalmente possuem sobreposição de camadas e escamas, o que dificulta o parasitismo por *Trichogramma* spp. fazendo com que parasitem apenas as camadas superficiais da postura e ovos das demais camadas que estão na borda (CAVE; ACOSTA, 1999; CAVE, 2000; BESERRA; DIAS; PARRA, 2003; CARNEIRO, FERNANDES, 2012).

Em semi-campo, quando liberados *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* para controlar *S. frugiperda*, foi constatado um maior percentual de posturas parasitadas por *T. atopovirilia*, totalizando 8%, enquanto *T. pretiosum* não passou de 2% (JARALEÑO-TENIENTE et al., 2020). Apesar desses baixos resultados, *T. pretiosum* já foi usado comercialmente para controle de pragas de lepidópteros na Colômbia, Peru e EUA (HASSAN, 1993), evidenciando a grande discrepância de resultados, em condições de campo para este parasitoide. Quando liberado em cultivo orgânico de milho, regulou a população de *S. frugiperda* (MARTINAZZO et al., 2007; FIGUEIREDO et al., 2015). No Brasil, há recomendação para a liberação de *T. pretiosum* no cultivo de milho para o controle de *S. frugiperda*; de modo geral, são feitas três liberações com intervalos de sete dias, devem ser liberados 100.000 indivíduos por hectare/aplicação, distribuídos em cerca de 40 a 60 pontos por hectare (CRUZ; FIGUEIREDO; MATOSO, 1999; CRUZ; MONTEIRO, 2004).

Uma forma de tentar otimizar a utilização de *Trichogramma* spp. e de *T. remus* no controle de *Spodoptera*, reduzindo seus fatores de ineficiência, seria associá-los, ou seja, trabalhar com diferentes proporções (GOULART et al., 2011).

2.3 Criação de *T. remus* em hospedeiro alternativo

Desde a introdução de *T. remus* no Brasil já se passaram mais de 30 anos (PEDRASI; PARRA, 1986) e, apesar da sua comprovada eficiência no controle de *Spodoptera* spp., esse parasitoide é criado apenas em pequena escala, pois *S. frugiperda*, um dos principais hospedeiros possui hábito canibal durante a fase imatura; assim, faz-se necessário criar a lagarta de *S. frugiperda* individualmente, o que, conseqüentemente, dificulta e onera a sua produção em larga escala (CHAPMAN et al., 2000). Em algumas situações, o alto custo de produção pode dificultar a utilização do inimigo natural em campo (PARRA, 1997).

Uma das principais formas de viabilizar o uso de um inimigo natural é utilizar hospedeiros alternativos para sua criação, pois, além de reduzir o custo, aumenta a eficiência da produção em larga escala (KANNAN, 1931; PARRA, 1997). O hospedeiro alternativo é um hospedeiro não natural criado com mais facilidade, tem alta capacidade reprodutiva e o custo da produção dos ovos é mais econômico em relação ao hospedeiro natural (PARRA, 1997). Atualmente, os dois principais hospedeiros alternativos para criação massal são: a traça da farinha *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) e a traça do amendoim *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865). *Anagasta kuehniella* é utilizada para a criação massal de *Trichogramma* spp., um dos principais insumos biológicos da agricultura brasileira (PARRA; ZUCCHI, 2004; QUERINO; ZUCCHI, 2012).

Os resultados de algumas pesquisas indicam que *T. remus* consegue se desenvolver nos ovos do hospedeiro alternativo *C. cephalonica* (POMARI, 2013; QUEIROZ et al., 2017a; QUEIROZ et al., 2017b). A criação de *T. remus* neste hospedeiro afeta o tamanho do parasitoide, são gerados parasitoides menores, mas não afeta a capacidade de voo (POMARI-FERNANDES; BUENO; BORTOLI, 2016). Entretanto, quando *T. remus* é criado por várias gerações em ovos de *C. cephalonica*, produz parasitoides com menor capacidade de parasitismo em comparação aos criados em ovos de *S. frugiperda* (QUEIROZ et al., 2017a). Os problemas gerados na criação de *T. remus* em ovos de *C. cephalonica*, podem estar relacionados com o tamanho do ovo desse hospedeiro, que é menor quando comparado ao do hospedeiro natural, *S. frugiperda* (QUEIROZ et al., 2017a).

2.4 Comunicação química e o comportamento de *T. remus*

Os semioquímicos são todas as substâncias químicas que carregam informações entre organismos (NORDLUND; LEWIS, 1976). Nos indivíduos receptores, essas mensagens químicas ou sinais agem como um estímulo fisiológico de reações comportamentais específicas (ZARBIN; RODRIGUES; LIMA, 2009). Quando as moléculas influenciam na

comunicação intraespecífica, este semioquímico é denominado feromônio, quando influem na comunicação interespecífica, é denominado aleloquímico (CERUTI, 2007; ZARBIN; RODRIGUES; LIMA, 2009). Ainda, em cada uma dessas categorias há subcategorias, os feromônios podem ser do tipo sexual, de trilha, de alarme, de dispersão e de agregação; os aleloquímicos podem ser, um cairomônio, um alomônio, um antimônio ou um apneumônio (ZARBIN; RODRIGUES; LIMA, 2009). Os parasitoides geralmente exploram sinomônios vegetais e/ou cairomônios dos hospedeiros (HILKER; MEINERS, 2010).

Os aleloquímicos podem mediar a interação inseto-planta atuando de forma indireta na defesa da planta. Existem dois tipos de defesas contra insetos pragas, a primeira categoria é a defesa direta, na qual são incluídas as características, como redução do valor nutricional do alimento, produção de substâncias ovicidas e redução da preferência devido à existência de estruturas físicas como tricomas, espinhos, ceras, etc. (CHEN, 2008). A segunda categoria refere-se às defesas indiretas; neste caso, as plantas atacadas liberam compostos que são atrativos aos inimigos naturais que, por sua vez, regulam a população do inseto herbívoro e, conseqüentemente, reduz os danos à planta (DICKE, 1994; TURLINGS et al., 1998; COLAZZA et al., 2004; HEIL, 2010).

Os compostos que mediam a comunicação inimigo natural-planta favorecem a ambos, portanto, são classificados como sinomônios. Essa interação acontece, pois, o inimigo natural associa os voláteis de plantas induzidos por herbívoros ou os voláteis induzidos pela oviposição emitidos pela planta à presença de seu hospedeiro nos órgãos vegetais (PEÑAFLORES et al., 2011; HILKER; FATOUROS, 2015). Além daqueles emitidos pelas plantas, os voláteis oriundos do *frass* ou feromônio produzido pelo herbívoro também podem fornecer pistas químicas que orientem predadores e parasitoides para os habitats e hospedeiros adequados (ERBILGIN; RAFFA, 2001).

Os principais processos que garantem um parasitismo bem-sucedido são localização do habitat do hospedeiro, localização do hospedeiro, aceitação e adequação ao hospedeiro (VINSON, 1976; GAZIT; LEWIS; TUMLINSON, 1996). A localização do hospedeiro e do seu habitat está ligada às pistas químicas e físicas que induzem a fêmea a restringir a área de busca facilitando o encontro com o hospedeiro; esses fatores tendem a se tornar cada vez mais refinados nas espécies de parasitoides que possuem especificidade de hospedeiro (VINSON, 1976). Normalmente, na natureza existem pistas químicas percebidas somente a curta distância pelos parasitoides, enquanto outras são percebidas a longa distância. Vinson, Bin e Vet (1998) relataram que os odores provenientes dos ovos dos hospedeiros possuem baixa detectabilidade e, portanto, não constituem pistas que atuam a longa distância. Enquanto os

odores emitidos pelas plantas, constituem pistas mais facilmente detectadas à longa distância pelos parasitoides, pois são mais abundantes e mais voláteis.

Peñaflor et al. (2011) relataram que *T. remus* não apresenta comportamento inato à atração pelos voláteis liberados pela planta de milho ao sofrer herbívora por *S. frugiperda*. Todavia, é capaz de associar os odores emitidos pela planta ao hospedeiro quando adquire experiência, ou seja, após parasitar o ovo na presença de voláteis emitidos pela planta de milho atacada por *S. frugiperda*. Em relação às pistas químicas de curta distância, já foi relatado que a postura de *S. frugiperda* possui compostos que atraem *T. remus*; o que mais se discute é que esses compostos sejam provenientes das escamas do corpo da mariposa depositadas sobre os ovos durante a postura (LEWIS; TUMLINSON, 1996; FARIA, 2001; CARNEIRO; FERNANDES; CRUZ, 2006).

Os parasitoides também podem ser atraídos pela presença de outras substâncias químicas, como o feromônio do hospedeiro (VINSON, 1984). Nesta perspectiva, já foi relatado que as fêmeas de *T. remus* respondem a substâncias extraídas da ponta do abdômen de *S. frugiperda*, o (Z) -9-tetradecene-1-ol acetate (Z-9- TDA) e (Z) -9-dodecene-1-ol acetate (Z-9-DDA), importantes componentes do feromônio sexual de *S. frugiperda* (NORDLUND; LEWIS; GUELDNER, 1983; LEWIS; NORDLUND, 1984; NORDLUND et al., 1987).

Telenomus remus tem hábito de forragear em busca dos ovos de seus hospedeiros, tanto de dia quanto à noite (SILVA, 2011), contudo, Gazit, Lewis e Tumlinson (1996) relataram que há uma maior atividade durante as primeiras horas da escotofase. Ao encontrar a postura do hospedeiro, as fêmeas tocam os ovos com as antenas para reconhecer a sua qualidade, processo denominado “drumming” ou tamborilamento (PICHO, 1988; CAVE, 2000). É importante destacar o papel que as antenas têm para o que o parasitoide reconheça seu hospedeiro; as antenas estão repletas de sensilas que auxiliam na detecção de substâncias, substratos, percepção de condições climáticas. Dentre as sensilas presentes nas antenas de *T. remus*, as tricoides encontram-se amplamente distribuídas por sua antena e estão relacionadas com a função tátil e a percepção da textura dos substratos (CHEN; CHEN; LIANG, 2013). Quando as sensilas tricoides estão na clava da antena, forma-se uma região chamada “área de tato e gosto” e está ligada ao reconhecimento e à aceitação dos parasitoides ao hospedeiro (ISIDORO et al., 1996).

Após a localização do hospedeiro e de seu habitat, inicia-se o processo de aceitação ou não daquele hospedeiro; essa etapa envolve diversos estímulos físicos, como o tamanho, textura, formato, cor, emissão de som pelo hospedeiro (VINSON, 1976; CONSOLI, 1997); e novamente, a presença de substâncias químicas pode influenciar na aceitação (VINSON,

1976, PEÑAFLORES et al., 2012). Após o reconhecimento e aceitação do hospedeiro, o parasitoide inicia o processo de parasitismo projetando o ovipositor e inserindo-o no ovo, essa ação dura em torno de 30 a 45 segundos; neste momento também é avaliada a qualidade interna do ovo (PICHON, 1988). Quando há a aceitação, a fêmea realiza uma série de movimentos de compressão do abdômen, giro de antenas e movimentos suaves e irregulares da cabeça; após o término da oviposição, fricciona o abdômen sobre o ovo para marcá-lo como já parasitado e, em seguida, começa a buscar outro ovo, sendo gastos, normalmente, cinco segundos para reiniciar o processo (CARNEIRO; FERNANDES, 2012). Algumas vezes, após o término do parasitismo, a fêmea se limpa esfregando as pernas dianteiras nas antenas e na cabeça e as pernas traseiras uma na outra (CARNEIRO; FERNANDES, 2012).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Manutenção dos insetos utilizados nos experimentos

Os insetos utilizados nos experimentos foram provenientes das criações mantidas no Laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia e Acarologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – (ESALQ), unidade da Universidade de São Paulo (USP), localizado em Piracicaba - SP.

3.1.1 *Spodoptera* spp.

As criações de *Spodoptera albula* (Walker, 1857), *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858), *Spodoptera eridania* (Stöll, 1782) e *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) foram mantidas em duas salas: a sala de desenvolvimentos de lagartas e a de criação dos adultos. Ambas foram mantidas a 25 ± 2 °C; UR: $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. As lagartas de *Spodoptera* spp. foram criadas em dieta artificial desenvolvida por Greene, Leppla e Dickerson (1976). Inicialmente, aproximadamente 50 mL dessa dieta era colocada em copos plásticos de 100 mL, onde as lagartas recém eclodidas eram “inoculadas”. Quando atingiam o terceiro ínstar, eram individualizadas em copos descartáveis de 25 mL contendo 5 mL de dieta, vedados com tampas acrílicas. As lagartas eram mantidas nessa sala até tornarem-se pupas, período este de 20 dias, em média.

Para manutenção dos adultos, foram utilizadas gaiolas confeccionadas com um tubo de PVC (20 A × 10 D cm) com a parede interna revestida por folha de sulfite branca e um leque de folha de sulfite, ambos como substrato de oviposição. Na parte inferior da gaiola, havia um recipiente com algodão embebido em uma solução de mel a 10% para alimentação dos adultos. As pupas eram retiradas da dieta, separadas por sexo (BUTT; CANTU, 1962) e colocadas nas gaiolas na proporção de 10 ♀ para 10 ♂ ou 15♀:10♂. Cerca de 3 dias depois, as mariposas emergiam e ocorria a cópula e após um período de pré-oviposição de dois dias, os insetos iniciavam a postura. A partir desse momento, era realizada diariamente a coleta de posturas removendo o substrato de oviposição, recortando-as dos papéis mencionados, acondicionando-as em uma placa de Petri vedada com filme plástico para serem armazenadas em uma câmara climatizada do tipo BOD, regulada a -5 °C, para serem utilizadas posteriormente. Os adultos produziam ovos durante cerca de 5 dias; quando a produção diminuía, os adultos eram mortos por congelamento e descartados.

3.1.2 *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) e *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865)

Para a criação de *A. kuehniella*, foi utilizada a dieta artificial à base de farinha de trigo integral (97%) e levedura de cerveja (3%) (PARRA, 1997), na qual eram inoculados 0.3 gramas de ovos (aproximadamente 10.800 ovos) de até 24 horas. Para evitar a presença do parasitoide larval, *Habrobracon hebetor* (Say, 1836), as aberturas para troca de ar, presentes nas tampas das bandejas, foram revestidas com tecido “voile” em camada dupla e o espaço entre a tampa e a bandeja foi vedado com fita adesiva a fim de evitar a fuga das lagartas e a entrada dos parasitoides larvais (PARRA et al., 2014).

As bandejas permaneceram em uma sala climatizada a 25°C; após a emergência, cerca de 60 dias depois da inoculação, eram transferidas para a sala de coleta das mariposas que, por sua vez, eram coletadas diretamente na gaiola de postura por meio de um sistema de PVC acoplado a um aspirador comum (PARRA et al., 2014). As gaiolas foram elaboradas com tubos de PVC (20 A × 15 D cm), contendo telas de náilon dobradas no seu interior para pouso e acasalamento dos adultos e foram fechadas com telas em ambas as aberturas com auxílio de uma braçadeira de metal. Diariamente, coletavam-se os ovos depositados pelas mariposas e posteriormente, armazenava-os em uma câmara climatizada do tipo BOD, regulada a -5 °C, para serem utilizadas posteriormente (PARRA et al., 2014).

Para a criação de *C. cephalonica*, foi utilizado o mesmo procedimento da criação de *A. kuehniella*. Entretanto, a dieta era composta de germe-de-trigo (97%) e levedura de cerveja (3%) (BERNADI, 1992) e eram inoculados 0.15 gramas de ovos de *C. cephalonica* ovos, de até 24 horas.

3.1.3 *Telenomus remus* (Nixon, 1937)

Foi utilizada uma população de *T. remus* com variabilidade genética desconhecida oriunda da Venezuela, mantida no laboratório de Biologia de Insetos da Esalq por cerca de seis anos e uma população praticamente sem variabilidade genética (<14%), ou seja, uma isolinhagem, estabelecida a partir de uma população coletada em ovos de *S. frugiperda* em uma lavoura de milho da fazenda experimental da ESALQ na fazenda Areão, localizada no município de Piracicaba-SP, no ano de 2019. O primeiro passo para estabelecer a isolinhagem foi selecionar insetos com bons atributos biológicos para um agente de Controle Biológico como, boa capacidade de voo e alto potencial de parasitismo, dentre os parasitoides da população coletada em campo. Para isso, foi realizado uma adaptação na unidade de teste de voo proposta por Prezotti et al. (2002), onde ao invés de colocar uma placa de Petri contendo cola entomológica, na tampa superior, foram fixadas posturas de *S. frugiperda* para serem

parasitadas pelos insetos voadores (PAULA, 2020). O procedimento de “seleção” de voadores foi realizado por seis gerações. Em seguida, baseando-se na metodologia adotada por Coelho Jr. et al. (2016), a partir dos insetos obtidos na seleção de voadores, foram separadas aleatoriamente fêmeas, e realizou-se retrocruzamentos por nove gerações, chegando a um inseto com variabilidade genética menor que 14% (LI, 1955).

Os parasitoides foram mantidos em tubos de vidro de 500 mL, vedados com filme plástico de PVC. A cada 14 dias eram preparadas cartelas, confeccionadas, preferencialmente, com posturas de 24 horas de idade, de *S. frugiperda*; para isso as posturas eram fixadas em um papel cartão branco com cola Henkel® ($\approx 10 \times 10$ cm). Essas cartelas eram oferecidas aos parasitoides por 72 horas; após esse período eram retiradas e transferidas para novos potes de vidro contendo gotículas de mel puro para a alimentação da prole. A criação era mantida em uma câmara climatizada do tipo BOD com temperatura de $25 \pm 1^\circ \text{C}$, UR: $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.

3.1.4 *Trichogramma* spp.

Foram utilizadas duas espécies de *Trichogramma*: *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) linhagem AR, que foi estabelecida a partir de ovos de *S. frugiperda* coletados já parasitados em uma lavoura de milho no centro experimental da ESALQ localizada na fazenda Areão, Piracicaba – SP e *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983), que foi coletada em ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) no município de São José dos Pinhais – PR

Ambas as espécies de *Trichogramma* foram criadas nos ovos do hospedeiro alternativo *A. kuehniella*. Para fornecer os ovos aos parasitoides, foram preparadas cartelas constituídas de papel cartão (8×6 cm) onde os ovos da traça eram fixados com auxílio de fita dupla face. A cartela pronta era colocada em uma câmara com lâmpada UV por 45 minutos a fim de inviabilizar os ovos (STEIN; PARRA, 1987).

Trichogramma pretiosum e *T. atopovirilia* foram criados, separadamente, em tubos de vidro de 500 mL vedados com plástico filme, onde era colocada a cartela com ovos de *A. kuehniella* a serem parasitados por um período de 48 horas. Em seguida, 1/5 da cartela era recortado e transferido para outro tubo semelhante que continha gotículas de mel como fonte de alimento para os adultos da prole seguinte; o restante da cartela era descartado. Essa criação era mantida em uma câmara climatizada do tipo BOD com temperatura de $25 \pm 1^\circ \text{C}$, UR: $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. Cerca de 10 dias após o parasitismo dos ovos, os parasitoides emergiam e, novamente, era oferecida outra cartela, reiniciando o ciclo.

3.2 *T. remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *T. atopovirilia* e *T. pretiosum*, versus o complexo *Spodoptera*

3.2.1 Parasitismo de *T. remus* e *Trichogramma* spp. em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*.

Foi avaliado o parasitismo e desenvolvimento de *T. remus* (isolinhagem), *T. remus* (população geneticamente variável), *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* em ovos de *S. frugiperda*, *S. eridania*, *S. albula* e *S. cosmioides* (Figura 1). Deste modo, foi comparado o desempenho entre os quatro parasitoides por praga.

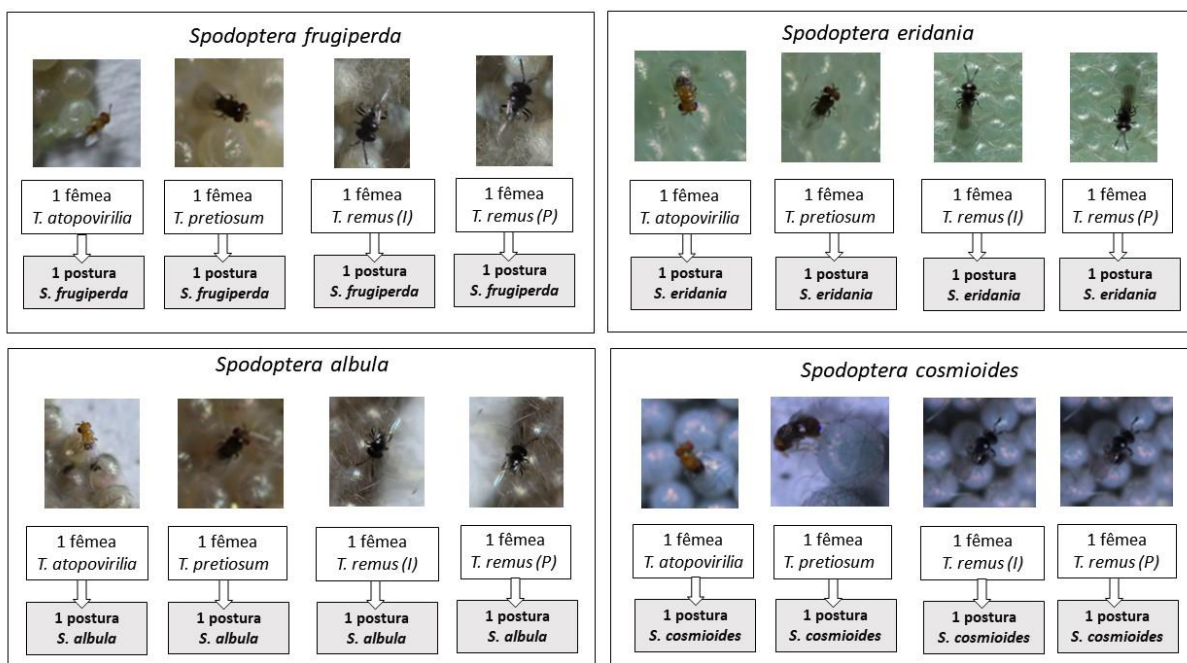


Figura 1 - Desenho experimental do teste de parasitismo de *Telenomus remus* (I- isolinhagem), *T. remus* (P- população geneticamente variável), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*; esse esquema refere-se a uma repetição.

Para cada espécie de parasitoide, por praga, foram preparadas 25 repetições; para isso, 25 fêmeas recém emergidas, de até 24 horas e sem experiência de parasitismo, foram individualizadas em tubos de ensaio (8,5 A × 2,5 D cm), onde havia uma gotícula de mel puro para alimentação. Foram separadas posturas de até 48 horas das diferentes espécies de *Spodoptera*, com cerca de 100 ovos para avaliar o parasitismo por *Trichogramma* spp. e 250 ovos para avaliar o parasitismo por *T. remus*. As posturas foram oferecidas sem manipulá-las, ou seja, não foi removida nenhuma camada e nem as escamas. As posturas foram fixadas com

cola Henkel® em um papel cartão (5 × 2 cm), devidamente identificado, colocadas individualmente nos tubos contendo a fêmea e, em seguida, vedava-se os tubos com filme plástico.

O tempo de parasitismo permitido foi de 24 horas; após este período, as cartelas foram retiradas e transferidas para novos tubos e novas cartelas foram oferecidas para as fêmeas. Esse procedimento foi realizado durante três dias consecutivos (Figura 2), período em que *T. remus* e *Trichogramma* spp. realizam cerca de 75% do parasitismo (SCHWARTZ; GERLING, 1974; BUENO et al., 2010a; BUENO et al., 2010b). O ensaio foi realizado em condições controladas de temperatura, umidade relativa e fotoperíodo, 25 ± 1 °C, $60 \pm 10\%$ (UR) e 14 horas de fotofase, respectivamente.

