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

**Bases biológicas para utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879
(Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Pseudoplusia includens*
(Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera:
Noctuidae) em soja**

Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

**Tese apresentada para obtenção do título de Doutor em
Ciências. Área de concentração: Entomologia**

Piracicaba
2008

Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

Engenheiro Agrônomo

Bases biológicas para utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879(Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja

Orientador:

Prof. Dr. JOSÉ ROBERTO POSTALI PARRA

Tese apresentada para obtenção do título de Doutor em Ciências. Área de concentração: Entomologia

Piracicaba

2008

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
DIVISÃO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - ESALQ/USP

Bueno, Regiane Cristina Oliveira de Freitas

Bases biológicas para utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja / Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno. - - Piracicaba, 2008.
119 p. : il.

Tese (Doutorado) - - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2008.
Bibliografia.

1. Controle biológico (Fitossanidade) 2. Insetos parasitas 3. Lagartas 4. Manejo integrado 5. Parasitose animal 6. Pragas de plantas I. Título

CDD 633.34
B928b

Aos meus pais Lúcia Isabel e João Murilo e irmão
Leandro

pelo amor incondicional, educação, e apoio
oferecido.....

durante minha jornada até este momento

DEDICO

Ao meu querido esposo Adeney,
pelo amor, carinho, companheirismo e paciência
em mais esta etapa da minha vida

OFEREÇO

A Deus pela saúde e disposição para superar todos os
obstáculos

AGRADEÇO

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão da bolsa de estudos;

À Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ/USP), pela oportunidade de realização do curso de Doutorado em Ciências /Entomologia;

Agradeço especialmente ao Dr. José Roberto Postali Parra, professor do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP, pela oportunidade, amizade, incentivo e orientação e principalmente pela confiança em mim depositada;

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) – Centro Nacional de Pesquisa de Soja (CNPSO), Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão (CNPAF), por ter permitido, através da parceria ESALQ – EMBRAPA, a realização do trabalho de conclusão do Curso de Doutorado, juntamente com as atividades de pesquisa da Empresa;

Aos pesquisadores da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) – Centro Nacional de Pesquisa de Soja (CNPSO), Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão (CNPAF), pelo profissionalismo, competência, ensinamentos e os valiosos conselhos para a elaboração da tese;

Em especial agradeço aos pesquisadores Dra. Beatriz Spalding Côrrea-Ferreira, Dra. Lenita Jacob de Oliveira, Dr. Flávio Moscardi do Centro Nacional de Pesquisa de Soja (CNPSO), Dr. José Alexandre de Freitas Barigossi, Dra. Eliane Dias Quintela, Dr. José Benedito Trovo do Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão (CNPAF) pela contribuição e incentivo para conclusão do trabalho de Tese;

À Dra. Maria Cristina Neves do Centro Nacional de Pesquisa de Soja (CNPSO) pela contribuição na realização das análises estatísticas;

Aos professores do Centro Federal de Educação Tecnológico – CEFET/Rio Verde, GO, por contribuírem para realização desse trabalho. Agradeço especialmente aos professores Fabiano Guimarães Silva, Edson Luiz Souchie, Vicente Pereira de Almeida, João das Graças Santana, e Adriano Perim;

Ao amigo, “pai científico” Dr. Dirceu Pratissoli, professor do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), a quem admiro imensamente pelo profissionalismo, seriedade, entusiasmo, competência na realização de seus trabalhos e agradeço

a amizade ao longo desses anos e por ter despertado meu interesse pela Entomologia, além do estímulo constante em continuar esta caminhada e agradeço também pelas oportunidades oferecidas;

Aos professores do Curso de Pós-Graduação em Entomologia da ESALQ/USP, especialmente aos professores Dr. José Maurício Simões Bento, Dr. José Djair Vendramim, Dr. Celso Omoto, Dr. Fernando Luis Cônsoli, João Roberto Spotti Lopes, Roberto Antonio Zucchi e Sinval Silveira Neto;

A todos os demais professores que desde os primeiros anos escolares até os mais recentes, me transmitiram amizade e ensinamentos e cada um teve papel importante na minha caminhada;

Aos amigos(as) do Curso de Pós-Graduação Entomologia da ESALQ/USP: Adriana, Ana Lia, Cláudia, Cristiane, Dori, Élio, Fernanda, Gerane, Mônica, Marcelo, Nancy, Nívia, Paulo, Priscila, Rodrigo, pelo companheirismo, amizade, ajuda e alegria;

A todos os colegas do Curso de Pós-Graduação Entomologia da ESALQ/USP, pela amizade, convívio e companheirismo na realização dos trabalhos no decorrer do curso;

Agradeço especialmente às amigas Gerane, Mônica, Nancy e Nívia, pela amizade que não tenho como agradecer somente com palavras, e sim retribuindo com minha amizade;

Aos queridos amigos de Rio Verde, GO, Simone Silva Vieira, Lucielle Januário de Oliveira, Gilvane Luis Jakoby, Eduardo Moreira Barros, Isabel Cristina M. Cardoso, pelo trabalho conjunto, pelo companheirismo, pelos ensinamentos e principalmente pela amizade;

As amigas Tatiana Rodrigues Carneiro e sua mãe D. Irma pela amizade sincera, pelas doces palavras que vêm sempre na hora certa, pela calorosa acolhida em todas as horas, e mesmo à distância sei que sempre torceram por mim e me guardam em seus corações;

Aos novos amigos Alysson, Fabrício e Juliana que me ajudaram principalmente durante a fase de escrita da Tese;

Aos familiares pelo apoio e incentivo nas horas mais difíceis, em especial aos meus pais já citados e a minha sogra Sra. Ivone Belleti de Freitas Bueno, e o meu sogro Sr. Arioaldo de Freitas Bueno e também a todos os demais integrantes dessa família tão abençoada;

A todos os amigos não citados, mas recordados sempre pelo sinal da verdadeira amizade;

Enfim, a todos, que direta ou indiretamente, colaboraram para o êxito deste trabalho, o meu eterno agradecimento e estima.

"Nada de divino ou de bem-aventurado, portanto, cabe aos homens, exceto esta única coisa digna de ser levada a sério: o que há em nós de inteligência e de sabedoria. Na verdade, dentre as coisas que são nossas, esta parece ser a única imortal, a única divina... E porque somos capazes de participar dessa capacidade, a vida, embora miserável e difícil por natureza, foi, entretanto, disposta minuciosamente para que o homem, comparado com outros seres, pareça um Deus. "Pois a inteligência é em nós o Deus", e ainda: "A vida mortal tem uma parte divina". Assim sendo, portanto, é preciso filosofar, ou ir embora daqui de baixo dando adeus à vida, visto que todo o resto parece um amontoado de futilidades e frivolidades."

(Aristóteles, Carta ao rei Chipriota Themison, XII)

SUMÁRIO

RESUMO	10
ABSTRACT	11
LISTA DE FIGURAS	12
LISTA DE TABELAS	14
1 INTRODUÇÃO	16
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	18
2.1 Importância da soja no Brasil.....	18
2.2 Distribuição geográfica e hospedeiros de <i>Pseudoplusia includens</i>	19
2.3 Aspectos biológicos de <i>Pseudoplusia includens</i>	19
2.4 Distribuição geográfica e hospedeiros de <i>Anticarsia gemmatalis</i>	22
2.5 Características biológicas de <i>Anticarsia gemmatalis</i>	22
2.6 Inimigos naturais associados a <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> e potencial de controle	24
2.7 Aspectos bioecológicos de <i>Trichogramma</i>	26
2.8 Fatores que afetam a eficiência de parasitóides do gênero <i>Trichogramma</i>	28
2.9 Seletividade de agroquímicos a inimigos naturais	30
3 MATERIAL E MÉTODOS	34
3.1 Criação de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i>	34
3.2 Criação e manutenção das espécies/linhagens de <i>Trichogramma</i> e <i>Trichogrammatoidea annulata</i>	38
3.3 Seleção de espécies/linhagens de <i>Trichogramma</i> e <i>T. annulata</i> para o controle de <i>Pseudoplusia includens</i>	42

3.4	Características biológicas de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> em diferentes temperaturas.....	45
3.5	Determinação das exigências térmicas e da estimativa do número de gerações de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> em diferentes temperaturas	46
3.6	Capacidade de parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> em diferentes temperaturas	46
3.7	Determinação do número ideal de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV a ser liberado por ovo de <i>Pseudoplusia includens</i> e de <i>Anticarsia gemmatalis</i>	47
3.8	Avaliação da dispersão de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em soja, para parasitismo de ovos de <i>Pseudoplusia includens</i>	49
3.9	Tempo de permanência do parasitóides <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV após a liberação no campo	51
3.10	Efeitos dos principais agroquímicos utilizados na cultura da soja ao parasitóide de ovos <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV	52
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	55
4.1	Seleção de espécies/linhagens de <i>Trichogramma</i> e <i>T. annulata</i> para o controle de <i>Pseudoplusia includens</i>	55
4.2	Características biológicas de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> em diferentes temperaturas.....	63
4.3	Determinação das exigências térmicas e da estimativa do número de gerações de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatalis</i> em diferentes temperaturas	69

4.4	Capacidade de parasitismo de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> e <i>Anticarsia gemmatilis</i> em diferentes temperaturas	73
4.5	Determinação do número ideal de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV a ser liberado por ovo de <i>Pseudoplusia includens</i> e de <i>Anticarsia gemmatilis</i>	81
4.6	Avaliação da dispersão de <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV em soja, para parasitismo de ovos de <i>Pseudoplusia includens</i>	87
4.7	Tempo de permanência do parasitóides <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV após a liberação no campo	90
4.8	Efeitos dos principais agroquímicos utilizados na cultura da soja ao parasitóide de ovos <i>Trichogramma pretiosum</i> linhagem RV	92
5	CONCLUSÕES	102
	REFERÊNCIAS	106

RESUMO

Bases biológicas para utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja

Com o objetivo de avaliar o potencial de utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) no manejo de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), foram realizados diferentes bioensaios incluindo seleção de linhagens, avaliação das características biológicas, capacidade de parasitismo, exigências térmicas, determinação do número ideal de parasitóide a ser liberado por ovo da praga, capacidade de dispersão e tempo de permanência no campo do parasitóide e seletividade dos agroquímicos ao parasitóide. Através da seleção de espécies/linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea* verificou-se que *T. pretiosum*, linhagem coletada em Rio Verde, GO (RV) apresentou melhor desempenho biológico dentre as demais. A duração do período de desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV, criado em ovos de ambas as pragas apresentou relação inversa com o aumento de temperatura. A emergência da referida linhagem em ovos de *A. gemmatalis* não foi afetada na faixa de temperatura estudada, porém quando criada em ovos de *P. includens*, a temperatura de 32°C afetou tal parâmetro biológico. O limiar térmico inferior de desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV foi menor em ovos de *P. includens* (10,6°C) quando comparado com o de *A. gemmatalis* (11,6°C) e conseqüentemente, a constante térmica também variou sendo de 152 GD para *P. includens* e de 128 GD para *A. gemmatalis*. O número estimado de gerações de *T. pretiosum* linhagem RV, por ciclo da soja variou de 21 e 20 gerações para Rio Verde, GO e 22 e 21 gerações Barreiras, BA, em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente. O ritmo de parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV foi influenciado pelas temperaturas testadas, com concentração do parasitismo nos primeiros dias de vida das fêmeas, exceto na temperatura de 18°C em ovos *P. includens* e nas temperaturas de 18 e 20°C para *A. gemmatalis* em que o parasitismo ocorreu durante toda a vida do parasitóide. O parasitismo total foi influenciado pelas temperaturas, com maiores valores entre as temperaturas de 22 a 28°C em ovos de *P. includens* e entre 25 e 28°C em ovos de *A. gemmatalis*. Em condições de semi-campo, determinou-se que o maior parasitismo foi obtido com uma proporção de 25,6 parasitóides por ovo da praga para as duas espécies de pragas. A capacidade de dispersão na cultura da soja é de 8,0 m, sendo a área de dispersão de 85,18m². Assim, há a necessidade de 117 pontos de liberação do parasitóide por hectare para uma distribuição homogênea do parasitóides em toda a área. Após a liberação de *T. pretiosum* linhagem RV os parasitóides permaneceram na cultura da soja por doze dias, embora o parasitismo seja efetivo até o quarto dia. Os resultados básicos obtidos em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* apontam para a possibilidade de controle conjunto destas duas pragas na cultura da soja, com utilização desse parasitóide de ovos. Os inseticidas, herbicidas e fungicidas utilizados na cultura da soja afetaram diferentemente o parasitismo e a viabilidade de *T. pretiosum* linhagem RV, sendo classificados desde seletivos até nocivos.

Palavras-chave: *Trichogramma*; Parasitóides de ovos; Controle biológico; Lagarta-falsa-medideira; Lagarta-da-soja; Manejo integrado de pragas; *Glycine max*

ABSTRACT

Biological base for using *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to control *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) and *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean

Different bioassays were carried out aiming to evaluate the potential of using *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to manage *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) and *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae). Among those bioassays there were the strains selection, biological characteristics and parasitism capacity, thermal requirements, establishment of ideal number of parasitoids to be released per number of pest eggs, parasitoid dispersal capacity, amount of time that the parasitoids remain active in the field after releasing and pesticide selectivity to the parasitoid. Throughout the species/strains selection of *Trichogramma* and *Trichogrammatoidea* it was possible to determine that *Trichogramma pretiosum*, strain collected in Rio Verde (RV), showed the best biological performance among the tested species/strains. *Trichogramma pretiosum* RV development time, when it was reared in eggs of both pest species, was inversely related to the increase in temperature. *T. pretiosum* RV reared in *A. gemmatalis* eggs had not its emergency (%) modified by temperature changes, however, when it was reared in *P. includens* eggs, it had a lower emergency (%) at 32°C. The lower temperature threshold (Tb) was lower for *T. pretiosum* RV in *P. includens* eggs (10.6°C) when compared to *T. pretiosum* in *A. gemmatalis* eggs (11.6°C) and consequently the thermal constant (K) was also different being 152 and 128 GD for *P. includens* and *A. gemmatalis* eggs, respectively. The estimated number of generations of *T. pretiosum* RV in eggs of both species varied along soybean crop season being 21 and 20 generations for Rio Verde, GO and 22 and 21 generations for Barreiras, BA in *P. includens* and *A. gemmatalis* eggs, respectively. The parasitism rhythm of *T. pretiosum* RV was changed by the tested temperatures, concentrating the parasitism during the first days except at 18°C in *P. includens* eggs and at 18 and 20°C in *A. gemmatalis* eggs when the parasitism occurred during the whole parasitoid lifespan. The total parasitism was influenced by the temperatures, being higher among 22 and 28°C in *P. includens* eggs and among 25 and 28°C in *A. gemmatalis* eggs. The higher parasitism rate is reached at 51.2 and 25.6 female parasitoid per *P. includens* and *A. gemmatalis* eggs, respectively, accordingly to what was established at greenhouse trials. *T. pretiosum* RV dispersing capacity in soybean fields is 8.0 m and its dispersal area is 85.18 m². Therefore, it is required a minimum of 117 parasitoid releasing points per hectare in order to have a homogeneous parasitoid distribution in the field. After *T. pretiosum* RV release, parasitoids remained in the soybean crop for 12 days. However, the parasitism was effective up to 4 days. The results from this research for *P. includens* and *A. gemmatalis* eggs indicate that the control of both pests might be possible using the *T. pretiosum* RV. Insecticides, herbicides and fungicides commonly used in soybean fields impacted differently the parasitism of *T. pretiosum* RV, being classified since harmless (class 1) to harmful (class 4).

Keywords: *Trichogramma*; Egg parasitoid; Biological control; Soybean looper; Velvetbean caterpillar; Integrated pest management; *Glycine max*

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Etapas do ciclo biológico e características da injúria na folha de soja por *Pseudoplusia includens*. A, B – Lagarta; C – Formação de casulo de pré-pupa; D – Pupa; E – Adulto; F – Sintomas de ataque e injúria causada por lagarta de 4º instar de *P. includens* em folhas de soja; G – Sintomas de ataque e injúria causada por lagartas recém eclodidas de *P. includens* em folhas de soja. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno 21
- Figura 2 – Etapas do ciclo biológico de *Anticarsia gemmatilis*. A, B – Lagarta; C – Pupa; D – Adulto. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno 24
- Figura 3 – Esquema de criação de *Pseudoplusia includens* e de *Anticarsia gemmatilis*. A – Gaiolas confeccionadas de tubos de PVC para postura de ambas as espécies; B – Copos plásticos para eclosão das lagartas de ambas as espécies; C – Copo plástico contendo dieta artificial para individualização das lagartas de *P. includens*; D – Copo plástico com pupa de *P. includens*; E – Recipiente plástico para criação de *A. gemmatilis* na dieta artificial. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno 37
- Figura 4 – Esquema de criação de *Anagasta kuehniella* para produção de *Trichogramma* spp. e *Trichogrammatoidea annulata*. A – Caixa plástica contendo papelão corrugado; B – Distribuição de dieta sobre o papelão corrugado; C – Distribuição dos ovos de *A. kuehniella* sobre a dieta; D – Plástico revestindo a caixa plástica com tecido “voile” na parte superior, para evitar *Bracon hebetor*; E – Sala de desenvolvimento larval e pupal; F – Papelão endurecido pelas secreções de traça, contendo insetos próximos à pupação; G – Caixas de emergência de adultos contendo os papelões corrugados e tubos para anestesiá-los com CO₂, recolhidos no cone da parte inferior. Fonte: Parra (1997) 40

- Figura 5 – Esquema de criação e multiplicação de *Trichogramma* spp. e *Trichogrammatoidea annulata* A, B – Recipientes plásticos contendo telas em seu interior para pouso de adultos e tela na outra extremidade para passagem dos ovos; C – Coleta dos ovos; D – Materiais para a confecção de cartelas (cartolina, pincel, peneira e goma arábica); E – Distribuição dos ovos de *Anagasta kuehniella* sobre a cartela contendo goma arábica; F – Lâmpada germicida para inviabilização de embriões; G – Recipiente de vidro contendo ovos para serem parasitados por *Trichogramma*, contendo mel puro na parte superior do recipiente, para alimentação dos adultos; H – Ovos não parasitados (esquerda) e parasitados (direita) por *Trichogramma*. Fonte: Parra (1997) 41
- Figura 6 – Sachê confeccionado em tecido tipo “voile” para fixação dos ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatilis* nas plantas de soja 48
- Figura 7 – Dendograma resultante da análise de agrupamento realizada com base nos parâmetros biológicos avaliados (duração do período ovo-adulto, porcentagem de emergência, porcentagem de parasitismo, número de adultos emergidos por ovo e razão sexual) comparativo de 12 linhagens de *Trichogramma* e de uma *Trichogrammatoidea annulata*, criadas sobre ovos de *P. includens*. Linhagens G1, G2, G11, G18, L3, L4, TP, Bagisa I, Bagisa II e RV = *Trichogramma pretiosum*; ATP = *Trichogramma atopovirilia*; TOIDE = *Trichogrammatoidea annulata* 61
- Figura 8 – Curva de velocidade de desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criado em ovos de *Pseudoplusia includens*, em diferentes temperaturas e respectivas K e Tb. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas 70

- Figura 9 – Curva de velocidade de desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criado em ovos de *Anticarsia gemmatalis*, em diferentes temperaturas e respectivas K e Tb. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas 70
- Figura 10 – Estimativa do número de gerações de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criado em ovos de *Pseudoplusia includens* no período do plantio de soja, para localidades nos Estados da Bahia e Goiás, respectivamente 71
- Figura 11 – Estimativa do número de gerações de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criado em ovos de *Anticarsia gemmatalis* no período do plantio de soja, para localidades nos Estados da Bahia e Goiás, respectivamente 71
- Figura 12 – Parasitismo diário e acumulado de *Trichogramma pretiosum* linhagem Rio Verde em ovos de *Pseudoplusia includens* em diferentes temperaturas. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas. As setas indicam 80% de parasitismo 76
- Figura 13 – Parasitismo diário e acumulado de *Trichogramma pretiosum* linhagem Rio Verde em ovos de *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas. As setas indicam 80% de parasitismo 77
- Figura 14 – Sobrevivência de fêmeas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV mantida em ovos de *Pseudoplusia includens* em diferentes temperaturas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas..... 78
- Figura 15 – Sobrevivência de fêmeas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV mantida em ovos de *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas 79

- Figura 16 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudoplusia includens* colocados na parte inferior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO ... 83
- Figura 17 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatilis* colocados na parte inferior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO 83
- Figura 18 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudoplusia includens* colocados na parte média da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO 84
- Figura 19 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatilis* colocados na parte média da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO. ... 84
- Figura 20 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudoplusia includens* colocados na parte superior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO .. 85
- Figura 21 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatilis* colocados na parte superior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO..... 85
- Figura 22 – Relação matemática entre o raio de dispersão de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV e o número de ovos parasitados de *Pseudoplusia includens*, na soja. Edealina, GO 89