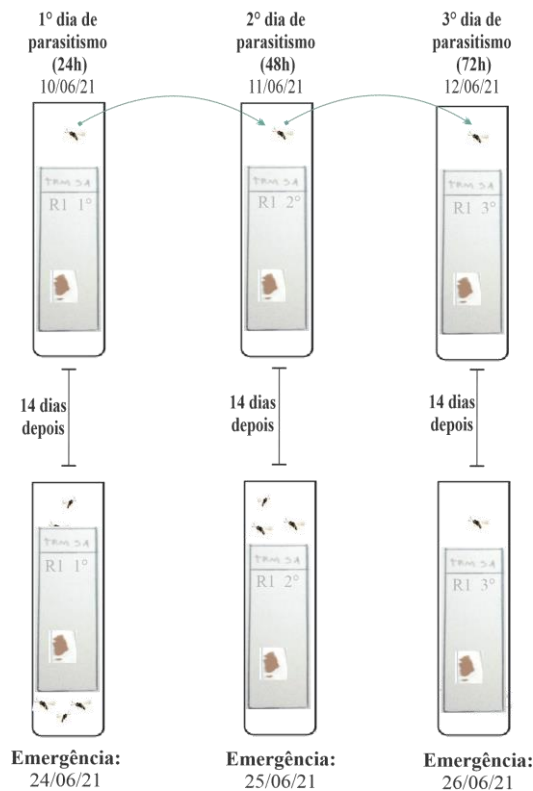


Figura 2 - Desenho ilustrativo do processo de parasitismo de uma fêmea de *Telenomus remus* em ovos de *Spodoptera albula* no primeiro, segundo e terceiro dias de parasitismo; equivale a uma repetição (R1) por dia de parasitismo.

Foi avaliado o número de ovos parasitados, a viabilidade, a razão sexual e a duração do período ovo-adulto dos parasitoides. Para *Trichogramma* spp. também foi contabilizada a quantidade de insetos emergidos por ovo, uma vez que, é característica dessas espécies ocorrer o superparasitismo, quando parasitam ovos de *Spodoptera* spp. (CARVALHO et al.,

2012; CABEZA et al., 2013). Para realização das análises estatísticas, foi utilizada a média dos três dias de parasitismo, para cada parâmetro biológico avaliado.

O parasitismo foi analisado ao contabilizar o número de insetos emergidos mais o número de ovos parasitados que continham em seu interior pupas inviáveis dos parasitoides, ou parasitoides que não emergiram; para isso, os ovos foram abertos com auxílio de um estilete de ponta fina. A viabilidade do parasitismo foi determinada calculando-se a relação entre o número de insetos emergidos e número de ovos parasitados. Determinou-se a razão sexual ($rs = n^{\circ} \text{ de fêmeas} / n^{\circ} \text{ de fêmeas} + n^{\circ} \text{ de machos}$) com base no número de insetos emergidos.

Análise estatísticas: foram utilizados modelos lineares generalizados GLM (NELDER; WEDDERBURN, 1972) com distribuição do tipo quase-Poisson para análise dos dados de parasitismo; GLM com distribuição do tipo quase-Binomial para os dados referentes à razão sexual; GLM com distribuição Binomial para avaliação da viabilidade do parasitismo em ovos de *S. frugiperda*; GLM com distribuição quase-Binomial para as demais espécies pragas e GLM com distribuição quase-Binomial para análise dos dados de número de *Trichogramma* spp. emergido por ovo. Foi verificada a qualidade dos ajustes da distribuição pelo gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação do pacote hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017). A comparação de médias foi realizada pelo teste de Tukey ($p = 0,05$), especialmente desenhada para GLM do pacote Multcomp (HOTHORN; BRETZ; WESTFALL, 2008).

A contagem do período ovo-adulto de cada parasitoide, foi realizada individualmente em cada hospedeiro, a partir da data de parasitismo até a morte de todos os parasitoides. Os insetos emergidos foram mortos em álcool 70% para contabilizar o número de fêmeas e machos que haviam emergido naquele dia e posteriormente eram descartados.

A análise estatística da duração do período ovo-adulto foi realizada submetendo-se os dados à análise de normalidade de Shapiro-Wilk e homogeneidade de variâncias pelo teste de Levene, e por não atender aos pressupostos necessários para uma análise de variância, foram submetidos ao teste de Kruskal-Wallis ($p > 0,05$). Foi aplicado o teste de comparação múltipla: teste de Dunn com correção de Bonferroni para identificar as diferenças entre os tratamentos (HOLLANDER; WOLFE, 1973; DUNN, 1964).

3.2.2 Teste de voo de populações de *T. remus* e de *Trichogramma* spp. que se desenvolveram em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*

Para o teste de voo de *Trichogramma* spp., foi utilizada a unidade de teste de voo desenvolvida por Dutton e Bigler (1995) e adaptada por Prezotti et al. (2002). A unidade era composta por um tubo cilíndrico de PVC (18 A × 11 D cm), revestido internamente com uma cartolina preta, na qual foi pincelado um anel de 0,5 cm de espessura de cola entomológica atóxica a 3,5 cm da extremidade inferior do tubo de PVC, de modo a formar uma barreira para captura dos parasitoides “caminhadores” (Figura 3- III). O fundo do tubo de PVC foi vedado com uma placa de aglomerado de madeira MDF de coloração branca com tamanho maior que seu diâmetro e para fixá-lo na placa MDF foi utilizada massa para modelar (atóxica) (Figura 3- I e II). Na parte superior do tubo de PVC, foi colocada uma placa de Petri pincelada com cola entomológica por toda sua extensão; nessa placa ficaram aderidos os parasitoides “voadores” (Figura 3- V).

Dentro da unidade de voo, foi disposto um tubo de ensaio de vidro (8,5 × 2,5 cm) fixado com massa de modelar (Figura 3- IV). No interior deste tubo foi colocada, individualmente, uma postura parasitada com cerca de 150 ovos de *Spodoptera* spp.; próximo à data da emergência dos parasitoides (dois dias antes), e gotículas de mel puro foram depositadas na parede interna do tubo como fonte de alimento para os adultos. Para o teste de voo de *T. remus*, utilizou-se o mesmo sistema de teste, porém o tubo de PVC era mais largo, com 18 cm de diâmetro (PAULA, 2020) (Figura 3-B).

O período de voo permitido foi de três dias, logo após, as unidades de voo foram transferidas para um freezer (-20 °C) para matar os parasitoides, facilitando assim a contagem. Foram registrados o número de parasitoides no anel de cola (caminhadores), na placa de Petri (voadores) e no fundo da unidade (não voadores). Este experimento foi realizado em condições controladas de temperatura, umidade relativa e fotoperíodo, 25°±1 °C, 60±10% e 14 horas de fotofase, respectivamente.

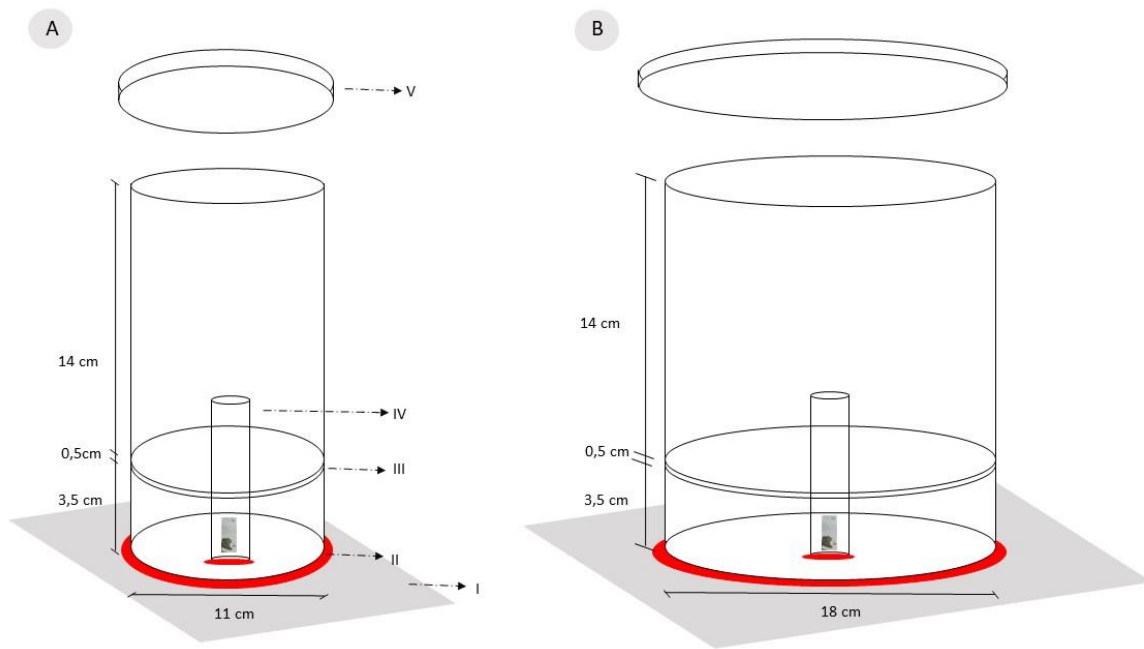


Figura 3 - Desenho ilustrativo da unidade de voo; A- unidade de voo para *Trichogramma* spp. (I. placa de MDF; II. massa de modelar; III. anel de cola entomológica; IV. tubo de ensaio contendo uma postura parasitada; V. placa de Petri pincelada com cola entomológica); B- unidade de voo para *Telenomus remus*.

Análise estatística: um modelo Dirichlet-multinomial (KIM et al., 2018) foi ajustado aos dados para indivíduos voadores, caminhadores e não voadores, incluindo o efeito de tratamento no “preditor” linear, utilizando o pacote MGLM (ZHANG; HUA, 2018). Empregou-se o teste de razão de verossimilhanças (LR) para avaliar a significância dos efeitos entre o modelo completo e o modelo reduzido. As diferenças entre as proporções de indivíduos em cada classe, nos diferentes tratamentos, foram avaliadas com base em intervalos de confiança bootstrap com 95% de confiança (IC₉₅) assumindo a suposição de normalidade. Para obter os desvios-padrão das proporções “preditas”, estimou-se o modelo para 10000 amostras bootstrap obtidas a partir do modelo ajustado, portanto, uma abordagem paramétrica de bootstrap foi adotada. As análises foram realizadas no software estatístico R (R Development Core Team 2021).

3.2.3 Volume dos ovos das diferentes espécies do complexo *Spodoptera*

Foram utilizados ovos de diferentes posturas de até 24 horas para todas as espécies de *Spodoptera* estudadas. Os ovos foram acondicionados em um recipiente com água destilada por um minuto para que se desprendessem da folha de sulfite onde a fêmea realizava a

postura. Em seguida, foram fotografados, um a um, utilizando-se um microscópio estereoscópico com “software” de captação de imagem (LAZ EZ Leica®), onde foram registradas as medidas de comprimento e altura dos ovos. O volume do ovo foi calculado utilizando-se a expressão de um elipsoide rotacional ($V = 4/3 \pi ab^2$, onde v = volume; a = 1/2 comprimento; b = 1/2 altura) (CONSOLI; KITAJIMA; PARRA, 1999).

Análise estatística: foi utilizado um modelo linear generalizado-GLM (NELDER; WEDDERBURN, 1972) com distribuição Gaussiana. A qualidade do ajuste da distribuição aplicada foi verificada pelo gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação do pacote hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017). A comparação de médias foi realizada pelo teste de Tukey ($p = 0,05$) especialmente desenhada para GLM do pacote Multcomp (HOTHORN; BRETZ; WESTFALL, 2008).

3.2.4 Análise de agrupamento (“Cluster analysis”)

Realizou-se a análise a partir dos dados obtidos no “item 3.2”, visando classificar os elementos (parasitoides \times praga) em grupos, para isso foi confeccionada uma tabela com a média de parasitismo, viabilidade, razão sexual, período ovo-adulto e percentual de insetos voadores de *T. remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *T. atopovirilia* e *T. pretiosum* por praga estudada, *S. albula*, *S. cosmioides*, *S. eridania* e *S. frugiperda*.

A análise de agrupamento foi realizada utilizando o pacote "Multivariate Analysis" do software R®; utilizou-se a distância Euclidiana média padronizada (método da ligação média - UPGMA). Foi estimada a correlação cofenética do agrupamento formado e calculada a significância dessa correlação pelo teste Mantel.

3.3 Interação de *T. remus* e *T. pretiosum* no manejo de *S. eridania*, em condições de laboratório

A partir dos experimentos de parasitismo e desenvolvimento de *T. remus* (isolinhagem), *T. remus* (população geneticamente variada), *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera* (Item 3.2), pelos quais foi definido que entre as duas populações de *Telenomus* avaliadas, a isolinhagem de *T. remus* foi a mais indicada para controle do gênero *Spodoptera* e, entre as espécies de *Trichogramma*, ambas apresentaram o mesmo potencial de controlar *Spodoptera* spp.; foram selecionadas a isolinhagem de *T. remus* e a espécie *T. pretiosum*, para a avaliação do efeito da associação.

Para selecionar a espécie praga, foi realizada uma classificação considerando em qual hospedeiro os parasitoides se desenvolveram melhor, ou seja, em qual se obteve o maior número de ovos parasitados, maior viabilidade, melhor razão sexual e a maior quantidade de insetos voadores. Também foi considerada a importância econômica das pragas estudadas. Desta forma, selecionou-se a espécie *S. eridania*, considerando-se que a espécie com maior importância do gênero no Brasil, *S. frugiperda*, já vem sendo estudada (LACERDA¹).

Sabendo-se que o parasitismo de *T. remus* (isolinhagem) em 24 horas é, em média, de $30,4 \pm 7$ ovos e de *T. pretiosum* é de $10,28 \pm 2$ ovos (Item 4.1.1- Figura 6), foram estabelecidas as quantidades de insetos de cada espécie utilizada nas combinações (Tabela 1). Apesar de já se conhecer o número de ovos de *S. eridania* que cada espécie parasita, os parasitoides citados foram novamente avaliados individualmente (Tabela 1 - T1; T2), pois, caso houvesse uma variação na quantidade de ovos parasitados, isso facilitaria as comparações posteriormente.

Tabela 1 - Quantidade de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* e *Telenomus remus* (isolinhagem) utilizada (tratamentos) no teste de interação para o manejo de *Spodoptera eridania*.

Tratamentos	Número de indivíduos utilizados		
	<i>T. pretiosum</i>	<i>T. remus</i>	
Isolados	T1	1	0
	T2	0	1
	T3	0	4
	T4	12	0
Combinados	T5	1	1
	T6	3	1
	T7	6	2
	T8	12	4

Fêmeas de *T. remus* de até 24 horas, sem experiência de parasitismo, foram separadas nas respectivas quantidades citadas na Tabela 1, em tubos de ensaio ($8,5 \times 2,5$ cm), contendo gotículas de mel para a sua alimentação. Em cada tubo, foi colocada uma postura de *S. eridania* de até 24 horas, com 200 ovos. Pressupondo-se que quatro indivíduos de *T. remus* e/ou 12 indivíduos de *T. pretiosum* (Tabela 1- T3; T4) seriam suficientes para se atingir o

¹ LACERDA, L.F. (USP/Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. **Potencial de controle de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae) em milho por *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e isolinhagem de *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Scelionidae), isolados ou associados, em laboratório e semi-campo.** (Em elaboração).

parasitismo de até 200 ovos, foram estabelecidas as demais proporções. A primeira combinação formada foi com a quantidade máxima de ambas as espécies 12 + 4 (*T. pretiosum* + *T. remus*; Tabela 1- T8), elaborada com intuito de avaliar a competição interespecífica. A partir dessa combinação, as demais foram estabelecidas reduzindo-se proporcionalmente a quantidade de insetos até chegar na combinação de 1 + 1 (Tabela 1 – T5). Com exceção da proporção 12 + 4, nas demais combinações de *T. pretiosum* + *T. remus* (6 + 2; 3 + 1; 1 + 1) havia ovos suficientes para todos os insetos parasitarem, possibilitando, assim, avaliar se houve efeito sinérgico dessas combinações.

O período de parasitismo permitido foi de 24 horas e, para cada tratamento, foram elaboradas cinco repetições. Este ensaio foi realizado em condições controladas de temperatura, umidade relativa e fotoperíodo, 25 ± 1 °C, $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase, respectivamente. O parasitismo foi analisado ao contabilizar o número de insetos emergidos de cada espécie mais o número de ovos parasitados que continham em seu interior pupas inviáveis dos parasitoides.

Análise estatística: foi utilizado um modelo linear generalizado-GLM (NELDER; WEDDERBURN, 1972) com distribuição do tipo quase-Poisson. Foi verificada a qualidade do ajuste da distribuição pelo gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação do pacote hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017). A comparação de médias foi realizada pelo teste de Tukey ($p = 0,05$), especialmente desenhada para GLM do pacote Multcomp (HOTHORN; BRETZ; WESTFALL, 2008).

3.4 Comparação de hospedeiros alternativos para *T. remus*

3.4.1 Parasitismo de *T. remus* em ovos de *A. kuehniella* e *C. cephalonica*

Foram preparadas 30 cartelas com 200 ± 10 ovos de *A. kuehniella* e 30 cartelas com 140 ± 10 ovos *C. cephalonica*; para tal, os ovos foram fixados em uma fita dupla face em um papel cartão; em seguida, as cartelas foram expostas à luz UV por 45 minutos para inviabilização dos ovos (STEIN; PARRA, 1987); além disso, foram separadas 30 posturas de 24 horas do hospedeiro natural, *S. frugiperda* com cerca de 200 ± 50 ovos, sendo esse o tratamento testemunha.

Para cada hospedeiro, foram individualizadas, em tubos de ensaios (8,5 A × 2,5 D cm) 30 fêmeas de *T. remus* (isolinhagem- mantidas em ovos de *S. frugiperda*) de 24 horas sem experiência de parasitismo; na parede do tubo havia uma gotícula de mel puro para alimentação do parasitoide. Em cada tubo, foi colocada uma cartela/postura para ser

parasitada por 24 horas, após esse período, a cartela/postura foi substituída por uma nova e, 24 horas depois, as fêmeas foram retiradas dos tubos, encerrando o período de parasitismo.

Cerca de oito dias após as cartelas terem sido oferecidas para o parasitismo, foi avaliada a quantidade de ovos dos hospedeiros alternativos parasitados, contabilizando-se aqueles que estavam escuros; em seguida, as cartelas foram devolvidas aos tubos e cerca de cinco dias depois avaliou-se a quantidade de insetos emergidos (machos e fêmeas). O parasitismo de *S. frugiperda* foi analisado ao contabilizar o número de insetos emergidos mais o número de ovos parasitados que continham em seu interior pupas inviáveis dos parasitoides. A viabilidade do parasitismo foi determinada calculando-se a relação entre o número de insetos emergidos e número de ovos parasitados. Determinou-se a razão sexual ($rs = n^{\circ}$ de fêmeas/ n° de fêmeas + n° de machos) com base no número de insetos emergidos.

Para todos os hospedeiros estudados os critérios avaliados foram: parasitismo, viabilidade do parasitismo, razão sexual e percentual de cartelas parasitadas. Realizou-se esse experimento em condições controladas de temperatura, umidade e fotoperíodo, 25 ± 1 °C, $70 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase, respectivamente.

Análise estatística: foram utilizados modelos lineares generalizados GLM (NELDER; WEDDERBURN, 1972) com distribuição quase-Poisson para análise dos dados de parasitismo; GLM com distribuição do tipo quase-Binomial para os dados referentes a razão sexual e viabilidade do parasitismo. Foi verificada a qualidade dos ajustes das distribuições utilizadas pelo gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação do pacote hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017). A comparação de médias foi realizada pelo teste de Tukey ($p = 0,05$) especialmente desenhada para GLM do pacote Multcomp (HOTHORN; BRETZ; WESTFALL, 2008).

3.4.2 Volume dos ovos dos hospedeiros alternativos

Foram fotografados, individualmente, 100 ovos de *A. kuehniella* e 100 ovos de *C. cephalonica*, de até 24 horas, utilizando-se um microscópio estereoscópico com “software” de captação de imagem (LAZ EZ Leica®). No próprio “software” foram registradas as medidas de comprimento e altura dos ovos. O volume do ovo foi calculado utilizando-se a expressão de um elipsoide rotacional ($V = 4/3 \pi ab^2$, onde v = volume; a = 1/2 comprimento; b = 1/2 altura) (CONSOLI; KITAJIMA; PARRA, 1999).

Análise estatística: Foi utilizado um modelo linear generalizado GLM (NELDER; WEDDERBURN, 1972), com distribuição Gaussiana. Foi verificada a qualidade do ajuste da distribuição pelo gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação do

pacote hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017). A comparação de médias foi realizada pelo teste de Tukey ($p = 0,05$), especialmente desenhada para GLM do pacote Multcomp (HOTHORN; BRETZ; WESTFALL, 2008).

3.5 Comportamento de *T. remus* mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros

3.5.1 Preparação dos extratos

Foram preparados quatro extratos: (I) de posturas de *S. frugiperda*, sendo a postura composta pelos ovos mais as escamas depositadas sobre os mesmos (II) de asas+pernas de *S. frugiperda*, (III) de ovos *C. cephalonica* e de (IV) asas+pernas de *C. cephalonica*. A quantidade de material utilizada para elaborar cada amostra, bem como as respectivas concentrações das amostras constam na Tabela 2. A determinação das concentrações das amostras foi baseada no trabalho de Gazit, Lewis e Tumlinson (1996).

Tabela 2 - Quantidade de material obtida para preparação dos extratos e concentração das amostras de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* e de *Corcyra cephalonica*.

Extratos	Quantidade de material obtida	Extração em hexano	Resolubilização*	Concentração da amostra
Posturas de <i>S. frugiperda</i>	0,74g	5 mL	3 ml hexano	117,5 mg/mL
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i>	20 mariposas	4 mL	3 ml hexano	6,6 mariposas/mL
Ovos de <i>C. cephalonica</i>	0,50g	3 mL	3 ml hexano	167 mg/mL
Asas+pernas de <i>C. cephalonica</i>	12 mariposas	1 mL	1 ml de hexano	12 mariposas/mL

*Ressolubilização: Acréscimo do solvente no tubo onde estava o extrato seco

Tanto as posturas de *S. frugiperda*, quanto os ovos de *C. cephalonica* utilizados, possuíam 24 horas de idade e as mariposas tinham entre 24 e 48 horas, sendo que as mariposas de *S. frugiperda* eram virgens. Para extrair os compostos, o material coletado foi colocado em um frasco de vidro de 10 mL e foi adicionado hexano até cobri-lo; após 30 minutos, o extrato foi retirado e transferido para outro frasco. O solvente do extrato (hexano) foi evaporado em um fluxo de ar, e posteriormente, a amostra foi armazenada em um freezer a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$; no dia do teste, as amostras foram resolubilizadas em hexano bi-destilado.

3.5.2 Teste de comportamento de *T. remus*: definição dos extratos ativos

Foi avaliado o comportamento de *T. remus* (isolinhagem) mantido em diferentes hospedeiros, um que era mantido em ovos do hospedeiro natural *S. frugiperda* e outro no hospedeiro alternativo *C. cephalonica* por três gerações. Deste modo, foram utilizados, separadamente, os dois insetos citados. Foram testados insetos mantidos no hospedeiro alternativo para analisar se havia condicionamento pré-imaginal, ou seja, para saber se mesmo sendo criado no hospedeiro alternativo *T. remus* reconheceria os compostos provenientes do seu hospedeiro natural. Os tratamentos utilizados neste experimento estão descritos na Tabela 3.

Tabela 3 - Tratamentos utilizados para definir os extratos ativos para *Telenomus remus* (isolinhagem- mantida em ovos de *Spodoptera frugiperda*) e *T. remus* (isolinhagem- mantida em ovos de *Corcyra cephalonica*) em teste de comportamento.

Tratamentos*	Extratos	Concentração da amostra
T1	Posturas de <i>S. frugiperda</i>	58,75 mg/ mL
T2	Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i>	3,3 mariposas/ mL
T3	Ovos de <i>C. cephalonica</i>	167 mg/ mL
T5	Asas+pernas de <i>C. cephalonica</i>	6,6 mariposas/ mL
T5	Testemunha	Hexano destilado

* os tratamentos mencionados foram aplicados, separadamente, para *Telenomus remus* (isolinhagem- mantida em ovos de *Spodoptera frugiperda*) e *T. remus* (isolinhagem- mantida em ovos de *Corcyra cephalonica*).

Para a avaliação do comportamento das duas isolinhagens de *T. remus*: isolinhagem- mantida em ovos de *S. frugiperda* e *T. remus* isolinhagem- mantida em ovos de *C. cephalonica*, foi construída uma arena composta por uma placa de Petri de 7 cm de diâmetro, na qual foi posicionado um papel filtro da mesma circunferência da placa. Foram preparadas tiras de papel filtro (2 × 0,5 cm), onde foram pipetados, separadamente, 20µl dos extratos (Tabela 3), sendo as tiras posicionadas no centro da arena. Com o auxílio de um pincel de cerdas finas, foi liberada sobre a área tratada de cada arena uma fêmea de *T. remus* acasalada, alimentada com mel puro e sem experiência de oviposição. A partir desse momento, iniciou-se a contagem de tempo de permanência do parasitoide na área tratada, sendo que o tempo mínimo considerado na contagem foi de cinco segundos; se o parasitoide ficasse menos de dois segundos, eram dadas mais duas chances. Se o parasitoide ficasse mais de cinco

segundos, e eventualmente saísse e voltasse em até 20 segundos, esse tempo era adicionado à contagem. Foi padronizado que o inseto poderia sair no máximo cinco vezes da área tratada, respeitando a regra dos 20 segundos, metodologia adaptada de Gazit, Lewis e Tumlinson (1996).

No total, foram feitas 15 repetições, por tratamento (Tabela 3), por inseto (*T. remus* isolinhagem mantida em ovos de *S. frugiperda* e *T. remus* isolinhagem mantida em ovos de *C. cephalonica*), sendo que cada arena com uma fêmea, foi considerada uma repetição. Para cada tratamento, por cada inseto, as repetições foram feitas individualmente, ou seja, preparava-se a arena, o inseto era liberado, avaliava-se o comportamento e, em seguida, a arena e o parasitoide eram descartados e, novamente preparava-se uma nova arena para outro parasitoide. Simultaneamente o procedimento foi filmado com a câmera Canon com lente EF-S 60mm f/2.8 macro, para posterior análise do comportamento de *T. remus*. Este experimento foi executado entre às 10 e 16h.

3.5.3 Determinação da concentração ideal dos extratos ativos

A partir dos dados do ‘item 3.5.2’ determinou-se que os extratos de posturas e asas+pernas de *S. frugiperda* foram os que mais geraram respostas a *T. remus*. Desta forma, foram realizadas diluições dos extratos originais apresentados na Tabela 2, para determinar a concentração ideal; as concentrações utilizadas estão descritas na Tabela 4. Neste teste foi utilizado apenas *T. remus* (isolinhagem) mantido em ovos de *S. frugiperda*, pois nesse hospedeiro era produzida uma grande quantidade de insetos, em contrapartida quando *T. remus* era mantido nos ovos do hospedeiro alternativo *C. cephalonica* a quantidade de insetos obtida era menor.

Tabela 4 -Concentrações dos extratos ativos de posturas e de asas+pernas de *Spodoptera frugiperda*, utilizadas para o teste de comportamento de *Telenomus remus* (isolinhagem mantida em ovos de *S. frugiperda*).

Tratamentos	Concentrações utilizadas			
	100%	50%	10%	0,10%
Posturas de <i>S. frugiperda</i>	117,5 mg/ mL	58,75 mg/ mL	11,7 mg/ mL	0,117 mg/ mL
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i>	6,6 mariposas/ mL	3,3 mariposas/ mL	0,66 mariposas/ mL	0,0066 mariposas/ mL

Análise estatística: tanto para os dados do item 3.5.2, quanto para dos dados o item 3.5.3, foi aplicada a análise de sobrevivência utilizando a curva de sobrevivência de Kaplan-Meier (KM) e, para saber se duas ou mais curvas foram equivalentes, utilizou-se o teste de Log-rank ($p \leq 0,05$) (MATTHEWS; FAREWELL, 2007). Foram comparados apenas os tratamentos que apresentaram resposta positiva do parasitoide, ou seja, aqueles nos quais o parasitoide “tamborilou” na área tratada.

3.6 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS)

Para análises químicas preliminares, uma alíquota de 2 μL de cada amostra (posturas e asas+pernas de *S. frugiperda* e de *C. cephalonica*) e do branco (hexano, solvente utilizado para preparar os extratos) foi injetada no modo “splitless” em cromatógrafo a gás acoplado a um detector por ionização de chama (GC-FID) Shimadzu GC-2010 (Shimadzu Corp., Kyoto, Japan), contendo uma coluna capilar Rtx-1 (Restek, Bellefonte, PA, EUA; 30 m \times 0,25 mm D.I. \times 0,25 μm), usando hélio como gás de arraste (GUERRERO, 2017). A temperatura inicial do programa foi de 40 $^{\circ}\text{C}$ mantido por 5 min, com aumento de 7 $^{\circ}\text{C min}^{-1}$ até 250 $^{\circ}\text{C}$ mantido por 10 min. Após esse tempo, iniciou-se a corrida para análise das amostras, que durou 52 minutos. Os perfis cromatográficos obtidos foram avaliados e comparados entre si para a detecção das possíveis diferenças qualitativas entre os compostos (GUERRERO, 2017).

Para identificação preliminar dos compostos, uma alíquota de 2 μL das amostras de posturas e de asas+pernas de *S. frugiperda* foi injetada no modo “splitless” em um cromatógrafo a gás (Shimadzu GC-2010 Plus) acoplado a um espectrômetro de massas (GC-MS-QP2010 Ultra, Shimadzu Corp., Kyoto, Japan) equipado com uma coluna Rtx-1MS (Restek, Bellefonte, PA, EUA; 30 mm \times 0,25 mm D.I. \times 0,25 μm) usando hélio como gás de arraste (GUERRERO, 2017). O programa de temperatura utilizado foi o mesmo descrito no parágrafo anterior. Os compostos foram identificados comparando-se os espectros de cada pico com os da biblioteca da ‘National Institute of Standards and Technology’ (NIST) e mediante o cálculo do índice de retenção com programação linear de temperatura (Linear Temperature Programmed Retention Indexes, LTPRI) (van den DOOL; KRATZ, 1963). A biblioteca referida, quando sugere um nome para o composto também fornece um percentual de probabilidade do composto ser realmente aquele que está sendo sugerido, sendo assim, foram anotados apenas aqueles com 80% ou mais de probabilidade.

4. RESULTADOS

4.1 *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) e *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879), versus o complexo *Spodoptera*

4.1.1 Parasitismo de populações de *T. remus* e *Trichogramma* spp. em ovos de diferentes espécies do complexo *Spodoptera*

Houve diferença significativa no número médio de ovos parasitados entre os quatro parasitoides, *T. remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *T. atopovirilia* e *T. pretiosum*, para todas as espécies de *Spodoptera* estudadas (Tabela 5 e Figura 4).

Tabela 5 - Parâmetros estatísticos obtidos por meio de uma GLM (“General linear models”) para os dados de parasitismo de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma atopovirilia* e *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Spodoptera* spp.

Tratamentos	G.L.* do tratamento e do resíduo	valor de F	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	3;92	44.988	<0,001
<i>S. eridania</i>	3;95	25.399	<0,001
<i>S. cosmioides</i>	3;91	11.781	<0,001
<i>S. albula</i>	3;81	37.527	<0,001

* G.L.-graus de liberdade

Considerando-se a média de três dias de parasitismo, de modo geral, *T. remus* (população geneticamente variável) e *T. remus* (isolinhagem) apresentaram uma maior capacidade de parasitismo de ovos das diferentes espécies do complexo *Spodoptera* em relação às espécies de *Trichogramma* (Figura 4). A única exceção foi quando *T. remus* (população geneticamente variável) parasitou ovos de *S. cosmioides*; neste caso, o parasitismo foi semelhante ao apresentado por *Trichogramma* spp. (Figura 4).

Comparando o parasitismo entre a isolinhagem e a população geneticamente variável de *T. remus* nas diferentes espécies de *Spodoptera*, foi observado que a isolinhagem de *T. remus* apresentou maior capacidade de parasitismo em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), seguido de *Spodoptera albula* (Walker, 1857), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782) e *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858). Para a população geneticamente variável de *T. remus*, o parasitismo foi na seguinte ordem, da mais para a menos parasitada: *S. albula*, *S.*

eridania, *S. frugiperda* e *S. cosmioides* (Figura 4); portanto neste caso de *T. remus* população geneticamente variável, o maior parasitismo ocorreu em *S. albula* e não em *S. frugiperda*.

Foi constatado que, para todas as espécies hospedeiras avaliadas, *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* apresentaram o potencial de parasitismo similar (Figura 4).

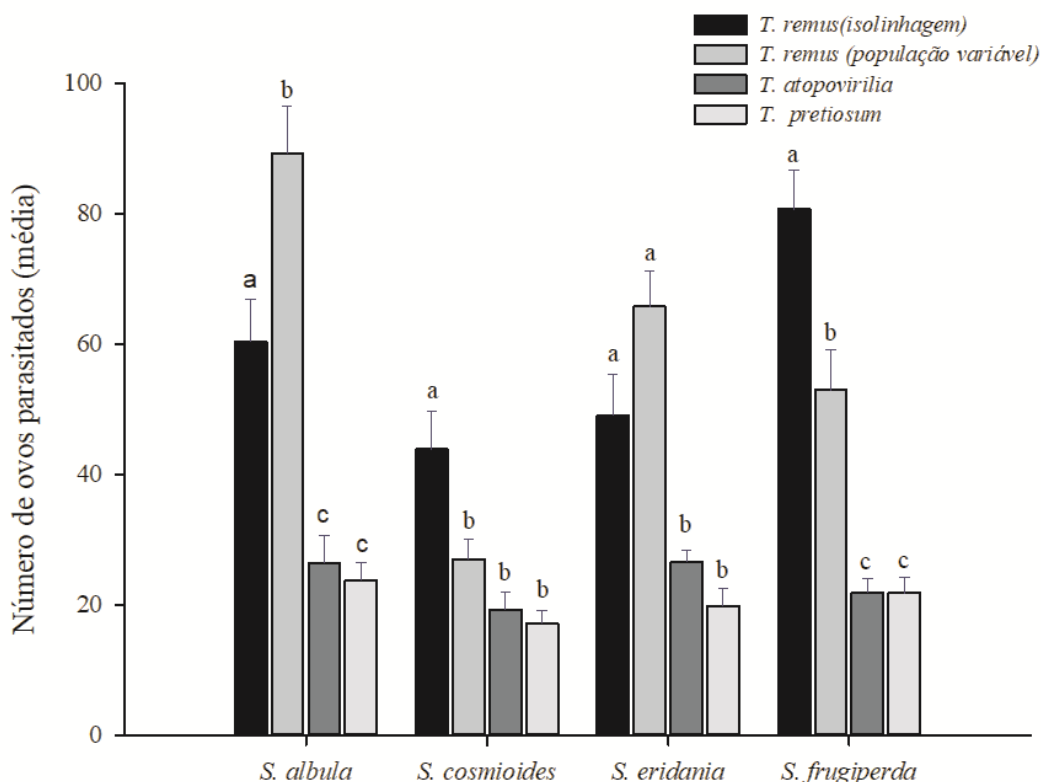


Figura 4 - Parasitismo de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*, em 72 horas. Temperatura $25 \pm 1^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase. **Legenda.** Barras \pm erro padrão da média seguidas de letras iguais, por praga, não diferem entre si teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Constatou-se que, para a maior parte das espécies de parasitoides estudadas, independentemente do hospedeiro, o maior número de ovos parasitados foi no primeiro dia de parasitismo (Figura 5). Posteriormente, houve uma tendência de diminuição da taxa parasitismo, exceto quando *T. remus* (isolinhagem) parasitou ovos de *S. albula*, hospedeiro no qual o parasitismo foi semelhante entre o primeiro e segundo dias. Para *T. remus* (população geneticamente variável) parasitando ovos de *S. cosmioides*, houve maior parasitismo no primeiro e no terceiro dias (Figura 5).

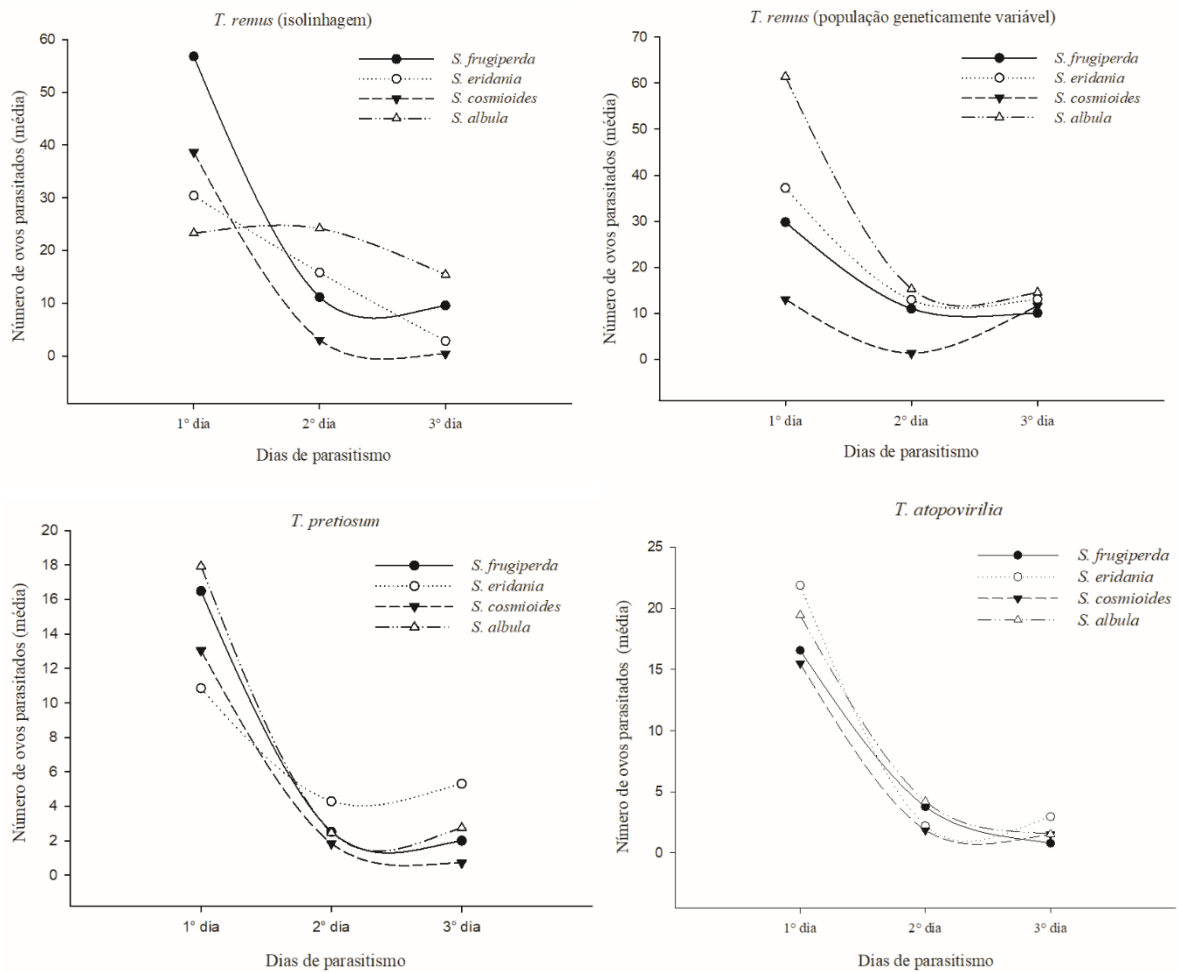


Figura 5 - Parasitismo diário de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*. Temperatura $25 \pm 1^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase.

Não houve diferença significativa entre o número médio de *T. atopovirilia* e *T. pretiosum* emergidos por ovo de *Spodoptera* spp. (Tabela 6). Os valores variaram entre 1,05 a 1,38 para *T. atopovirilia* e de 1,04 a 1,22 para *T. pretiosum* emergidos por ovo das diferentes espécies de *Spodoptera* (Figura 6).

Tabela 6 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de número de *Trichogramma atopovirilia* e *Trichogramma pretiosum* emergidos por ovo de diferentes espécies de *Spodoptera*.

Pragas	G.L. do tratamento e do resíduo	valor de F	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	1;46	0.2179	0.6428
<i>S. eridania</i>	1;48	2.1453	0,1495
<i>S. cosmioides</i>	1;45	0.0199	0.8884
<i>S. albula</i>	1;41	0.2645	0.6098

* G.L.-graus de liberdade

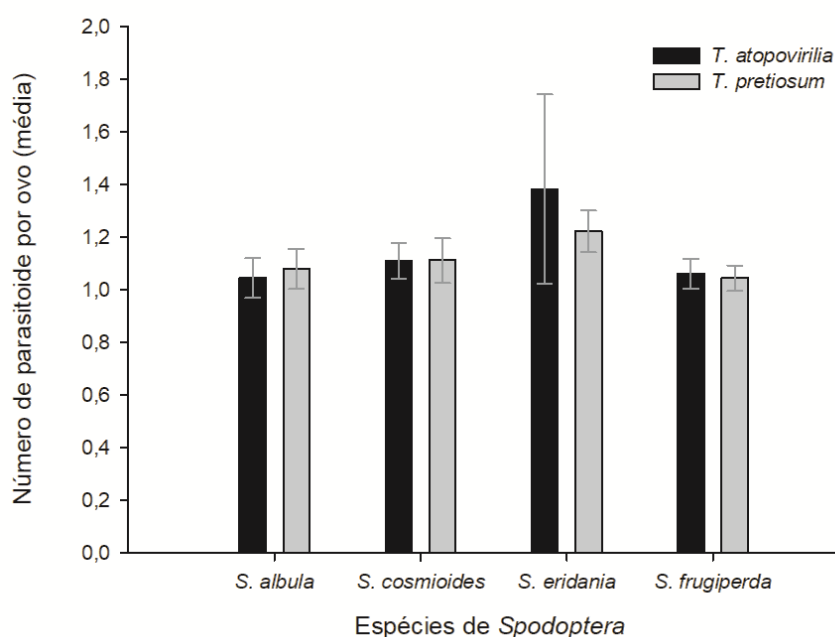


Figura 6 - Número de indivíduos (média) de *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* emergidos por ovo de *Spodoptera* spp. Temperatura $25 \pm 1^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase.

Diferenças estatisticamente significativas foram observadas entre a viabilidade do parasitismo, quando os quatro parasitoides estudados tiveram como hospedeiros as espécies *S. frugiperda*, *S. cosmioides* e *S. albula*. Apenas, quando o hospedeiro foi *S. eridania*, não foram encontradas diferenças estatísticas entre as viabilidades observadas (Tabela 7).

Tabela 7 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de viabilidade do parasitismo de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma atopovirilia* e *Trichogramma pretiosum* em ovos de *Spodoptera* spp.

Pragas	G.L. do tratamento e do resíduo	valor de F ou X ²	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	3;93	31.425	<0,001
<i>S. eridania</i>	3;95	1.009	0,3923
<i>S. cosmioides</i>	3;91	8,4267	<0,001
<i>S. albula</i>	3;81	163.04	<0,001

* G.L.-graus de liberdade

De modo geral, a viabilidade do parasitismo foi relativamente alta em todos os hospedeiros, com valores superiores a 90%; entretanto, quando *T. remus* (população geneticamente variável) parasitou ovos de *S. albula*, a viabilidade foi de 87,81% (Tabela 8). Em *S. frugiperda*, a viabilidade do parasitismo de todas as espécies de parasitoides estudadas se manteve acima de 95%.

Tabela 8 - Viabilidade (%) do parasitismo de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia*, em diferentes espécies de *Spodoptera*. Temperatura 25 ±1°C; 60±10% UR e 14 horas de fotofase.

<i>Spodoptera</i> spp.	<i>S. albula</i> 1,2	<i>S. cosmioides</i> 1,2	<i>S. eridania</i> *ns	<i>S. frugiperda</i> 1,2
<i>T. atopovirilia</i>	96,38 ±1,21 a	93,32± 2,12 b	97,53 ± 0,97	95,92 ± 1,56 b
<i>T. pretiosum</i>	94,43±1,68 a	94,57± 1,24 bc	94,14 ± 1,66	98,08± 0,62 ab
<i>T. remus</i> (pop. variável)	87,81±2,30 b	99,26± 0,29 a 98,28 ± 0,53	94,33 ± 2,29	95,6 ± 4,16 a
<i>T. remus</i> (isolinhagem)	97,71±0,60 a	ac	92,99 ± 4,12	99,17 ± 0,24 b

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos das colunas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). *ns Diferença não significativa pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Foram encontradas diferenças estatísticas significativas entre a razão sexual dos quatro parasitoides estudados nas diferentes espécies de *Spodoptera* hospedeiras (Tabela 9).

Tabela 9 - Parâmetros estatísticos do GLM (“General Linear Model”) para os dados de razão sexual de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em ovos de *Spodoptera* spp.

Pragas	G.L. do tratamento e do resíduo	valor de F	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	3;91	20.577	<0,001
<i>S. eridania</i>	3;94	31.286	<0,001
<i>S. cosmioides</i>	3;91	34.451	<0,001
<i>S. albula</i>	3;81	3.3399	<0,05

* G.L.-graus de liberdade

Os menores valores de razão sexual foram obtidos quando *T. remus* (população geneticamente variável) parasitou ovos de *S. cosmioides*, *S. eridania* e *S. frugiperda*, neste caso, a prole foi composta por menos de 45% de fêmeas. Os demais parasitoides, independentemente do hospedeiro, mantiveram percentuais acima de 55% de fêmeas (Tabela 10). A isolinhagem de *T. remus* apresentou variação na razão sexual em função da espécie hospedeira, mantendo-se sempre superior a 0,7.

Tabela 10 - Razão sexual de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma atopovirilia* e *Trichogramma pretiosum* quando parasitam ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*. Temperatura 25±1°C; 60±10% UR e 14 horas de fotofase.

<i>Spodoptera</i> spp.	<i>S. albula</i> 1,2	<i>S. cosmioides</i> 1,2	<i>S. eridania</i> 1,2	<i>S. frugiperda</i> 1,2
<i>T. atopovirilia</i>	0,62±0,05 a	0,70±0,03 a	0,75±0,02 a	0,75±0,03 a
<i>T. pretiosum</i>	0,56±0,05 b	0,69±0,04 a	0,81±0,03 a	0,68±0,04 a
<i>T. remus</i> (pop. variável)	0,67±0,03 a	0,31±0,06 b	0,40±0,05 b	0,34±0,06 b
<i>T. remus</i> (isolinhagem)	0,74±0,03 a	0,69±0,04 a	0,79±0,03 a	0,74±0,03 a

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos das colunas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Houve diferença significativa na duração entre o período ovo-adulto dos parasitoides estudados nas diferentes espécies de *Spodoptera* (Tabela 11).

Tabela 11 - Parâmetros estatísticos da análise de Kruskal-Wallis quando comparados o período ovo adulto de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* nas diferentes espécies de *Spodoptera*.

Pragas	Kruskal-Wallis	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	76,74	<0,001
<i>S. eridania</i>	74,33	<0,001
<i>S. cosmioides</i>	79,14	<0,001
<i>S. albula</i>	73,99	<0,001

* G.L.-graus de liberdade

Em todas as espécies hospedeiras, *T. remus* (população geneticamente variável) e *T. remus* (isolinhagem) apresentaram um período ovo-adulto semelhante, em torno de 14 dias (Tabela 12). Quanto à *Trichogramma* spp., a duração do período ovo-adulto foi em torno de 10 dias e houve diferença significativa apenas para o hospedeiro *S. albula*; neste caso o período ovo-adulto de *T. atopovirilia* foi, em média, de 10,87 dias e de *T. pretiosum* foi de 9,35 dias.

Tabela 12 - Período-ovo adulto de *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia*, quando parasitam diferentes espécies de *Spodoptera*. Temperatura 25±1°C; 60±10% UR e 14 horas de fotofase.

<i>Spodoptera</i> spp.	<i>S. albula</i> 1,2	<i>S. cosmioides</i> 1,2	<i>S. eridania</i> 1,2	<i>S. frugiperda</i> 1,2
<i>T. atopovirilia</i>	10,8±0,12 a	10,23±0,03 b	10,1±0,05 b	9,9±0,04 b
<i>T. pretiosum</i>	9,7±0,06 b	10±0,04 b	10,2±0,08 b	10,2±0,04 b
<i>T. remus</i> (pop. variável)	13±0,05 c	14,2±0,06 a	14,3±0,09 a	14,2±0,01 a
<i>T. remus</i> (isolinhagem)	13,3±0,05 c	13,8±0,04 ba	14,5 ±0,11 a	14,1±0,04 a

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos das colunas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

4.1.2 Teste de voo de populações de *Telenomus remus* e de *Trichogramma* spp. que se desenvolveram em ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*

A capacidade de voo dos diferentes parasitoides estudados (*T. remus* população geneticamente variável; *T. remus* isolinhagem; *T. pretiosum*. *T. atopovirilia*) diferiu significativamente de acordo com o hospedeiro no qual os referidos parasitoides desenvolveram-se (Tabela 13).