- Figura 23 – Porcentagem de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* após liberação dos parasitóides na cultura da soja. Santo Antônio de Goiás, GO..... 91
- Figura 24 – Viabilidade do parasitismo (%) ($\pm$ EP) de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV observada após o contato com inseticidas e testemunha (água) em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. (A) fase de ovo. (B) fase de larva. (C) fase de pupa. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($P>0,05$). Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70 $\pm$ 10%; Fotofase: 14 horas 99
- Figura 25 – Viabilidade do parasitismo (%) ($\pm$ EP) de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV observada após o contato com fungicidas, herbicidas e testemunha (água) em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. (A e D) fase de ovo. (B e E) fase de larva. (C e F) fase de pupa. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($P>0,05$). Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70 $\pm$ 10%; Fotofase: 14 horas 100

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Composição da dieta artificial de <i>Anticarsia gemmatalis</i> (modificada de Greene; Leppla; Dickerson, 1976)	36
Tabela 2 – Espécies e linhagens de <i>Trichogramma</i> e <i>Trichogrammatoidea</i> com suas respectivas origens e hospedeiros naturais e localidades em que foram coletadas, utilizadas no teste de seleção para controle de <i>Pseudoplusia includens</i>	44
Tabela 3 – Duração do período ovo-adulto e percentual de parasitismo e emergência de 12 espécies/linhagens de <i>Trichogramma</i> e uma de <i>Trichogrammatoidea</i> criadas em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> . Temperatura de $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....	59
Tabela 4 – Número médio de adultos emergidos por ovo e razão sexual ($\pm$ EPM) de 12 espécies/linhagens de <i>Trichogramma</i> e uma de <i>Trichogrammatoidea</i> criadas em ovos de <i>Pseudoplusia includens</i> . Temperatura de $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas	60
Tabela 5 – Período (ovo-adulto) e viabilidade de <i>T. pretiosum</i> , linhagem RV, criado em ovos de <i>P. includens</i> e <i>A. gemmatalis</i> , em diferentes temperaturas. UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas	66
Tabela 6 – Razão sexual e número de indivíduos emergidos por ovo de <i>T. pretiosum</i> linhagem RV, criado em ovos de <i>P. includens</i> e <i>A. gemmatalis</i> , em diferentes temperaturas. UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas	67

- Tabela 7 – Parâmetros biológicos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis*, nas diferentes temperaturas. UR:70±10%; fotofase: 14 horas..... 75
- Tabela 8 – Valores médios ($\pm$ EPM) de parasitismo de ovos de *Pseudoplusia includens* por *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, colocados a diferentes distâncias de um ponto central de liberação, na cultura da soja. Edealina, GO..... 88
- Tabela 9 – Distância média (DM) e área de dispersão (s^2) com os respectivos modelo e coeficiente de determinação (R^2) para *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens*, na cultura da soja. Edealina, GO 88
- Tabela 10 – Efeito dos agroquímicos (E) na redução na viabilidade de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em relação à testemunha (água) observada após o contato com inseticidas em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70±10%; Fotofase: 14 horas..... 97
- Tabela 11 – Efeito dos agroquímicos (E) na redução da viabilidade do parasitismo de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em relação à testemunha (água) observada após o contato com herbicidas e fungicidas em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70±10%; Fotofase: 14 horas..... 98

1 INTRODUÇÃO

A soja, *Glycine max* (Merril) é um dos mais importantes produtos de exportação do Brasil e tem como principal praga desfolhadora a lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) (EMBRAPA, 2006). No entanto, atualmente, nas principais regiões produtoras brasileiras, outras lagartas vêm causando danos expressivos à cultura. Entre elas inclui-se a lagarta-falsa-medideira, *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae), a lagarta-enroladeira-das-folhas, *Omiodes indicata* (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Pyralidae) e várias espécies do gênero *Spodoptera* como lagarta-das-vagens, *S. eridania* (Cramer, 1782), lagarta-do-cartucho-do-milho, *S. frugiperda* (J.E.Smith, 1797) e *S. cosmioides* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae).

Em muitas regiões a lagarta-falsa-medideira era considerada de menor importância, controlada naturalmente por parasitóides e fungos entomopatogênicos. Entretanto, entre as safras de 2003/2004 a 2007/2008 vários surtos foram constatados em diversos estados brasileiros (MS, GO, SP e PR), ocorrendo isoladamente ou associados à lagarta-da-soja, devido principalmente ao uso crescente de agroquímicos na lavoura.

O controle químico dessa lagarta, a principal tática de controle utilizada pelos agricultores, não tem sido eficiente em algumas regiões, principalmente pelo hábito dela permanecer na porção inferior da planta e a calda inseticida não atingi-la. Desta forma, o controle exige o uso de produtos em doses elevadas, o que diminui ainda mais a população dos inimigos naturais que permanecem na cultura. Como consequência deste desequilíbrio biológico, a lagarta-falsa-medideira, que sempre teve importância secundária na cultura, agora está se tornando um grande problema à produtividade da soja (MOLINA, 2007).

Para o controle de pragas, diante deste quadro, deve-se optar por uma visão inter e multidisciplinar integrando-se diversos métodos de controle menos prejudiciais ao homem e ao meio ambiente. Neste contexto, a adoção de táticas complementares para o êxito no controle de insetos-pragas pode ser incorporada no sistema, dentro da filosofia de Manejo Integrado de Pragas (MIP). Uma das táticas que tem mostrado bons resultados no controle de pragas, principalmente da Ordem Lepidoptera (PARRA; ZUCCHI; SILVEIRA NETO, 1987), é a utilização do Controle Biológico Aplicado, que apresenta alto potencial de sucesso, por meio de

liberações inundativas de inimigos naturais, pois se pode reduzir a população das pragas para um nível inferior ao nível de dano econômico, de forma análoga ao uso de agroquímicos.

Dentre os insetos utilizados em programas de controle biológico, os parasitóides de ovos do gênero *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) têm sido amplamente utilizados, devido à facilidade de sua criação em hospedeiros alternativos (PARRA, 1997; HAJI et al., 1998) além de sua agressividade no parasitismo de ovos de insetos-praga (BOTELHO, 1997). No entanto, o sucesso ou fracasso das liberações de *Trichogramma* depende basicamente do conhecimento das características bioecológicas do parasitóide e da sua interação com o hospedeiro alvo, assim como do número de *Trichogramma* a ser liberado, da densidade da praga, linhagem do parasitóide utilizada, época e número de liberações, método de liberação, relação com a fenologia da planta, densidade de outros inimigos naturais presentes no agroecossistema e das condições climáticas locais (BOURCHIER; SMITH, 1996). Além disso, o sucesso do Manejo Integrado de Pragas depende da integração de vários métodos de controle. O controle químico ainda é indispensável em grandes áreas de produção agrícola e o uso integrado de inseticidas e controle biológico é essencial para futuro do MIP, principalmente utilizando-se agroquímicos seletivos aos inimigos naturais.

No entanto, ainda são poucas as pesquisas sobre o parasitismo de *Trichogramma* spp. em ovos de lepidópteros-pragas que ocorrem na cultura da soja, e sobre a associação de outras táticas de controle com o controle biológico, bem como estudos de quanto o controle integrado, com medidas alternativas, pode contribuir para o controle simultâneo desses insetos.

Diante disso, visando aprimorar o MIP soja, este trabalho estudou o potencial dos parasitóides do gênero *Trichogramma* para o controle de *P. includens* e *A. gemmatilis*, por meio de estudos dos aspectos bioecológicos em laboratório, semi-campo e campo, tais como as características biológicas e parasitismo em diferentes temperaturas, a determinação do número de parasitóides a ser liberado por ovo da praga para se atingir a máximo de parasitismo, bem como a avaliação do raio de dispersão em campo. E como o estudo prevê aprimorar as bases para utilização de parasitóides de ovos na soja e atualmente são realizadas várias aplicações de agroquímicos na cultura, foi inserido no trabalho o estudo de seletividade ao inimigo natural estudado, dos principais agroquímicos (inseticidas, fungicidas e herbicidas) recomendados para fornecer informações para utilização no futuro MIP soja, incluindo a liberação de parasitóides.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Importância da soja no Brasil

A soja constitui uma espécie de grande interesse sócio-econômico, em função dos teores elevados de proteína, da produtividade de grãos e da possibilidade de adaptação a ambientes diversos (XU et al., 1989). O maior produtor mundial de soja são os EUA, com 79.677.000 t, seguindo-se Brasil (55.281.000 t) e Argentina (41.300.000 t). O maior produtor brasileiro é o Mato Grosso com 14.440.067 t, vindo a seguir Paraná (11.252.206 t), Rio Grande do Sul (8.118.961 t) e Goiás (6.551.048 t) (FNP CONSULTORIA & AGROINFORMATIVOS, 2007).

A migração do tradicional centro de produção da soja do Sul do país para o Centro-Oeste tornou-se realidade graças ao desenvolvimento de cultivares adaptadas a baixas latitudes, fruto do melhoramento genético. Atualmente, no Brasil, a soja é cultivada em considerável diversidade de ambientes, desde altas (Sudeste e Sul) até baixas latitudes (Centro-Oeste, Nordeste e Norte) (ROCHA, 2002).

Entre 1987 e 1998, as exportações brasileiras corresponderam, em média, a 12,4% das exportações mundiais de soja em grão, 31,9% do farelo e 20,9% do óleo de soja. Os principais produtos de exportação do complexo soja brasileiro são o farelo e a soja em grão, que responderam respectivamente por pouco menos de 60% e 28%, respectivamente, do valor das exportações do complexo soja entre 1991 e 1998 (ROCHA, 2002).

Com a globalização da economia, estão ocorrendo profundas mudanças na agricultura e muitas destas mudanças estão ligadas às medidas de controle de pragas, uma vez que o gasto com tais medidas de controle, principalmente com a utilização de inseticidas, tem onerado o custo de produção, sem muitas vezes apresentar resultados positivos no controle, o que tem deixado o produto brasileiro com valor maior àquele praticado em outros países produtores de soja. Dentre as principais pragas que ocorrem na cultura da soja, as lagartas *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 e *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae) e os percevejos, principalmente *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758), *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837) e *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) (Hemiptera: Pentatomidae), são consideradas as pragas chaves (EMBRAPA, 2006).

2.2 Distribuição geográfica e hospedeiros de *Pseudoplusia includens*

A subfamília Plusiinae compreende espécies que são importantes pragas agrícolas, sendo que das lagartas que atacam a soja, *P. includens* é a espécie mais abundante. Sua distribuição é restrita ao hemisfério ocidental, ocorrendo desde o norte dos EUA até o sul da América do Sul (ALFORD; HAMMOND JUNIOR, 1982; EICHLIN; CUNNINGHAM, 1978).

A sua importância é ressaltada pelo grande número de hospedeiros, que pode chegar a 73 espécies de plantas, pertencentes a 29 diferentes famílias. Dentre as plantas estão culturas de importância econômica, como a soja, algodoeiro, feijoeiro, fumo, girassol, hortaliças (HERZOG, 1980; EICHLIN; CUNNINGHAM, 1978).

Apesar de somente agora *P. includens* estar assumindo importância na cultura da soja no Brasil, o inseto é considerado nos EUA há muito tempo, praga chave da cultura, pois seus danos geralmente são grandes, exigindo medidas de controle em várias épocas durante todo o ciclo da planta (KOGAN; TURNPSEED, 1987).

2.3 Aspectos biológicos de *Pseudoplusia includens*

P. includens é um inseto que se alimenta de folhas localizadas no terço inferior da planta. As lagartas, nos primeiros ínstar, selecionam as folhas mais tenras, se alimentando daquelas com pequena quantidade de fibra (KOGAN; COPE, 1974) (Figura 1F), tornando-se menos exigentes à medida que vão se desenvolvendo. Até o terceiro ínstar, as lagartas (Figura 1 A, B) deixam intactas regiões da epiderme; entretanto, a partir do quarto ínstar, consomem grandes áreas, mantendo, porém, íntegras as nervuras principais, o que confere um aspecto rendilhado característico às folhas atacadas (HERZOG, 1980) (Figura 1G).

Em trabalhos realizados na Geórgia, EUA, *P. includens* apresentou duração do período de desenvolvimento lagarta-adulto de 26,5 e 31,7 dias, quando alimentada com folhas de soja e algodoeiro, respectivamente. A maior duração do desenvolvimento em folhas de algodoeiro foi atribuída à presença de gossipol nas folhas da planta (MITCHEL, 1967).

O tempo de desenvolvimento, peso das pupas e consumo de área foliar de soja, foram estudados na Flórida, EUA, por Reid e Greene (1973), em laboratório mantido a 29°C e com 14 h de fotofase. A duração da fase larval foi de 13,7 dias, com total de seis ínstar larvais. O peso

das pupas com 24 h de idade, foi de 193,4 mg, similar ao obtido quando os insetos foram criados em dieta artificial (183,3 mg), porém, ambos menores do que aquele obtido quando as pupas eram coletadas no campo (214 mg).

No Brasil, em criações de laboratório foi observado que o ovo de *P. includens* é depositado de forma isolada, com diâmetro de 0,52mm a 0,53mm, de cor amarela brilhante com 31 a 33 costas radiais e distintas costas transversais, sendo que a dieta pode alterar a coloração dos ovos. Não existem sinais de desenvolvimento embrionário até, aproximadamente, 36 h após a oviposição. O período de incubação, a 25°C, é sempre de três dias. A viabilidade dos ovos pode variar de 39,7 a 100%, sendo estas diferenças, relacionadas principalmente às metodologias utilizadas nas pesquisas (YOUNG; YEARIAN, 1982; JENSEN; NEWSOM; GIBBENS, 1974; MITCHEL, 1967; BEACH; TOOD, 1985).

O início para transformação em pré-pupa é visualizado por uma acentuada mudança de coloração. No entanto, esta transformação em pré-pupa envolve alterações no sistema hormonal, envolvendo: parada na alimentação, mudança para coloração verde amarelada uniforme, liberação do último “pellet” fecal de coloração amarelo brilhante, início da construção do casulo, perda de mobilidade e transformação em pupa (VÁZQUEZ, 1986).

No campo, para transformar-se em pupa, *P. includens* geralmente enrola-se nas folhas e tece um fino casulo de seda (SHOREY; ANDRES; HALE, 1962) (Figura 1C). A pupa é de coloração verde clara brilhante, mantendo esta coloração até 48 horas antes da emergência, quando adquire a coloração marrom escura, vendo-se por transparência as estruturas do adulto (VÁZQUEZ, 1986) (Figura 1D).

A longevidade dos adultos também é muito variável podendo variar de 9,8 até 18,2 dias (MASON; MACK, 1984). O número total médio de ovos pode variar de 144 a 1953 ovos, sendo que 80 a 90% do total de ovos são colocados até o sétimo dia (VÁZQUEZ, 1986) (Figura 1 E).

Figura 1 – Etapas do ciclo biológico e características da injúria na folha de soja por *Pseudoplusia includens*. A, B – Lagarta; C – Formação de casulo de pré-pupa; D – Pupa; E – Adulto; F – Sintomas de ataque e injúria causada por lagarta de 4º instar de *P. includens* em folhas de soja; G – Sintomas de ataque e injúria causada por lagartas recém eclodidas de *P. includens* em folhas de soja. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

2.4 Distribuição geográfica e hospedeiros de *Anticarsia gemmatalis*

A lagarta-da-soja, *A. gemmatalis* é uma espécie de clima tropical e sub-tropical e ocorre desde o sul dos EUA até a Argentina (KING; SAUNDERS, 1985). Também é considerada a principal praga desfolhadora da soja nos EUA, México, Colômbia, Venezuela e Argentina. No Brasil, esta praga pode ocasionar reduções significativas na produção, com infestações desde Goiás e Mato Grosso até o Rio Grande do Sul (PANIZZI, 1990, PANIZZI; CORREA-FERREIRA, 1997).

No entanto, com a rápida expansão da cultura da soja na década de 60 para outros estados, além do Rio Grande do Sul, como por exemplo, Paraná, São Paulo e mais tarde para Goiás e Mato Grosso, novas cultivares foram desenvolvidas através do melhoramento genético e para essas, ainda são poucos os estudos que apontam os reais danos causados por *A. gemmatalis*, mas o registro do desfolhamento em cultivares anteriormente utilizados demonstra que o inseto pode reduzir até 100% da área foliar, com reduções de 33% na produção (RAMIRO; OLIVEIRA, 1975), sem no entanto existirem dados sobre as cultivares plantadas atualmente.

A importância da lagarta-da-soja é ressaltada principalmente na cultura da soja, mas apesar de não apresentar grande número de hospedeiros, eventualmente pode ocorrer nas culturas do amendoim, alfafa e girassol, principalmente se tais culturas forem plantadas posteriormente à colheita da soja. Com a eliminação da planta preferencial, os insetos passam a atacar plântulas de outros hospedeiros podendo também causar sérios danos a tais culturas (EMBRAPA, 2000).

2.5 Características biológicas de *Anticarsia gemmatalis*

O adulto de *A. gemmatalis* é uma mariposa de coloração cinza, marrom ou bege e na maioria das vezes apresenta uma linha transversal na parte superior das asas que pode ser notada quando as mariposas estão na posição de repouso (Figura 2D). O tamanho das mariposas pode variar, mas em média apresenta 40 mm de envergadura (EMBRAPA, 2000).

Os ovos são depositados isoladamente na parte inferior das folhas, no caule, nos ramos e nos pecíolos com maior concentração nos terços médio e inferior das plantas. Os ovos apresentam coloração verde clara assim que depositados e, com o desenvolvimento do embrião, tornam-se acinzentados e, próximos à eclosão passam à coloração marrom escuro. O período

embrionário é de aproximadamente, três dias e cada fêmea tem capacidade de colocar até 1000 ovos, sendo que cerca de 80% são depositados nos primeiros oito a dez dias de vida. A longevidade das fêmeas é de, aproximadamente, 20 dias (EMBRAPA, 2000).

Nos dois primeiros ínstaes, as lagartas, em média, medem 3 e 9 mm, respectivamente, e apresentam os dois primeiros pares de falsas pernas. A locomoção de lagartas de primeiro e segundo instar é medindo palmos, o que pode causar confusão com a lagarta-falsa-medideira *P. includens*. Lagartas de primeiros ínstaes iniciam a alimentação como raspagem do parênquima foliar principalmente em folhas mais tenras imediatamente após a eclosão, e somente a partir do terceiro instar conseguem perfurar as folhas. A fase larval tem duração de 12 a 15 dias e as lagartas em altas infestações podem causar danos de até 100% de área foliar consumida. A lagarta apresenta coloração esverdeada (Figura 2A), com 5 estrias longitudinais brancas sobre o dorso (GALLO et al., 2002). Em condições de alta população, ou escassez de alimento, a lagarta torna-se escura (Figura 2B), mantendo as estrias brancas. Possui quatro falsas pernas no abdômen, e passa por seis ínstaes larvais, podendo atingir 40 mm de comprimento. Ao final da fase larval, a lagarta cessa a alimentação e passa à fase de pré-pupa que pode variar de um a dois dias. A lagarta pupa no solo, numa profundidade de até 2 cm e apresenta coloração marrom escura e brilhante (Figura 2C). A fase de pupa apresenta duração de nove a dez dias em temperatura de 25°C e após esse período ocorre a emergência das mariposas (Figura 2D) (EMBRAPA, 2000).

Figura 2 – Etapas do ciclo biológico de *Anticarsia gemmatalis*. A, B – Lagarta; C – Pupa; D – Adulto. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

2.6 Inimigos naturais associados à *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* e potencial de controle

Paralelamente à infestação do complexo de lagartas, um grande número de inimigos naturais está normalmente presente em lavouras de soja, sendo responsáveis muitas vezes, pela manutenção das populações dos insetos-praga em níveis reduzidos, sem que haja a necessidade de se tomarem medidas de controle na cultura (EMBRAPA, 2000).

Diversos são os agentes de controle biológico que estão associados à *P. includens*. Entre os dípteros, estão presentes os taquinídeos *Patelloa similis* (Townsend, 1927), *Voria ruralis* (Fallen, 1810) e *Lespesia* sp. (Diptera: Tachinidae); entre os himenópteros, os icneumonídeos *Microcharops bimaculata* (Ashmead, 1895) e *Campoletis grioti* (Blanchard, 1946) (Hymenoptera: Ichneumonidae), os braconídeos *Meteorus* sp., *Apanteles marginiventris*

(Cresson, 1865) (Hymenoptera: Braconidae) e o encirtídeo *Litomastix* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) (MORAES; LOECK; BELARMINO, 1991).

Dentre os grupos de inimigos naturais que ocorrem sobre *A. gemmatilis* estão referidos os predadores *Orius* sp. (Hemiptera: Anthocoridae), *Nabis* sp., *Tropiconabis* sp. (Hemiptera: Nabidae), *Geocoris* sp. (Hemiptera: Lygaeidae), *Calosoma granulatum* (Perty, 1830), *Lebia* sp., *Callida* sp. (Coleoptera: Carabidae), *Podisus* sp. (Hemiptera: Pentatomidae), *Eriopis* sp. (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysopa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) e *Doru lineare* (Eschscholtz, 1822) (Dermaptera: Forficulidae), os parasitóides *P. similis*, *Euplectrus chapadae* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Eulophidae), *Microcharops* spp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), e os entomopatógenos representados principalmente por baculovírus (vírus de poliedrose nuclear – VNP_{Ag}) e pelo fungo *Nomuraea rileyi* (Farlow) (EMBRAPA, 2000).

No entanto, em relação aos agentes biológicos de controle, destacam-se os parasitóides de ovos do gênero *Trichogramma*, que apresentam ampla distribuição geográfica e o parasitismo ocorre em grande número de hospedeiros. Liberações inundativas de *Trichogramma*, para controle de lepidópteros-pragas, vêm sendo investigadas em mais de 50 países e usados comercialmente em cerca de 32 milhões de hectares em cada ano (SMITH, 1996).

Diversos programas com esse parasitóide estão sendo executados no Brasil, destacando-se os trabalhos desenvolvidos no estado de São Paulo pelo Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” ESALQ/USP, visando ao controle biológico de pragas da cana-de-açúcar (BOTELHO et al., 1999), algodoeiro (BLEICHER; PARRA, 1989), tomateiro (PRATISSOLI; PARRA, 2000), milho (SÁ; PARRA, 1994), soja (ZACHRISSON; PARRA, 1998), pragas de grãos armazenados (INOUE; PARRA, 1998) e frutíferas, como os citros (GARCIA, 1998; MOLINA, 2003; TORRES, 2005).

As liberações de espécies de *Trichogramma* para o controle biológico de pragas pertencentes à ordem Lepidoptera são realizadas há mais de 100 anos, embora intensificadas com o trabalho de Flanders (1927) na década de 30 do século passado, após a demonstração da possibilidade de utilização de ovos de *Sitotroga cerealella* (Oliver, 1789) (Lepidoptera: Gelechiidae), como hospedeiro alternativo para a multiplicação do parasitóide, facilitando assim a criação em grande escala (SMITH, 1996).

A maioria das liberações de *Trichogramma* foi realizada nos últimos 30 anos; os programas anteriores a 1975 foram dirigidos ao controle de lepidópteros em cana-de-açúcar e milho. Entre 1975 e 1985 pragas de algodoeiro, beterraba, videira, abacateiro, ameixeira, macieira, tomateiro, arroz, pinheiro, mostraram ser passíveis de controle com este inimigo natural, prática que passou a ser comum nas décadas seguintes. Na Rússia, China, Colômbia, EUA, Índia, Alemanha, Suíça e Filipinas criam-se, massalmente cerca de 20 espécies (incluindo, espécies do gênero *Trichogrammatoidea*) (HASSAN, 1993, 1994, 1997).

No Brasil, a utilização de *Trichogramma* spp. é pequena se comparado com outros países (PARRA et al., 2002), o caso mais relevante de controle biológico aplicado com a utilização deste parasitóide, refere-se ao uso de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para o controle da traça-do-tomateiro, *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae), importado da Colômbia e depois criado em ovos de *S. cerealella* pela Embrapa Semi-Árido em Petrolina (HAJI et al., 2002). Recentemente, liberações têm sido freqüentes em outras culturas como no milho para o controle de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), de *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) em crucíferas (PARRA; ZUCCHI, 2004) e de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Pyralidae) na cultura da cana-de-açúcar sendo que neste caso, a broca-da-cana os parasitóides têm sido liberados em aproximadamente 150.000 ha (PARRA; ZUCCHI, 2008).

A escolha de agroquímicos seletivos que controlem as pragas sem causar efeitos negativos sobre os organismos benéficos, é um fator decisivo, podendo limitar a utilização de *Trichogramma*. Assim, são necessários testes padronizados de seletividade, com base nas normas da IOBC (International Organization of Biological Control), para se ter sucesso nas liberações. Alguns estudos compararam a relativa toxicidade de agroquímicos, incluindo inseticidas, fungicidas e herbicidas com vistas à indicação dos produtos mais seletivos em casos de liberação dos parasitóides (HASSAN, 1992; LI et al., 1993; DEGRANDE et al., 2002; FOERSTER, 2002).

2.7 Aspectos bioecológicos dos parasitóides do gênero *Trichogramma*

O gênero *Trichogramma* é o maior da família Trichogrammatidae, com aproximadamente 210 espécies descritas. São exclusivamente parasitóides de ovos, com inúmeros hospedeiros, principalmente da Ordem Lepidoptera (PINTO, 2006). As espécies de *Trichogramma* são de

tamanho pequeno, com cerca de 0,2 a 1,5 mm, são solitárias ou gregárias, endoparasitóides primários de ovos de insetos (PINTO, 1997). As espécies do gênero *Trichogramma* são holometabólicas e seu desenvolvimento embrionário e larval ocorrem no interior do ovo de outros insetos e como todos os parasitóides de ovos são apnêusticos, sendo as exigências de oxigênio, durante a fase larval, muito baixas (DE LA TORRE, 1993).

O processo de desenvolvimento passa pela fase de ovo, larva, pré-pupa, a qual é caracterizada pela presença de sais de urato, acumulados em todo o tegumento do inseto e da pupa. A coloração do inseto apresenta modificações quanto ao estágio de desenvolvimento, e que se torna mais escura com o desenvolvimento, devido à esclerotização da cutícula. Os sais de urato, que durante o período inicial do desenvolvimento da pré-pupa encontram-se dispersos pelo tegumento, ao final desse estágio já começam a se concentrar, ficando localizados na região central do abdome da pupa, formando uma massa única, e conferindo uma coloração escura aos ovos parasitados, sendo esta uma característica marcante de parasitismo por *Trichogramma* (CÔNSOLI; ROSSI; PARRA, 1999).

O acasalamento não é obrigatório e o modo de reprodução mais comum em *Trichogramma* é arrenotoquia, em que todos os ovos fertilizados produzem fêmeas diplóides e ovos não fertilizados produzem machos haplóides. Outro modo menos comum é telitoquia, ou partenogênese completa, na qual ovos fertilizados e não fertilizados produzem fêmeas diplóides. Entre espécies de *Trichogramma* existem duas formas de telitoquia: reversível (associada a infecções microbianas) e a não reversível (STOUTHAMER; LUCK; HAMILTON, 1990). Nas espécies que apresentam partenogênese completa, a telitoquia é causada por α -proteobactérias do gênero *Wolbachia* conhecidas por induzir partenogênese em várias espécies de *Trichogramma* (STOUTHAMER et al., 1993; PINTO; STOUTHAMER, 1994).

O número de ovos colocados pelo parasitóide pode ser variável dependendo da quantidade de nutrientes que os ovos contêm e em função do volume do ovo do hospedeiro, sendo este um fator importante na seleção hospedeira (VINSON, 1997; GOMES, 1997).

O desenvolvimento de *Trichogramma* é bastante influenciado por fatores abióticos como temperatura, umidade e luz. A temperatura é o fator de maior importância, que pode afetar, entre outros parâmetros, a duração do desenvolvimento, a razão sexual, o parasitismo e a longevidade dos adultos (CALVIN et al., 1984; YU; LANG; HAGLEY, 1984; BLEICHER, 1985; STEIN;

PARRA, 1987; CÔNSOLI; PARRA, 1996; PRATISSOLI; PARRA, 2000, 2001; MOLINA, 2003).

O reduzido tempo de desenvolvimento do ciclo à medida que se aumenta a temperatura (entre os limites inferior e superior), é uma tendência entre várias espécies de *Trichogramma*, independente da origem das linhagens e do hospedeiro, sendo que estes estudos de biologia em diferentes temperaturas têm oferecido informações para a determinação das exigências térmicas para este parasitóide, o que fornece subsídios para o aprimoramento dos programas de controle biológico (BUTLER JUNIOR; LOPEZ, 1980; GOODENOUGH; HARSTACK; KING, 1983; CALVIN et al., 1984; YU; LANG; HAGLEY, 1984; BLEICHER; PARRA, 1990; ZACHRISSON, 1997; PRATISSOLI; PARRA, 2000; PARRA; ZUCCHI, 2004).

Os insetos hospedeiros de *Trichogramma* estão associados a 28 espécies de plantas, das quais 80% são de importância econômica, sendo que a maioria dos levantamentos destes parasitóides no Brasil tem sido realizada em culturas de importância econômica como cana-de-açúcar, algodoeiro, tomateiro, milho, eucalipto, etc. (ZUCCHI; MONTEIRO, 1997).

2.8 Fatores que afetam a eficiência de parasitóides do gênero *Trichogramma*

Diversos trabalhos mostram que, a despeito da aparente inespecificidade de *Trichogramma*, existem espécies ou mesmo linhagens que são mais adequadas para determinados hospedeiros, culturas e condições climáticas. Portanto, estudos que antecedam a liberação dos parasitóides devem ser realizados, para definição de espécies e/ou linhagens a serem liberadas, em função de seus parâmetros biológicos e comportamentais.

A eficiência das liberações de *Trichogramma* depende basicamente da sua capacidade de “busca”, preferência hospedeira e da tolerância às condições climáticas (HASSAN, 1994). Fatores como o número de insetos liberados, densidade da praga, linhagem a ser liberada, época e número de liberações, método de distribuição, fenologia da cultura, número de inimigos naturais presentes e condições climáticas, devem ser conhecidos (KING et al., 1985; SMITH; HUBBES; CARROW, 1986).

Com métodos de simulação, é possível estimar o número de parasitóides a ser liberado por unidade de área, evitando-se, assim redução na eficiência de *Trichogramma*, devido à competição intraespecífica. Tal fenômeno é explicado pela diminuição da probabilidade do parasitóide

encontrar um ovo não parasitado, à medida que a densidade do inimigo natural aumenta. Portanto, a densidade do hospedeiro numa determinada cultura e mesmo em diferentes variedades, tem papel preponderante na definição do número de parasitóides a serem liberados (KNIPLING, 1977).

A época e frequência das liberações são determinadas pela fenologia da planta, e, principalmente, pela densidade de ovos da praga; a dinâmica de ovos do hospedeiro deve ser avaliada sistematicamente, de maneira que as primeiras liberações do parasitóide coincidam com o início da infestação da praga (SMITH; HUBBES; CARROW, 1986; PARRA, 1993).

Características da cultura como arquitetura, espaçamento, variedade, assim como os diferentes estágios fenológicos, podem afetar o parasitismo por *Trichogramma* (BURBUTIS; KOEPKE, 1981; LOPES, 1988; BOTELHO et al., 1995). O estágio fenológico da cultura pode afetar a capacidade de parasitismo, em função de variações na massa foliar da cultura, do tamanho da planta e do aumento da complexidade da arquitetura da planta (BURBUTIS; KOEPKE, 1981; KELLER; LEWWIS; STINNER, 1985).

Outros fatores como a espécie, tamanho e idade do adulto, hospedeiro e planta hospedeira, além de fatores abióticos, como temperatura e umidade, podem também afetar a dispersão de *Trichogramma*. O volume do hospedeiro e o número de indivíduos por ovo, podem afetar o tamanho do parasitóide o que conseqüentemente, induz modificações no potencial de “busca”, o que pode levar ao insucesso de um programa de controle biológico, caso linhagens inadequadas sejam utilizadas (CÔNSOLI; PARRA, 1996; VAN LENTEREN, 1993).

Em geral, a dispersão de *Trichogramma* é pequena a partir do ponto de liberação, mostrando-se inferior a 20 m em experimentos em que foram avaliados períodos menores a 36 horas de parasitismo (YU; LANG; HAGLEY, 1984; LOPES, 1988; SÁ; PARRA; SILVEIRA NETO, 1993).

O número de pontos de liberação é determinado através do raio de dispersão do parasitóide. Este parâmetro pode variar de acordo com a espécie de *Trichogramma* utilizada e da cultura alvo (NEUFFER, 1982; SÁ; PARRA; SILVEIRA NETO, 1993; LOPES, 1988).

A necessidade de se programar a emergência dos parasitóides em liberações de *Trichogramma*, coincidindo com condições ambientais favoráveis e o horário de liberação, são medidas a serem integradas, para a obtenção de taxas de parasitismo elevadas (SMITH, 1996; BOTELHO, 1997).

Também é necessário considerar a utilização das práticas agronômicas, enfatizando-se entre elas, as medidas de controle das diversas pragas da cultura, no momento da liberação dos parasitóides, e que podem ser muito importantes no sucesso de programas de controle biológico (SMITH, 1994); por isso, a escolha de inseticidas seletivos para *Trichogramma*, eficientes no controle das pragas que comumente ocorrem na cultura e que não são considerados o alvo das liberações é um fator decisivo, podendo limitar a utilização deste parasitóide.

2.9 Seletividade de agroquímicos a inimigos naturais

A presença de pragas em níveis que causam dano econômico às culturas pode aumentar o número de aplicações de agroquímicos nos agroecossistemas e com isso o controle biológico natural ou o inundativo pode ser severamente prejudicado. Para reduzir os efeitos colaterais do controle químico sobre os inimigos naturais é de grande importância a determinação da seletividade dos produtos utilizados (GRAVENA; LARA, 1976; CARVALHO et al., 1994, CARVALHO; PARRA; BAPTISTA, 2001a, CARVALHO; PARRA; BAPTISTA, 2001b; FALEIRO et al., 1995).

Entretanto, o uso de produtos seletivos para inimigos naturais, uma das maneiras disponíveis para promover a compatibilização do agente de controle biológico com a utilização dos agroquímicos, ainda não pode ser largamente utilizada, pois faltam dados padronizados, já que os testes são feitos, muitas vezes, utilizando diferentes metodologias, o que prejudica a precisão dos mesmos, além de impossibilitar a comparação de resultados (GRAVENA et al., 1988; GRAVENA et al., 1992; SANTOS; GRAVENA, 1995, 1997).

Assim, estudos sobre seletividade de agroquímicos a inimigos naturais de pragas, devem ser realizados com o intuito de gerar informações que possam auxiliar na tomada de decisão em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) e na manutenção desses organismos nos agroecossistemas, de modo que os mesmos atuem na regulação de populações de pragas (MOURA; CARVALHO; RIGITANO, 2005).

A escolha de agroquímicos seletivos que controlem as pragas sem causar efeitos negativos sobre os inimigos naturais, é um fator decisivo, podendo limitar a utilização de inimigos naturais presentes nos agroecossistemas, ou ainda insetos criados massalmente visando a liberações inundativas para a manutenção do controle biológico no campo. Assim, são necessários testes

padronizados de seletividade, com base nas normas da International Organization of Biological Control - IOBC (HASSAN, 1992), para se ter sucesso nas liberações. Esses estudos comparam a relativa toxicidade de agroquímicos, incluindo inseticidas, fungicidas e herbicidas com vistas à indicação dos produtos mais seletivos em casos de liberação dos parasitóides (HASSAN et al., 1998; LI et al., 1993; DEGRANDE et al., 2002; FOERSTER, 2002).

Dentre os insetos que são criados visando liberações massais em programas de controle biológico aplicado, representantes da família Trichogrammatidae, principalmente do gênero *Trichogramma*, são um dos grupos mais estudados e utilizados atualmente no mundo e também no Brasil (PARRA; ZUCCHI, 2004) para controle de insetos-praga nos mais variados ambientes agrícolas.

Apesar da constatação de sua ocorrência natural em vários sistemas de cultivo o número de ovos de lepidópteros-praga normalmente parasitados por populações nativas de *Trichogramma* não é suficiente para impedir que as pragas alcancem níveis de dano. Todavia, o reconhecimento do potencial destes microimenópteros como agentes de controle biológico em meados de 1900, levou vários entomologistas a iniciarem sua criação visando a utilização em programas de controle de insetos-praga. O avanço nos métodos de criação foi retardado em alguns países devido ao desenvolvimento dos pesticidas sintéticos, após a descoberta do DDT. Entretanto, países como a China e a extinta União Soviética continuaram a desenvolver programas para o controle de várias pragas utilizando *Trichogramma*, dado ao poder de ser considerada como uma tática vantajosa do ponto de vista econômico do que seu similar, o controle com base em pesticidas sintéticos nestes países (KNUTSON, 1998).

Estudos da biologia e o aperfeiçoamento da utilização de *Trichogramma* vêm sendo conduzidos em mais de 50 países e têm sido realizadas liberações inundativas comercialmente em cerca de 32 milhões de hectares todo ano (SMITH, 1996), sendo que a utilização desse parasitóide se dá principalmente devido à facilidade de criação (ALMEIDA; SILVA; MEDEIROS, 1998) e por serem estes insetos capazes de atacar uma ampla gama de pragas, e apresentar bons resultados no controle biológico de pragas-chave de 34 culturas (PRATISSOLI et al., 2003).

Apesar da comprovada importância do controle biológico, o controle químico ainda é indispensável. Não só os inseticidas, mas também os fungicidas e herbicidas representam uma importante “ferramenta” para o produtor e têm papel significativo no sucesso da produção. Neste

contexto, o Manejo Integrado de Pragas (MIP) preconiza a utilização de diversas táticas de controle de forma harmônica visando complementar o controle biológico natural. Portanto, os produtos mais adequados para serem utilizados no MIP são aqueles que combinam um bom controle da praga com o menor impacto sobre a atividade dos inimigos naturais, sendo essa integração de produtos químicos com o controle biológico, na maioria dos casos, crucial para o sucesso da agricultura, que é possível através do uso de agroquímicos seletivos (SANTOS et al., 2006). Sendo assim, o conhecimento do efeito dos agroquímicos que geralmente são utilizados na cultura da soja sobre *T. pretiosum* é de grande importância para a escolha do melhor produto para ser usado dentro de um programa de MIP na cultura, visto que, o uso de produtos seletivos quando necessário permitirá a integração do controle biológico e químico.

Os estudos de seletividade de inseticidas vêm ganhando impulso nos últimos anos e especial atenção tem sido dedicada a parasitóides de ovos, com ênfase a *Trichogramma* existindo um volume satisfatório de estudos sobre o impacto de inseticidas a esses insetos (JACOBS; KOUSKOLEKAS; GROSS, 1984; SUH; ORR; VAN DUYN, 2000; HOHMANN, 1991, 1993; CARVALHO et al., 2001; CAÑETE, 2005; GIOLO et al., 2005; CÔNSOLI et al., 2001).

Os inseticidas em geral apresentam vantagens, como as de serem econômicos, de atuação imediata, tornando-se a única opção à disposição do agricultor quando a população de uma praga se aproxima do nível de dano econômico. Entre suas diversas desvantagens, encontra-se o espectro de ação, que inclui o efeito não desejado sobre os inimigos naturais e o meio ambiente (SANTOS et al., 2006).

Para manejar a interação do controle químico e o biológico é necessário conhecer as formas de seletividade e as condições de uso de um inseticida, para reduzir ou eliminar o seu impacto sobre os inimigos naturais (SANTOS et al., 2006).

Geralmente, os inseticidas são considerados como adequados ao manejo de pragas de uma cultura se eles combinam controle de pragas eficiente com uma influência adversa mínima nas atividades de espécies benéficas (SINGH; VARMA, 1986). No entanto, estudos que avaliem os efeitos adversos de inseticidas a inimigos naturais são escassos, fazendo com que a adoção de um programa integrado de controle de pragas seja comprometida por ausência de informação pertinente e que permita a melhor seleção de inseticidas (SANTOS et al., 2006).

O termo seletividade possui uma conotação relativa, e depende da toxicidade intrínseca do inseticida, de sua forma de aplicação e da comunidade onde vai atuar; além da seletividade de um

inseticida, seu manejo pode determinar um padrão de uso mais seletivo, com o objetivo de reduzir sua toxicidade sobre os agentes de controle biológico. Os principais fatores que podem ser manipulados pelo produtor são: frequência de uso; dose; época de aplicação e técnica de aplicação (SANTOS et al., 2006).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os trabalhos de laboratório foram realizados no Laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), Piracicaba, SP, no Laboratório de Entomologia do Centro Federal de Educação Tecnológica de Rio Verde (CEFET/Rio Verde) e no Laboratório de Entomologia da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA – Arroz e Feijão). Os trabalhos de casa-de-vegetação e campo foram realizados na área experimental da EMBRAPA – Arroz e Feijão na cidade de Santo Antônio de Goiás.

Este trabalho estudou as bases biológicas de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para aprimoramento do programa de controle biológico na cultura da soja, sendo o foco a realização de experimentos em ovos de *P. includens*. Esta praga foi selecionada, visto que, o inseto ataca a cultura no período reprodutivo, quando o controle químico é mais difícil por não atingir o inseto. Assim, o uso de parasitóides de ovos pode ser uma boa alternativa no manejo da *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae). Além disso, esta praga assumiu grande importância principalmente nas últimas safras, e os estudos do controle desse inseto ainda são escassos, e pelo fato de ocorrer tanto isoladamente na cultura da soja como associado à lagarta-da-soja apesar do foco ser a lagarta-falsa-medideira, as avaliações posteriores também foram realizadas com a *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae).

3.1 Criação de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatilis*

A criação das espécies *P. includens* e *A. gemmatilis* foi iniciada a partir de ovos provenientes de populações mantidas em dietas artificiais, no laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ-USP e posteriormente foram levados ao laboratório de Entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO, onde foram conduzidos os ensaios. A metodologia de criação das espécies *P. includens* e *A. gemmatilis* foi semelhante, havendo pequenas adaptações ao comportamento de cada lagarta (PARRA, 2001).

Os ovos dos insetos-pragas utilizados em todos os experimentos foram provenientes da criação de laboratório, mantido a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa (UR) de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas, sendo os adultos obtidos a partir de dieta artificial desenvolvida por Greene; Leppla; Dickerson (1976) (Tabela 1). A dieta foi elaborada segundo metodologia proposta por Parra (2001) e transferida, logo após o preparo, para recipientes plásticos de 30 cm de comprimento por 15 cm de largura para o resfriamento.