Tabela 13 - Teste da razão de verossimilhanças (LR) utilizando um modelo Dirichlet-multinomial, comparando a capacidade de voo dos quatro parasitoides estudados para as diferentes espécies de *Spodoptera*.

Pragas	LR	G.L.	p-valor
<i>S. frugiperda</i>	100,8201	9	<0,001
<i>S. eridania</i>	88,5994	9	<0,001
<i>S. cosmioides</i>	89,9583	9	<0,001
<i>S. albula</i>	66,4417	9	<0,001

Nota: G.L.-graus de liberdade

Em todas as espécies estudadas, *T. remus* (isolinagem) e *T. pretiosum* mantiveram um percentual de insetos voadores sempre superior a 60% (Figuras 7 a 10). A espécie *T. atopovirilia* apresentou um percentual de insetos voadores próximo a 45% apenas quando o hospedeiro foi *S. frugiperda*; nos demais hospedeiros, manteve um percentual acima de 60%. Os menores percentuais de insetos voadores foram observados para *T. remus* (população geneticamente variável), independentemente do hospedeiro, sempre inferior a 35% dos indivíduos nessa categoria.

Em ovos de *S. frugiperda*, as espécies *T. remus* (isolinagem) e *T. pretiosum* apresentaram a maior capacidade de gerar insetos voadores (Figura 7). Ambos tiveram o mesmo percentual médio de insetos voadores, uma vez que os intervalos de confiança se sobrepõem, com uma prole composta por mais de 80% de indivíduos voadores (Figura 7). A menor porcentagem de insetos voadores foi para *T. remus* (população geneticamente variável), 33%, não diferindo significativamente do tratamento *T. atopovirilia*, com 42% e, conseqüentemente, a porcentagem de insetos caminhadores e não voadores aumentou para esses tratamentos.

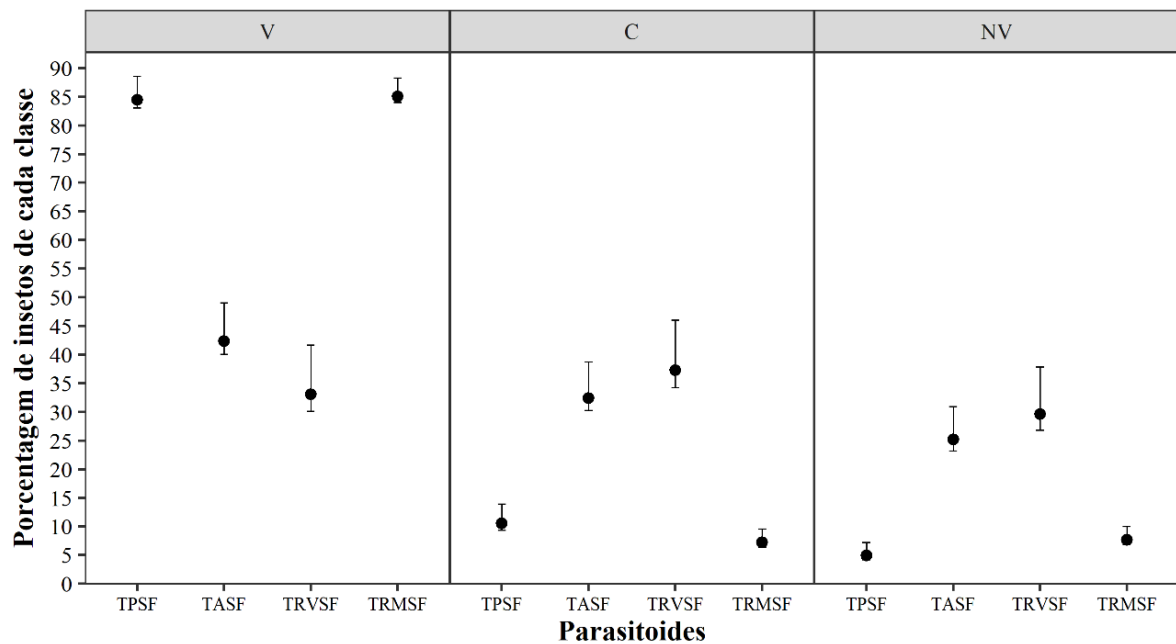


Figura 7 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (VN) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável - TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (SF) com os respectivos intervalos de confiança Bootstrap de 95%. Temperatura $25\pm 1^{\circ}\text{C}$; 60 ± 10 UR% e fotofase de 14 horas.

Em ovos de *S. eridania*, apenas *T. remus* (população geneticamente variável) apresentou um baixo desempenho quanto à capacidade de voo, contendo cerca de 30% dos indivíduos nessa categoria; a porcentagem de caminhadores e não caminhadores foi superior a 40 e 26%, respectivamente, indicando baixo desempenho deste parasitoide (Figura 8). *T. remus* (isolinhagem) e *T. pretiosum* apresentaram percentuais semelhantes aos de insetos voadores, superiores a 75%, diferindo de *T. atopovirilia*, com cerca de 60% nessa categoria. A quantidade de parasitoides não voadores para os tratamentos *T. pretiosum*, *T. atopovirilia* e *T. remus* (isolinhagem) foi semelhante, em torno de 17%.

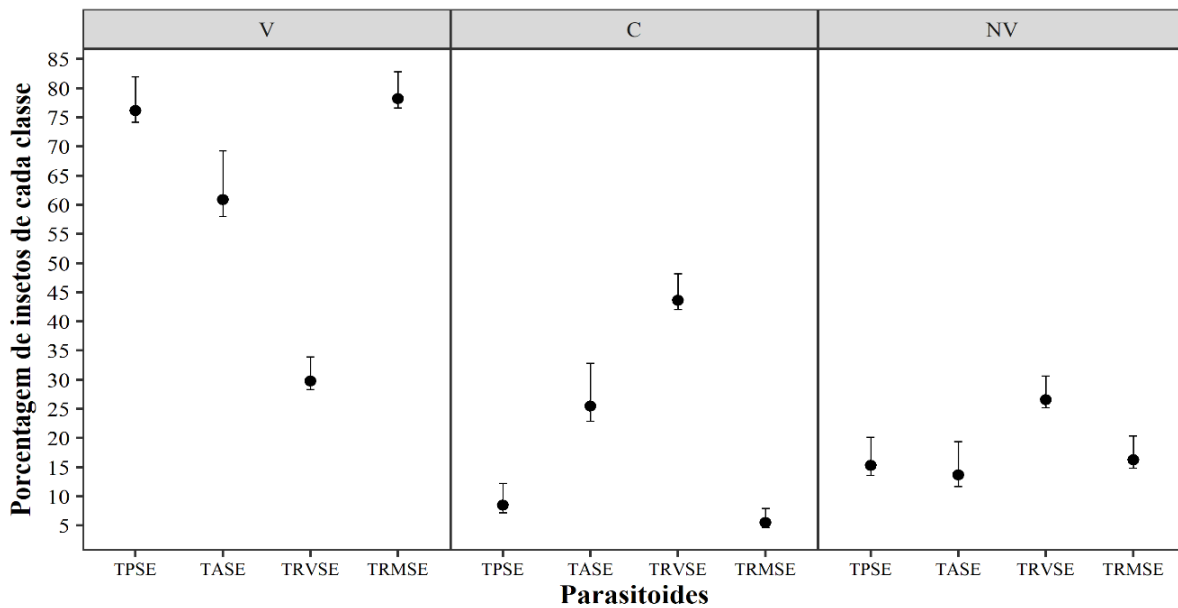


Figura 8 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera eridania* (SE) em teste de voo, com os respectivos intervalos de confiança Bootstrap de 95%. Temperatura $25\pm 1C^{\circ}$; 60 ± 10 UR% e fotofase de 14 horas.

Em ovos de *S. cosmioides*, o percentual de insetos voadores de *T. atopovirilia* e de *T. pretiosum* foi semelhante, com cerca de 80% (Figura 9). Ambos diferiram de *T. remus* (isolinhagem), que apresentou cerca de 60% de insetos voadores. Assim como nos demais hospedeiros, *T. remus* (população geneticamente variável), quando proveniente de ovos de *S. cosmioides*, teve um baixo potencial para gerar indivíduos voadores. Porém, neste hospedeiro, foram observados os menores percentuais, ou seja, menos de 25% dos indivíduos e a porcentagem de caminhadores e não voadores foi de 41 e 36%, respectivamente. A quantidade de não voadores para os tratamentos *T. pretiosum*, *T. atopovirilia* e *T. remus* (isolinhagem) foi estatisticamente igual, com, no máximo, 25% dos insetos nessa categoria.

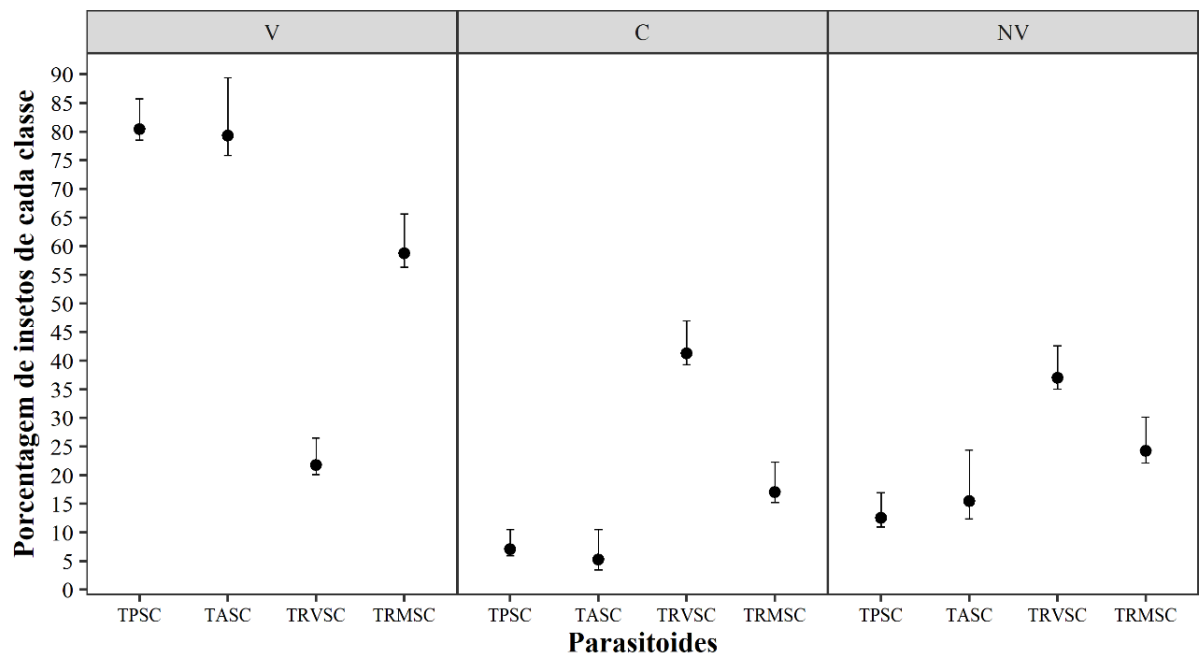


Figura 9 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera cosmioides* (SC), em teste de voo, com os respectivos intervalos de confiança bootstrap de 95%. Temperatura $25\pm 1^{\circ}\text{C}$, 60 ± 10 UR% e fotofase de 14 horas.

Em ovos de *S. albula*, o percentual de insetos voadores de *T. remus* (isolinagem), *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* foi semelhante, variando em torno de 70% (Figura 10), diferindo do percentual de voadores de *T. remus* (população geneticamente variável), com cerca de 35% de indivíduos nessa categoria; consequentemente, foi observado um maior percentual de não voadores e caminhadores para esse parasitoide (~42 e 25%, respectivamente).

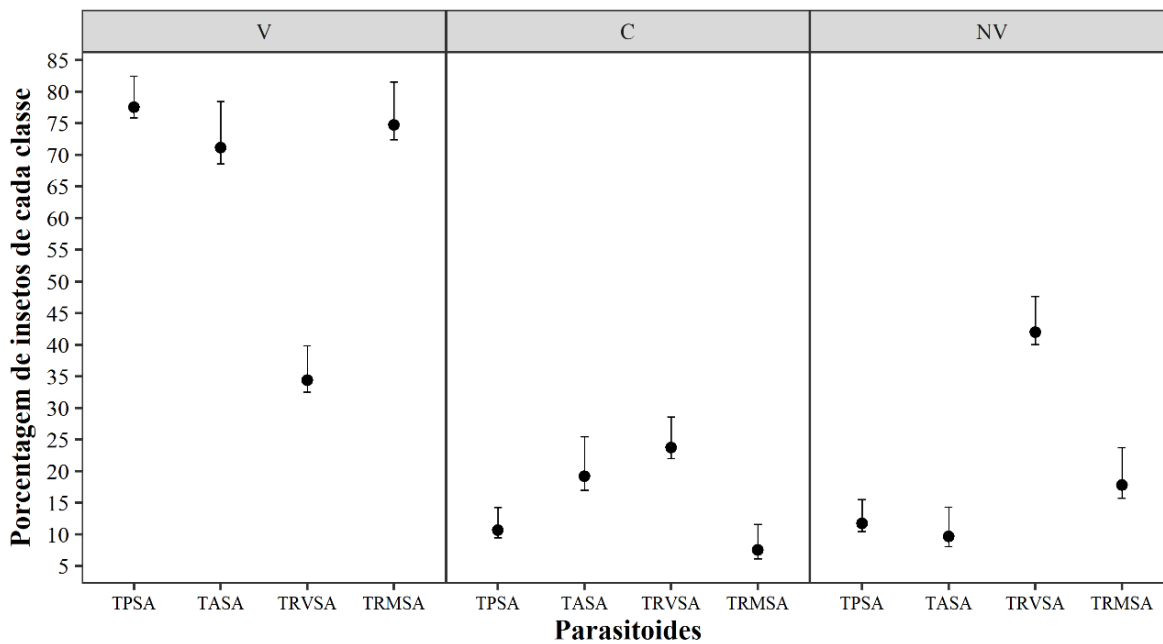


Figura 10 - Porcentagem de insetos voadores (V), caminhadores (C) e não voadores (NV) de *Telenomus remus* (população geneticamente variável- TRV), *T. remus* (isolinhagem- TRM), *Trichogramma pretiosum* (TP) e *Trichogramma atopovirilia* (TA) em ovos de *Spodoptera albula* (SA), em teste de voo, com os respectivos intervalos de confiança Bootstrap de 95%. Temperatura $25\pm 1^{\circ}\text{C}$; 60 ± 10 UR% e fotofase de 14 horas.

Considerando os parâmetros avaliados (parasitismo, viabilidade, razão sexual e capacidade de voo), a isolinhagem de *T. remus* se mostrou superior aos demais parasitoides estudados. A população geneticamente variável a despeito de apresentar um bom potencial de parasitismo e de viabilidade, se mostrou inadequada devido ao baixo percentual de insetos voadores gerados, independentemente do hospedeiro. As espécies, *T. pretiosum* e *T. atopovirilia*, de modo geral, apresentaram boa viabilidade de parasitismo, razão sexual e capacidade de voo; entretanto, a quantidade de ovos parasitados é muito baixa quando comparada a *T. remus*.

4.1.3 Volume dos ovos das diferentes espécies do complexo *Spodoptera*

Houve diferença significativa no volume dos ovos das diferentes espécies de *Spodoptera* ($F_{1,48} = 59.294$; $p < 0,001$). O maior volume foi observado nos ovos de *S. frugiperda* ($0,052 \text{ mm}^3$) e os menores em ovos de *S. cosmioides* ($0,033 \text{ mm}^3$). As espécies *S. eridania* e *S. albula* possuem ovos com volumes intermediários $0,036 \text{ mm}^3$ e $0,033 \text{ mm}^3$, respectivamente (Tabela 14). Houve uma tendência dos ovos menores, ou seja, de *S. cosmioides*, de serem menos parasitados por *T. remus* (Figura 4).

Tabela 14 - Média de comprimento (mm³), largura (mm³) e volume (mm³) dos ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*

<i>Spodoptera</i> spp.	<i>S. frugiperda</i> 1,2	<i>S. eridania</i> 1,2	<i>S. cosmioides</i> 1,2	<i>S. albula</i> 1,2
Medidas dos ovos				
Comprimento dos ovos (mm)	0,523 ±0,005	0,475±0,003	0,499±0,004	0,483±0,003
Largura dos ovos (mm)	0,436±0,004	0,368±0,014	0,354±0,005	0,385±0,005
Volume dos ovos (mm ³)	0,052±0,001 a	0,035±0,002 bc	0,033±0,001 b	0,038±0,001 c

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

4.1.4 Análise de agrupamento (“Cluster analysis”)

O agrupamento formado tem correlação de 0,76 e, de acordo com o teste de Mantel, esse agrupamento é estatisticamente significativo ($p < 0,001$) para o “ponto de corte” pelo método Mojena na altura 2,25. Na altura de 2,25, formaram-se três grupos (Figura 11); I) um composto por ambas as espécies de *Trichogramma* nas quatro espécies de pragas estudadas; II) um formado por *T. remus* (população geneticamente variável) III) e outro formado por *T. remus* (isolinagem) mais *T. remus* (população geneticamente variável) em *S. albula*. Devido aos parâmetros desejados, em um estudo de biologia de parasitoides (maior parasitismo, alta viabilidade e razão sexual e maior capacidade de voo), *T. remus* (isolinagem) se mostrou como o parasitoide mais promissor dentre os avaliados.

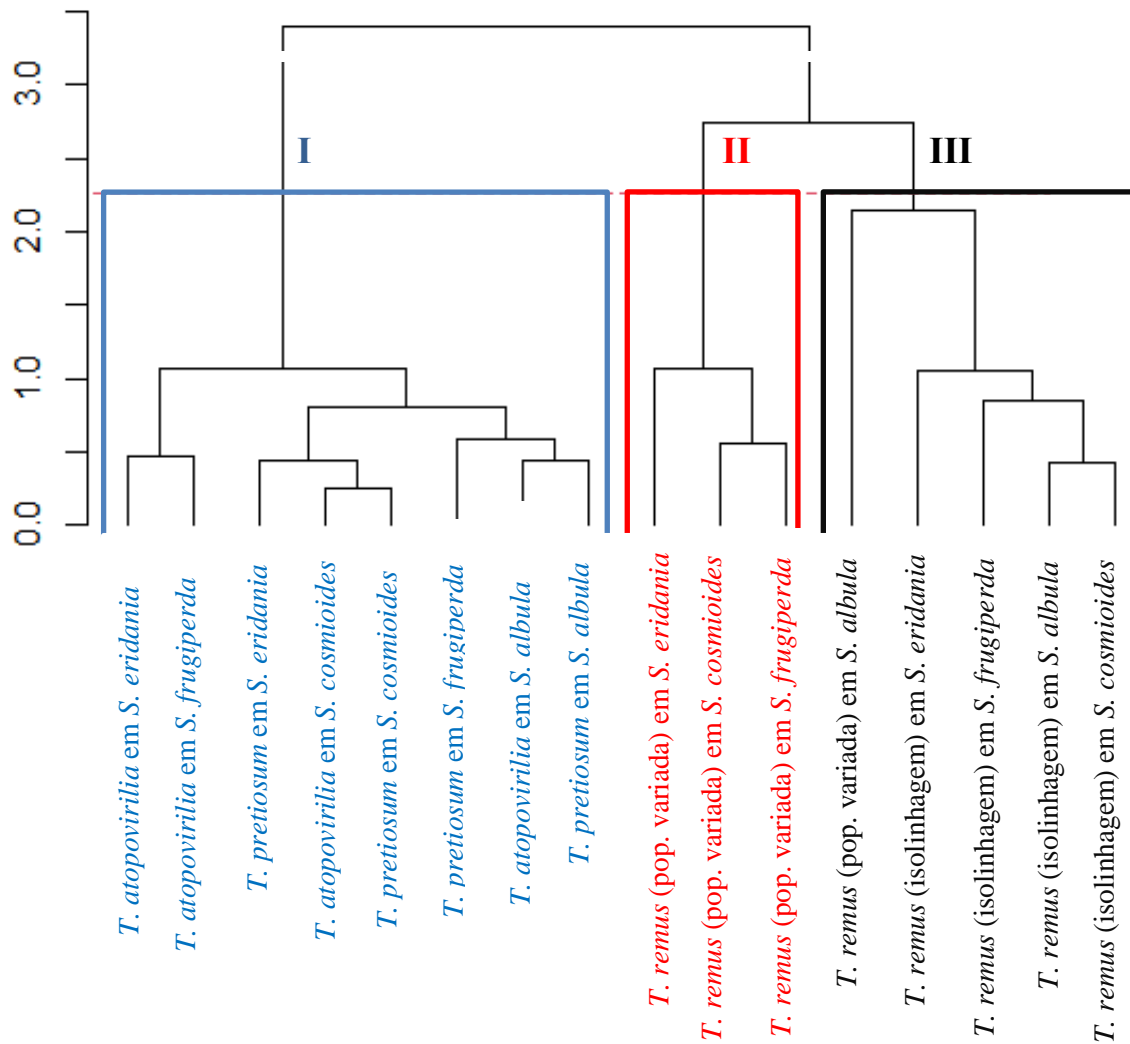


Figura 11 - Dendrograma (Distância Euclidiana média-UPGMA) obtido na análise de agrupamento para *Telenomus remus* (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma atopovirilia* em diferentes espécies de *Spodoptera*.

4.2 Interação de *T. remus* e *T. pretiosum* no manejo de *S. eridania*, em condições de laboratório

Neste experimento, foi fornecida uma quantidade de 200 ovos para cada tratamento, sendo assim, obteve-se que um indivíduo de *T. remus* parasitou durante 24 horas, em média, 56 ovos, enquanto um indivíduo de *T. pretiosum* parasitou, em média, nove ovos (Tabela 15). Quando foram utilizados quatro indivíduos de *T. remus*, uma quantidade de insetos com capacidade de parasitar 200 ovos de *S. eridania* (Item 3.3), observou-se que foram parasitados 198,75 no total, ou seja, cada fêmea de *T. remus* parasitou ovos disponíveis, mantendo uma

média de 52 ovos por parasitoide; portanto, não foi observada uma competição intraespecífica em *T. remus*. Entretanto, quando utilizaram-se 12 indivíduos de *T. pretiosum*, número suficiente para parasitar os 200 ovos (Item 3.3), obteve-se uma quantidade de 50 ovos parasitados no total, correspondente a uma média de quatro ovos por parasitoide; neste caso, ocorreu competição entre os indivíduos, considerando-se que a média de ovos parasitados por indivíduo diminuiu (Tabela 15).

Tabela 15 - Média de ovos de *Spodoptera eridania* parasitados por *Trichogramma pretiosum* e por *Telenomus remus*, isolados ou combinados, durante 24 horas. Temperatura $25 \pm 1^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase.

	Tratamentos	Média de ovos parasitados ¹²
Isolados	<i>T. pretiosum</i> (1)	8,75±1 d
	<i>T. remus</i> (1)	55,75±16 b
	<i>T. remus</i> (4)	198,75±4 a
	<i>T. pretiosum</i> (12)	50,6±9 b
Combinados	<i>T. pretiosum</i> + <i>T. remus</i> (1+1)	90,8±5 bc
	<i>T. pretiosum</i> + <i>T. remus</i> (3+1)	74±19 b
	<i>T. pretiosum</i> + <i>T. remus</i> (6+2)	94±11 bc
	<i>T. pretiosum</i> + <i>T. remus</i> (12+4)	133,75±10 ac

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

No experimento para avaliação a interação interespecífica, nas combinações de *T. pretiosum* + *T. remus*: 6 + 2; 3 + 1 e 1 + 1, obteve-se uma média de 94, 74 e 91 ovos parasitados, respetivamente. Esses valores não diferiram significativamente da quantidade de ovos parasitados para uma única fêmea de *T. remus*, mostrando que provavelmente não houve uma ação sinérgica quando se juntou as espécies diferentes de parasitoides (Tabela 15). Contudo, nas combinações 1 + 1 e 3 + 1, aparentemente para essas combinações não houve antagonismo. Nas combinações 12 + 4 e 6 + 2, a média de ovos parasitados diminuiu, indicando uma provável competição interespecífica (Tabela 16).