Após a emergência, os adultos eram mantidos em gaiolas de tubos de PVC (10 cm de diâmetro e 21,5 cm de altura) (Figura 3 A), para obtenção das posturas. Essas gaiolas eram mantidas cobertas na parte superior com tecido branco e fino (“voile”) e revestidas internamente com folhas de papel sulfite para permitir a oviposição. Para alimentação dos adultos, foi oferecida solução de mel a 10 % colocada em frascos plásticos que continham rolos dentais de algodão e que permitiam a alimentação. Na parte superior da gaiola, acima do “voile” foi colocado um chumaço de algodão umedecido com água para manter a umidade alta no interior da gaiola (Figura 3 A). As folhas de sulfite, bem como o “voile” contendo posturas eram removidas diariamente e acondicionadas em copos plásticos (16,5 X 5 cm) até a eclosão das lagartas (Figura 3 B). Os copos plásticos foram mantidos em câmara climatizada ($25^\circ \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$, fotofase 14 h).

A partir do segundo ínstar, lagartas de *P. includens*, com cerca de 7 mm, eram individualizadas e transferidas individualmente para outros copos plásticos (50ml), com aproximadamente 5 g de dieta (Figura 3 C). Esses copos eram fechados com tampas confeccionadas em acetato e mantidos em sala climatizada ($25 \pm 3^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase 14 h) até a formação de pupas (Figura 3 D).

Já as lagartas de *A. gemmatilis* eram mantidas em potes plásticos (2,6 litros) com 30 lagartas por recipiente (Figura 3 E). Após a transferência das lagartas para os potes plásticos eram oferecidos aproximadamente 100 gramas de dieta e era observada a necessidade da reposição do alimento ao longo do desenvolvimento larval, bem como a transferência para recipientes limpos (sem fezes); esse procedimento era realizado até serem observadas as primeiras pupas.

As pupas eram, então, separadas e eram novamente instaladas as gaiolas de adultos, mantendo-se sete casais no interior das gaiolas de tubos de PVC (10 cm de diâmetro e 21,5 cm de altura) para as duas espécies.

Tabela 1 – Composição da dieta artificial de *Anticarsia gemmatalis* (modificada de Greene; Leppla; Dickerson, 1976)

Componente	Quantidade
Feijão tipo branco	37,5 g
Germe-de-trigo	30,0 g
Proteína-de-soja	15,0 g
Caseína	15,0 g
Levedura	18,75 g
Ácido Ascórbico	1,8 g
Ácido Sórbico	0,9 g
Metil parahidroxibenzoato (nipagin)	1,5 g
Tetraciclina	56,5 mg
Formaldeído	1,8 ml
Solução vitamínica *	4,5 ml
Agar	11,5 g
Água destilada	500 ml

* Quantidade suficiente para 50 copos plásticos (50 ml) utilizados na criação. Composição: vide Parra (2001)

Figura 3 – Esquema de criação de *Pseudoplusia includens* e de *Anticarsia gemmatalis*. A – Gaiolas confeccionadas de tubos de PVC para postura de ambas as espécies; B – Copos plásticos para eclosão das lagartas de ambas as espécies; C – Copo plástico contendo dieta artificial para individualização das lagartas de *P. includens*; D – Copo plástico com pupa de *P. includens*; E – Recipiente plástico para criação de *A. gemmatalis* em dieta artificial. Fotos: Regiane Cristina Oliveira de Freitas Bueno

3.2 Criação e manutenção das espécies/linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea annulata*

As espécies/linhagens de *Trichogramma* foram criadas e multiplicadas em ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) (Lepidoptera: Pyralidae), considerado o hospedeiro alternativo mais adequado para criação desses parasitóides em condições de laboratório (GOMES, 1997; GOMES; PARRA, 1998). Esse hospedeiro foi obtido da criação existente no Laboratório de Biologia de Insetos da ESALQ/USP, mantida em dieta à base de farinha de trigo integral (97%) e levedura de cerveja (3%), de acordo com a metodologia proposta por Parra et al. (1989).

A dieta foi colocada em bandejas plásticas contendo tiras de papelão corrugado, previamente cortadas (Figura 4 A), que têm a finalidade de oferecer sustentação e também servem como local para a pupação (Figura 4 B). Em cada bandeja foram colocados 0,35g de ovos de *A. kuehniella* (Figura 4C), e posteriormente cada bandeja foi revestida por um saco plástico com uma abertura revestida com tecido do tipo “voile” que permitia a ventilação interna (Figura 4 D). Esse procedimento foi realizado para evitar o ataque do parasitóide *Bracon hebetor* Say, 1857 (Hymenoptera: Braconidae) que parasita lagartas de *A. kuehniella* nos ínstares finais do hospedeiro. Em seguida, as bandejas foram colocadas na sala de desenvolvimento larval (Figura 4 E), onde permaneceram até o início da emergência dos adultos. Após a emergência dos primeiros adultos, a dieta, endurecida devido à formação de teias pelas lagartas (Figura 4 F), foi transferida e fixada dentro de caixas de coletas de adultos (Figura 4 G).

Para a coleta dos adultos de *A. kuehniella* emergidos foi injetado gás carbônico no interior das caixas, o que faz com que os insetos fiquem anestesiados e caiam pelo funil existente no fundo das mesmas em sacos plásticos; posteriormente, os adultos foram transferidos para recipientes plásticos (200 mm) que continham internamente tela sanfonada para repouso e postura dos adultos. Ao final do processo, os ovos foram coletados a partir dos recipientes plásticos através de uma tela de malha fina que permanece no fundo por onde caem os ovos (Figura 5A, B, C).

A criação de *Trichogramma* spp. foi executada segundo a metodologia por Stein e Parra (1987). Depois de coletados, os ovos do hospedeiro alternativo foram colocados em pedaços de cartolina azul (8,0 x 2,0 cm) com goma arábica diluída em água (50%) (Figura 5 D) e em seguida

foram submetidos ao processo de inviabilização pela exposição dos ovos à luz germicida ultravioleta por um período de 45 minutos e à distância de 15 cm da fonte de luz (Figura 4 F). Nas extremidades das cartelas eram anotados a data do parasitismo e o código de identificação da linhagem, possibilitando o controle das espécies/linhagens de *Trichogramma* mantidas no Setor de Entomologia da ESALQ/USP.

Os cartões esterilizados foram oferecidos aos adultos de *Trichogramma* para o parasitismo durante 24 horas em câmara climatizada, regulada na temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas para o desenvolvimento dos parasitóides. Após 10 dias os parasitóides emergiram e eram utilizados nos ensaios (Figura G, H).

Figura 4 – Esquema de criação de *Anagasta kuehniella* para produção de *Trichogramma* spp. e *Trichogrammatoidea annulata*. A – Caixa plástica contendo papelão corrugado; B – Distribuição de dieta sobre o papelão corrugado; C – Distribuição dos ovos de *A. kuehniella* sobre a dieta; D – Plástico revestindo a caixa plástica com tecido “voile” na parte superior, para evitar *Bracon hebetor*; E – Sala de desenvolvimento larval e pupal; F – Papelão endurecido pelas secreções de traça, contendo insetos próximos à pupação; G – Caixas de emergência de adultos contendo os papelões corrugados e tubos para anestesiá-los com CO₂, recolhidos no cone da parte inferior

Fonte: Parra (1997)

Figura 5 – Esquema de criação e multiplicação de *Trichogramma* spp. e *Trichogrammatoidea annulata* A, B – Recipientes plásticos contendo telas em seu interior para pouso de adultos e tela na outra extremidade para passagem dos ovos; C – Coleta dos ovos; D – Materiais para a confecção de cartelas (cartolina, pincel, peneira e goma arábica); E – Distribuição dos ovos de *Anagasta kuehniella* sobre a cartela contendo goma arábica; F – Lâmpada germicida para inviabilização de embriões; G – Recipiente de vidro contendo ovos para serem parasitados por *Trichogramma*, contendo mel puro na parte superior do recipiente, para alimentação dos adultos; H – Ovos não parasitados (esquerda) e parasitados (direita) por *Trichogramma*
 Fonte: Parra (1997)

3.3 Seleção de espécies/linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea annulata* para o controle de *Pseudoplusia includens*

A seleção foi realizada a partir da coleção das espécies/linhagens de *Trichogramma* mantidas no Laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP. Foram utilizadas oito linhagens de *T. pretiosum*, uma linhagem de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 e uma linhagem de *Trichogrammatoidea annulata* De Santis, 1972 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Tabela 1).

Para identificação das espécies/linhagens de *Trichogramma* coletadas sobre ovos de *P. includens* nas fazendas Fisher-SP (identificada como FISHER), Bagisa – BA (identificada como BAGISA I e BAGISA II) e na Estação Experimental da empresa Dow AgroSciences - Rio Verde, Goiás (identificada como RV) foram realizadas montagens de lâminas de machos em meio “Hoyers”. Tais identificações foram efetuadas pelo Prof. Dr. Roberto Antônio Zucchi do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP.

O experimento foi realizado em câmaras climatizadas reguladas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas em delineamento inteiramente casualizado, sendo os tratamentos constituídos pelas diferentes linhagens/espécies, utilizando-se vinte repetições, com uma fêmea por tratamento.

Foram individualizadas fêmeas de cada linhagem, com 24 horas de idade em tubos de vidro (12 mm de diâmetro e 75 mm de altura) tampados com filme plástico de PVC (Magipack®), sendo alimentadas com uma gotícula de mel puro. Foram oferecidos 20 ovos de *P. includens*, com 24 horas de desenvolvimento embrionário, para cada fêmea. Após 24 horas, as fêmeas foram retiradas dos tubos de vidro sendo que cada linhagem (tratamento) teve 20 repetições. Os seguintes parâmetros biológicos foram observados: número de ovos parasitados, porcentagem de parasitismo, porcentagem de emergência, número de adultos emergidos por ovos e razão sexual dado pela fórmula:

$$rs = \frac{fêmea}{(fêmea + macho)}$$

A determinação do número de indivíduos por ovo foi calculada por meio da divisão do número total de adultos pelo número total de orifícios observados em 20 ovos de *P. includens* em cada tubo. O sexo dos parasitóides foi determinado por meio do dimorfismo sexual apresentado pelas antenas (BOWEN; STERN, 1966), com auxílio de microscópio estereoscópico.

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). A porcentagem de parasitismo e razão sexual foram transformados através de $\sqrt{(x + 0,5)}$. Para uma melhor discriminação das linhagens foi realizada a análise de agrupamento (“cluster analysis”) utilizando-se todos os parâmetros estudados (ROHLF; SOKAL, 1965).

Tabela 2 – Espécies e linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea* com suas respectivas origens e hospedeiros naturais e localidades em que foram coletadas, utilizadas no teste de seleção para controle de *Pseudoplusia includens*

Denominação	Espécie	Hospedeiro	Origem
G1	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
G2	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
G11	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
G18	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
L3	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
L4	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
TP	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Piracicaba – SP
RV	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Pseudoplusia includens</i>	Rio Verde – GO
FISHER	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Pseudoplusia includens</i>	Araraquara – SP
BAGISA I	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Pseudoplusia includens</i>	Barreiras – BA
BAGISA II	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Pseudoplusia includens</i>	Barreiras – BA
ATP	<i>Trichogramma atopovirilia</i>	Indeterminado	Petrolina – PE
TOIDE	<i>Trichogrammatoidea annulata</i>	<i>Stenoma catenifer</i>	Arapongas – PR

3.4 Características biológicas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas

As espécies/linhagens foram selecionadas de acordo com os resultados dos parâmetros biológicos avaliados no item 3.3. Sendo assim, apenas uma espécie foi selecionada, a linhagem de *T. pretiosum* coletada no município de Rio Verde, GO (RV).

Antes da instalação dos experimentos, a espécie de *T. pretiosum* linhagem RV foi mantida, por uma geração, em ovos das respectivas espécies de insetos, *P. includens* e *A. gemmatalis*, a fim de se eliminar um possível condicionamento pré-imaginal pela criação no hospedeiro alternativo (*A. kuehniella*). Os experimentos foram instalados para cada inseto separadamente e seguiram sempre o mesmo procedimento.

Fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV, com 24 horas de idade foram individualizadas em tubos de vidro (12 mm de diâmetro e 75 mm de altura), e foram oferecidos, para cada fêmea, 20 ovos de cada espécie de inseto (*P. includens* e *A. gemmatalis*) em cada experimento realizado separadamente para cada praga. Estes ovos tinham, no máximo, 24 horas de idade e como alimento uma gotícula de mel puro foi oferecido às fêmeas. O parasitismo foi permitido por 24 horas em câmaras climatizadas, reguladas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. Após este período, os parasitóides foram retirados dos tubos e os ovos de cada espécie de inseto foram transferidos para câmaras climatizadas reguladas com temperaturas pré-selecionadas (18, 20, 22, 25, 28, 30 e 32°C), com UR $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.

Em cada temperatura, foram observados os seguintes parâmetros biológicos: duração do desenvolvimento (ovo-adulto); porcentagem de emergência (viabilidade); número de indivíduos por ovo, longevidade das fêmeas e razão sexual, dada pela fórmula:

$$rs = \frac{\text{fêmea}}{(\text{fêmea} + \text{macho})}$$

Para a determinação da duração do desenvolvimento (ovo-adulto), foram realizadas observações diárias da emergência dos parasitóides. A avaliação da emergência dos parasitóides foi realizada sob microscópio estereoscópico, contando-se os ovos do hospedeiro que apresentaram orifício de saída dos adultos.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com sete tratamentos, constituídos pelas temperaturas e 20 repetições. Os dados foram submetidos à análise de variância e, as médias, comparadas pelo teste de Tukey ($P>0,05$).

3.5 Determinação das exigências térmicas e da estimativa do número de gerações de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas

Os cálculos da temperatura base (T_b) e da constante térmica (K) foram obtidos pelo método da hipérbole conforme Haddad; Parra; Moraes (1999), através do programa MOBAE (Modelos Estatísticos Aplicados à Entomologia), baseando-se na duração do período (ovo-adulto) nas temperaturas estudadas para *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*.

O número de gerações anuais de *T. pretiosum* linhagem RV criado em cada espécie de inseto-praga para regiões de Barreiras – BA e Rio Verde – GO que são produtoras de soja foi estimado, através da equação: $NG = \{D(T_m - T_b)/K\}$, em que: K = constante térmica, T_m = a temperatura média para cada localidade estudada, T_b = temperatura base e D = tempo em dias. Assim, calculou-se o número de gerações para ambas as pragas, no período de outubro a maio, correspondente à safra de soja, utilizando-se médias mensais de 10 anos obtidas em postos meteorológicos da Faculdade de Rio Verde - FESURV e na Fundação Bahia.

3.6 Capacidade de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas

Os experimentos foram instalados para avaliar a capacidade de parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, sendo que para cada espécie foram instaladas 20 repetições separadamente; no entanto, a mesma metodologia foi empregada para *P. includens* e *A. gemmatalis*.

Foram individualizadas fêmeas da espécie *T. pretiosum* linhagem RV, em tubos de vidro (12 mm de diâmetro e 75 mm de altura) tampados com filme plástico de PVC e para alimentação

das fêmeas foi oferecido mel puro, colocado em gotículas na parede do tubo de vidro. Foram utilizados 20 tubos (repetições), que foram mantidos em câmaras climatizadas reguladas nas temperaturas de 18, 20, 22, 25, 28, 30 e 32°C, umidade relativa de 70±10% e fotofase 12 h. Diariamente, no mesmo horário, as cartelas foram trocadas até a morte das fêmeas. As cartelas contendo ovos parasitados foram mantidas nas mesmas condições em câmara climatizada até a emergência dos parasitóides.

Foi adotado o delineamento experimental inteiramente casualizado. Os parâmetros avaliados foram os seguintes: número de ovos parasitados diariamente; porcentagem acumulada de parasitismo; número total de ovos parasitados por fêmea e longevidade das fêmeas. O número total de ovos parasitados e a longevidade das fêmeas foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($P>0,05$). O modelo de distribuição de Weibull foi utilizado para estimar a longevidade média das espécies/linhagens de *Trichogramma*, utilizando-se os dados de sobrevivência (SGRILLO, 1982). As estimativas dos parâmetros de forma ($\hat{a}$) e de escala (b) foram obtidas através do método dos quadrados mínimos, após a linearização do modelo de Weibull (SGRILLO, 1982) sendo que $\hat{a}$ fornece os tipos de curva: $\hat{a} > 1$ = tipo I, taxa de mortalidade aumenta com o tempo; $\hat{a} \cong 1$ = tipo II, taxa de mortalidade é constante; $\hat{a} < 1$ = tipo III, taxa de mortalidade decresce com o tempo. A longevidade média foi estimada através dos parâmetros $\hat{a}$ e b com a utilização e os dados foram analisados através do programa MOBAE (HADDAD; PARRA; MORAES, 1999).

3.7 Determinação do número ideal de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV a ser liberado por ovo de *Pseudoplusia includens* e de *Anticarsia gemmatilis*

O número ideal de parasitóides por ovo de *P. includens* e *A. gemmatilis* foi determinado por meio de liberações de números variáveis de *T. pretiosum* linhagem RV, em relação a um número fixo de ovos de cada inseto-praga. Os ovos foram obtidos das criações de laboratório descritas no item 3.1 e foram expostos ao parasitismo no interior de gaiolas com armação de ferro de 40 x 40 x 120 cm, recobertas com tecido branco e fino (“voile”). No interior destas gaiolas, foi colocada uma muda de soja da variedade Conquista, e em cada muda foram fixados, com o auxílio de sachês (Figura 6) confeccionados com tecido, três papéis contendo 10 ovos cada, distribuídos na altura superior, média e inferior da planta.

Foram utilizados 30 ovos de cada inseto por planta, sendo liberados 48, 96, 192, 384, 768 e 1536 fêmeas da espécie/linhagem selecionada de *Trichogramma*, ou seja, nas proporções de 1,6; 3,2; 6,4; 12,8; 25,6 e 51,2 parasitóides por ovo de cada espécie. Na testemunha não houve liberação de *Trichogramma*. O experimento foi instalado em condições de semi-campo (telado), sem controle de temperatura, umidade relativa e fotofase, utilizando-se mudas de soja cultivadas em vasos de plástico de 15 litros.

O parasitismo foi permitido por 24 horas, quando os ovos foram então recolhidos e mantidos em placas de Petri a 25°C até o seu escurecimento, para avaliação da porcentagem de parasitismo.

O estudo foi realizado em delineamento experimental inteiramente casualizado com sete tratamentos (diferentes proporções de parasitóides por ovo da praga) e seis repetições. Os dados de porcentagem de parasitismo foram submetidos à análise de regressão polinomial, relacionando-se o número de fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV por ovo de cada espécie de inseto alvo e porcentagem de parasitismo.

Figura 6 – Sachê confeccionado em tecido tipo “voile” para fixação dos ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatilis* nas plantas de soja

3.8 Avaliação da dispersão de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em soja, para parasitismo de ovos de *Pseudoplusia includens*

Para se determinar o raio efetivo de ação da espécie *T. pretiosum* linhagem RV selecionada no item 3.3, foram instalados experimentos de dispersão em fazendas na região de Rio Verde – GO, em plantios de soja da variedade Conquista, utilizando-se espaçamento de 0,50 m entre linhas e 0,20 m entre plantas. Nestes plantios foram demarcados três círculos concêntricos com raios de 5, 10 e 15 m, em parcelas com a variedade de soja Conquista, sendo o experimento instalado na fase reprodutiva R₃.

Em cada planta, foram colocados 20 ovos, sendo infestadas 8 plantas de soja no primeiro círculo (5 m), e 24 e 40 plantas nos dois subseqüentes (10 e 15 m) (SÁ; PARRA, 1993). As cartelas contendo ovos da praga foram fixadas com auxílio de um grampeador de papel, na face superior da folha localizada no terço médio de cada planta. Os ovos para infestação artificial foram obtidos da criação de laboratório em dieta artificial (item 3.1), e para conferir proteção à ação de eventuais predadores, estas posturas foram previamente acondicionadas em sachês (Figura 6) confeccionados com “voile” medindo aproximadamente 6,0 x 6,0 cm.

Após a infestação artificial com os ovos, foi realizada apenas uma liberação de adultos recém emergidos de *T. pretiosum* linhagem RV. O número de parasitóides que foram liberados foi determinado no item 3.7, sendo a liberação realizada no final da tarde, no centro na linha divisória de cada parcela. Os adultos de *T. pretiosum* linhagem RV utilizados na liberação, foram provenientes de criação sobre ovos de *A. kuehniella*, sendo que os parasitóides foram acondicionados em copos plásticos (6,5 x 7,0 cm), cobertos com “voile” para evitar a entrada de predadores e sobre os copos, foi colocado um filme plástico de PVC que eram presos com elástico. Estes copos que continham mel para alimentação dos adultos, foram acomodados entre as folhas das plantas, inclinados para baixo evitando-se acúmulo de água da chuva (SÁ; PARRA, 1993). No momento da liberação, o filme plástico de PVC foi retirado para permitir a saída dos parasitóides.

Os ovos de *P. includens* ficaram expostos ao parasitismo durante 24 horas e então, foram recolhidos e acondicionados em placas de Petri, devidamente etiquetadas e que, posteriormente, foram mantidas em câmara climatizada regulada a 27°C, UR de 60±10% e fotofase de 14 h, até a emergência dos adultos do parasitóide.

De forma análoga, foi considerada uma área testemunha, onde foi apenas realizada infestação artificial, em que tal procedimento permitiu corrigir o parasitismo natural em relação às áreas de liberação, através de Abbott (1925).

A porcentagem de predação foi calculada pela fórmula:

$$P(\%) = \frac{I - F \times 100}{I}$$

Onde:

I - Total de ovos infestados artificialmente.

F - Total de ovos recolhidos após a liberação dos parasitóides.

P - Predação.

Foi adotado o delineamento de blocos casualizados com 3 tratamentos e seis repetições. Os blocos foram instalados distantes 200m uns dos outros. Foram realizadas análises de regressão entre os índices de parasitismo em função da densidade de liberação. Foi estabelecida a relação matemática entre o raio de dispersão e o parasitismo, através da análise de regressão.

A distância média de dispersão (DM) e a área de dispersão (s^2) do parasitóide, na cultura de soja, foram determinadas pelo modelo proposto por Dobzhansky; Wright (1943) conforme abaixo:

$$s^2 = \frac{\sum(r^3 * \frac{i}{a})}{\frac{\sum(r * \frac{i}{a}) + \bar{C}}{2\pi}}$$

$$DM = \frac{\sum(r^2 * \frac{i}{a})}{\frac{\sum(r * \frac{i}{a}) + \bar{C}}{2\pi}}$$

Onde:

s^2 = variância e indica a área de dispersão;

DM = distância média (metros) de dispersão;

r = distância do centro às armadilhas;

a = nº de armadilhas por círculo;

$\bar{C}$ = nº médio de ovos parasitados por armadilha no círculo central;

i = nº total de ovos parasitados em cada círculo.

3.9 Tempo de permanência do parasitóides *Trichogramma pretiosum* linhagem RV após a liberação no campo

Para se avaliar o tempo de permanência de *T. pretiosum* linhagem RV no campo em ovos de *P. includens* na cultura da soja foi realizada apenas uma liberação da *T. pretiosum* linhagem RV na área experimental da Embrapa Arroz e Feijão, no município de Santo Antônio de Goiás, GO. O experimento foi instalado em uma área de soja da variedade Conquista na fase reprodutiva de R₂, que foi conduzida com de 0,50 m entre linhas e 0,20 m entre plantas. O número de parasitóides liberados seguiu a proporção de 25,6 parasitóides/ovo de *P. includens* (proporção baseada no item 3.7).

Foi realizada infestação artificial com número conhecido de 30 ovos de *P. includens* por ponto de amostragem, sendo que cada ponto correspondeu a uma planta e cada parcela foi de 20 linhas com 10m de comprimento cada, totalizando 100 m². A infestação com os ovos da praga foi realizada através da confecção de cartelas com ovos que foram distribuídas aleatoriamente entre 20 plantas de cada parcela.

As cartelas foram trocadas diariamente com a finalidade de verificar o parasitismo ao longo das avaliações. As cartelas foram retiradas das plantas e acondicionadas em sacos plásticos devidamente identificados, e levados ao laboratório para posterior análise do parasitismo. As cartelas foram mantidas em câmaras climatizadas reguladas na temperatura de 25°C, umidade relativa de 70±10% e fotofase 14 h até a emergência dos adultos dos parasitóides. Foram observados os seguintes parâmetros biológicos: número de ovos parasitados, porcentagem de parasitismo, porcentagem de emergência, razão sexual dado pela fórmula:

$$rs = \frac{fêmea}{(fêmea + macho)}$$

3.10 Efeitos dos principais agroquímicos utilizados na cultura da soja ao parasitóide de ovos *Trichogramma pretiosum* linhagem RV

Os experimentos foram conduzidos no laboratório de entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, no município de Santo Antônio de Goiás, GO sendo que a linhagem de *T. pretiosum* linhagem RV utilizada foi obtida de ovos parasitados de *P. includens* coletados em lavouras de soja na região do município de Rio Verde, GO. Essa linhagem foi multiplicada em laboratório sobre ovos de *A. kuehniella*, considerado o hospedeiro alternativo mais adequado para criação desses parasitóides em condições de laboratório (GOMES, 1997; GOMES; PARRA, 1998). Os inseticidas, fungicidas e herbicidas foram diluídos em água nas doses utilizadas na cultura da soja e considerando-se um volume de calda de 200L/ha. Assim os inseticidas e seus respectivos nomes comerciais foram: clorfluazuron 10 e 35 g i.a./ ha (ou 200L de água) (Atabron 0,2 e 0,7 L/ha); triflumuron 14,4 e 24 g i.a./ha (Certero 30 e 50 mL/ha); alfacipermetrina 10 g i.a./ha (Fastac 100SC 100 mL/ha); zetacipermetrina 10 g i.a./ha (Fury 400 CE 25 mL/ha); metoxyfenozide 19,2 g i.a./ha (Intrepid 80 mL/ha); lambdacialotrina 3,75 g i.a./ha (Karate Zeon 250 CS 15 mL/ha); metomil 86 e 322,5 g i.a./ha (Lannate 0,4 e 1,5 L/ha); tiodicarbe 56 g i.a./ha (Larvin 70 g/ha); clorpirifós 240 g i.a./ha (Lorsban 0,5 L/ha); lufenuron 7,5 g i.a./ha (Match 150 mL/ha); teflubenzuron 7,5 e 12 g i.a./ha (Nomolt 50 e 80 mL/ha); esfenvalerate 7,5 g.i.a./ha (Sumidan 0,3 L/ha); endosulfan 525 e 875 g i.a./ha (Thiodan 1,5 e 2,5 L/ha); espinosade 24 g. i.a./ha (Tracer 50 mL/ha). Os herbicidas foram: clorimuron 20 g. i.a./ha (Classic 80 g/ha); lactofen 165 g. i.a./ha (Cobra 688 mL/ha); fomesafen 250 g.i.a./ha (Flex 100 mL/ha); fluzifop 125 g.i.a./ha (Fusilade 1000 mL/ha); glifosato 960 g. i.a./ha (Gliz 2000 mL/ha); glifosato 972 g i.a./ha (Roundup Ready 2000 mL/ha); glifosato 960 g. i.a./ha (Roundup Transorb 1500 mL/ha); glifosato 960 g i.a./ha (Roundup Original 2000 mL/ha). Os fungicidas testados foram: tebuconazol + triflositrobina 200 + 100 g i.a./ha (Nativo 500 mL/ha); azoxistrobina + ciproconazol 60 + 24 g. i.a./ha (Priori Xtra 300 mL/ha); azoxistrobina 50 g. i.a./ha (Priori 200 mL/ha); miclobutanil 125 g. i.a./ha (Sythane 500 mL/ha). Como tratamento testemunha foi sempre utilizado água destilada.

Cartelas de 1 cm² contendo cerca de 250 ovos de *A. kuehniella* colados com goma arábica (item 3.2) foram oferecidas a fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV recém emergidas para parasitismo, sendo permitido o parasitismo por 24 horas. Em seguida, essas cartelas foram

transferidas para tubos de vidro até o momento da aplicação dos tratamentos: fase ovo (0- 72 horas); fase larva (96- 144 horas); fase pupa (168- 192 horas) após o parasitismo (CÔNSOLI; ROSSI; PARRA, 1999; MANZONI et al., 2007). As cartelas contendo os parasitóides nas fases de ovo, larva e pupa do parasitóide, foram imersos nos respectivos tratamentos por cinco segundos, sendo em seguida mantidos em condições ambientais por cerca de uma hora, para eliminação do excesso de umidade da sua superfície. Em seguida, as cartelas tratadas foram acondicionadas em sacos plásticos com 25 cm x 5 cm, utilizando-se 4 repetições por tratamento em delineamento inteiramente casualizado. As condições de umidade e temperatura foram mantidas constantes (temperatura de $25^{\circ} \pm 2^{\circ}\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas), durante todo o decorrer do bioensaio. Foi avaliada a porcentagem de emergência de *T. pretiosum* linhagem RV nos diferentes tratamentos. Os resultados obtidos foram analisados quanto à homogeneidade de variância e normalidade, e então submetidos a análise de variância, comparando-se as médias pelo teste Tukey a 5 % de significância.

O efeito dos agroquímicos na emergência de adultos em relação a testemunha foi calculado pela fórmula:

$$E (\%) = \frac{1 - (Vt)}{(Vc)} * 100$$

Onde:

E = porcentagem de redução da viabilidade do parasitismo;

Vt = valor da viabilidade do parasitismo médio para cada tratamento;

Vc = viabilidade do parasitismo médio observado para o tratamento testemunha (água).

O valor de E calculado para cada tratamento de agroquímico foi utilizado para classificar os agroquímicos, segundo as normas padronizadas da International Organization of Biological Control - IOBC em 1 – inócuo (<30%), 2 – levemente nocivo (30-79%), 3 – moderadamente nocivo (80-99%) e 4 – nocivo (>99%) (HASSAN, 1992; MANZONI et al., 2007).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Seleção de espécies/linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea annulata* para o controle de *Pseudoplusia includens*

Entre as linhagens/espécies avaliadas para uso em programas de controle biológico aplicado de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae), os resultados mostraram que o período de desenvolvimento (ovo-adulto) dos parasitóides diferiu estatisticamente entre as linhagens/espécies estudadas, variando de $9,35 \pm 0,10$ a $12,20 \pm 0,09$ dias. A linhagem de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) coletada no município de Rio Verde, GO (RV) apresentou o desenvolvimento mais rápido, entre todos os tricogramatídeos testados, o que pode ser observado pela menor duração de ovo-adulto ($9,35 \pm 0,10$) diferindo estatisticamente de todas as demais espécie/linhagens, inclusive das linhagens da mesma espécie (G2, FISHER, G1, G18, TP, BAGISA I, G11, L4, L3, BAGISA II, TOIDE, ATP) (Tabela 3). A espécie de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (ATP) apresentou a maior duração de ovo-adulto ($12,20 \pm 0,03$), estatisticamente superior às demais linhagens/espécies estudadas (Tabela 3).

A menor duração do período ovo-adulto observada para *T. pretiosum* linhagem RV é desejável em um programa de controle biológico aplicado visto que permite um maior número de gerações do parasitóide no mesmo período de tempo, maximizando seu potencial de controle no campo. Estas diferenças encontradas podem ser relacionadas às características nutricionais do ovo de *P. includens*. Sendo assim, o período de desenvolvimento de ovo a adulto mais curto para *T. pretiosum* linhagem RV pode ser um indicativo da melhor adaptação dessa linhagem ao hospedeiro, estando provavelmente relacionada ao fato da linhagem ter sido originalmente coletada em uma importante região produtora de soja do sudoeste do estado de Goiás, o município de Rio Verde, o que ratifica a importância da coleta dos parasitóides locais no desenvolvimento de um programa de controle biológico aplicado (PARRA, 2007).

Em geral, a duração do desenvolvimento de ovo-adulto para todas as linhagens/espécies de tricogramatídeos criadas em ovos de *P. includens*, mostrou-se menor do que os valores determinados para outras linhagens de *T. pretiosum* criados em ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) (Lepidoptera: Pyralidae), que variaram de 13,04 a 13,18 (SÁ; PARRA, 1994) e

similares à duração de linhagens de *T. pretiosum* criadas em ovos de *Tuta absoluta* (Meyrick) e *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae) (PRATISSOLI; PARRA, 2001) que variam de 9,59 a 11,42 e 11,00 a 11,54 dias, respectivamente. Ainda, os resultados encontrados em ovos de *P. includens* também são semelhantes ao observado para diferentes linhagens de *Trichogramma* spp. criadas em ovos de *Gymnandrosoma aurantianum* (Lima) (Lepidoptera: Tortricidae) (10,2 a 11,9 dias de período ovo-adulto) (MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005) e muito próximos dos valores determinados para 20 linhagens de *T. pretiosum* criadas em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) (BESERRA; DIAS; PARRA, 2003).

Apesar da duração de ovo-adulto ser importante, o percentual de parasitismo pode ser de importância ainda maior, visto que, esse percentual é que efetivamente determina a eficiência do controle biológico no campo. O parasitismo variou de $18,22 \pm 3,1$ a $81,56 \pm 1,8\%$, diferindo estatisticamente entre as linhagens/espécies estudadas. O maior parasitismo (%) foi observado para a linhagem *T. pretiosum* RV ($81,56 \pm 1,8$), que diferiu estatisticamente das demais (Tabela 2). Já os menores valores observados foram os apresentados pelas linhagens ATP ($18,22 \pm 3,1\%$), TOIDE ($25,57 \pm 3,0\%$) e BAGISA II ($31,5 \pm 3,6\%$) (Tabela 2). Esses resultados mostram claramente que *T. pretiosum* RV é a linhagem com maior potencial para ser utilizada em programas de controle de *P. includens*, devido ao alto parasitismo (%) observado, sendo inclusive, a única linhagem/espécie a proporcionar mais que 80% de parasitismo dentre as testadas na presente pesquisa (Tabela 2). Diferente potencial de parasitismo entre linhagens tem sido relatado em diversos estudos (PRATISSOLI; PARRA, 2001; BESERRA; DIAS; PARRA, 2003; MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005). Para a seleção de linhagens de *T. pretiosum* em ovos de *S. frugiperda*, o percentual de parasitismo variou de 27,50 a 89,33, permitindo discriminar as melhores linhagens (BESERRA; DIAS; PARRA, 2003). Da mesma forma, o percentual de parasitismo forneceu uma boa indicação para a seleção de *T. atopovirilia* dentre 13 linhagens/espécies, visando ao controle de *G. aurantianum* (MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005). Ainda, ensaios de seleção de linhagens mostraram que as cinco linhagens de *T. pretiosum* testadas em ovos de *T. absoluta* e *P. operculella* apresentaram estatisticamente o mesmo potencial de parasitismo (PRATISSOLI; PARRA, 2001).

O percentual de emergência dos ovos parasitados mostra também se o hospedeiro é suficientemente satisfatório para o parasitóide completar seu desenvolvimento.

Independentemente do percentual de parasitismo, baixas taxas de emergência podem prejudicar o programa de controle biológico. Os resultados obtidos mostraram que o percentual de emergência não variou entre as espécies/linhagens testadas sendo sempre superior a 80% (Tabela 3). Resultados semelhantes são relatados na literatura para linhagens de *T. pretiosum* em ovos de *S. frugiperda* (de 55,77 a 95,37%) (BESERRA; DIAS; PARRA, 2003) e em ovos de *A. kuehniella* e *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) (de 86,66 a 95,00%) (SÁ; PARRA, 1994) e superior à porcentagem de emergência de espécies/linhagens de *Trichogramma* em ovos de *G. aurantianum*, que variou de 30,9 a 42,1% (MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005). Segundo Molina; Fronza; Parra (2005) esta baixa emergência de *Trichogramma* em ovos de bicho-furão pode estar relacionada à excessiva perda de umidade dos ovos de *G. aurantianum*, o que provavelmente não ocorre com os ovos de *P. includens*.

Com relação ao número de parasitóides emergidos por ovo de *P. includens*, não foi observada diferença estatística entre as espécies/linhagens testadas, sendo que foi verificado o maior valor com emergência de 1,24 indivíduos/ovos para a linhagem L4 e para as linhagens RV e G1 foram observados menores valores com apenas 1,00 parasitóide emergido por ovo (Tabela 4). Estes valores são menores ao número determinado para outras espécies de lepidópteros-praga, como para *G. aurantianum*, que variou de 1,4 a 1,8 (MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005). O desenvolvimento e emergência de mais de um parasitóide por ovo está relacionado ao volume do ovo do hospedeiro, pois teoricamente, quanto maior o ovo hospedeiro, maior será a quantidade de nutrientes contida no mesmo (VINSON, 1997). Além disto, o aumento no número de adultos por ovo, pode reduzir a eficiência de controle, com uma menor quantidade de ovos parasitados por fêmea do parasitóide que, ao invés de usar sua capacidade de parasitismo em diferentes ovos do hospedeiro, acaba por parasitar repetitivamente o mesmo ovo (BESERRA, 2000; BESERRA; PARRA, 2004).

A razão sexual é outra característica biológica importante em programas de controle biológico aplicado, sendo desejável a maior produção de fêmeas visto que elas são responsáveis pelo parasitismo. Os valores obtidos para a razão sexual foram estatisticamente diferentes para as espécies/linhagens estudadas, variando de $0,57 \pm 0,07$ a $0,88 \pm 0,03$ (Tabela 4). A linhagem de *T. pretiosum* RV apresentou um alto valor para razão sexual ($0,70 \pm 0,02$) estatisticamente similar à linhagem de *T. pretiosum* G1 que apresentou a maior razão sexual ($0,88 \pm 0,03$) (Tabela 4).

Valores inferiores a estes foram registrados para duas linhagens de *T. pretiosum* em ovos de *A. kuehniella* (0,44 e 0,57) e *H. zea* (0,56 e 0,52) (SÁ; PARRA, 1994).

Em geral, os resultados encontrados para os parâmetros biológicos avaliados evidenciaram a boa adequação dos ovos de *P. includens* ao desenvolvimento de tricogramatídeos, principalmente da linhagem de *T. pretiosum* RV, o que sugere a sua utilização para o controle dessa praga.

A análise de agrupamento (“cluster analyses”) separou dois grupos distintos a 100% de distância, sendo o primeiro constituído pela linhagem de *T. pretiosum* RV e o segundo grupo formado por todas as demais espécies/linhagens testadas (Figura 6). Reduzindo-se essa distância para 60% foi possível agrupar as espécies/linhagens em três grupos distintos, sendo um primeiro grupo formado pelas linhagens de *T. pretiosum* BAGISA I, G2, BAGISA II, G11, L3, G18, TP, ATP, FISHER e pela linhagem de *Trichogrammatoidea annulata* TOIDE; um segundo grupo formado pelas linhagens de *T. pretiosum* L4 e G1 e um terceiro pela linhagem de *T. pretiosum* RV (Figura 6). Desta forma, a linhagem de *T. pretiosum* RV é a linhagem que demonstrou ser distinta das demais e devido aos parâmetros biológicos obtidos (maior parasitismo, menor duração ovo-adulto, alta emergência e razão sexual) pode então ser considerada a linhagem de maior potencial, uma vez que ela não se agrupou com as demais linhagens/espécies em distâncias menores que 100% e apresentou características biológicas favoráveis, indicando, seu potencial como agente de controle de *P. includens*.

Vários autores têm demonstrado variações entre espécies e/ou linhagens diferentes quanto o comportamento de procura, preferência hospedeira, resposta às condições ambientais, entre outras características, ressaltando a importância da escolha de uma linhagem apropriada para o uso em programas de controle biológico (HASSAN, 1997; PRATISSOLI; PARRA, 2001; BESERRA; DIAS; PARRA, 2003; MOLINA; FRONZA; PARRA, 2005). A análise de agrupamento é um método adequado para caracterizar a seleção de linhagens/espécies de *Trichogramma*, demonstrando qual é a linhagem ou espécie que apresenta potencial de controle da praga estudada (PRATISSOLI; PARRA, 2001). Assim, nesta etapa inicial de desenvolvimento de um programa de controle biológico aplicado utilizando-se espécies/linhagens de *Trichogramma* e de *Trichogrammatoidea annulata* para o controle de *P. includens* foi selecionada apenas a linhagem *T. pretiosum* RV, por apresentar melhor desempenho biológico se mostrando bem adaptada ao hospedeiro e região produtora alvo para sua utilização em campo.

Sendo assim, os resultados obtidos indicam que *T. pretiosum* linhagem RV é a mais adaptada para ser utilizada em programas de controle biológico da *P. includens* na cultura da soja, especialmente para as condições do Brasil Central.

Tabela 3 – Duração do período ovo-adulto e percentual de parasitismo e emergência de 13 espécies/ linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea* criadas em ovos de *Pseudoplusia includens*. Temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Espécie/ linhagens ¹	Duração (ovo-adulto) (dias) ($\pm$ EPM) ²	Parasitismo (%)($\pm$ EPM) ^{2,3}	Emergência (%)($\pm$ EPM) ²
RV	9,35 $\pm$ 0,10 a	81,56 $\pm$ 1,8 a	97,54 $\pm$ 1,1 a
G2	9,90 $\pm$ 0,07 b	42,59 $\pm$ 2,9 de	97,56 $\pm$ 1,9 a
FISHER	10,15 $\pm$ 0,08 b	38,11 $\pm$ 4,1 def	100,00 $\pm$ 0,0 a
G1	10,20 $\pm$ 0,09 b	60,96 $\pm$ 3,9 bc	89,96 $\pm$ 3,2 a
G18	10,20 $\pm$ 0,09 b	37,58 $\pm$ 3,2 def	96,87 $\pm$ 2,5 a
TP	10,25 $\pm$ 0,10 b	38,52 $\pm$ 4,2 def	93,19 $\pm$ 5,0 a
BAGISA I	10,85 $\pm$ 0,08 c	48,39 $\pm$ 3,7 cde	93,12 $\pm$ 4,1 a
G11	10,85 $\pm$ 0,08 c	35,2 $\pm$ 2,1 def	83,64 $\pm$ 5,4 a
L4	11,15 $\pm$ 0,08 cd	61,77 $\pm$ 3,8 b	92,18 $\pm$ 3,6 a
L3	11,15 $\pm$ 0,08 cd	44,36 $\pm$ 3,7 cde	81,73 $\pm$ 5,7 a
BAGISA II	11,25 $\pm$ 0,10 cd	31,5 $\pm$ 3,6 efg	87,11 $\pm$ 5,7 a
TOIDE	11,50 $\pm$ 0,11 d	25,57 $\pm$ 3,0 fg	84,7 $\pm$ 6,9 a
ATP	12,20 $\pm$ 0,09 e	18,22 $\pm$ 3,1 g	88,57 $\pm$ 5,6 a
CV (%)	3,82	19,82	21,47

¹ ATP = *Trichogramma atopovirilia*; G1, G2, G11, G18, L3, L4, TP, Bagisa I, Bagisa II e RV = Linhagens de *Trichogramma pretiosum*; TOIDE = *Trichogrammatoidea annulata*.