Tabela 16 - Número de ovos de *Spodoptera eridania* parasitados, em 24 horas, por *Telenomus remus* (isolinhagem) e por *Trichogramma pretiosum* nas diferentes combinações utilizadas. Temperatura $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase.

Combinações de <i>T. pretiosum</i> + <i>T. remus</i> utilizadas	Média de ovos parasitados ^{ns}	Quantidade de ovos parasitados por <i>T. pretiosum</i>	Quantidade de ovos parasitados por <i>T. remus</i>
12 + 4	133,75±10	24,75±14,13	109±12,82
6 + 2	94±11	32,25±7,64	61,75±14,99
3 + 1	74±19	14,2±11,24	59,8,8±12
1 + 1	90,8±5	7,8±3,25	83±4,60

^{ns} não houve diferença estatística entre o número de ovos parasitados nas diferentes combinações pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). ($F_{3;14} = 2.9949$; $p = 0.06663$).

4.3 Comparação de hospedeiros alternativos para *T. remus*

4.3.1 Parasitismo de *T. remus* em ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) e *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865)

O número de ovos de *S. frugiperda* parasitados por *T. remus* (isolinhagem) foi maior em relação ao número de ovos dos hospedeiros alternativos ($F_{2;84} = 17.577$; $p < 0,001$). Entre *A. kuehniella* e *C. cephalonica* o número de ovos parasitados foi semelhante, porém, ressalta-se que a proporção (percentual) de cartelas parasitadas foi maior para *C. cephalonica* (Tabela 17).

A viabilidade do parasitismo variou nos hospedeiros estudados ($F_{2;46} = 79.841$; $p < 0,001$); porém, entre os hospedeiros alternativos não houve diferença estatística, foi de 40,84% para *A. kuehniella* e de 44,49 % em ovos de *C. cephalonica* (Tabela 17). Todos os hospedeiros estudados tiveram valores semelhante de razão sexual ($F_{2;41} = 1.1256$; $p = 0,334$) e, geraram, em média, cerca de 70% de fêmeas.

Tabela 17 - Parasitismo de *Telenomus remus* (isolinhagem) em ovos de *Anagasta kuehniella*, *Corcyra cephalonica* e *Spodoptera frugiperda*, em 48 horas. Temperatura $25^{\circ}\pm 1^{\circ}\text{C}$, $70\pm 10\%$ e 14 horas de fotofase.

Hospedeiros	Média de ovos parasitados ^{1,2}	% cartelas parasitadas	Razão sexual ^{1,2}	Viabilidade ^{1,2}
<i>S. frugiperda</i>	83,6±6,54 a	100	0,68±0,03 a	98,98±0,41 a
<i>C. cephalonica</i>	34,98±6,39 b	50	0,78±0,05 a	40,84±7,14 b
<i>A. kuehniella</i>	15±6,49 b	23,3	0,78±0,03 a	44,49± 11,28 b

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas indicam diferença significativa entre os tratamentos das colunas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Dentre os hospedeiros alternativos, a espécie escolhida para realizar os testes das seguintes etapas foi *C. cephalonica*, pois *T. remus* já estava sendo mantido nesse hospedeiro em laboratório. Além disso, ocorreram dificuldades, devido ao baixo parasitismo e baixo percentual de emergência, para estabelecer uma população de *T. remus* em ovos de *A. kuehniella*.

4.3.2 Volume dos ovos dos hospedeiros alternativos

Houve diferença significativa no volume dos ovos dos hospedeiros alternativos ($F_{1;196} = 738.02$; $p < 0,0001$); os ovos *C. cephalonica* apresentaram o volume maior ($0,036 \text{ mm}^3$), enquanto o volume dos ovos de *A. kuehniella* foi em média $0,024 \text{ mm}^3$ (Tabela 18). Aparentemente, o volume dos ovos afetou o parasitismo, sendo este maior nos ovos maiores.

Tabela 18 - Média de comprimento (mm), largura (mm) e de volume (mm^3) dos ovos de diferentes espécies de *Spodoptera*

Hospedeiro alternativo	<i>C. cephalonica</i> ^{1,2}	<i>A. kuehniella</i> ^{1,2}
Medidas dos ovos		
Média comprimento dos ovos (mm)	0,572±0,0037	0,527 ±0,0033
Média largura dos ovos (mm)	0,347±0,0014	0,2905±0,0015
Média volume dos ovos (mm^3)	0,036± 0,0004 a	0,024±0,0002 b

¹ Média ± erro padrão da média. ² Letras distintas na mesma linha indicam diferença significativa entre os tratamentos pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

4.4 Comportamento de *T. remus* mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros

4.4.1 Teste de comportamento de *T. remus*: definição dos extratos ativos

Foi observada diferença no tempo de resposta de *T. remus* oriundo de *S. frugiperda* para os diferentes extratos utilizados ($X^2 = 30,4$; g.l = 2; $p \geq 0,001$), bem como de *T. remus* proveniente de *C. cephalonica* por três gerações ($X^2 = 18,2$; g.l = 2; $p \geq 0,001$). Ambos os parasitoides citados responderam aos extratos de “asas+pernas” de *S. frugiperda* e de postura de *S. frugiperda* (Tabela 19). No entanto, não responderam aos tratamentos “asas+pernas” de *C. cephalonica* e nem à testemunha (hexano); além disso, foi registrado um baixo tempo de resposta, em média um segundo, ao extrato de postura de *C. cephalonica* (Tabela 19).

Tabela 19 - Tempo (segundos) de “tamborilamento” de *Telenomus remus* (isolinhagem, mantida em ovos de *Spodoptera frugiperda*) e *T. remus* (isolinhagem, mantida em ovos de *Corcyra cephalonica* “geração F₃”) em área tratada com diferentes extratos.

Tratamentos	Tempo (segundos) de “tamborilamento” de <i>T. remus</i> (mantido em ovos de <i>S. frugiperda</i>) na área tratada ^{1*}	Tempo (segundos) de “tamborilamento” de <i>T. remus</i> (mantido em ovos de <i>C. cephalonica</i>) na área tratada ^{1*}
Postura de <i>S. frugiperda</i>	39,84±9,7 a	44±11,08 a
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i>	70,54±11,7 a	59±21,30 a
Postura de <i>C. cephalonica</i>	0,93±0,9 b	1± 0,97 b
Asas+pernas de <i>C. cephalonica</i>	*	*
Testemunha (hexano)	*	*

¹ Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de log-rank ($p \leq 0,02$), nas colunas.
*Tratamentos que não tiveram resposta positiva, ou seja, aqueles nos quais o parasitoide “tamborilou” na área tratada não foram incluídos na análise estatística.

4.4.2 Determinação da concentração ideal do extrato

Foi observada diferença no tempo de resposta de *T. remus* (isolinhagem mantida em ovos de *S. frugiperda*) para as diferentes concentrações dos extratos de posturas e de asas+pernas de *S. frugiperda* ($X^2 = 50,2$; g.l = 5; $p \geq 0,001$). Os maiores tempos de respostas de *T. remus* foram ao extrato de asas+pernas de *S. frugiperda* nas concentrações de 10 %, 50% e 100%, com 95, 90 e 102 segundos, respectivamente; que se igualaram estatisticamente

apenas ao tempo de resposta da concentração de 50% de posturas de *S. frugiperda*, com 42 segundos. Além disso, não houve resposta de *T. remus* a ambos os extratos estudados na concentração de 0,1% (Tabela 20).

Tabela 20 - Teste para definir a concentração ideal dos extratos de postura e de asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* para *Telenomus remus* (isolinhagem mantida em ovos de *S. frugiperda*).

Tratamentos	Concentração	Tempo de “tamborilamento” de <i>T. remus</i> na área tratada (segundos) ¹
Postura de <i>S. frugiperda</i> 100%	117,5 mg/mL	12,7±7,0 b
Postura de <i>S. frugiperda</i> 50%	58,75 mg/mL	42,3±13,3 ab
Postura de <i>S. frugiperda</i> 10%	11,7 mg/mL	5,7±4,4 b
Postura de <i>S. frugiperda</i> 0,1%	0,117 mg/mL	*
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i> 100%	6,6 mariposas/mL	94,8±16,4 a
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i> 50%	3,3 mariposas/mL	89,9±15,2 a
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i> 10%	0,66 mariposas/mL	102,5±17,8 a
Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i> 0,1%	0,066 mariposas/mL	*

¹ Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de log-rank ($p \leq 0,003$). *Tratamentos que não tiveram resposta positiva, ou seja, aqueles nos quais o parasitoide “tamborilou” na área tratada não foram incluídos na análise estatística.

4.5 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS)

Quando comparados os perfis químicos do CG-FID das amostras de posturas de *S. frugiperda* com posturas de *C. cephalonica*, foram encontrados vários compostos, expressos em picos, com o mesmo tempo de retenção. Ou seja, há a presença dos mesmos compostos nas duas amostras analisadas (Figura 12 C; D – V e V', VII e VII', VII e VII', IX e IX', X e X', XII e XII', XIV e XIV'). Contudo, houve certos compostos exclusivos da amostra de postura de *S. frugiperda* (Figura 12 D – I, II, III, IV, XI, XIII).

Ao se comparar os perfis químicos das amostras de asas+pernas de *S. frugiperda* e de *C. cephalonica* do CG-FID, foram observados diversos picos com o mesmo tempo de retenção (Figura 12 A; B – 10 e 10', 11 e 11', 12 e 12', 13 e 13', 14 e 14', 15 e 15'). Entretanto, o perfil químico de asas+pernas de *C. cephalonica* mostrou dois picos exclusivos dentro do intervalo de retenção entre 25 e 28 minutos (Figura 12 B – 1, 2); por sua vez, o perfil químico de asas+pernas de *S. frugiperda* também apresentou picos exclusivos, a maioria com tempo de retenção entre 29 a 35 minutos (Figura 12 B – 3, 4, 5, 6, 7, 8, 16).

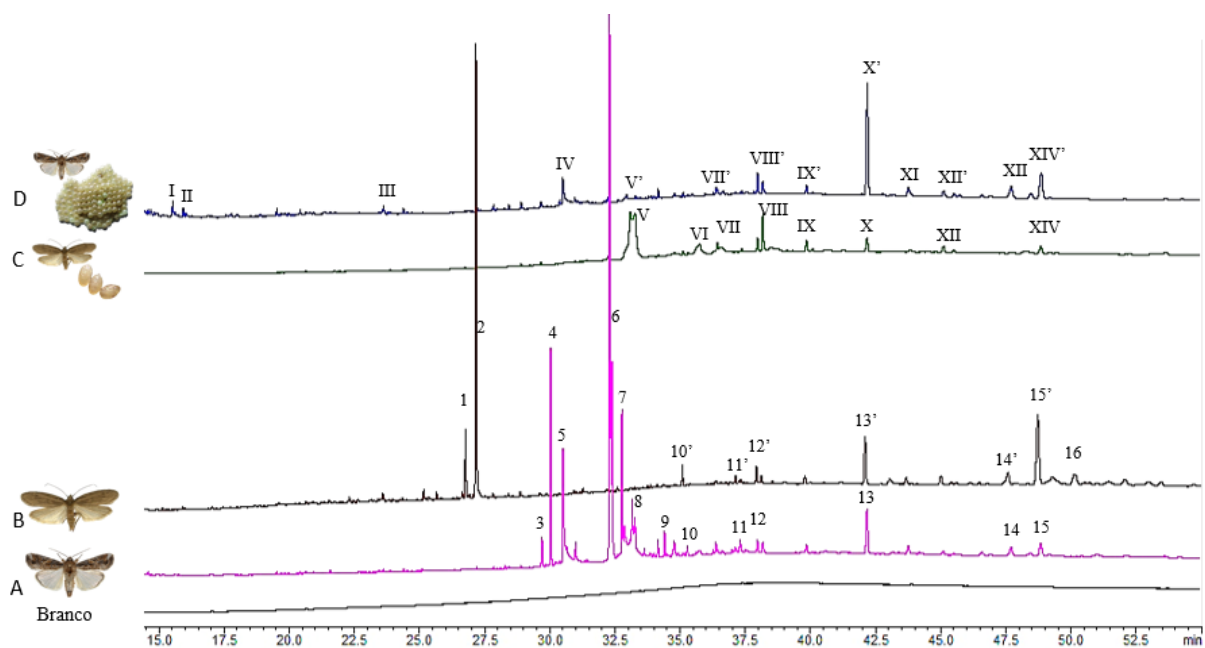


Figura 12 - Comparação dos perfis químicos em GC-FID das amostras de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* e *Corcyra cephalonica*. **Legenda:** A) perfil químico da amostra de asas+pernas de *S. frugiperda*; B) perfil químico da amostra de asas+pernas de *C. cephalonica*; C) perfil químico da amostra de postura de *C. cephalonica*; D) perfil químico da amostra de postura de *S. frugiperda*; Branco refere-se à análise do solvente hexano utilizado nas amostras.

Os perfis químicos do CG-FID, das duas amostras que foram ativas no teste de comportamento (Item 4.4), ou seja, posturas e asas+pernas de *S. frugiperda*, mostraram diversos compostos, expressos em picos, com o mesmo tempo de retenção (Figura 13 A; B – 1 e 1', 3 e 3', 4 e 4', 10 e 10' 11 e 11', 13 e 13', 14 e 14', 15 e 15', 16 e 16', 17 e 17', 18 e 18'). Além disso, o perfil químico da amostra de asas+pernas de *S. frugiperda* apresentou alguns picos exclusivos e muitos deles foram de maior intensidade (em amplitude do pico) obtidos (Figura 13 A – 2, 5, 6, 7, 8, 9, 12). Embora existam alguns picos exclusivos de postura de *S. frugiperda* entre os tempos de retenção de 17 a 25 minutos (Figura 13 B), eles são pouco expressivos em amplitude e quase não puderam ser anotados.

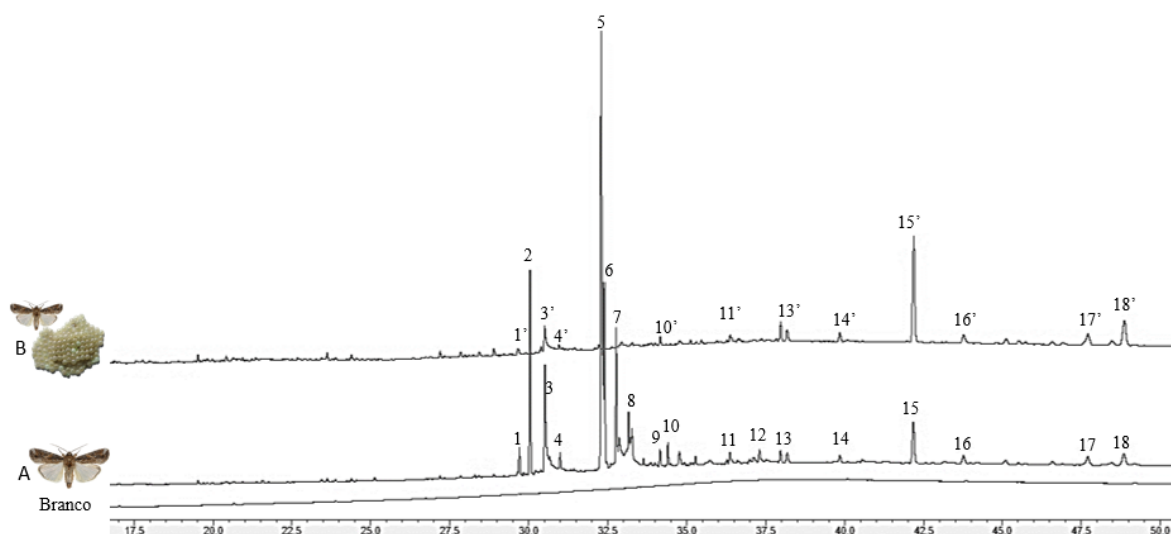


Figura 13 - Perfis químicos em GC-FID das amostras de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda*. **Legenda:** A) perfil químico da amostra de asas+pernas de *S. frugiperda*; B) perfil químico da amostra de postura de *S. frugiperda*; Branco refere-se à análise do solvente hexano utilizado nas amostras.

Na análise exploratória do GC-MS, foram anotados 11 compostos principais no perfil químico de posturas de *S. frugiperda* e 12 compostos no perfil de asas+pernas de *S. frugiperda* (Tabela 21). Os compostos mais intensos, expressos em picos, do perfil de posturas de *S. frugiperda*, com tempo de retenção entre 33 e 45 minutos (Figura 14 B – 7 e 7'; 8 e 8'; 9 e 9'; 10 e 10'; 11 e 11'; 12 e 12'; 13 e 13'), também coincidem com compostos com o mesmo tempo de retenção do perfil de asas+pernas de *S. frugiperda*.

Dos compostos coincidentes, o 12 e 12' (Figura 14; Tabela 21), anotados como **Dotriacontane** tem boa expressividade nos dois perfis, e, portanto, se mostra um composto de interesse para estudos futuros. Além desse, todos os compostos encontrados no perfil de asas+pernas de *S. frugiperda* são candidatos a serem estudados, uma vez que possuem intensidades maiores, são eles: **“8,11-eicosadienoic acid, methyl ester”** e **“octadecenoic acid, methyl ester”** (Figura 14 A – 5; 6). Apesar de escolher os compostos citados, os demais não mencionados, porém anotados, também podem ser avaliados. Os futuros estudos com os compostos apresentados na Tabela 21, poderão provir, após a seleção, de atraentes a serem borrifados sobre as posturas do hospedeiro alternativo, no caso, *C. cephalonica* para aumentar o parasitismo de *T. remus* sobre tais ovos.

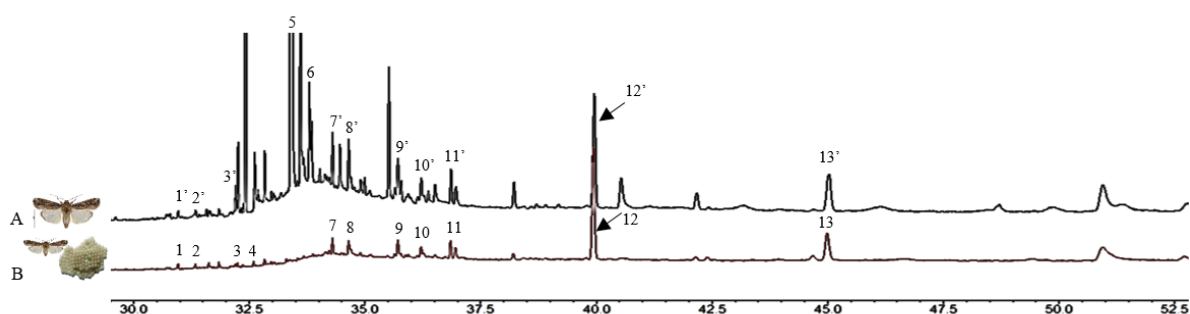


Figura 14 - Perfis químicos em GC-MS das amostras de asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* (A) e de posturas de *S. frugiperda* (B). **Legenda:** Números contidos na figura referem-se aos compostos anotados na Tabela 21.

Tabela 21 - Compostos anotados via análise em CG-MS dos perfis químicos das amostras de postura e de asas+pernas de *Spodoptera frugiperda*.

Asas+pernas de <i>S. frugiperda</i>				
Número do composto ¹	Nome do composto sugerido pela biblioteca (NIST) **	Peso molecular	Fórmula química	Tempo de retenção
1	2-Methylhexacosane	380	C ₂₇ H ₅₆	31,28
2	Tridecanal	198	C ₁₃ H ₂₆ O	31,59
3	Hexadecanoic acid, methyl ester	270	C ₁₇ H ₃₄ O ₂	32,38
4 *	8,11-Eicosadienoic acid, methyl ester	322	C ₂₁ H ₃₈ O ₂	33,35
5 *	Octadecenoic acid, methyl ester	298	C ₁₉ H ₃₈ O ₂	33,57
7	Hexadecanoic acid	568	C ₃₅ H ₆₈ O ₅	34,26
8	Eicosanoic acid	974	C ₆₃ H ₁₂₂ O ₆	34,61
9	Nonadecatriene-5,14-diol	294	C ₁₉ H ₃₄ O ₂	35,64
10	9-Octadecenoic acid	884	C ₅₇ H ₁₀₄ O ₆	36,17
11	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	36,8
12	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	39,84
13	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	44,86
Posturas de <i>S. frugiperda</i>				
1'	2-Methylhexacosane	380	C ₂₇ H ₅₆	31,28
2'	Tridecanal	198	C ₁₃ H ₂₆ O	31,59
3'	Hexadecanoic acid, methyl ester	270	C ₁₇ H ₃₄ O ₂	32,38
6*	2-Methylhexacosane	380	C ₂₇ H ₅₆	32,55
7'	Hexadecanoic acid	568	C ₃₅ H ₆₈ O ₅	34,26
8'	Eicosanoic acid	974	C ₆₃ H ₁₂₂ O ₆	34,61
9'	Nonadecatriene-5,14-diol	294	C ₁₉ H ₃₄ O ₂	35,64
10'	9-Octadecenoic acid	884	C ₅₇ H ₁₀₄ O ₆	36,17
11'	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	36,8
12'	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	39,84
13'	Dotriacontane	450	C ₃₂ H ₆₆	44,86

¹ os números dos compostos são os mesmos apresentados no perfil químico de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* na Figura 14; * compostos marcados com asterisco, na coluna nome do composto, são exclusivos para o perfil químico referido; **os nomes anotados na tabela é uma sugestão da biblioteca National Institute of Standards and Technology' (NIST), porém estão sujeitos a mudança. Observação: compostos anotados com o mesmo nome, no mesmo perfil, tratam-se de isômeros.

5. DISCUSSÃO

5.1 *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (população geneticamente variável), *T. remus* (isolinhagem), *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) e *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879), versus o complexo *Spodoptera*

Baseando-se no parâmetro parasitismo, *T. remus* (população geneticamente variada e isolinhagem) é o parasitoide mais indicado para o controle de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782), *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858) e *Spodoptera albula* (Walker, 1857) em detrimento das espécies *T. pretiosum* e de *T. atopovirilia* (Figura 4). A maior capacidade de parasitismo é devido a sua robustez, que o permite parasitar todas as camadas das posturas de *Spodoptera* spp., mesmo na presença de escamas (CAVE; ACOSTA, 1999; CAVE, 2000). Em virtude do menor tamanho de *Trichogramma* spp., o potencial de parasitismo é prejudicado pela alta densidade de escamas e a presença de camadas na postura de *Spodoptera* spp., fazendo com que este parasitoide parasite ovos das bordas da postura e da camada superior, o que resulta numa menor quantidade de ovos parasitados quando comparado a *T. remus* (BESERRA; PARRA 2004, 2005; CARNEIRO; FERNANDES, 2012).

Via de regra, quase todas espécies de parasitoides estudadas no presente trabalho, em todos os hospedeiros, parasitaram uma maior quantidade de ovos nas primeiras 24 horas (Figura 5). Resultados semelhantes foram descritos por Bueno et al. (2010a) e Naranjo-Guevara et al. (2020) para *T. remus* parasitando ovos de *Spodoptera* spp. e para *T. pretiosum* porém em ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (SÁ; PARRA, 1994). Esta característica é desejável em programas de controle biológico, visto que, quando liberados em campo, imediatamente iniciam o parasitismo; por conseguinte, estão menos expostos à predação, variação de temperatura, umidade relativa, precipitação pluviométrica e até mesmo a práticas culturais que poderiam afetar seu desempenho (POMARI, 2011).

Telenomus remus (isolinhagem e população geneticamente variável) apresentou os menores valores de parasitismo em ovos de *S. cosmioides*, em relação ao parasitismo nos demais hospedeiros (Figura 4). Uma possível causa para este resultado, pode estar ligada ao volume dos ovos desta espécie, que foi o menor dentre as do complexo estudado (Tabela 14). Contudo, não há relatos dessa relação para *T. remus* na literatura. Sabe-se, unicamente, que o tamanho do ovo está relacionado com a quantidade de alimento que o parasitoide terá para se desenvolver (GODFRAY, 1994). Além disso, as escamas da mariposa de *S. cosmioides* depositadas nos ovos são visualmente maiores do que as demais espécies, podendo esse ser

mais um fator que pode estar relacionado ao menor número de ovos parasitados, não somente por *T. remus*, mas também por *Trichogramma* spp.; no entanto, devem ser realizados estudos para comprovar essas hipóteses.