² Médias $\pm$ Erro Padrão da média seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

³Dados transformados em $\sqrt{(x + 0,5)}$

Tabela 4 – Número médio de adultos emergidos por ovo e razão sexual ($\pm$ EPM) de 13 espécies/linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea* criadas em ovos de *Pseudoplusia includens*. Temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Espécie/ linhagens ¹	Número de adultos emergidos	
	por ovo ($\pm$ EPM) ²	Razão sexual ($\pm$ EPM) ^{2,3}
RV	$1,00 \pm 0,00$ a	$0,70 \pm 0,02$ abc
G2	$1,24 \pm 0,05$ a	$0,72 \pm 0,06$ abc
FISHER	$1,13 \pm 0,05$ a	$0,75 \pm 0,05$ abc
G1	$1,00 \pm 0,00$ a	$0,88 \pm 0,03$ a
G18	$1,12 \pm 0,05$ a	$0,74 \pm 0,03$ abc
TP	$1,03 \pm 0,02$ a	$0,57 \pm 0,07$ c
BAGISA I	$1,1 \pm 0,05$ a	$0,87 \pm 0,05$ ab
G11	$1,01 \pm 0,01$ a	$0,63 \pm 0,06$ bc
L4	$1,24 \pm 0,16$ a	$0,76 \pm 0,03$ abc
L3	$1,08 \pm 0,05$ a	$0,67 \pm 0,05$ abc
BAGISA II	$1,01 \pm 0,02$ a	$0,70 \pm 0,07$ abc
TOIDE	$1,03 \pm 0,04$ a	$0,72 \pm 0,06$ ab
ATP	$1,05 \pm 0,04$ a	$0,75 \pm 0,03$ a
CV (%)	23,18	6,63

¹ ATP = *Trichogramma atopovirilia*; G1, G2, G11, G18, L3, L4, TP, Bagisa I, Bagisa II e RV = Linhagens de *Trichogramma pretiosum*; TOIDE = *Trichogrammatoidea annulata*.

² Médias $\pm$ Erro Padrão da média seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

³Dados transformados em $\sqrt{(x + 0,5)}$

Figura 7 – Dendrograma resultante da análise de agrupamento realizada com base nos parâmetros biológicos avaliados (duração do período ovo-adulto, porcentagem de emergência, porcentagem de parasitismo, número de adultos emergidos por ovo e razão sexual) comparativo de 13 linhagens de *Trichogramma* e *Trichogrammatoidea annulata*, criadas sobre ovos de *P. includens*. Linhagens G1, G2, G11, G18, L3, L4, TP, Bagisa I, Bagisa II e RV = *Trichogramma pretiosum*; ATP = *Trichogramma atopovirilia*; TOIDE = *Trichogrammatoidea annulata*

4.2 Características biológicas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas

A duração média do período ovo-adulto de *T. pretiosum* linhagem RV sobre os dois hospedeiros testados, *P. includens* e *A. gemmatalis*, foi afetada significativamente pela temperatura, com aumento na velocidade de desenvolvimento em relação à elevação térmica (Tabela 5). O período ovo-adulto de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* foi de 6,8 e 6,0 dias a 32°C e de 20,35 e 17,0 dias a 18°C, respectivamente. Assim, verifica-se que o aumento da temperatura de 18°C para 32°C resultou na redução do período de ovo à adulto de 13,55 e 11,0 dias no desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente. A duração do período ovo-adulto de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* foi sempre, numericamente maior, em todas as temperaturas estudadas, quando comparado ao mesmo período, em ovos de *A. gemmatalis* (Tabela 5).

Os resultados apresentados mostraram que a temperatura é um dos fatores abióticos que afeta o desenvolvimento da linhagem de *T. pretiosum* RV. Assim, o estudo das características biológicas, em laboratório com temperaturas variáveis, forneceu informações de como esse fator poderá influenciar o sucesso das táticas de controle biológico, a serem adotadas no futuro, utilizando-se esse parasitóide. Essa redução na duração do desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV de ovo a adulto, devido à elevação da temperatura, é consequência do aumento da atividade metabólica dos parasitóides. Pelo fato da duração do período ovo-adulto de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* ter sido, numericamente maior, em todas as temperaturas estudadas, quando comparado ao mesmo período, em ovos de *A. gemmatalis* (Tabela 5), sugere uma melhor adequação dos ovos de *A. gemmatalis* como hospedeiro para o desenvolvimento do parasitóide.

Apesar do tempo necessário para o desenvolvimento de ovo-adulto ser ligeiramente distinto em ambos os hospedeiros estudados, em geral, a linhagem de *T. pretiosum* RV estudada apresentou bom desenvolvimento nas diferentes temperaturas, o que sugere que esse parasitóide pode ser usado, com sucesso, como potencial estratégia em programas de controle biológico, nas diversas faixas térmicas, nas quais a soja é cultivada no Brasil. Embora seja um resultado de laboratório, com pesquisa conduzida em temperaturas constantes, outros autores como Cônsoli e

Parra (1995 a, b) não verificaram grandes diferenças na biologia de *Trichogramma galloi* (Zucchi) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quando criado em temperaturas constantes e flutuantes, indicando que esse inimigo natural pode ser liberado no campo e apresentar comportamento semelhante àquele de laboratório. Este comportamento poderá se aplicar também a *T. pretiosum* linhagem RV com relação a *P. includens* e *A. gemmatalis* em soja.

Os resultados obtidos nessa pesquisa referentes à duração do desenvolvimento (ovo-adulto) do parasitóide são semelhantes aos encontrados por Zachrisson (1997) que estudou as características biológicas de uma linhagem de *T. pretiosum* coletada no Paraná, nas mesmas temperaturas, em ovos de *A. gemmatalis*. Essa semelhança também foi encontrada nos dados obtidos por Pereira et al. (2004) em ovos de *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) com *T. pretiosum* e *Trichogramma exiguum* (Pinto & Platner) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Outras espécies/linhagens de *Trichogramma* apresentam diferentes durações do período de ovo-adulto (PRATISSOLI, 1995; ZAGO et al., 2006) o que demonstra que este parâmetro biológico não é dependente somente da temperatura utilizada, mas também da adaptação da linhagem e do hospedeiro de criação (PRATISSOLI; PARRA 2000).

A porcentagem de emergência dos descendentes de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *A. gemmatalis* não foi influenciada pela variação da temperatura, com viabilidade sempre maior que 94% (Tabela 5). Já a emergência de *T. pretiosum* linhagem RV quando criados em ovos de *P. includens* foi maior na faixa de temperatura de 18 a 30°C, apresentando diferença estatística com os valores obtidos na temperatura de 32°C (90,18%), sendo que, nas demais temperaturas, a viabilidade foi sempre maior que 98% (Tabela 5).

Os valores de porcentagem de parasitismo mesmo com a diferença verificada na temperatura de 32°C, são considerados elevados (sempre maiores que 90%), sendo superiores aos resultados encontrados para *T. exiguum* e *T. pretiosum* criados em ovos de *P. xylostella* (PEREIRA et al., 2004); *Trichogramma pratissolii* Querino & Zucchi, 2003 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *A. kuheniella* e *Corcyra cephalonica* (Stainton) (Lepidoptera: Pyralidae) (ZAGO et al., 2006); *T. pretiosum* em ovos de *T. absoluta* e *P. operculella* (PRATISSOLI, 1995) e semelhantes à linhagem de *T. pretiosum* coletada no Paraná em ovos de *A. gemmatalis* e que apresentou viabilidade entre 86 a 96% nas mesmas temperaturas (ZACHRISSON, 1997). No entanto, é necessário considerar que em ensaios de laboratório a manipulação dos ovos favorece a perda de umidade dos mesmos (MOLINA, 2003), o que pode

explicar a diferença na viabilidade de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens*, mas em campo o efeito desse ressecamento é diminuído em função da deposição dos ovos sobre as folhas de soja, que formam um microclima favorável ao desenvolvimento do parasitóide.

A proporção de fêmeas decresceu de 0,55 a 0,29 nas temperaturas entre 18 e 32°C respectivamente, para *T. pretiosum* linhagem RV criado em *A. gemmatalis* (Tabela 6). Por outro lado, a razão sexual de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* apresentou maior emergência de fêmeas nas temperaturas de 20, 28 e 32 °C, com valores de 0,73; 0,72 e 0,71, respectivamente, verificando-se menor valor de razão sexual na temperatura de 18°C (0,51).

A influência da temperatura sobre a razão sexual de espécies de *Trichogramma* é variável, tornando-se evidentes variações neste parâmetro para *Trichogramma evanescens* (Westwood) (Hymenoptera: Trichogrammatidae), à medida que decresceu a temperatura (LUND, 1938). Entretanto, várias pesquisas confirmam que a condição térmica não afeta a razão sexual de *T. galloi*, *Trichogramma distinctum* (Zucchi) (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *T. atopovirilia* e *T. pretiosum*, em diferentes hospedeiros (CALVIN et al., 1984, ESTEVAM et al., 1987, BLEICHER; PARRA, 1989; TIRONI, 1992).

Segundo Bowen; Stern (1966) a temperatura interfere na razão sexual de espécies de *Trichogramma*, com a obtenção de maior quantidade de machos em temperaturas superiores a 30°C; os resultados obtidos em ovos de *P. includens* parasitados por *T. pretiosum* linhagem RV na presente pesquisa divergem desta afirmativa; no entanto, para o parasitismo em ovos de *A. gemmatalis* ocorreu realmente a maior emergência de machos com o aumento gradativo da temperatura. Vinson (1997) destacou que a qualidade do hospedeiro é o principal fator que influencia a razão sexual. Esta influência pode ocorrer de duas formas distintas: uma seria reconhecer hospedeiros de diferentes qualidades e colocar ovos (machos ou fêmeas), e a outra seria ovipositar deixando que a razão sexual seja determinada pela progênie em desenvolvimento, em resposta à qualidade do hospedeiro, sendo depositados tanto os ovos de machos como de fêmeas, e um dos sexos sobreviverá através da competição. Entretanto, para parasitóides do gênero *Trichogramma* outro fator importante é a presença de *Wolbachia* no órgão reprodutivo das fêmeas, que pode ser determinante na reprodução, incluindo a indução de incompatibilidade reprodutiva, partenogênese e feminização (WERREN, 1997). Portanto, esta α proteobactéria pode ter levado a resultados errôneos e conflitantes antes da sua constatação (STOUTHAMER, 1993) com relação à razão sexual.

T. pretiosum linhagem RV apresentou emergência de um parasitóide por ovo de *P. includens* em todas as temperaturas estudadas (Tabela 6), o que evidencia que temperatura não exerce influência sobre esse parâmetro nesse hospedeiro. Em ovos de *A. gemmatalis* esse número variou em função da mudança de temperatura, sendo sempre superior a um indivíduo por ovo (Tabela 2). O maior número de parasitóides por ovo, foi obtido quando os parasitóides foram mantidos a 18°C com 1,64 indivíduos/ovo de *A. gemmatalis*.

De acordo com Alencar et al. (2000), o número de *Trichogramma* spp. que se desenvolve por ovo do hospedeiro é variável, sendo proporcional ao tamanho do mesmo. Fato que pode ser observado em ovos de *S. cerealella* em que ocorre a emergência de apenas um indivíduo por ovo, enquanto que em ovos de *Erinnyis ello* (Linnaeu) (Lepidoptera: Sphingidae) o número é maior com a emergência de 45 indivíduos por ovo. (PARRA; ZUCCHI, 1986; SILVA; HOHMANN, 1988).

As diferenças entre os parâmetros biológicos de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* também podem ser justificadas pelas diferentes características entre os ovos dos hospedeiros. Essas diferenças podem ser o tamanho do ovo, espessura do cório, número de aerópilas, entre outras. A influência dessas características sobre *Trichogramma* spp. já foi relatado anteriormente por Cônsoli, Kitajima; Parra (1999) que estudaram a influência das diferentes características do ovo das espécies *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Pyralidae), *A. gemmatalis*, *Heliothis virescens* (Fabricius, 1777) (Lepidoptera: Noctuidae), *S. frugiperda*, *Sitotroga cerealella* (Oliver, 1819) (Lepidoptera: Gelechiidae), *A. kuehniella* e *C. cephalonica* sobre as características biológicas de *T. galloi* e *T. pretiosum*, em que pode-se destacar a diferença entre a espessura do cório entre a broca-da-cana e a lagarta-da-soja, pois a espessura do cório de *A. gemmatalis* é menor (de 3,75 a 5,81µm) quando comparado com *D. saccharalis* (de 4,80 a 6,53µm).

Tabela 5 – Período (ovo-adulto) e viabilidade do parasitóide de ovos *T. pretiosum*, linhagem RV, criado em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, em diferentes temperaturas. UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Temperatura °C	Duração média ovo-adulto ($\pm$ EPM) (dias)		Viabilidade ($\pm$ EPM) (%)	
	<i>P. includens</i>	<i>A. gemmatalis</i>	<i>P. includens</i>	<i>A. gemmatalis</i>
18	20,35 $\pm$ 0,11 a	17,0 $\pm$ 0,00 a	99,44 $\pm$ 0,56 a	98,60 $\pm$ 0,65 a
20	15,50 $\pm$ 0,11 b	15,0 $\pm$ 0,00 b	99,54 $\pm$ 0,47 a	100,00 $\pm$ 0,00 a
22	13,55 $\pm$ 0,11 c	13,0 $\pm$ 0,00 c	99,28 $\pm$ 0,71 a	95,00 $\pm$ 2,61 a
25	10,30 $\pm$ 0,11 d	10,0 $\pm$ 0,00 d	100,00 $\pm$ 0,00 a	95,14 $\pm$ 2,12 a
28	9,65 $\pm$ 0,11 e	8,0 $\pm$ 0,00 e	100,00 $\pm$ 0,00 a	99,20 $\pm$ 0,59 a
30	7,75 $\pm$ 0,09 f	7,0 $\pm$ 0,00 f	98,78 $\pm$ 2,56 a	97,78 $\pm$ 0,82 a
32	6,80 $\pm$ 0,10 g	6,0 $\pm$ 0,00 g	90,18 $\pm$ 0,85 b	94,57 $\pm$ 1,60 a
CV (%)	3,98	0,00	8,33	6,29

Médias $\pm$ Erro Padrão da média seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 6 – Razão sexual e número de indivíduos emergidos por ovo do parasitóide de ovos *T. pretiosum* linhagem RV, criados em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, em diferentes temperaturas. UR de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Temperatura °C	Razão Sexual ($\pm$ EPM)		Número de indivíduos emergidos por ovo ($\pm$ EPM)	
	<i>P. includens</i>	<i>A. gemmatalis</i>	<i>P. includens</i> ¹	<i>A. gemmatalis</i>
18	0,51 $\pm$ 0,04 b	0,55 $\pm$ 0,01 a	0,97 $\pm$ 0,03 a	1,64 $\pm$ 0,04 a
20	0,73 $\pm$ 0,05 a	0,50 $\pm$ 0,01 a	1,00 $\pm$ 0,00 a	1,57 $\pm$ 0,11 a
22	0,63 $\pm$ 0,05 ab	0,44 $\pm$ 0,01 ab	1,67 $\pm$ 0,00 a	1,35 $\pm$ 0,10 ab
25	0,66 $\pm$ 0,03 ab	0,37 $\pm$ 0,01 ab	1,00 $\pm$ 0,00 a	1,03 $\pm$ 0,13 b
28	0,72 $\pm$ 0,03 a	0,44 $\pm$ 0,01 ab	1,00 $\pm$ 0,00 a	1,35 $\pm$ 0,15 ab
30	0,66 $\pm$ 0,04 ab	0,41 $\pm$ 0,01 ab	1,00 $\pm$ 0,00 a	1,44 $\pm$ 0,08 ab
32	0,71 $\pm$ 0,05 a	0,29 $\pm$ 0,01 b	1,00 $\pm$ 0,00 a	1,32 $\pm$ 0,09 ab
CV (%)	28,25	24,03	17,31	22,94

Médias $\pm$ Erro Padrão da média seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

¹ Dados transformados em $\sqrt{(x+0,5)}$

4.3 Determinação das exigências térmicas e da estimativa do número de gerações da linhagem de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis*

Em função da velocidade de desenvolvimento nas diferentes temperaturas (18, 20, 22, 25, 28, 30 e 32 °C), para o período ovo-adulto, foi possível determinar o limite térmico inferior de desenvolvimento (Tb) e a constante térmica (K) de *T. pretiosum* linhagem RV nos dois hospedeiros. Foram determinados os respectivos valores de 10,7 °C e 152 graus dias (GD), quando criado sobre *P. includens*, e de, 11,6 °C e 128 GD, quando mantido sobre *A. gemmatalis* (Figuras 7 e 8).

O valor obtido para a constante térmica de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *A. gemmatalis* (127 GD) foi menor que o obtido por Zachrisson (1997) com uma linhagem de *T. pretiosum* coletada no Paraná parasitando ovos também de *A. gemmatalis* nas mesmas temperaturas, ou seja, de 133 GD. Já a constante térmica de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* foi maior que a observada por Zachrisson (1997).

O número estimado de gerações de *T. pretiosum* linhagem RV, sobre as duas pragas, oscilou ao longo do período de condução da cultura de soja, com relação à elevação da temperatura nas épocas mais quentes, chegando a 21 e 20 gerações/ciclo da soja para as localidades de Rio Verde, GO (local de coleta) e a 22 e 21 gerações/ciclo da soja Barreiras, BA (importante região de plantio de soja), em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente.

Pode-se observar para as duas regiões estudadas e nos dois hospedeiros, que a duração do ciclo de *T. pretiosum* linhagem RV, ao longo do período de condução da soja no campo, apresentou menor número de gerações no final desse período, época essa que coincide com a colheita das últimas áreas de plantio (Figuras 9 e 10).

E a despeito de se trabalhar com médias mensais, e sabendo-se que na natureza existem variações térmicas diurnas e noturnas, as médias utilizados compensam tais variações, levando a resultados bastante próximos àqueles do campo. As temperaturas nas regiões de Rio Verde, GO e Barreiras, BA dificilmente atingem o nível inferior (Tb) para *T. pretiosum* linhagem RV e frequentemente apresentam-se acima de 24°C. Entretanto, para a estimativa do número de gerações ao longo do ano utilizou-se à temperatura média mensal de cada região. As amplitudes das variações ao redor dessa média podem influenciar os parâmetros biológicos de *T. pretiosum*

linhagem RV resultando em taxas de desenvolvimento superiores ou viabilidade inferior às obtidas em laboratório. Assim, sugerem-se estudos em condições de campo para validar tais resultados, como realizado por diversos autores para outros insetos (NAVA; HADDAD; PARRA, 2005; ÁVILA; MILANEZ; PARRA, 2002; BORBA et al., 2006; TIRONI, 1992; YU; LANG; HAGLEY, 1984).

A determinação das características biológicas e exigências térmicas de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatilis* fornecem informações relevantes na implantação e manutenção de um programa de controle biológico, pois os resultados obtidos demonstraram que essa linhagem apresenta condições de se desenvolver durante todo o ano nas condições de campo. Além disso, o número de gerações desses parasitóides indica que possuem grande potencial de impacto sobre populações de ambas as espécies de lepidópteros-pragas estudados, mas, outras variáveis devem ser consideradas. Dentre estas devem ser incluídas não somente o potencial reprodutivo, mas também a habilidade de procura e preferência de hábitat, que podem afetar a resposta funcional nas condições de campo, devido à heterogeneidade das áreas com soja, principalmente em relação à arquitetura da planta (número de folhas e altura de plantas) comparada a outros ecossistemas agrícolas (TORRES; PRATISSOLI; ZANUNCIO, 1997).

Figura 8 – Curva de velocidade de desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criados em ovos de *Pseudoplusia includens*, em diferentes temperaturas e respectivas K e Tb. UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. K= constante térmica; Tb= temperatura base

Figura 9 – Curva de velocidade de desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criados em ovos de *Anticarsia gemmatilis*, em diferentes temperaturas e respectivas K e Tb. UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. K= constante térmica; Tb= temperatura base

Figura 10 – Estimativa do número de gerações de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criados em ovos de *Pseudoplusia includens* no período do plantio de soja, para localidades nos Estados da Bahia e Goiás, respectivamente

Figura 11 – Estimativa do número de gerações de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, criados em ovos de *Anticarsia gemmatalis* no período do plantio de soja, para localidades nos Estados da Bahia e Goiás, respectivamente

4.4 Capacidade de parasitismo da linhagem de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV sobre ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas

O ritmo de parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV variou entre as temperaturas de 18 a 32°C, nos dois hospedeiros testados. O parasitismo médio em ovos dos dois lepidópteros apresentou uma concentração do parasitismo nos primeiros dias de vida (Figuras 11 e 12), sendo que, nas primeiras 24 horas em ovos de *P. includens*, o número médio de ovos parasitados foi de 7,4; 11,05; 10,05; 14,00; 13,30; 13,30 e 8,65 e para *A. gemmatalis* o parasitismo foi um pouco menor, sendo de 8,4; 7,9; 7,1; 9,3; 8,4; 11,63 e 8,25 ovos parasitados, nas temperaturas de 18, 20, 22, 25, 28, 30 e 32°C, respectivamente (Figuras 11 e 12). Após as primeiras 24 horas, o parasitismo decresceu em todas as temperaturas em ambos os lepidópteros (Figuras 11 e 12). A oscilação no ritmo de parasitismo em temperaturas diferentes está relacionada com a linhagem, espécie e também com o hospedeiro utilizado (PRATISSOLI; PARRA, 2000; 2001; PRATISSOLI et al., 2004a). Resultados semelhantes com *T. pretiosum* em ovos de *P. xylostella* também apresentaram a mesma tendência de concentração de parasitismo nos primeiros dias de vida das fêmeas (PRATISSOLI et al., 2004a). Resende; Ciociolla (1996) obtiveram resultados em que o período de parasitismo em ovos de *H. zea* por *T. atopovirilia*, 1983 variou de 4 a 12 dias, com maior concentração de postura nas primeiras 24 horas, nas temperaturas de 15, 20, 25 e 30°C.

As fêmeas dos parasitóides diminuíram o número de ovos colocados diariamente (parasitismo diário) nas duas espécies de lepidópteros testados, em função do tempo de parasitismo nas condições térmicas em que foram submetidas (Figuras 11 e 12), podendo-se desta forma afirmar, que o parasitismo tende a decrescer com o passar do tempo. A ocorrência da maior concentração de parasitismo nos primeiros dias pode ser constatada em quase todas as temperaturas, exceto a 18°C em ovos *P. includens* e nas temperaturas de 18 e 20°C para *A. gemmatalis*, em que o parasitismo ocorreu durante toda a vida da fêmea, com algumas oscilações no número de ovos parasitados (Figuras 11 e 12).

O parasitismo total em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* apresentou diferença estatística entre as temperaturas testadas (Tabela 7) o que evidencia que houve efeito da temperatura no parasitismo sobre essa espécie, sendo que nas temperaturas de 22, 25 e 28°C *T. pretiosum* linhagem RV apresentou o maior número de ovos de *P. includens* parasitados,

enquanto que em ovos de *A. gemmatalis* os maiores valores foram verificados nas temperaturas de 25, 28 e 30°C.

As fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV atingiram mais de 80% do parasitismo dos ovos de *P. includens* nas temperaturas de 18, 20, 22, 25, 28, 30 e 32°C aos 12, 08, 07, 05, 06, 06 e 04 dias, respectivamente (Figura 11) e para *A. gemmatalis* aos 12, 11, 7, 5, 6, 8 e 4 dias, respectivamente (Figura 12).

A longevidade média de fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV, em ovos de *P. includens* apresentou relação inversa ao aumento da temperatura (Tabela 7). Foram verificados os maiores valores de longevidade nas temperaturas de 18, 20 e 22°C. A partir destas temperaturas, as fêmeas apresentaram diminuição na sua longevidade (Tabela 7). Em ovos de *A. gemmatalis* somente as temperaturas extremas de 18 e 32 °C diferiram entre si, sendo que nas demais temperaturas a longevidade das fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV variou de 5 a 8,3 dias (Tabela 7).

Com o estudo da sobrevivência de *T. pretiosum* linhagem RV a partir das estimativas dos parâmetros de forma ($\hat{a}$) e de escala (b), pôde-se estimar a longevidade média da população nas diferentes temperaturas para ambos os hospedeiros. Foram verificados também que os dados de sobrevivência do parasitóide em ovos de *P. includens* e de *A. gemmatalis* se ajustaram à distribuição de Weibull para todas as temperaturas estudadas, exceto na temperatura de 32°C para o hospedeiro *P. includens* que não apresentou dados suficientes para realização da análise (Figuras 13 e 14).

Os valores estimados da sobrevivência de *T. pretiosum* linhagem RV criados em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* demonstraram que todas as curvas foram do tipo I, ou seja, em todas as temperaturas estudadas há um aumento da taxa de mortalidade com o tempo, à medida que se eleva a temperatura, sendo o parâmetro de forma ($\hat{a}$) sempre maior que 1 (Figuras 13 e 14); somente para a temperatura 32°C não foi possível fazer a análise de sobrevivência em virtude da longevidade média dos parasitóide ter sido verificada em apenas quatro dias (Tabela 7), o que impossibilitou a realização da análise nessa temperatura.

Esses resultados demonstram que em regiões de temperaturas elevadas, a longevidade média dos inimigos natural pode ser reduzida em liberações em campo, indicando, que em programas de controle biológico que visem a utilização *T. pretiosum* linhagem RV, será exigida uma maior frequência de liberação à medida que aumenta a temperatura média da região.

É conveniente salientar que a temperatura, embora seja considerada um fator de extrema importância, não é o único responsável pela alteração no desenvolvimento e sobrevivência dos insetos, uma vez que outros fatores abióticos como fotoperíodo, umidade relativa e bióticos como competição inter e intraespecífica, podem interferir nas características biológicas do inseto (PRATISSOLI, 1995; PARRA, 1997).

Outro aspecto a se considerar é que pode ter sido responsável pelas diferenças na quantidade e uniformidade de parasitismo, é a habilidade específica de *T. pretiosum* linhagem RV em conseguir introduzir o ovipositor no córion do ovo hospedeiro, uma vez que o mesmo perde gradativamente a turgidez com o aumento da temperatura; tal fato foi relatado por Pereira (2003) que observou interferência da turgidez dos ovos de *P. xylostella* no parasitismo de *T. exiguum* e por Molina (2003) que verificou interferência do parasitismo de *T. pretiosum* e *T. atopovirilia* em ovos de *G. aurantianum*.

A influência da temperatura sobre a capacidade de parasitismo de *Trichogramma* foi constatada por Zachrisson (1997), que verificou que as maiores taxas de parasitismo em ovos de *A. gemmatilis* por *T. pretiosum* linhagem Paraná ocorreram na faixa entre 25 e 28°C. No entanto, na presente pesquisa apesar de ser observada uma tendência de variação no parasitismo entre as temperaturas, não foi verificada diferença estatística entre as temperaturas, com exceção da temperatura de 32°C em ovos parasitados de *P. includens* por *T. pretiosum* linhagem RV, o que pode indicar uma adaptação da linhagem estudada às oscilações de temperatura, em virtude, a região em que foi coletada (estado de Goiás), apresentar variações drásticas de clima, principalmente, entre o dia e a noite.

Assim, essa espécie tem potencial para ser utilizada em programas de controle biológico de *P. includens* e de *A. gemmatilis*, necessitando, no entanto, que outros estudos relacionados ao número ideal e intervalo de liberações dos parasitóides, além da capacidade de dispersão dos mesmos, sejam realizados para que tais agentes de controle biológico possam ser comparáveis aos atuais métodos de controle das duas pragas estudadas.

Tabela 7 – Parâmetros biológicos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis*, nas diferentes temperaturas. UR:70±10%; fotofase: 14 horas.

Temperatura (°C)	N	Total de ovos parasitados/fêmea (± EPM) ¹		Longevidade (dias) (± EPM) ¹	
		<i>P. includens</i>	<i>A. gemmatalis</i>	<i>P. includens</i>	<i>A. gemmatalis</i>
18	20	31,85 ± 4,27 c	25,80 ± 1,20 c	17,75 ± 2,56 a	11,10 ± 1,82 a
20	20	35,95 ± 3,94 bc	24,60 ± 1,43 c	19,25 ± 1,18 a	7,00 ± 1,52 ab
22	20	45,25 ± 4,73 ab	36,60 ± 4,31 bc	13,75 ± 1,90 ab	7,00 ± 0,89 ab
25	20	51,40 ± 2,78 a	51,40 ± 3,54 a	10,15 ± 0,85 bc	5,00 ± 0,79 b
28	20	54,35 ± 3,25 a	52,40 ± 2,01 a	7,9 ± 0,97 bcd	8,30 ± 1,17 ab
30	20	38,30 ± 2,23 bc	46,80 ± 3,45 ab	5,35 ± 0,41 cd	6,60 ± 1,11 ab
32	20	29,85 ± 2,99 c	36,60 ± 4,12 bc	4,10 ± 0,30 d	4,10 ± 0,69 b
CV (%)		23,17	26,19	23,87	23,01

Médias ± Erro Padrão da média seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

¹Dados transformados por $\sqrt{(x)+1,00}$

Figura 12 – Parasitismo diário e acumulado de *Trichogramma pretiosum* linhagem Rio Verde em ovos de *Pseudoplusia includens* em diferentes temperaturas. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas. As setas indicam 80% de parasitismo.

Figura 13 – Parasitismo diário e acumulado de *Trichogramma pretiosum* linhagem Rio Verde em ovos de *Anticarsia gemmatalis* em diferentes temperaturas. UR: $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. As setas indicam 80% de parasitismo.

Figura 14 – Sobrevivência de fêmeas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV mantidos em ovos de *Pseudoplusia includens* em diferentes temperaturas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas.

Figura 15 – Sobrevivência de fêmeas de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV mantidos em ovos de *Anticarsia gemmatilis* em diferentes temperaturas. Valores observados e estimados pela equação de Weibull. UR: 70±10% e fotofase de 14 horas

4.5 Determinação do número ideal de parasitóides de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV por ovo de *Pseudoplusia includens* e *Anticarsia gemmatalis*

Com a seleção das linhagens realizada em laboratório (item 4.1), determinou-se que a espécie *T. pretiosum* linhagem RV apresentou os parâmetros biológicos mais promissores para o sucesso de um programa de controle biológico utilizando este parasitóide, principalmente devido à maior porcentagem de parasitismo apresentado por esta linhagem, sendo, portanto, escolhida para o teste em semi-campo (telado), visando determinar o número ideal de parasitóides a ser liberado por ovo de *P. includens* e de *A. gemmatalis*.

Nos estudos realizados com os ovos das pragas localizados no terço inferior da planta, a relação entre o parasitismo (%) de *T. pretiosum* linhagem RV e a densidade de parasitóides liberados (número de parasitóides por ovo da praga) em ambas as espécies, *P. includens* ($y = -0,7153 + 4,4197x - 0,0076x^2$) e *A. gemmatalis* ($y = -0,8076 + 5,3348x - 0,0779x^2$), apresentou efeito quadrático sendo “y” o parasitismo (%) e “x” a densidade de parasitóides. Os valores máximos obtidos para o parasitismo nessa parte da planta foram de 90 e 78,8 % dos ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente (Figuras 16 e 17). O valor máximo de parasitismo em ovos das duas pragas foi atingido nas densidades de 25,6 e 51,2 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo, respectivamente. Entretanto, o parasitismo não diferiu estatisticamente entre essas duas densidades nos ensaios realizados com ambas as pragas (Figuras 16 e 17).

No terço médio, a relação entre o parasitismo observado (%) e a densidade de parasitóides liberados de *T. pretiosum* linhagem RV foi semelhante ao terço inferior para *P. includens* ($y = -7,804 + 2,6833x - 0,014x^2$) e *A. gemmatalis* ($y = -9,4032 + 3,8587x - 0,0404x^2$), sendo também explicada pela função quadrática (Figuras 18 e 19), sendo que o maior parasitismo (79,9 %) em ovos de *A. gemmatalis* foi obtido na densidade de 51,2 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo da praga, sendo que esse valor não diferiu estatisticamente da densidade de 25,6 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo da praga, que resultou em 75,8 % de parasitismo. No entanto, em ovos de *P. includens* o maior valor de parasitismo (90,0 %) foi observado na densidade de 51,2 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo (Figuras 18 e 19), com diferença estatística do parasitismo observado na densidade de 25,6 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo da praga que foi de 68,9 %.

De forma semelhante ao descrito anteriormente para as outras partes da planta, também na parte superior, o maior parasitismo foi verificado nas densidades de 25,6 e 51,2 fêmeas de *T.*

pretiosum por ovo de *A. gemmatalis* ($y = -9,998 + 3,0665x - 0,0254x^2$), sendo que, os valores de parasitismo 71,3 e 68,4%, respectivamente, não diferiram entre si. Entretanto, o maior valor de parasitismo em ovos de *P. includens* foi atingido na densidade de 51,6 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo da praga ($y = -3,0707 + 0,8152x + 0,0092x^2$) com 61,7 % (Figura 20 e 21), diferindo estatisticamente da densidade de 25,6 fêmeas de *T. pretiosum* por ovo da praga, que mostrou 36,7% de parasitismo.

Considerando todos os resultados obtidos, de forma geral, a proporção de 25,6 parasitóides por ovo da praga é a melhor densidade para liberação em plantios comerciais de soja, no manejo das lagartas desfolhadoras estudadas. Foi verificado que o parasitismo, em ovos de *A. gemmatalis* em todas as partes da planta na densidade de 25,6 parasitóides por ovo da praga foi alto e ao considerar o hábito de postura da espécie que é de depositar ovos em toda a planta, os parasitóides quando liberados, nessa densidade de fêmeas por ovo da praga, têm condições de localizá-los. Para *P. includens*, a densidade de 25,6 parasitóides por ovo da praga também foi adequada, pois as mariposas apresentam o hábito de colocar ovos principalmente na parte inferior da planta (BUENO et al., 2007) e, para essa região específica, a densidade de 25,6 parasitóides por ovo da praga não apresentou diferença estatística da densidade de 51,2 parasitóides por ovo da praga.

É muito importante a definição desta proporção ideal, pois dentre os fatores que podem interferir no decréscimo do parasitismo está o superparasitismo, que pode ocorrer quando são liberados números excessivos de parasitóide por ovo do hospedeiro (LOPES, 1988). Knipling (1977) constatou, por meio de modelos de simulação, que números crescentes de parasitóides liberados por unidade de área levam a uma redução na eficiência de *Trichogramma*, pois à medida que cresce a sua densidade, a probabilidade de um indivíduo encontrar um ovo diminui.

Estes fatores que interferem na eficiência do parasitismo por *Trichogramma* podem também ser verificados em pesquisas recentes que têm demonstrado que o número de parasitóides a ser liberado pode ser variável também em função da fenologia da planta, da espécie e linhagem do parasitóide, bem como da dinâmica de postura do hospedeiro. (LOPES, 1988; SÁ; PARRA; SILVEIRA NETO, 1993; SÁ; PARRA, 1993; MOLINA, 2003).

O número ideal de parasitóide a ser liberado pode variar de acordo com a densidade do plantio e da intensidade da infestação da praga no campo e outras características intrínsecas de cada cultura (SÁ; PARRA, 1993). Vários estudos têm demonstrado a proporção ideal de

liberação de *Trichogramma* em diversas culturas como para *H. zea* em milho que Sá e Parra (1993) obtiveram a proporção ideal é de 11 indivíduos de *T. pretiosum* por ovo dessa praga. Lopes (1988) obteve parasitismo ideal de *T. galloi* na proporção de 1,6 a 3,2 parasitóides por ovo de *D. saccharalis*. Em frutíferas, têm-se recomendado liberações que variam entre 70.000 e 3,8 milhões de parasitóides por hectare (GLEN; HOFFMANN, 1997; MILLS et al., 2000). Para o controle de *T. absoluta* na cultura do tomateiro a proporção de 6,4 parasitóides por ovo atinge taxas de parasitismo de 87% dos ovos da praga (PARRA; ZUCCHI, 2004).

Como a melhor densidade para liberação em um programa de controle biológico deve ser aquela que combine um controle eficiente com o menor custo possível é recomendável para liberação na cultura da soja a densidade de 25,6 parasitóide por ovo da praga, o que possibilitaria um alto parasitismo de *A. gemmatalis* e *P. includens*.

É conveniente salientar que embora *T. pretiosum* linhagem RV tenha se mostrado agressivo, em termos de parasitismo, também para *A. gemmatalis*, na verdade ele fora selecionado para *P. includens* (item 4.1). Assim, é possível que possam ser encontradas linhagens ainda mais agressivas para a lagarta-da-soja. Apesar de em termos práticos, para controle das duas lagartas estudadas, seja mais fácil a liberação de apenas uma linhagem (no caso, *T. pretiosum* linhagem RV), não descarta-se a possibilidade da utilização de duas linhagens, caso seja encontrada tal linhagem para *A. gemmatalis*. Entretanto, fica com o presente estudo demonstrada a possibilidade de um controle conjunto destas pragas com tal parasitóide de ovos. Embora, no presente trabalho não tenham sido realizadas avaliações de campo para *A. gemmatalis* estudos anteriores mostram resultados bastante promissores para o controle da referido praga (ZACHRISSON, 1997, 1998).

Figura 16 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudoplusia includens* colocados na parte inferior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

Figura 17 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatilis* colocados na parte inferior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

Figura 18 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudoplusia includens* colocados na parte média da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

Figura 19 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatilis* colocados na parte média da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

Figura 20 – Parasitismo (%) de ovos de *Pseudophusia includens* colocados na parte superior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

Figura 21 – Parasitismo (%) de ovos de *Anticarsia gemmatalis* colocados na parte superior da planta de soja sob números crescentes de indivíduos de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV. Santo Antônio de Goiás, GO

4.6 Avaliação da dispersão de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em soja, para parasitismo de ovos de *Pseudoplusia includens*

A lagarta-falsa-medideira pode ocorrer isoladamente na cultura da soja ou ainda associada à lagarta-da-soja, mas ao contrário de *A. gemmatilis* que tem o hábito de permanecer nas partes superior e mediana da planta, *P. includens* é um inseto que se alimenta principalmente de folhas localizadas no terço inferior da planta. Ainda, o grande desafio do controle biológico com parasitóides de ovos da cultura da soja é o manejo das pragas que não são facilmente controladas com o uso de inseticidas, como a lagarta-falsa-medideira, *P. includens*. Assim, esse experimento foi instalado com infestação de ovos de *P. includens*, principal alvo do programa de controle biológico além de que o parasitóide teria mais dificuldades, neste caso, para localizar os ovos colocados no terço inferior da planta.

Os resultados mostraram que o parasitismo de ovos de *P. includens* por *T. pretiosum* linhagem RV decresceu de forma linear à medida que foram distanciados os pontos de coleta dos ovos (Tabela 9, Figura 22), observando-se que, para todas as distâncias, as taxas de parasitismo diferiram estatisticamente entre si. As variações no parasitismo nas diferentes distâncias do ponto de liberação em uma determinada cultura podem ocorrer devido às características biológicas do parasitóide, como capacidade de vôo, por exemplo, e/ou características da própria cultura que pode funcionar como uma barreira física que dificulta a dispersão dos insetos. Estas variações dependem, portanto do tipo da cultura assim como das características biológicas do parasitóide escolhido.

Resultados decrescentes de parasitismo com relação ao aumento da distância dos pontos de coletas de ovos dos hospedeiros também foram observados para *T. galloi* e *T. pretiosum*, nas culturas de cana-de-açúcar e milho, respectivamente (LOPES, 1988; SÁ; PARRA; SILVEIRA NETO, 1993). A mesma tendência também foi observada para *Trichogramma nubilale* Ertle & Davis, 1975 e *Trichogramma maidis* Pintureau & Vogelé, 1980 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (KANOUR JUNIOR; BURBUTIS, 1984; BIGLER et al., 1988).

No agroecossistema da soja, as alterações na massa foliar da planta, em diferentes estágios fenológicos, bem como as variações de temperatura, durante o ciclo da cultura, podem afetar a capacidade de "busca" do parasitóide, influenciando a dispersão dos parasitóides e o parasitismo, como consequência, pode diminuir (BIEVER, 1972).

As taxas de parasitismo reduzidas (10%), principalmente na maior distância avaliada, podem estar relacionadas com o microclima que pode ter afetado a turgidez do ovo de *P. includens*; como os ovos infestados foram retirados de criação de insetos de laboratório que são colocados em folhas de papel, eles podem ter perdido umidade durante o tempo que ficaram expostos no campo em altas temperaturas e baixas umidades, principalmente os ovos dispostos na distância de 15m, pois quando o alcança tais ovos eles já podem se encontrar em condições inadequadas ao parasitismo. Outro fator que também pode ter afetado o parasitismo foi o fato de o experimento ter sido instalado na fase R₅ na cultura da soja, estágio em que as plantas já estão com a capacidade máxima de massa foliar, enfolhamento e também apresentam vagens em fase de enchimento de grãos o que pode ter influenciado diretamente na dispersão do parasitóide para as maiores distâncias, pois quanto maior o enfolhamento, maior é a barreira física que o parasitóide precisa superar para encontrar os ovos.