As quatro espécies hospedeiras se mostraram adequadas para o desenvolvimento de todos os parasitoides estudados, dado que a viabilidade do parasitismo foi alta, cerca de 90% (Tabela 8). Segundo Pomari et al. (2012), a viabilidade do parasitismo de *T. remus* para as mesmas espécies hospedeiras estudadas neste trabalho, também foram em torno de 90%, entretanto, para a espécie *S. cosmioides*, a viabilidade caiu para 60%. Para *Trichogramma* spp., os estudos estão mais direcionados para o controle de *S. frugiperda*; nesse hospedeiro, Beserra e Parra (2004) relataram valores de 94% de viabilidade para *T. atopovirilia* e *T. pretiosum*, que são semelhantes aos do presente trabalho, reforçando a ideia de adequação hospedeira.

Não houve grandes variações no período ovo-adulto entre *Telenomus* (cerca de 14 dias) e entre *Trichogramma* spp. (cerca de 10 dias) nos diferentes hospedeiros utilizados (Tabela 12). De acordo com Vinson (2010), mudanças no tempo de desenvolvimento de um inseto podem sinalizar a melhor ou pior qualidade do hospedeiro. Desse modo, pode-se inferir que os hospedeiros podem ser nutricionalmente semelhantes e se mostraram adequados para os parasitoides estudados. Na mesma perspectiva, em razão do maior volume de ovo de *Spodoptera* spp., ou seja, maior disponibilidade de recurso alimentar, quando ocorre superparasitismo de *Trichogramma* spp., emerge mais de um indivíduo por ovo (Figura 6) (BESERRA; PARRA, 2004, 2005; CABEZAS et al., 2013).

Outro parâmetro que evidencia a adequação, especialmente de *T. remus* (isolinhagem) ao complexo *Spodoptera*, foi a razão sexual, que se manteve acima de 0.70 (70% de fêmeas geradas). *Trichogramma* spp. também mostraram percentuais adequados, variando de 60 a 80% (Tabela 10). Em contrapartida, *T. remus* (população geneticamente variável) nos hospedeiros *S. frugiperda*, *S. eridania* e *S. cosmioides* gerou menos de 40% de fêmeas, demonstrando uma possível seleção de haplótipos com menor potencial biótico da população desse inseto. A importância de se ter um maior percentual de fêmeas é que elas serão utilizadas em programas de controle biológico em campo (WAAGE; LANE, 1984).

Em relação à seleção de haplótipos com menor potencial biótico de *T. remus* (população geneticamente variável), outro critério que pôde reafirmar essa hipótese foi a capacidade de voo. Essa população de *T. remus* apresentou os menores percentuais, independentemente da espécie hospedeira, com valores inferiores a 35% dos indivíduos nesta categoria (Figura 7; 8; 9; 10). A seleção de haplótipos, expressa na baixa capacidade de voo,

pode ocorrer quando os parasitoides são mantidos em laboratório por sucessivas gerações. Assim, na competição dentro da própria população, os haplótipos que voam menos, porém, apresentam maior vigor reprodutivo, superam, na competição, os haplótipos que voam mais e apresentam menor vigor reprodutivo, por exemplo (COELHO Jr. et al., 2016). Neste caso, a população estudada está há mais de seis anos nessa condição, justificando a provável seleção de haplótipos. Apesar da baixa capacidade de voo de *T. remus* (população geneticamente variável), para os demais parasitoides, de modo geral, foi encontrado um percentual de insetos voadores satisfatório, demonstrando que a qualidade para esse parâmetro se manteve.

Os resultados encontrados para a população de *T. remus* geneticamente variável reforçam a vantagem da utilização de uma isolinhagem, dada a sua baixa variabilidade genética, (<14% de heterozigosidade inicial) diminuí-se as chances de ocorrer a referida seleção de haplótipos com menor potencial como agente de controle biológico (LI, 1955, COELHO Jr. et al., 2016).

Características, como alta capacidade de parasitismo e viabilidade do parasitismo, razão sexual elevada e boa capacidade de voo, são desejáveis para selecionar um parasitoide para um programa de controle biológico e são variáveis fundamentais para avaliar a qualidade dos insetos mantidos em laboratório (van LENTEREN, 2003). Considerando todos esses parâmetros, a isolinhagem de *T. remus* se mostrou como a mais adequada para ser utilizada em programa de controle biológico de *Spodoptera* spp. pois, majoritariamente, apresentou-se como melhor em todos os atributos avaliados.

T. remus (população geneticamente variável) se agrupou com a isolinhagem de *T. remus* na análise de agrupamento (“Cluster Analysis”), contudo, devido à sua baixa capacidade de voo, não possui atributos para seu uso em programas de controle biológico em campo (Figura 11).

5.2 Interação de *T. remus* e *T. pretiosum* no manejo de *S. eridania*, em condições de laboratório

Conforme comentado anteriormente (item 4.2) não foi observada competição intraespecífica para *T. remus* (Tabela 15). Nesta perspectiva, já foi relatado que essa espécie tolera a presença de mais de um inseto por postura e existe uma tendência de evitar o superparasitismo, todavia, quando ocorre, normalmente emerge apenas um indivíduo por ovo (van WELZEN; WAAGE, 1987; SCHWARTZ; GERLING, 1974; CARNEIRO; FERNANDES, CRUZ, 2009).

Quando utilizados 12 indivíduos de *T. pretiosum* associados, aparentemente houve competição. Uma explicação para essa possível competição foi a condição deste experimento, na qual havia uma quantidade alta de insetos no tubo de ensaio (8,5 A × 2,5 D cm), sendo que o mesmo pode ter ocorrido para as combinações 12 + 4 e 6 + 2. Nesta mesma linha de raciocínio, Salt (1937) relatou que quando utilizada uma grande quantidade de *Trichogramma evanescens* (Westwood, 1833) para parasitar ovos de *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1789), ocorreu uma diminuição do número de ovos parasitados. A explicação para os resultados de Salt (1937) está relacionada com a morte nos primeiros ínstares larvais do parasitoide, conforme exposto por Klonp e Teerink (1978).

Com base nos resultados obtidos no presente trabalho, realizado em condições laboratoriais, do aspecto de interação interespecífica, pode-se inferir que *T. pretiosum* e *T. remus* poderiam ser utilizados em conjunto nas quantidades de 1 + 1 e 1 + 3, uma vez que para essas quantidades não foi observada competição (Tabela 16). Utilizando a mesma combinação (1 + 1), Silva (2011) também não observou competição interespecífica. Todavia, ao se analisar pelo ponto de vista do número de ovos parasitados, para as combinações de 1 + 1, 3 + 1 e 6 + 2 (*T. pretiosum* + *T. remus*, respectivamente), foi observado valor significativamente semelhante ao número de ovos parasitados por apenas um indivíduo de *T. remus*, ou seja, nessa circunstância, a associação não se mostrou vantajosa, pois foi utilizada uma maior quantidade de insetos para parasitar a mesma quantidade que uma fêmea do Scelionidae parasita (Tabela 15). Da mesma forma, Goulart et al. (2011) concluíram que a associação de *T. remus* com *T. pretiosum* não aumentou o parasitismo em ovos de *S. eridania*, reafirmando os resultados obtidos.

5.3 Comparação de hospedeiros alternativos para *T. remus*

Em 48 horas, *T. remus* (isolinhagem) teve a mesma capacidade de parasitar ovos de *C. cephalonica* e *A. kuehniella*, porém, com valores inferiores ao encontrado no parasitismo do hospedeiro natural, *S. frugiperda*. A menor quantidade de ovos dos hospedeiros alternativos pode estar relacionada com o tamanho dos ovos; os de *C. cephalonica* têm um volume de 0.036 mm³ e de *A. kuehniella* de 0,024mm³, comparados a um volume de 0.052mm³ em ovos de *S. frugiperda* (Tabela 14; 18). Esta hipótese é reforçada pelos dados de parasitismo em ovos das diferentes espécies do gênero *Spodoptera*, em que *S. cosmioides*, com ovos menores, também foi menos parasitado (Figura 4; Tabela 14).

O tamanho do ovo está relacionado com a quantidade de nutriente que o inseto terá para se desenvolver, logo, quanto maior, mais recursos disponíveis e vice-versa (GODFRAY,

1994). Ainda (VINSON, 2010) relata que existem parasitoides que preferem parasitar ovos com o tamanho parecido ao do hospedeiro natural. Além do tamanho dos ovos, é importante destacar que existem outras características avaliadas pelo parasitoide no momento da aceitação e adequação ao hospedeiro, tais como espessura do córion, coloração, formato, qualidade nutricional (VINSON, 1976; 2010; CONSOLI, 1997) e a presença de substâncias químicas (PEÑAFLORES et al., 2012).

Embora, em número, o parasitismo nos ovos dos hospedeiros alternativos tenha sido semelhante, foi registrado um maior percentual de cartelas com ovos de *C. cephalonica* parasitados, mais do que o dobro em relação a *A. kuehniella* (Tabela 17). Além disso, a criação de *T. remus* foi mais facilmente estabelecida em ovos de *C. cephalonica* em detrimento de *A. kuehniella*. Assim, sugerem-se estudos de tabela de vida nos dois hospedeiros alternativos aqui estudados para uma definição do hospedeiro alternativo mais adequado para *T. remus*. Ressalta-se também que a utilização de uma isolinhagem pode interferir na aceitação ao hospedeiro, uma vez que em uma população com variabilidade genética maior, há mais chances de algum haplótipo ter maior aceitação pelos hospedeiros alternativos. Nesta perspectiva, iniciar um protocolo de isolinhagem, a partir da seleção em hospedeiro alternativo, mantendo-se as características desejáveis (ovo, alta fertilidade, alta viabilidade) para o parasitoide, pode levar ao sucesso de uma criação massal de *T. remus*.

Neste trabalho, a viabilidade do parasitismo foi menor para os hospedeiros alternativos em relação ao hospedeiro natural (Tabela 17); sendo de 40,84 % em ovos de *C. cephalonica*, valor um pouco inferior ao encontrado por Pomari-Fernandes et al. (2015) de 75%; e de *A. kuehniella* foi de 44,49 % (Tabela 17). O único parâmetro biológico ao qual os hospedeiros alternativos se igualaram ao hospedeiro natural foi na razão sexual, pois todos tiveram a mesma capacidade de gerar indivíduos fêmeas, cerca de 70%. Valores semelhantes foram constatados por Pomari-Fernandes et al. (2015) em ovos de *C. cephalonica*. Em programas de controle biológico, é desejável um maior percentual de fêmeas, já que são as responsáveis pelo parasitismo (WAAGE; LANE, 1984). Portanto, para este parâmetro, os hospedeiros alternativos se mostraram adequados.

5.4 Comportamento de *T. remus* mediado por extratos elaborados a partir de seus hospedeiros

Ambas as isolinhagens de *T. remus* (mantida em ovos de *S. frugiperda* e a mantida em ovos de *C. cephalonica*) responderam, em teste de comportamento, aos extratos de posturas e asas+pernas de *S. frugiperda* (Tabela 19). Por outro lado, não responderam aos extratos de

posturas e asas+pernas de *C. cephalonica*. Isso indica que possivelmente não há compostos do hospedeiro alternativo ou de seus ovos, que atraíam *T. remus*, e que os compostos, ou combinações desses, que o atraem, podem ser específicos de seu principal hospedeiro natural mais frequente, *S. frugiperda*.

Posto que *T. remus* (mantido em ovos de *C. cephalonica* por três gerações) respondeu aos extratos de asas+pernas de *S. frugiperda* (Tabela 19), pode-se deduzir que a criação no hospedeiro alternativo não afeta a capacidade de *T. remus* reconhecer os compostos emitidos pelo hospedeiro natural. Queiroz et al. (2017a) relataram que *T. remus* criado por sucessivas gerações em ovos de *C. cephalonica* (35, 40 e 45 gerações) não perdeu a capacidade de parasitar ovos de *S. frugiperda*. Portanto, de forma análoga, *T. remus* foi capaz de reconhecer e aceitar o hospedeiro natural.

Gazit, Lewis e Tumlinson (1996) constataram que *T. remus* responde, em teste de comportamento, aos extratos elaborados com posturas e asas+pernas de *S. frugiperda* na concentração de 150 mg/mL e três mariposas inteiras/mL. Apesar de uma menor concentração do mesmo tratamento utilizada no presente trabalho (58,75 mg de postura/mL e 0,66 mariposas/mL), também houve resposta de *T. remus*. Ainda, foi possível determinar as concentrações mais atraentes para o parasitoide, sendo as de 10, 50 e 100% de asas+pernas de *S. frugiperda* (0,66; 3,3 e 6,6 mariposas/mL, respectivamente) e 50% para extrato de posturas de *S. frugiperda* (58,75 mg/mL) (Tabela 20). A definição dessas concentrações será útil para futuros estudos da aplicação dos extratos produzidos nos ovos do hospedeiro alternativo, no caso, *C. cephalonica* com objetivo de aumentar o parasitismo por *T. remus*. Uma abordagem semelhante foi realizada por Lewis et al. (1972) que aplicaram extratos oriundos das escamas de *H. zea* em um papel, dispendo em seguida ovos da traça *Cadra cautella* (Walker, 1863) sobre a área tratada. A partir desse experimento, puderam registrar uma maior quantidade de ovos parasitados por *T. evanescens* para o tratamento mencionado.

5.5 Análises químicas dos extratos produzidos (CG-FID e CG-MS)

As análises químicas comparadas entre os tratamentos asas+pernas e posturas de *S. frugiperda* mostraram a presença tanto de compostos coincidentes, como de exclusivos. Apoiado pela comparação do tempo de retenção via GC-MS, a maioria dos compostos, no entanto, foram coincidentes para os perfis dos tratamentos, havendo variações nas amplitudes dos picos que os representam (Figura 12; 13; 14). Assim, formulou-se a hipótese de que muitos dos compostos produzidos nas asas e pernas seriam impregnados sobre a postura de *S.*

frugiperda via escamas dos adultos, explicando o fato de haver menor concentração dos compostos coincidentes nos extratos das posturas. O que já havia sido mencionado por Gazit, Lewis e Tumlinson (1996) ao observarem o “arrestamento” de *T. remus* ao extrato produzido a partir da lavagem da mariposa de *S. frugiperda*. Em uma perspectiva semelhante também podem ser citados os trabalhos de Jones et al. (1973), Shu e Jones (1989), Faria (2001) e Carneiro, Fernandes e Cruz (2006).

Para o teste de comportamento, o parasitoide *T. remus* respondeu mais ao extrato de asas+pernas de *S. frugiperda*, 90 segundos, em média, o dobro de tempo em relação ao melhor resposta do extrato de posturas de *S. frugiperda* (42 segundos) (Tabela 20). Ao analisar o perfil químico desse extrato, pode se observar a presença de dois compostos exclusivos: ‘Octadecenoic acid, methyl ester’ e ‘8,11-Eicosadienoic acid’. Ambos foram representados por picos com alta amplitude (Figura 14; Tabela 21). Dado ao fato que *T. remus* respondeu mais ao extrato de asas+pernas de *S. frugiperda*, esses compostos podem estar diretamente relacionados com esse resultado.

É válido mencionar que a maioria dos compostos anotados para o perfil químico de asas+pernas de *S. frugiperda* também estão presentes no perfil químico de posturas de *S. frugiperda*, porém em menor intensidade. Partindo-se da hipótese já formulada de que os compostos podem ser impregnados via escamas para as posturas, faz sentido o parasitoide responder mais ao extrato de asas+pernas de *S. frugiperda*, visto que nesse caso a quantidade de escama é maior do que nas posturas e, conseqüentemente, os compostos estão presentes em maior quantidade. E isso pode ser notado no perfil químico, onde os picos do perfil de asas+pernas são mais intensos (Figura 14).

Os parasitoides exploram caimônios de seus hospedeiros para restringir a área de busca pelo mesmo (VINSON, 1976), sendo assim é bastante citado na literatura a atração de parasitoides pelas escamas das mariposas de seus hospedeiros (LEWIS; JONES; SPARKS, 1972; JONES et al., 1973; NOLDUS; van LENTEREN, 1985; CHIRI; LEGNER, 1986), inclusive para *T. remus* (FARIA, 2001; CARNEIRO; FERNANDES; CRUZ, 2006). Contudo, essas pesquisas não relatam os compostos que estão mediando essa comunicação química, sendo essa uma abordagem do presente trabalho. Nordlund, Lewis e Gueldner (1983) relataram que *T. remus* é atraído pelos compostos (Z)-9-tetradecene-1-ol acetate and (Z)-9-dodecene-1-ol acetate, que são componentes do feromônio sexual de *S. frugiperda*. Assim, compostos presentes nas escamas dos hospedeiros adultos podem agir sinergicamente com o

feromônio sexual do hospedeiro natural, abordagem biologicamente plausível, porém não foi explorada no presente trabalho.

Além dos compostos exclusivos do perfil de asas+pernas de *S. frugiperda*, o composto Dotriacontane foi anotado nos dois perfis químicos estudados (posturas e asas+pernas de *S. frugiperda*), em picos com alta amplitude (Figura 15). Devido a essas características, esse também foi cogitado como candidato a ser melhor explorado no que tange à comunicação química de *T. remus* e *S. frugiperda*.

Vários dos compostos anotados foram associados como componentes da cutícula de insetos (não especificamente lepidópteros), sendo normalmente descritos como hidrocarbonetos cuticulares ou lipídeos cuticulares (Tabela 22). Os lipídeos da cutícula de insetos têm como função principal e primária a impermeabilização da cutícula contra a perda de água (KOLATTUKUDY, 1968), bem como os hidrocarbonetos (KOLATTUKUDY 1968; DWYER; ZAMBON; BLOMQUIST, 1986; LOCKEY 1991; GIBBS, 2002; FERVEUR 2005). Além disso, é comum os hidrocarbonetos serem mencionados como intermediadores da comunicação química entre insetos (intra ou interespecificamente) servindo como sinais de reconhecimento mútuo (HOWARD; BLOMQUIST, 1982; BLOMQUIST; BAGNÈRES, 2010). Ainda, mais especificamente, alguns parasitoides desenvolveram a capacidade de utilizar indícios dos hidrocarbonetos produzidos pelos seus hospedeiros para localizá-los (HOWARD; BLOMQUIST, 1982; JONES et al., 1973). Como é o caso de *T. evanescens*, que é atraído por voláteis das escamas de *H. zea*, sendo que os principais compostos responsáveis por essa atração são os hidrocarbonetos, em especial, o tricosano (LEWIS; JONES; SPARKS, 1972; JONES et al., 1973).

Em uma abordagem um pouco mais ampla, foi obtido que *T. remus* respondeu aos extratos produzidos “tamborilando” na área tratada, sendo assim, tratam-se de compostos poucos voláteis utilizados como pista de curta distância, dada à necessidade de tocá-los para reconhecê-los. O que coincide com os resultados obtidos na análise de CG-MS, pela qual foram anotados, majoritariamente, lipídeos e hidrocarbonetos cuticulares, que tendem a ser pouco voláteis devido a diversas características físico-químicas, como o longo comprimento das cadeias carbônicas (JONES et al, 1971; JONES et al., 1973; VINSON et al., 1975). Uma das muitas perspectivas de se compreender as limitações e fisiológicas na comunicação química, se faz via descrição dos órgãos receptivos majoritariamente encontrados nas antenas dos insetos, as sensilas. Os diferentes formatos, tamanhos, quantidades de poros e posições ao longo das antenas (além de fatores relacionados a bioquímica e morfologia do sistema

nervoso associado a percepção química), podem indicar a sensibilidade a certos grupos químicos e a graus de volatilidade (SCHNEIDER; STEINBRECHT, 1986; ZACHARUK, 1980). Sob essa luz, portanto, as antenas de *T. remus* possuem três formas de sensilas denominadas basicônicas (CHEN; CHEN; LIANG, 2013), as quais são comprovadamente receptoras de moléculas quimicamente pesadas, como os hidrocarbonetos. Adicionalmente, a espécie ainda possui sensilas tricoides na clava, que estão relacionadas ao reconhecimento e aceitação do hospedeiro (BIN, 1981; ISIDORO et al., 1996). A presença de ambas as estruturas no parasitoide, portanto, corrobora com os resultados químicos e hipóteses aqui explorados para a interação entre *T. remus* e *S. frugiperda*.

Para confirmar a atividade dos compostos anotados, separadamente ou em conjunto, é necessário realizar testes de eletroantenografia- EAG com *T. remus*. De acordo com Blassioli-Moraes et al. (2008), a técnica de EAG permite testar se uma amostra possui componentes ativos para o inseto e, utilizando frações das amostras, é possível isolá-los. Desse modo, poderá ser afirmado, com precisão, quais são os compostos que realmente são ativos para *T. remus*; assim, o resultado encontrado até o momento se trata de uma análise exploratória com prováveis compostos de interesse. Uma outra opção, após a definição dos compostos ativos, ou do *blend* é, ao invés de utilizar os extratos brutos, aplicá-lo nos ovos do hospedeiro alternativo, afim de aumentar o parasitismo por *T. remus*.

Tabela 22 - Registros na literatura de alguns insetos nos quais os compostos anotados nos perfis químicos de posturas e asas+pernas de *Spodoptera frugiperda* estão presentes.

Grupo químico	Composto anotado	Inseto (estágio) associado ao composto	Literatura
Lipídeo cuticular	Hexadecanoic acid, methyl ester	Ovos de <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner, 1805)	Pande, Shah e Verma (2019)
		Coleoptero <i>Blaps rynchopetera</i>	Xu et al. (2019)
		Abelha <i>Anthidium amabile</i> (Alfken, 1932)	Elshaier (2021)
		Pupas de <i>Dermestes maculatus</i> (de Geer, 1774)	Cerkownial et al. (2017)
		Adulto de <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762)	Wang et al. (2019)
	8,11-Eicosadienoic acid, methyl ester	Pupas de <i>D. maculatus</i>	Cerkownial et al. (2017)
	Octadecenoic acid, methyl ester	Pupas de <i>D. maculatus</i>	Cerkownial et al. (2017)
		Ovos e fezes de <i>H. armigera</i> Adulto de <i>A. aegypti</i>	Pande, Shah e Verma (2019) Wang et al. (2019)
Hexadecanoic acid	Pupas de <i>D. maculatus</i> e <i>Dermestes ater</i> (de Geer, 1774) Abelha <i>Anthidium amabile</i> (Alfken, 1932)	Cerkownial et al. (2017) Elshaier (2021)	
Eicosanoic acid	Larvas da mosca <i>Calliphora vicina</i> (Trimmer, 1985)	Golebiowski et al. (2008)	
	Lagartas de <i>Dendrolimus pini</i> (Linnaeus, 1758) e <i>Galleria mellonella</i> (Linnaeus, 1758)	Golebiowski et al. (2008)	
	Larvas de <i>Chilo partellus</i> (Swinhoe, 1885)	Tanwar et al. (2021)	
Nonadecatriene-5,14-diol	Aduto de <i>A. aegypti</i>	Wang et al. (2019)	
Hidrocarboneto cutilular	2-Methylhexacosane	Espécimes do coleóptero Gonipterini	Johnson (2022)
	Dotriacontane	Coleópteros <i>Tribolium castaneum</i> (Herbst, 1797) e <i>Rhyzopertha dominica</i> (Fabricius, 1792)	Alnajim et al. (2019)
		Vespas do gênero <i>Mischocyttarus</i>	Soares et al. (2017)
		Machos de <i>Melipona marginata</i> (Lepeletier, 1836)	Ferreira-Caliman et al. (2013)
		Vespa <i>Polybia paulista</i> (von Ihering 1896)	Esteves (2014)
		Formigas <i>Odontomachus bauri</i> (Emery, 1892)	Azevedo-Filho et al. (2021)
	Aldeído	Tridecanal	Espécimes de Gonipterini
Glândulas do percevejo <i>Chinavia ubica</i> (Rolston, 1983)			Moraes et al. (2008)

6. CONCLUSÕES

- Considerando-se todos os parâmetros biológicos estudados, a isolinhagem de *Telenomus remus* (Nixon, 1937) é a mais indicada para o controle do complexo *Spodoptera* estudado;
- *T. remus* é superior a *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) e a *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner, 1983) quanto à capacidade de parasitismo;
- *T. atopovirilia* e *T. pretiosum* têm o mesmo potencial para parasitar os ovos das diferentes *Spodoptera* spp.;
- Entre *T. remus* (isolinhagem) e *T. remus* (população geneticamente variável), há uma preferência quanto à espécie hospedeira do gênero *Spodoptera*; para a isolinhagem a ordem de parasitismo é: *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), seguida de *Spodoptera albula* (Walker, 1857), *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782) e *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858) e para a população geneticamente variável a sequência é: *S. albula*, *S. eridania*, *S. frugiperda* e *S. cosmioides*;
- Os parasitoides estudados apresentam boa capacidade de voo, com exceção da população geneticamente variável de *T. remus*;
- Não há sinergismo na associação de *T. pretiosum* com *T. remus* no parasitismo de ovos de *S. eridania*, em condições laboratoriais;
- *T. remus* (isolinhagem) responde, em teste de comportamento, aos extratos de posturas e asas+pernas de *S. frugiperda*, nas concentrações 0,66 mariposas/mL e 58,75 mg/mL. Em contrapartida, não responde aos extratos elaborados a partir de posturas e asas+pernas do hospedeiro alternativo *C. cephalonica*, nas concentrações estudadas;
- Os compostos anotados como “Dotriacontane”, “8,11-eicosadienoic acid, methyl ester” e “Octadecenoic acid, methyl ester” devem ser os primeiros a serem explorados em teste de eletroantenografia de *T. remus*. Contudo, não é descartada a possibilidade de avaliar os demais compostos (“Hexadecanoic acid, methyl ester” “2-Methylhexacosane”, “Tridecanal”, “Nonadecatriene-5,14-diol”, “9-Octadecenoic acid” e “Eicosanoic acid”).

REFERÊNCIAS

- AGBOYI, L. K.; GOERGEN, G.; BESEH, P.; MENSAH, S. A.; CLOTTEY, V. A.; RAYMOND-GLIKPO, R.; BUDDIE, A.; CAFÀ, G.; OFFORD, L.; DAY, R.; RWOMUSHANA, I.; KENIS, M. Parasitoid complex of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in Ghana and Benin. **Insects**, Switzerland, v. 11, n. 68, 15 p. 2020.
- AGROFIT- Sistema de agrotóxico e fitossanitários. **Consulta de ingrediente ativo Nr. Anvisa T66 31/07/2019**. 2022. Disponível em: <https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20 de julho de 2022.
- ALAM, M. M. Attempts at the biological control of major insect pests of maize in Barbados, W. I. **Proceedings of the Caribbean Food Crops Society**, Paramaribo, Suriname, v. 15, p. 127–135. 1978.
- ALNAJIM, I.; DU, X.; LEE, B.; AGARWAL, M.; LIU, T.; REN, Y. New Method of Analysis of Lipids in *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) Insects by direct immersion solid-phase microextraction (DI-SPME) coupled with GC–MS **Insects**, Switzerland, v. 10, n. 363, p. 1-14, 2019.
- ASHLEY, T. T.; GONZALEZ, D.; LEIGH, T. F. Reduction in effectiveness of laboratory-reared *Trichogramma*. **Environmental Entomology**, College Park, v. 2, n. 6, p. 1069–1073, 1973.
- AZEVEDO-FILHO, P. A.; VASCONCELOS, F. R.; SANTOS, R. C. G.; MORAIS, S. M. Cuticular hydrocarbons from ants (Hymenoptera: Formicidae) *Odontomachus bauri* (Emery) from the tropical forest of Maranguape, Ceará, Brazil. **Research Society and Development**, São Paulo, v. 10, n. 8, e13010817119, p. 1–12, 2021.
- BARCELOS, P. H. S.; ANGELINI, M. R. Controle de *Spodoptera frugiperda* (smith, 1797) em diferentes tecnologias bts (*Bacillus thuringiensis*) na cultura do milho. **Revista de Agricultura Neotropical**, Mato Grosso do Sul, v. 5, n. 1, p. 35–40. 2018.
- BAVARESCO, A. Biologia e Exigências Térmicas de *Spodoptera cosmioides* (Walk.) (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, n. 1, p. 49–54, 2002.
- BERNADI, E. B. **Comparação de dietas artificiais para criação de *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) (Lep. Pyralidae) visando a produção de *Trichogramma***. 1992. 65 p. Dissertação (Mestrado em ciências). Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, São Paulo. 1992.
- BESERRA, E. B. **Biologia, etologia e capacidade de parasitismo de *Trichogramma* spp. visando ao controle biológico de *Spodoptera frugiperda* (J. E. smith, 1797)**. 2000. 132 p. Tese (Doutorado em ciência). Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, São Paulo. 2000.

BESERRA, E. B.; DIAS, C. T. dos S.; PARRA, J. R. P. Características biológicas de linhagens de *Trichogramma pretiosum* desenvolvidas em ovos de *Spodoptera frugiperda*. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 25, n. 2, p. 479–483, 2003.

BESERRA, E. B.; DIAS, C. T.; PARRA, J. R. P. Behavior of *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner and *T. pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) egg masses. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 65, n. 1, p. 9–17, 2005.

BESERRA, E. B.; PARRA, J. R. P. Biologia e parasitismo de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner e *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 1, p. 119–126, 2004.

BIN, F. Definition of female antennal clava based on its sensilla in Hymenoptera Scelionidae Telenominae. **Instituto per la Zoologia Agraria de Firenze**, Florencev. 64, p. 245–261, 1981.

BLASSIOLI-MORAES, M. C.; LAUMANN, R. A.; PAULA, D. P.; PAREJA, M.; SILVA, C. C. A.; VIEIRA, H. G.; NAIME, J. M.; BORGES, M. **Eletroantenografia-antena do inseto como biosensor**, 1ª edição, Brasília, DF: Embrapa recursos genéticos e biotecnologia, 2008, 23 p.

BLOMQUIST, G. J.; BAGNÈRES, A. G. **Insect hydrocarbons: biology, biochemistry, and chemical ecology**, Cambridge University Press, New York, 2010. 491p.

BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; PARRA, J. R. P.; VIEIRA, S. S.; OLIVEIRA, L. J. Biological characteristics and parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) on eggs of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 54, n. 2, p.322–327, 2010b.

BUENO, R. C. O. F.; CARNEIRO, T. R.; BUENO, A. F. B.; PRATISSOLI, D.; FERNANDES, O. A.; VIEIRA, S. S. Parasitism Capacity of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) on *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) Eggs. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 1.53, n. 1, p. 133–139, 2010a.

BUENO, R. C. O. F.; CARNEIRO, T. R.; PRATISSOLI, D.; BUENO, A. F.; FERNANDES, O. A. Biology and thermal requirements of *Telenomus remus* reared on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* eggs. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, p. 1–6, 2008.

BUTT, B.A. AND CANTU, E. **Sex determination of lepidopterous pupae**. United States Department of Agriculture, AgricultureResearch Service, 1962, 7 p.

CABEZAS-GUERRERO, M. F.; MELO, M.; GARCÍA, M. S.; DIEZ-RODRÍGUEZ, G. I.; NAVA, D. E. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre *Spodoptera cosmioides* (Lepidoptera: Noctuidae) a diferentes temperaturas. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 39, n. 2, p. 216–220, 2013.

CAPINERA, J. L. **Fall Army worm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae)**, EENY-098. University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences, Florida, 1999.

CARNEIRO T. R., FERNANDES, O. A.; CRUZ I. Influência da competição intra-específica entre fêmeas e da ausência de hospedeiro de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) sobre ovos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 53, p. 482–486, 2009.

CARNEIRO, T. R.; FERNANDES, O. A. Interspecific interaction between *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 84, n. 4, p. 1127–1135, 2012.

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

CARNEIRO, T. R.; FERNANDES, O. A.; CRUZ, I.; BUENO, R. C. O. F. 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**, Curitiba, v. 54, n. 4, p. 692–696, 2010.

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

CARVALHO, R. A.; PRATISSOLI, D.; QUADROS, I. P. S.; PAES, J. P.P.; KAISER, I. S.; RODRIGUES, H. S.; TÚLLER, A. C.; ZUIM, V. Tabela de Esperança de vida de *Trichogramma pretiosum* Riley em ovos de *Trichoplusia ni* Hübner em diferentes condicionamentos térmicos. **EntomoBrasilis**, Vassouras-RJ, v. 5, n. 3, p. 173–178, 2012.

CAVE, R. D. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. **Biocontrol**, Dordrecht, 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**, Morazán, v. 40, n. 2, p. 215–227, 1999.

CERKOWNIAK, M.; BOGUŚ, M.; WŁÓKA, E.; STEPNOWSKI, P.; GOŁĘBIEWSKI, M. Comparison of the volatile compounds of *Dermestes maculatus* and *Dermestes ater* pupae: application of headspace solid-phase microextraction-gas chromatography-mass spectrometry (HS-SPME-GC/MS). **Journal Volume & Issue**, Italy, v. 14, n. 1, p. 303–311, 2017.

CERUTI, F. C. Interações entre feromônios de insetos e semioquímicos de plantas. **Revista Agrária Acadêmica**, Curitiba, v. 5, n. 1, p. 73–82, 2007.

CHAPMAN, J. W.; WILLIAMS, T.; MARTINEZ, A. M.; CISNEROS, J.; CABALLERO, P., CAVE, R. D.; GOULSON, D. Does cannibalism in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) reduce the risk of predation? **Behavioral Ecology and Sociobiology**, New York, v. 48, p. 321–327, 2000.

CHEN, L.; CHEN, K.; LIANG, G. Antennal sensilla of female *Telenomus remus* observed with scanning electron microscopy. **Journal of South China Agricultural University**, Guangdong, v. 34, n. 1, p. 72–75, 2013.

CHEN, M. S. Inducible direct plant defense against insect herbivores: a review. **Insect Science Chaoyang**, v. 15, p. 101–114, 2008.

CHIRI, A. A. LEGNER, E. F. Response of three *Chelonus* (Hymenoptera: Braconidae) species to kairomones in scales of six Lepidoptera. **Can. Enr.**, California, v. 118, p. 329–333, 1986.

COCK, M. J. W. **A Review of biological control of pests in the commonwealth Caribbean and Bermuda up to 1982**. Commonwealth Institute of Biological Control Technical Communication, Farnham Royal United Kingdom, 1985. 218p.

COELHO-JUNIOR, A.; RUGMAN-JONES, P. F.; REIGADA, C.; STOUTHAMER, R.; PARRA, J. R. P. Laboratory performance predicts the success of field releases in inbred lines of the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Plos One**, São Francisco, v. 11, n. 1, e0146153. 2016.

COLAZZA, S.; FUCARINO, A.; PERI, E.; G.; CONTI, E.; BIN, F. Insect oviposition induces volatile emission in herbaceous plants that attracts egg parasitoids. **Journal of Experimental Biology**, Histon, v. 207, p. 47–53, 2004.

COLMENAREZ, Y. C.; BABENDREIER, D.; WURST, F. R. F.; VÁSQUEZ-FREYTEZ, C. L.; BUENO, A. F. B. The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major benefits. **CABI Agriculture and Bioscience**, Wallingford, v. 3, n. 5, 13 p., 2022.

CÔNSOLI, F. L. **Criação in vitro de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 e *T. pretiosum riley*, 1879 (Hym.: trichogrammatidae): Desenvolvimento de um ovo artificial e aprimoramento de dietas artificiais**. 1997. 153 p. Doutorado (Entomologia), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1997.

CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. **Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on *Trichogramma***. Springer, New York, NY, USA, 2010.

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

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

CRUZ, I. Controle biológico de pragas na cultura de milho para a produção de conservas (minimilho) por meio de parasitoides e predadores. **Circular Técnica 91**, Embrapa milho e sorgo, 2007, 16 p.

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M de L. C; MATOSO, M. J.; Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitóide de ovos *Trichogramma*. **Circular técnica**, Embrapa, n. 30, 1999, 41 p.

CRUZ, I.; MONTEIRO, M. A. R. Controle Biológico da lagarta do cartucho do milho, utilizando o parasitoide de ovos *Spodoptera frugiperda*, *Trichogramma*. **Comunicado técnico 98**, 4p., 2004.

DEQUECH, S. T. B.; CAMERA, C.; STURZA, V. S.; RIBEIRO, L. P.; QUERINO, R. B.; PONCIO, S. Flutuação populacional de ovos de *Spodoptera frugiperda* e parasitismo natural por *Trichogramma* em milho. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 35, n. 3, p. 295–300, 2013.

DICKE, M. Local and systemic production of volatile herbivore-induced terpenoids – their role in plant-carnivore mutualism. **Journal of Plant Physiology**, v. 143, p. 465–472, 1994.

DIEZ-RODRIGUEZ, G. I; OMOTO, C. Herança da resistencia de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a lambda-cialotrina. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, p. 311–316, 2001.

DUNN, O. J. Multiple comparisons using rank sums. **Technometrics**. v. 6, p. 241–252, p. 1964.

DUTTON, A.; BIGLER, F. Activity Assessment of the egg parasitoid *Trichogramma brassicae* (Hym, Trichogrammatidae) in laboratory and field conditions. **Entomophaga**, Paris, v. 40, n. 2, p. 223–233, 1995.

DWYER, L. A.; ZAMBONI, A. C.; BLOMQUIST, G. J. Hydrocarbon accumulation and lipid biosynthesis during larval development in the cabbage looper, *Trichoplusia ni*. **Insect Biochemistry**, v. 16, p. 463–469, 1986.

ELSHAHER, M. E. A. Chemotaxonomic Study of Cuticular Chemical Compounds on Male and Female of *Anthidium amabile* Alfken, 1932 (Hymenoptera: Megachilidae). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences**, Abbasia, v. 14, n. 4, p. 189-195, 2021.

EPPO - **Global Database**. 2022. Disponível em:< <https://gd.eppo.int>>. Acesso em: 23 de junho de 2022. Acesso em: 13 de julho de 2022.

ERBILGIN, N.; RAFFA, K. F. Modulation of predator attraction to pheromones of two prey species by stereochemistry of plant volatiles. **Oecologia**, v. 127, p. 444–453, 2001.

ESTEVES, F. G. **Exometaboloma do tegumento da vespa social *Polybia paulista* por análises gc-ms: bases moleculares do reconhecimento de tipos parentais**. 2014. 91p. Trabalho de Conclusão de Curso (Ciências Biológicas.) Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” - Campus de Rio Claro-SP, 2014.

- FARIA, C. A. de. **Resposta de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) e *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae) a voláteis de plantas e ovos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae).** 2001. 50p. Dissertação (Mestrado em entomologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2001.
- FATORETTO, J. C.; MICHEL, A. P.; FILHO, M. C. S.; SILVA, N. Adaptive potential of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) limits Bt trait durability in Brazil. **Journal of Integrated Pest Management**, London, v. 8, n. 1, p. 17, 2017.
- FERREIRA-CALIMAN, M.; FALCÓN, T.; MATEUS, S.; ZUCCHI, R.; NASCIMENTO, F. Chemical identity of recently emerged workers, males, and queens in the stingless bee *Melipona marginata*. **Apidologie**, Springer Verlag France, v. 44, n. 6, p.657665, 2013.
- FERRER, F. Biological control of agricultural insect pest in Venezuela: advances, achievements, and future perspectives. **Biocontrol News and Information**. Dordrecht, v. 22, p. 67–74, 2001.
- FERVEUR, J. F. Cuticular hydrocarbons: Their evolution and roles in *Drosophila* pheromonal communication. **Behavior Genetics**, Dijon, v. 35, n. 3, 2005.
- FIGUEIREDO, M. D. L. C.; CRUZ, I.; DELLA-LUCIA, T. M. C. Controle integrado de *Spodoptera frugiperda* (Smith & Abbott) utilizando-se o parasitoide *Telenomus remus* NIXON. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 11, p. 1975–1982, 1999.
- FIGUEIREDO, M. L. C.; CRUZ, I.; SILVA, R. B.; FOSTER, J. E. Biological control with *Trichogramma pretiosum* increases organic maize productivity by 19.4%. **Agronomy for Sustainable Development**, França, v. 35, p. 1175–1183, 2015.
- FIGUEIREDO, M. L. C.; DELLA LUCIA, T. M. C.; CRUZ, I. Effect of *Telenomus remus* NIXON (Hymenoptera: Scelionidae) density on control of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) egg masses upon release in a maize field. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 1, n. 2, p. 12–19, 2002.
- FLANDERS, S. E. Notes on the life history and anatomy of *Trichogramma*. **Annals Entomological Society of America**, Oxford, v. 30, n. 2, p. 304–308, 1937.
- FOERSTER, M. R.; FOERSTER, L. A. Effects of temperature on the immature development and emergence of five species of *Trichogramma*. **BioControl**, Dordrecht, v. 54, n. 3, p. 445–450, 2009.
- GAIKWAD, S. M. First report of *Spodoptera eridania* (Stoll) (Lepidoptera: Noctuidae) on soybean [*Glycine max* (L.) Merrill] from Kolhapur, Maharashtra, India. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, New Delhi, v. 9, n. 2, p. 1419–1422. 2021.
- GALLO, D.; GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. D. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIN, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.

GARCÍA-ROA, F. **Control biológico, microbiológico y físico de *Spodoptera frugiperda*, plaga de maíz y otros cultivos en Colombia**. Corpoica. 1999. 18 p. Disponível em: <<https://www.cabi.org/wp-content/uploads/Garcia-1999-IPM-of-Spodoptera-frugiperda.pdf>>. Acesso: 23 de junho 2021.

GARCÍA-ROA, F.; MOSQUERA, E. A. T.; VARGAS, S. C. A.; ROJAS, A. L. Control biológico, micro- biológico y físico de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), plaga del maíz y otros cultivos en Colombia. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 28, p. 53–60, 2002.

GAZIT, Y.; LEWIS, W. J.; TUMLINSON, J. H. Arrestment of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) by a kairomone associated with eggs of its host, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Biological Control**, Orlando, v. 6, p. 283–290, 1996.

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

GERLING, D.; A. SCLIWARTZ. Host selection by *Telenomus remus*, a parasite of *Spodoprera littoralis* eggs. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Netherlands v. 17, p. 391–396, 1974.

GIBBS, A. G. Lipid melting and cuticular permeability: new insights into an old problem. **Journal of Insect Physiology**, Tucso, v. 48, p. 391–400, 2002.

GODFRAY, H. C. J. Parasitoids, **Behavioural and Evolucionary Ecology**, New Jersey: pinceton University Press. 1994.

GOERGEN, G. E. Southern armyworm, a new alien invasive pest identified in west and central Africa. **Crop Protection**, Guildford, v. 112, p. 371–373. 2018.

GOLEBIEWSKI, M.; MALINSKI, E.; MIECZYSLAWA I. B.; KUMIRSKA, J.; PIOTR STEPNOWSKI, P. The cuticular fatty acids of *Calliphora vicina*, *Dendrolimus pini* and *Galleria mellonella* larvae and their role in resistance to fungal infection. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 38, p. 619– 627, 2008.

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

GRANDE, M. L. M.; BRAZ, E. C.; BUENO, A. F.; SILVA, D. M.; QUEIROZ, A. P.; VENTURA, M. U. Effect of increasing rate of insecticides on its selectivity for *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 39, n. 3, p. 933–946, 2018.

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

GUERRERO, M. F. C. **Respostas olfativas de *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera Curculionidae) aos voláteis do algodoeiro *Gossypium hirsutum* L.** 2017. 66 p. Tese (Doutorado em ciência). Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, São Paulo. 2017.

HASSAN, S. A. The Mass Rearing and Utilization of *Trichogramma* to Control Lepidopterous Pests: Achievements and Outlook. **Pesticide Science**, Japan, v. 37, p. 387–391, 1993.

HEIL, M. Plastic defence expression in plants. **Ecology and Evolution**, London, v. 24, p. 555–569, 2010.

HERNÁNDEZ, D.; FERRER, F.; LINARES, B. Introducción de *Telenomus remus* Nixon (Hym.: Scelionidae) para controlar *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) en Yaritagua Venezuela. **Agronomía Tropical**, Maracay, v. 39, n. 1–3, p. 45–61, 1989.

HILKER, M.; FATOUROS, N. E. Plant responses to insect egg deposition. **Annual Review of Entomology**, Stanford, v. 60, p. 493–515, 2015.

HILKER, M.; MEINERS, T. How do plants “notice” attack by herbivorous arthropods? **Biological Reviews**, Oxford, v. 85, p. 267–280, 2010.

HOFFMANN-CAMPO, B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; OLIVEIRA, L. J.; SASA-GÓMEZ, D. R.; PANIZZI, A. R.; CORSO, I. C.; GAZZZONI, D. L.; OLIVEIRA, E. B. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Embrapa Soja. Circular Técnica, 30. Londrina. 2000, 70p.

HOLLANDER, M.; WOLFE, D. “**Non-parametric Statistical Methods.**” J. Wiley, New York. 1973.

HOTHORN, T.; BRETZ, F.; WESTFALL, P. Simultaneous inference in general parametric models. **Biometrical Journal**, German, v. 50, p. 346–363, 2008.

HOWARD, R. W.; BLOMQUIST, G. J. Chemical ecology and biochemistry of insect hydrocarbons. **Annual Review of Entomology**, v. 27, p. 149–172, 1982.

ISIDORO, N.; BIN, S.; COLAZZA, S.; VINSON, S. B. Morphology of antennal gustatory sensilla and glands in some parasitoid hymenoptera with hypothesis on their role in sex and host recognition. **Journal of Hymenoptera Research**, Sofia-Bulgaria, v. 5, p. 206–239, 1996.

IVAN, I. A. F.; SILVA, K. R.; LOBOSCHI, D. L.; ARAUJO-JUNIOR, L. P.; SANOTS, A. J. P. S.; PINTO, A. S. Número de liberações de *Telenomus remus* no controle de ovos de *Spodoptera frugiperda* em milho de segunda safra. **In: XXXI Congresso Nacional de milho e Sorgo**. Bento Gonçalves, RS, p. 289–293, 2016.

JALALI, S. K.; MOHANRAJ, P.; LAKSHMI, B. L. **Trichogrammatids**. [s.l.] Elsevier Inc., p. 140–181, 2016.

JARALEÑO-TENIENTE, J.; LOMELI-FLORES, J. R.; RODRÍGUEZ-LEYVA, E.; BUJANOS-MUÑIZ, R.; RODRÍGUEZ-RODRIGUEZ, S. E. Egg parasitoids survey of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in maize and sorghum in central Mexico. **Insects**, Switzerland, v. 11, n. 3, 2020.

JOHNSON, J. B. **Cuticular hydrocarbon profiling reveals hemotaxonomic diversity among Gonipterini weevils (Coleoptera: Curculionidae)**. Proceeding Paper, 2022, 10p.

JONES, R. L., LEWIS, W. J., BEROZA, M., BIERI, B. A., SPARKS, A. N. Host seeking stimulants (kairomones) for the egg parasite *Trichogramma evanescens*. **Environmental Entomology**, Oxford, v. 2, p. 593–96, 1973.

JONES, R. L., LEWIS, W. J., BOWMAN, M. C., BEROZA, M., BIERI, B. A. Host-seeking stimulant for parasite of corn earworm: isolation identification, and synthesis. **Science**, Washington, v. 1 n. 73, p. 842-843, 1971.

KANNAN, K. K. The mass rearing of the egg parasites of the sugarcane moth borer in Mysore (Preliminary experiment). **Journal of Mysore Agricultural Experiments**, v. 12, p. 57–61, 1931.

KARSHOLT, O.; NIELSEN, O. S. **Revised checklist of the Lepidoptera of Denmark** **Lepidopterologisk Forening**, Copenhagen (DK), 2013, 120 p.

KENIS, M.; PLESSIS, H. D.; VAN DEN BERG, J.; BA, M. N.; GOERGEN, G.; KWADJO, K. E.; BAOUA, I.; TEFERA, T.; BUDDIE, A.; CAFÀ, G.; OFFORD, L.; RWOMUSHANA, I.; POLASZEK, A. *Telenomus remus*, a candidate parasitoid for the biological control of *Spodoptera frugiperda* in Africa, is already present on the continent. **Insects**, Switzerland, v. 10, n. 92, p. 1–10, 2019.

KIM, J.; ZHANG, Y.; DAY, J.; ZHOU, H. MGLM: an R package for multivariate categorical data analysis. **The R journal**, Austria, v. 10, n. 1, p. 73, 2018.

KLONP, H.; TEERINK, B. J. The elimination of supernumerary larvae of the gregarious egg-parasitoid *Trichogramma embryophagum* [Hym.: Trichogrammatidae] in eggs of the host *Ephestia kuehniella* [lep. : pyralidae]. **Entomophaga**, Paris, v. 23, n. 2, p. 153–159, 1978.

KNUTSON, A. **The *Trichogramma* manual**. Texas Agricultural Extension Service. Disponível em: <electronically from <https://hdl.handle.net/1969.1/160453>>. Acesso em: 11 de julho de 2022, 1998.

KOLATTUKUDY, P. E. Biosynthesis of surface lipids. **Science**, Washington, v. 159, n. 3814, p. 159–505, 1968.

LEWIS, W. J.; JONES, R. L.; SPARKS, A. N. A Host-seeking stimulant for the egg parasite *Trichogramma evanescens*: Its source and a demonstration of its laboratory and field activity. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 65, n. 5, p. 1087–1089, 1972.

LEWIS, W. J.; NORDLUND, D. A. Semiochemicals influencing Fall Armyworm parasitoid behavior: implications for behavioral manipulation. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 67, n. 3, p. 343–349, 1984.

LI, C. C. **Population Genetics**. Chicago: University of Chicago Press, 1955. 366p.

LIAO, Y. L.; YANG, B.; XU, M.; LIN, W.; WANG, D.; CHEN, K-W.; CHEN, H-T. First report of *Telenomus remus* parasitizing *Spodoptera frugiperda* and its field parasitism in southern China. **Journal of Hymenoptera Research**, Sofia-Bulgaria, v. 93, p. 95–102, 2019.

LINARES, B. Farm family rearing of egg parasites in Venezuela. **Biocontrol News & Information**. Dordrecht v. 19, n. 76, 1998.

LOCKEY, K. H. Insect hydrocarbon classes: implications for chemotaxonomy. **Insect Biochemistry**, v. 21, n. 1, p. 91-97, 1991.

LUGINBILL, P. The fall army worm. **Technical Bulletin of the United States Department of Agriculture**, v. 34, p. 1–91, 1928.

MARTINAZZO, T. U.; PIETROWSKI, V. U.; CORDEIRO, E. S.; ECKSTIEN, B.; GRISA, S. Liberação de *Trichogramma pretiosum* para o controle de *Spodoptera frugiperda* na cultura do milho. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Paraná, v. 2, n. 2, p. 1657–1660, 2007.

MATTHEWS, D. E.; FAREWELL, V. T. The Log-rank or Mantel Haenszel test for the comparison of survival curves, pp. 67–75. In *Using and understanding medical statistics*. **Karger Publishers**, Basel. 2007.

MIRANDA, J. E. **Manejo integrado de pragas do algodoeiro no cerrado brasileiros**. Circular técnica 131. Embrapa. Campina Grande, 2010.

MIRANDA, J. E.; RODRIGUES, S. M. M.; SILVA, C. A.; ALMEIDA, R. P.; RAMALHO, F. S. **Guia de Identificação de Pragas do Algodoeiro**. 1 edição, Embrapa Algodão, Campina Grande, PB: 2015, 69 p.

MOLINA-OCHOA, J.; MOLINA-OCHOA, J.; CARPENTER, J. E.; HEINRICHS, E. A.; FOSTER, J. E. Parasitoids and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and Caribbean basin: an inventory. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 86, n. 3, p. 254-289. 2003.

MONTEZANO, A. D. G.; SPECHT, A.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; ROQUE-SPECHT, V. F.; SOUSA-SILVA, J. C.; PAULA-MORAES, S. V.; PETERSON, J. A.; HUNT, T. Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. **African Entomology**, South Africa, v. 26, n. 2, p. 286–300, 2018.

MONTEZANO, D. G.; SPECHT, A.; BORTOLIN, T. M.; FRONZA, E.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; ROQUE-SPECHT, V. F.; PEZZI, P.; LUZ, P. C.; BARROS, N. M. Immature stages of *Spodoptera albula* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental parameters and host plants. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 85, n. 1, p. 271–284, 2013.

- MONTEZANO, D. G.; SPECHT, A.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; ROQUE-SPECHT, V. F.; BARROS, N. M. Immature stages of *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental parameters and host plants. **Journal of Insect Science**, Oxford, v. 14, n. 238, p. 1–11, 2014.
- MORAES, M. C. B.; PAREJA, M.; LAUMANN, R. A.; BORGES, M. The Chemical volatiles (Semiachemicals) produced by neotropical stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 37, n. 5, p. 489–505, 2008.
- MORAL, R. A., HINDE, J.; DEMÉTRIO, C. G. B. Half-normal plots and overdispersed models in R: The hnp package. **Journal of Statistical Software**, Áustria, v. 81, p. 1–23, 2017.
- MORALES, J.; GALLARDO, J. S.; VÁSQUEZ, C.; RIOS, Y. Especies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) Parasitoides de huevos de lepidópteros en el estado Lara, Venezuela. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, n. 4, p. 542–546, 2007.
- MORALES, J.; GALLARDO, J. S.; VÁSQUEZ, C.; RIOS, Y. Patrón de emergência, longevidad, parasitismo y proporción sexual de *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) com relación al cogollero del maíz. **Bioagro**, Barquisimeto, v. 12, n. 2, p. 47–54. 2000.
- MOREIRA, M. D.; SANTOS, M. C. F.; BESERRA, E. B.; TORRES, J. B.; ALMEIDA, R. P. Parasitism and superparasitism of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Sitotroga cerealella* (Oliver) (Lepidoptera: Gelechiidae) eggs. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 38, n. 2, p. 237–42, 2009.
- MORRISON, R. K.; STINNER, R. E.; RIDGWAY, R. L. Mass production of *Trichogramma pretiosum* on eggs of the Angoumois grain moth. **Southwestern Entomologist**, Washington, v. 1, n. 2, p. 74–80, 1976.
- NARANJO-GUEVARA, N.; SANTOS, L. A. O.; BARBOSA, N. C. C. P.; CORRÊA - CASTRO, A. C. M.; FERNANDES, O. A. Long-term mass rearing impacts performance of the egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae). **Journal of Entomological Science**, v. 55, n. 1, 2020.
- NELDER, J. A.; WEDDERBURN, R. W. M. Generalized linear models. **Journal of the Royal Statistical Society**, London, v. 135, p. 370–384. 1972.
- NICHOLLS, C. I.; ALTIERI, M.; SANCHES, J. E. **Manual práctico de control biológico para una agricultura sustentable**, California: Asociación Vida Sana, 1999. 86 p.
- NIXON, G. E. J. **Some Asiatic Telenominae (Hymenoptera: Proctotrupeoidea)**. Department of Entomology British Museum (Natural History). p. 444–475, 1937.
- NOLDUS, L. P. J. J.; van LENTEREN, J. C. kairomones for the egg parasite *Trichogramma evanescens* Westwood. Effect of contact chemicals produced by two of its hosts, *Pieris brassicae* L. and *Pieris rapae* L. **Journal of Chemical Ecology**, v. 11, n. 6, p. 793–800, 1985.

NORDLUND, D. A.; LEWIS W. J.; GUELDERER R. C. Kairomones and their use for management of entomophagous insects: Response of *Telenomus remus* to abdominal tips of *Spodoptera frugiperda*, (Z)-9-tetradecene-1-ol acetate and (Z)-9-dodecene-1-olacetate. **Journal of Chemical Ecology**, Durham, v. 9, p. 695–701, 1983.

NORDLUND, D. A.; LEWIS, W. J. Terminology of chemical releasing stimuli in intraspecific and interspecific interactions. **Journal of Chemical Ecology**, Durham, v. 2, p. 211–220, 1976.

NORDLUND, D. A.; STRAND, M. R.; LEWIS, W.; VINSON, S. B. Role of kairomones from host accessory gland secretion in host recognition by *Telenomus remus* and *Trichogramma pretiosum*, with partial characterization. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Netherlands, v. 44, p. 37–43, 1987.

NORRIS, R.; CASWELL, E.; KOGAN, M. **Concepts in Integrated Pest Management**. Prentice Hall, New York, 2002.

OKUMA, D. M. **Bases genéticas e moleculares da resistência de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a spinosad**. 2015. 104p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Entomologia, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2015.

OLIVEIRA, M. S. S.; ROEL, A. R.; ARRUDA, E. J.; MARQUES, A. S. Eficiência de produtos vegetais no controle da lagarta do cartucho do milho *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 2, p. 326–330. 2007.

PAK, G A; van HEININGEN, T. G. Behavioural variations among strains of *Trichogramma* spp.: Adaptability to field- temperature conditions. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Netherlands. v. 38, p. 13, 1985.

PANDE, R.; SHAH, V.; VERMA, P. First report on identification of volatiles from egg and larval frass of Indian strain of the American bollworm *Helicoverpa armigera* (Hübner). **African Entomology**, South Africa, v. 27, n. 2, p. 403–409, 2019.

PARRA, J. R. P. **Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma***. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). *Trichogramma* e o controle biológico aplicado. Piracicaba: Fealq, p. 121–150, 1997.

PARRA, J. R. P.; COELHO, A.; CUERVO-RUGNO, J. B.; GARCIA, A. G.; MORAL, R. DE A.; SPECHT, A.; DOURADO NETO, D. Important pest species of the Spodoptera complex: Biology, thermal requirements and ecological zoning. **Journal of Pest Science**, Germany, 2021.

PARRA, J. R. P.; COELHO-JUNIOR, A.; GEREMIAS, L. D.; BERTIN, A.; RAMOS, C. J. **Criação de *Anagasta kuehniella*, em pequena escala, para produção de *Trichogramma***. 1. ed. Piracicaba: Occasio, 1ª ed, 2014. 32p.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* in Brazil: Feasibility of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 3, p. 271–281, 2004.

PARRA, J. R. P.; COELHO JUNIOR, A. Applied Biological Control in Brazil: From Laboratory Assays to Field Application. **Journal of Insect Science**, Oxford, v. 19, p. 1–6, 2019.

PARRA, J. R. P. P.; PINTO, A. S.; NAVA, D. E.; OLIVEIRA, R. C.; DINIZ, A. J. F. **Controle biológico com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**. 1ª edição, 2021, 592p.

PAULA, P. H. **A criação de *Telenomus remus* Nixon em laboratório, no seu hospedeiro natural, por gerações sucessivas, altera sua qualidade para o controle biológico de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith)?** 2020. 29 p. Trabalho de conclusão de curso (Engenharia agrônômica). Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2020.

PEDRASI T. C.; PARRA J. R. P. Técnica de criação e determinação das exigências térmicas de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera, Scelionidae). In: X Congresso Brasileiro de Entomologia, Rio de Janeiro. **Anais...** Rio de Janeiro: SEB, p. 227, 1986.

PEÑAFLORES, M. F. G. V.; E. R. B. M.; MIRANDA, L. A.; WERNEBURG, A. G.; BENTO, J. M. S. Herbivore-induced plant volatiles can serve as host location cues for a generalist and a specialist egg parasitoid. **Journal of Chemical Ecology**, v. 37, p. 1304–1313, 2011.

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

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

POGUE, G. M. A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). **Memorial Entomological Society of America**, Philadelphia, v. 43, 202 p., 2002.

POMARI, A. F. **Características biológicas de *Telenomus remus* Nixon em ovos de *Corcyra cephalonica* (Stainton) e *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith): bases para o desenvolvimento de programas de controle biológico aplicado para as culturas da soja e milho**. 2013. 110p. Tese (Entomologia). Universidade de São Paulo. Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto. Ribeirão Preto–SP. 2013.

POMARI, A. F.; BUENO, A. F. B.; BUENO, R. C. O. R.; MENEZES JUNIOR, A. O.; AUGUSTO CESAR FONSECA, A. C. P. F. Biological characteristics and thermal requirements of the biological control agent *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on eggs of different species of the genus *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 105, n. 1, 73–81, 2012.

POMARI, A. F.; BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F.; MENEZES JUNIOR, A. O.; FONSECA, A. C. P. F. Capacidade de parasitismo de *Telenomus remus* em ovos de diferentes espécies do gênero *Spodoptera*, sob diferentes temperaturas. Embrapa Soja, In: Congresso brasileiro de defensivos agrícolas naturais, v. 5, 2011, Jaguariúna. **Anais...** Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2011.

POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, A. D. F.; BORTOLI, S. A. de. *Telenomus remus* no manejo do complexo *Spodoptera*: do laboratório ao campo. **Cadernos de Agroecologia**, Pelotas-RS, v. 9, n. 1, p. 1–5, 2014.

POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, A. de F.; BORTOLI, S. A. de. Size and flight ability of *Telenomus remus* parasitoids reared on eggs of the factitious host *Corcyra cephalonica*. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 60, n. 2, p. 177–181, 2016.

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

POMARI-FERNANDES, A.; QUEIROZ, A. P.; BUENO, A. F.; ALLISSON WILSON SANZOVO, A. W.; BORTOLI, S. A. The Importance of relative humidity for *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism and development on *Corcyra cephalonica* (Lepidoptera: Pyralidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. **Annals of the Entomological Society of America**. v. 108, n. 1, p. 11–17, 2015.

PREZOTTI, L.; PARRA, J. R. P.; VENCOVSKY, R.; DIAS, C. T dos S.; CRUZ, I.; CHAGAS, M. C. M. Teste de vôo como critério de avaliação da qualidade de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae): Adaptação de metodologia. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, p. 411–418, 2002.

PREZOTTI, L.; HAJI, F. N. P.; HONDA, O. T. Avaliação de *Trichogramma atopovirilia* como agente de controle biológico de *Spodoptera frugiperda*. In: 16º CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA. **Resumos...** Salvador-BA. 117 p, 1997.

QUEIROZ, A. P. Q.; FAVATTI, B. M.; LUSKI, P. G.; GONÇALVES, J. *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitismo on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs: diferente parasitoid and host egg ages. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 40, n. 6, suplemento 2, p. 2933–2946, 2019.

QUEIROZ, A. P.; BUENO, A. D. F.; POMARI-FERNANDES, A.; GRANDE, M. L. M.; BORTOLOTO, O. C.; SILVA, D. M. da. Quality control of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on the factitious host *Corcyra cephalonica* (Lepidoptera: Pyralidae) for successive generations. **Bulletin of Entomological Research**, Farnham Royal, s.v. October, p. 1–8, 2017a.

QUEIROZ, A. P.; BUENO, A. de F.; POMARI-FERNANDES, A.; BORTOLOTO, O. C.; MIKAMI, A. Y.; OLIVE, L. Influence of host preference, mating, and release density on the parasitism of *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera, Platygasteridae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 61, n. 1, p. 86–90, 2017b.

QUERINO, R.; ZUCCHI, R. A. **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. 2ª ed. [s.l.] Embrapa, 103 p., 2012.

R CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>. 2021.

- ROJAS, L.; GARCÍA-ROA, F. Comportamiento parasítica de *Telenomus* sp. em *Spodoptera frugiperda*. **Revista Colombiana de Entomología**. Bogotá, v. 21, p.191–197, 1995.
- ROSA, A. P. A.; TRECHA, C. O.; ALVES, A.C; GARCIA, L.; GONÇALVES, V. P. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) em linhagens de milho. **Arquivos do Instituto Biológico**. São Paulo, v. 79, n. 1, p. 39–45, 2012.
- SA, L. A. N.; PARRA, J. R. P. P. Biology and parasitism of *Trichogramma pretiosurn* Riley (Hym., Trichogrammatidae) on *Ephestia kuehniella* (Zeller) (Lep., Pyralidae) and *Heliothis zea* (Boddie) (Lep., Noctuidae) eggs. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 118, p. 38–4, 1994.
- SALAZAR-MENDOZA, P.; RODRIGUEZ-SAONA, C.; FERNANDES, O. A. Release density, dispersal capacity, and optimal rearing conditions for *Telenomus remus*, an egg parasitoid of *Spodoptera frugiperda*, in maize. **Biocontrol Science and Technology**, Oxford, v. 3, n. 2, 20 p., 2020.
- SALT, G. The sense used by *Trichogramma* to distinguish between parasitised and unparasitised hosts. **Proceedings of the Royal Society**, London, series B, 122, 57. 1937.
- SARMENTO, R. de A.; AGUIAR, R. W. de S.; AGUIAR, R. de A. S. DE S.; VIEIRA, S. M. J.; OLIVEIRA, H. G. DE; HOLTZ, A. M. Revisão da biologia, ocorrência e controle de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) em milho no Brasil. **Bioscience Journal**, Oxford, v. 18, n. 2, p. 41–48, 2002.
- SAVOIE, K. L. Alimentación selectiva por espécies de *Spodoptera* (Lepdoptera: Noctuidae) en un campo de frijol con labranza minima. **Turrialba**, Costa Rica, v. 38, p. 722–738, 1988.
- SCHNEIDER, D.; STEINBRECHT, R. A. Checklist of insect olfactory sensilla. **Symposium of the Zoological Society of London**, v. 23, p. 279–297, 1986.
- SCHWARTZ, A.; GERLING, D. Adult biology of *Telenomus remus* [Hymenoptera: Scelionidae] under laboratory conditions. **Entomophaga**, Paris, v. 19, n. 4, p. 483–492, 1974.
- SHU, S.; JONES, R. L. Kinetic effects of kairomone in moth scales of the European corn borer on *Trichogramma nubilale* Ertle & Davis (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Insect Behavior**, v. 2, p. 123–131, 1989.
- SILVA, C. S. B. da. **Bioecologia de *Spodoptera frugiperda* e de seus parasitoides de ovos *Telenomus remus*, *Trichogramma atopovirilia* e *T. pretiosum***. 2011. 126p. Tese (Doutorado em ciência). Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, São Paulo. 2011.
- SILVA, D. M.; BUENO, A. F.; ANDRADE, K.; STECCA, C. S.; NEVES, P. M. O. J.; MOSCARDI, F. Selectivity of organic compounds to the egg parasitoid *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygastridae) **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 37, n. 1, p. 55- 66, 2016.

SOARES, E. R. P.; BATISTA, N. R.; SOUZA, R. S.; TORRES, V. O.; CARDOSO, A. L. C.; NASCIMENTO, F. S.; D, ANTONIALLI-JUNIOR, W. F. Variation of cuticular chemical compounds in three species of *Mischocyttarus* (Hymenoptera: Vespidae) eusocial wasps. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 61, p. 224–231, 2017.

SPECHT, A.; ROQUE-SPECHT, V. F. Biotic potential and reproductive parameters of *Spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) in the laboratory. **Brazilian Journal of Biology**, v. 79, n. 3, p. 488–494, 2019.

SPECHT, A.; ROQUE-SPECHT, V. F. Immature stages of *Spodoptera cosmioides* (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental parameters and host plants. **Zoologia**, Curitiba, v. 33, n. 4, p. 1–10, 2016.

STEIN, C. P.; PARRA, J. R. P. Uso da radiação ultravioleta para inviabilizar ovos de *Anagasta kuehniella* (zeller, 1879) visando estudos com *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomologica do Brasil**, Itabuna, v. 16, n. 1, p. 229–331, 1987.

SUZUKI, Y.; HIEHATA, K. Mating systems and sex ratios in the egg parasitoids, *Trichogramma dendrolimi* and *T. papilionis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Animal Behaviour**, v. 33, p. 1223–1227, 1985.

TANWAR, A.; KIRTI, J. S.; KUMAR, S.; DHILLON, M. K. The amino acid and lipophilic profiles of *Chilo partellus* (Swinhoe) larvae fluctuate with diapause. **Journal of Experimental Zoology**, v. 335, p. 595–601, 2021.

TEODORO, A. V.; PROCÓPIO, S. de O.; BUENO, A. de F. B.; NEGRISOLI JUNIOR, A. S.; CARVALHO, H. W. L. de; NEGRISOLI, C. R. de C. B.; BRITO, L. F.; GUZZO, E. C. *Spodoptera cosmioides* (Walker) e *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae): novas pragas de cultivos da região Nordeste. Embrapa Tabuleiros Costeiros, n. 131, 7 p. 2013.

TURLINGS, T. C. J.; LENGWILER, U. B.; BERNASCONI, M. L.; WECHSLER, D. Timing of induced volatile emissions in maize seedlings. **Planta**, México, v. 207, p. 146–152, 1998.

VALICENTE, F. H. **Manejo Integrado de Pragas na Cultura do Milho**. Circular técnico 208. EMBRAPA. Sete Lagoas, MG, 2015.

van den DOOL, H.; KRATZ, P. D. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gasliquid partition chromatography. **Journal of Chromatography**, v. 11, p. 463–471, 1963.

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

van LENTEREN, J. C. The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl**, Dordrecht, v. 57, n. 1, p. 1–20, 2012.

- van WELZEN, C. R. L.; WAAGE, J. K. Adaptive responses to local mate competition by the parasitoid *Telenomus remus*. **Behavioral Ecology and Sociobiology**, New York, v. 21, p. 359–363, 1987.
- VARELLA, A. C.; MENEZES-NETTO, A. C.; SOUZA ALONSO, J. D.; CAIXETA, D. F.; PETERSON, R. K.; FERNANDES, A. O. Mortality dynamics of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) immatures in maize. **Plos One**, v. 10, n. 637, 12 p. 2015
- VINSON, S. B. Host selection by insect parasitoids. **Annual Review of Entomology**, Stanford, v. 21, p. 109–134, 1976.
- VINSON, S. B. Nutricional ecology of insect egg parasitoids p. 25-55 In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on Trichogramma**. Springer, New York, NY, USA, 2010.
- VINSON, S. B. Parasitoid-host relationships, pp. 205–233, in W. J. Bell and R. T. Cardé (eds.), **Chemical Ecology of Insects**. Chapman and Hall, London, UK. 1984.
- VINSON, S. B.; BIN, F.; VET, L. E. M. Critical Issues in Host Selection by Insect Parasitoids. **Biological Control** v. 11, p. 77–78, 1998.
- VINSON, S. B.; JONES, R. L.; SONNET, P.; BEIR, B. A.; BEROZA, M. Isolation, identification and synthesis of host seeking stimulants for *Cardiochiles nigriceps*, a parasitoid of the tobacco budworm. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 18, n. 4, p. 443–450, 1975.
- WAAGE, J. K.; N. S. MING. The reproductive strategy of a parasitic wasp I. Optimal progeny an sex allocation in *Trichogramma evanescens*. **Journal of Animal Ecology**, London, v. 53, n. 2, p. 417–426, 1984.
- WANG, F.; DELANNAY, C.; GOINDIN, D.; DENG, L.; GUAN, S.; LU, X.; FOUQUE, F. VEGA-RÚA, A.; PICIMBON, J-F. Cartography of odor chemicals in the dengue vector mosquito (*Aedes aegypti* L., Diptera/Culicidae). **Scientific Reports**, v. 9, n. 8510, p. 1–10, 2019.
- WENGRAT, A. P. G. S.; COELHO JUNIOR, A.; PARRA, J. R. P.; TAKAHASHI, T. A.; FOERSTER, L. A.; CORRÊA, A. S.; POLASZEK, A. J.; NORMAN F.; COSTA, V. A. Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus* (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. in Brazil. **Scientific Reports**, v. 11, n. 1, 9 p., 2021.
- WOJCIK, B.; WHITCOMB, W. H.; HABECH, O. H. Host range testing of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 59, n. 2, p. 195–198, 1976.
- WORDELL-FILHO, J. A.; RIBEIRO, L. P.; CHIARADIA, L. A.; MADALÓZ, J. C.; NESI, C. N. **Pragas e doenças do milho diagnose, danos e estratégias de manejo**. Boletim técnico Nº 170. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina, Florianópolis, 2016. ISSN 0100-7416.

XU, F.; HUANG, Y.; LIUD, C.; CAIB, X.; JIC, Z.; SUND, M.; DINGD, S.; GUA, D.; YANGC, Y. Rapid analysis of chemical composition in the active extract against α -amylase from *Blaps rynchopetera* fairmaire by GC-MS and in silico theoretical explanation. **Journal of Liquid Chromatography & Related Technologies**, Abingdon, v. 42, n. 15–16, p. 469–474, 2019.

ZACHARUK, R. Y. Ultrastructure and function of insects chemosensilla. **Annual Review Entomology**, v. 25, p. 27–47, 1980.

ZARBIN, P. H. G.; RODRIGUES, M. A. C. M.; LIMA, E. R. Feromônios de insetos: tecnologia e desafios para uma agricultura competitiva no Brasil. **Química Nova**, São Paulo, v. 32, n. 3, p. 722–731, 2009.

ZENKER, M. M.; SPECHT, A.; CORSEUIL, E. Immature stages of *Spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, São Paulo, v. 24, n. 1, p. 99–107, 2007.

ZHANG, Y.; HUA, Z. MGLM: **Multivariate Response Generalized Linear Models**. version 0.2.0. <http://CRAN.R-project.org/package=MGLM>, 2018.