Baseando-se no modelo de Dobzhanski e Wright (1943), o raio de ação médio e a área de dispersão do parasitóide na cultura da soja, em relação a ovos de *P. includens* foram de 8,01 m e 85,18 m², respectivamente (Tabela 10). Estes parâmetros foram semelhantes àqueles obtidos por Sá; Parra; Silveira Neto (1993), para *T. pretiosum*, na cultura de milho, sendo que de maneira geral, a dispersão das espécies de *Trichogramma* fica em torno de 10 m (KANOUR JUNIOR; BURBUTIS, 1984; BIGLER et al., 1988; LOPES, 1988; SÁ; PARRA; SILVEIRA NETO, 1993) e essas pequenas variações podem ser atribuídas às características da linhagem do parasitóide, do clima da região em estudo e da cultura (BOTELHO, 1997).

O número de pontos de liberação do parasitóide, na cultura de soja, determinado através do raio efetivo de dispersão (Tabela 9), deve ser de 117 pontos por ha, para que haja uma distribuição homogênea na área tratada e, conseqüentemente, maior parasitismo e, maior eficiência no controle da praga na área de liberação de *T. pretiosum* linhagem RV. Alguns autores consideram o método de liberação e a distribuição uniforme do parasitóide como os principais fatores que influenciam sua eficiência (BOTELHO, 1997; ZACHRISSON; PARRA, 1998; MILLS et al., 2000; PINTO; PARRA, 2002).

Tabela 8 – Valores médios ($\pm$ EPM) de parasitismo de ovos de *Pseudoplusia includens* por *Trichogramma pretiosum* linhagem RV, colocados a diferentes distâncias de um ponto central de liberação, na cultura da soja. Edealina, GO

Distância (m)	Parasitismo (%)	Predação (%)
5,0	57,19 $\pm$ 0,90 a	5,01 $\pm$ 0,36 b
10,0	26,88 $\pm$ 2,53 b	5,84 $\pm$ 0,12 ab
15,0	10,01 $\pm$ 0,22 c	8,19 $\pm$ 0,83 a
CV (%)	11,15	19,87

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey (P<0,05)

Tabela 9 – Distância média (DM) e área de dispersão (s^2) com os respectivos modelo e coeficiente de determinação (R^2) para *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens*, na cultura da soja. Edealina, GO

Parâmetros	Cultura da soja
DM (m)	8,01
s^2 (m ²)	85,18
Modelo matemático	y = -4,718x + 78,54
R^2 (%)	0,95

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si, pelo teste de Tukey (P<0,05)

Figura 22 – Relação matemática entre o raio de dispersão de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV e o número de ovos parasitados de *Pseudoplusia includens*, na soja. Edealina, GO

4.7 Tempo de permanência do parasitóide *Trichogramma pretiosum* linhagem RV após a liberação no campo

Após uma única liberação de *T. pretiosum* linhagem RV, em ensaio realizado em condições de campo, foi possível avaliar o tempo que o inimigo natural permaneceu parasitando os ovos de *P. includens* presentes na cultura. De acordo com os resultados, pode-se observar que o número de ovos parasitados da praga decresceu de forma linear ao longo do tempo (amostragens) ($y = -0,2912x + 77,923$). No primeiro dia (24 h), após a liberação de *T. pretiosum* linhagem RV, o parasitismo atingiu 70,02%. Este parasitismo (%) não diferiu do resultado do parasitismo obtido no segundo dia (48 h), que foi de 65,56%. O parasitismo observado no segundo dia, por sua vez, não diferiu do quarto dia (96 h) com 57,91% de parasitismo, mostrando que os parasitóides ainda estavam vivos parasitando os ovos no campo. Contudo, a partir do

quinto dia (120 h) após a liberação, o parasitismo (%) decresceu drasticamente (41,41%), até ser praticamente nulo no décimo segundo dia de avaliação (288 h) com apenas 1,55% de parasitismo.

A sobrevivência e permanência do parasitóide na área dependem de uma série de fatores, destacando-se: a presença do hospedeiro na área, mortalidade por ocorrência de chuvas, aplicações de agroquímicos e diferentes intempéries climáticas, entre outros (PINTO; PARRA, 2002; BOTELHO, 1997). Com base nos resultados apresentados, é possível concluir que *T. pretiosum* linhagem RV tem o potencial de permanecer ativo no campo por aproximadamente doze dias. Como o parasitismo não diferiu nos quatro primeiros dias, as liberações, não devem ser repetidas com uma frequência menor que quatro dias. Entretanto, é importante salientar que o momento ideal para determinar a tomada de qualquer método de controle é a infestação da praga, que deve ser igual ou superior ao nível de ação para que o método de controle seja economicamente justificável. No entanto, estudos que demonstram o nível de ação para a liberação *T. pretiosum* ainda são escassos, sendo que o número de ovos da praga que justifique a liberação desse parasitóide ainda não é conhecido para as pragas da cultura da soja e estudos nessa linha de pesquisa precisam ser ainda realizados, o que complementar os resultados obtidos nesse trabalho. De qualquer forma, o aparecimento dos primeiros ovos de *P. includens* poderia ser um indicativo do início de liberação do parasitóide, repetindo-se a liberação quatro dias depois. Sugerem-se ainda estudos para definição do número de liberações a ser realizado.

Figura 23 – Porcentagem de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em ovos de *Pseudoplusia includens* após liberação dos parasitóides na cultura da soja. Santo Antônio de Goiás, GO

4.8 Efeitos de agroquímicos utilizados na cultura da soja ao parasitóide de ovos *Trichogramma pretiosum* linhagem RV

Os inseticidas avaliados neste experimento são diferentes entre si principalmente devido ao modo de ação na fisiologia dos insetos, podendo ser divididos em neurotóxicos, que são os inseticidas que atuam na transmissão do impulso no sistema nervoso e, reguladores de crescimento, que atuam no processo de ecdise dos insetos. As benzoilfenilurêias avaliadas nesse estudo (clorfluazuron, lufenuron, teflubenzuron e triflumuron) são exemplos de inseticidas reguladores de crescimento que inibem a síntese de quitina, que apresentam ação lenta no inseto e

que interferem, especificamente, na deposição de quitina na cutícula de insetos (REYNOLDS, 1987). Já o methoxyfenozide é um exemplo de inseticida regulador de crescimento do grupo químico das diacilhidrazinas e que atua como agonista dos ecdisteróides provocando uma aceleração no processo da ecdise, porém, seu exato modo de ação ainda é desconhecido (DHADIALLA et al., 1998). Esses inseticidas que são classificados como reguladores de crescimento são normalmente destacados pela sua seletividade aos agentes de controle biológico (SANTOS et al., 2006). Entretanto, os resultados encontrados nesse trabalho mostraram que essa seletividade aos inimigos naturais não foi uma característica comum a todos os inseticidas desse grupo. Inseticidas desse grupo foram classificados desde inócuo até nocivo nas diferentes fases de desenvolvimento do parasitóide (Tabela 11).

Ovos de *A. kuehniella* parasitados por *T. pretiosum* linhagem RV quando tratados com methoxyfenozide na dose de 19,2 g. i.a./ha tiveram parasitismo com viabilidade superior à 90% sendo semelhante ao tratamento testemunha em todas as fases de desenvolvimento do parasitóide (Figuras 24A, 24B e 24C). Portanto, esse tratamento foi classificado como inócuo (classe 1) ao parasitóide (Tabela 11). Methoxyfenozide foi um dos poucos inseticidas classificados como inócuo (classe 1) para todas as fases imaturas do desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV (Tabela 11). Esse resultado mostrou que esse inseticida na dose testada é uma alternativa viável de tratamento para ser usada dentro do Manejo Integrado de Pragas (MIP), visto que, é seletivo às fases imaturas de *T. pretiosum* linhagem RV. Resultados semelhantes foram obtidos por Manzoni et al. (2007) com o tebufenozide, um outro inseticida com o mesmo modo de ação, também pertencente ao grupo das diacilhidrazinas. Entretanto, estudos complementares ainda devem ser realizados com o methoxyfenozide, principalmente relacionados aos efeitos no parasitismo quando a fase adulta do parasitóide é exposta ao tratamento químico. Rocha; Carvalho (2004) mostraram que o parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV é reduzido significativamente quando adultos do parasitóide entram em contato com ovos da praga previamente tratados com esse inseticida. É conveniente lembrar que methoxyfenozide, na dose de 19,4 g i.a./ha, é normalmente utilizado para o controle de *A. gemmatilis*. Em cultivos de soja onde *P. includens* é uma praga importante, doses até duas vezes maiores desse inseticida tornam-se necessárias para se obter controle aceitável da praga (BUENO et al., 2007). Sendo assim o efeito de doses maiores de methoxyfenozide sobre *T. pretiosum* linhagem RV nas diferentes fases de desenvolvimento ainda deve ser avaliado em trabalhos futuros.

Clorfluazuron 10,0 g i.a./ha apresentou resultados semelhantes ao methoxyfenozide sendo também classificado como inócuo (classe 1) para todas as fases imaturas de desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV (Tabela 1). A viabilidade do parasitismo foi superior a 90% nas fases de ovo e larva do parasitóide (Figuras 24A e 24B) e próxima de 70% para fase de pupa (Figura 24C), sendo sempre semelhante à testemunha. O parasitismo foi mais prejudicado quando a dose de clorfluazuron utilizada foi 35 g i.a./ha. Essa redução na viabilidade do parasitismo foi significativa na fase de ovo e pupa do parasitóide (Figuras 24A e 24C), mas não foi na fase de larva (Figura 24B). Apesar de uma viabilidade menor do parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV quando exposto à maior dose de clorfluazuron, esse tratamento foi ainda classificado como inócuo (classe 1) para as fases de ovo e larva e classificado como levemente nocivo (classe 2) para a fase de pupa (Tabela 11). Esses resultados mostraram que clorfluazuron pouco afetou o desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV mesmo quando aplicado na maior dose testada, o que permite uma flexibilidade no uso desse inseticida dependendo da intensidade de infestação da praga e da espécie de praga alvo no MIP sem prejudicar significativamente o controle biológico exercido por *T. pretiosum*. Resultados semelhantes com o inseticida clorfluazuron foram obtidos por Takada, Kawamura e Tanaka (2001) com uma outra espécie do parasitóide, *Trichogramma dendrolimi* Matsumura (Hymenoptera: Trichogrammatidae) o que vem reforçar a compatibilidade de seu uso com o controle biológico.

Lufenuron 7,5 g i.a./ha reduziu significativamente a viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV quando o inseticida foi aplicado nas fases de ovo e pupa do parasitóide (Figuras 24A e 24C), sendo que o mesmo não ocorreu quando a aplicação foi feita na fase de larva (Figura 24B). Essa redução no parasitismo foi, no entanto, inferior a 80% sendo o efeito desse inseticida classificado como levemente nocivo (classe 2) para ovo e pupa e inócuo (classe 1) para larva do parasitóide (Tabela 11). O lufenuron também foi classificado como levemente nocivo (classe 2) para *T. pretiosum* quando adultos do parasitóide tiveram contato com ovos da praga previamente tratados com o inseticida nos trabalhos realizados por Rocha e Carvalho (2004). Resultados semelhantes também foram obtidos com o lufenuron por Hassan et al. (1998), quando adultos de *Trichogramma cacoeciae* Marhal, 1927 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) foram expostos ao inseticida causando redução de 34,8% no parasitismo dessa espécie. Esses resultados mostraram que o lufenuron é apropriado para o uso em programas de MIP devido sua ação seletiva as fases imaturas de *T. pretiosum*. Entretanto, de forma análoga ao

methoxyfenozide, experimentos complementares ainda precisam ser conduzidos principalmente estudando o parasitismo quando a fase adulta do parasitóide é exposta ao inseticida. A ação transovariana do lufenuron quando adultos de insetos ingerem o inseticida é descrita por Pratissoli et al. (2004b) para *S. frugiperda* e por Ávila e Nakano (1999) para *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824 (Coleoptera: Chrysomelidae). Essa ação transovariana também foi observada para os inimigos naturais. Apesar de não causar mortalidade em adultos de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) o lufenuron reduziu drasticamente a viabilidade dos ovos após adultos terem ingerido o produto que foi classificado como nocivo (classe 4) para esse predador (BUENO, 2001). O efeito do lufenuron quando ingerido por *Trichogramma* ainda precisa ser testado em experimentos futuros com *T. pretiosum*.

Teflubenzuron 7,5 g i.a./ha reduziu significativamente a viabilidade do parasitismo quando comparado à testemunha para as fases de ovo e larva de *T. pretiosum* linhagem RV (Figuras 24A e 24B) e não reduziu para a fase de pupa (Figura 24C), considerada a fase mais resistente do parasitóide à ação dos inseticidas (HASSAN, 1992). O aumento da dose de teflubenzuron para 12 g. i.a./ha aumentou essa redução na emergência de *T. pretiosum* linhagem RV, significativamente, apenas na fase de ovo do parasitóide (Figura 24A). Apesar dessa redução na viabilidade do parasitismo, o teflubenzuron foi classificado como inócuo (classe 1) ou levemente nocivo (classe 2) às fases imaturas do desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV (Tabela 11). Os resultados obtidos com teflubenzuron mostraram a seletividade aos inimigos naturais que algumas vezes é atribuída ao grupo dos inseticidas reguladores de crescimento na literatura, o que não é, entretanto, uma característica que pode ser extrapolada para todos os inseticidas do grupo. Resultados semelhantes foram encontrados por Carvalho et al. (1994) que testando alguns desses inseticidas também não observaram alteração no número de ovos parasitados por *T. pretiosum*.

Triflumuron 14,4 e 24,0 g. i.a./ha reduziram significativamente a viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV quando aplicados sobre as fases de ovo e larva do parasitóide (Figuras 24A e 24B). A fase de pupa foi a mais resistente à ação desse inseticida e apenas a maior dose causou uma redução de viabilidade que foi diferente da testemunha (Figura 24C). Assim, triflumuron nas doses 14,4 e 24,0 g i.a./ha foi classificado como moderadamente nocivo (classe 3) e nocivo (classe 4) para as fases de ovo e larva de *T. pretiosum* linhagem RV e inócuo (classe 1) e levemente nocivo (classe 2) para a fase de pupa para a menor e maior dose,

respectivamente (Tabela 11). A fase de pupa foi a menos afetada devido à aplicação desse inseticida. Resultados semelhantes são encontrados na literatura, porém para outras espécies de *Trichogramma*. Cônsoli et al. (2001) estudando o efeito de alguns agroquímicos sobre *T. galloi* relataram que o triflumuron não afetou o tempo de desenvolvimento quando ovos de *A. kuehniella* já parasitados e contendo o parasitóide nas fases de pré-pupa e pupa, foram tratados com esse inseticida. No entanto, o número de ovos parasitados por fêmeas de *T. galloi*, oriundas de ovos tratados com esse composto, foi significativamente reduzido. Sendo assim, experimentos complementares avaliando o parasitismo de *T. pretiosum* provenientes de ovos tratados com triflumuron nas doses utilizadas na cultura da soja devem ser ainda realizados com *T. pretiosum* para melhor avaliar o impacto desse produto sobre o controle biológico realizado por esse parasitóide na fase de pupa. A ação desses tratamentos na fase adulta do parasitóide também deve ser ainda testada. Carvalho et al. (2001) relataram uma redução no parasitismo de *T. pretiosum* em cerca de 29%.

Os inseticidas do grupo dos piretróides que normalmente são considerados de baixa seletividade aos inimigos naturais (CAÑETE, 2005) não foram, entretanto, sempre classificados como nocivos (classe 4) nessa pesquisa. Apenas lambdacialotrin 3,75 g i.a./ha foi classificado como nocivo (classe 4) para a fase de ovo de *T. pretiosum* linhagem RV sendo classificado como levemente nocivo (classe 2) para as demais fases testadas (Tabela 11). Alfacipermetrina e zetacipermetrina 10 g. i.a./ha foram classificados como inócuos (classe 1) e levemente nocivos (classe 2) para todas as fases testadas (Tabela 11). Apesar dessa classificação dos inseticidas piretróides, a viabilidade do parasitismo foi reduzida significativamente com os produtos desse grupo na maioria das fases de desenvolvimento do parasitóide testadas (Figuras 24A, 24B e 24C).

Metomil 86 e 322,5 g.i.a./ha reduziram significativamente a viabilidade do parasitismo quando aplicado nas fases imaturas do desenvolvimento do parasitóide (Figura 24), sendo classificado como levemente nocivo (classe 2) na menor dose e moderadamente nocivo (classe 3) na maior dose com exceção para pupa onde o efeito do inseticida ainda foi enquadrado na classe 2 (Tabela 11). Resultados semelhantes foram obtidos com tiodicarbe 56 g.i.a./ha que foi classificado como nocivo (classe 4) para a fase de ovo e levemente nocivo (classe 2) para a fase de larva e pupa (Tabela 11). Os inseticidas clorpirifós 240 g i.a./ha e endossulfan 525 e 875 g. i.a./ha apresentaram resultados semelhantes reduzindo significativamente a viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV em relação à testemunha, com exceção do endossulfan

na menor dose quando aplicado na fase de pupa do parasitóide (Figura 24). Clorpirifós foi classificado como classes 1, 2 e 2 e o endossulfan na maior dose como classes 2, 3 e 1 para as fases de ovo, larva e pupa respectivamente. Já o endossulfan na maior dose foi classificado como classe 3 para todas as fases imaturas do parasitóide (Tabela 11). Resultados semelhantes foram obtidos por (HOHMANN, 1991, 1993). Esfenvalerate 7,5 e espinosade 24 g. i.a./ha foram nocivos (classe 4) para todas as fases testadas de *T. pretiosum* linhagem RV (Tabela 11). Resultados negativos do espinosade sobre parasitóide de ovos do gênero *Trichogramma* foram também obtidos por Cañete (2005).

Os resultados obtidos com herbicidas e fungicidas mostraram que esses produtos também podem reduzir significativamente a viabilidade do parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV dependendo do produto e dose utilizados (Figuras 25 A, B, C, D, E, F). Entre os herbicidas clorimuron 20 e glifosato (Roundup Ready) 972 g i.a./ha foram classificados como nocivos (classe 4) para a fase de ovo do parasitóide e inócuos para as demais fases (Tabela 12). Glifosato 960 (Roundup Original) foi classificado como classe 2 para ovo e larva e inócuo (classe 1) para a fase de pupa. Os demais tratamentos herbicidas foram sempre classificados como inócuos (classe 1) (Tabela 12). Diferenças na seletividade de diferentes formulações de glifosato a *T. pretiosum* foram também relatados por Giolo et al. (2005) que atribuíram essa diferença aos diferentes inertes e sais presentes nas formulações. Já entre os fungicidas apenas tebuconal + trifloxistrobina 200 + 100 g i.a./ha foi classificado como nocivo e moderadamente nocivo para as fases de ovo e larva do parasitóide, respectivamente. Todos os demais tratamentos com fungicidas foram sempre classificados como inócuos (classe 1) (Tabela 12).

Os resultados obtidos mostram que os diferentes agroquímicos testados tiveram efeitos diversos sobre *T. pretiosum* linhagem RV sendo classificados desde inócuos (classe 1) até nocivos (classe 4) (Tabelas 11 e 12). Sendo assim, os produtos menos nocivos aos inimigos naturais devem ser sempre priorizados dentro do MIP. Mesmo os herbicidas e fungicidas que normalmente são considerados como não tendo efeito negativo sobre a ação dos artrópodes benéficos mostram que podem, dependendo da dose e ingrediente ativo utilizados, serem também classificados como nocivos à *T. pretiosum* linhagem RV (Tabela 12). Como em condições de laboratório, o parasitóide foi submetido à máxima exposição aos produtos, os compostos que se revelaram tóxicos para *T. pretiosum* linhagem RV, podem ter seus efeitos reduzidos quando aplicados em condições de campo. Nessas condições, o parasitóide pode beneficiar-se de abrigos

ou pode evitar os locais contaminados com os produtos. Além disso, a degradação dos compostos pela ação da luz, geralmente é acelerada (ROCHA; CARVALHO, 2004). Assim recomenda-se que os produtos classificados como nocivos em condições de laboratório sejam também testados em condições de campo, para confirmar ou não a toxicidade ao inimigo natural (HASSAN, 1992).

Tabela 10 – Efeito dos agroquímicos (E) na redução da viabilidade de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em relação à testemunha (água) observada após o contato com inseticidas em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70±10%; Fotofase: 14 horas

	Tratamento (i.a.) gramas ha ⁻¹	Fase de ovo		Fase de larva		Fase de pupa	
		E (%)	Classe ¹	E (%)	Classe ¹	E (%)	Classe ¹
1.	clorfluazuron 10,0	1,48	1	0	1	28,50	1
2.	clorfluazuron 35,0	6,66	1	4,5	1	44,31	2
3.	triflumuron 14,4	93,39	3	100	4	3,84	1
4.	triflumuron 24,0	96,36	3	100	4	54,63	2
5.	alfacipermetrina 10	60,09	2	47,74	2	27,77	1
6.	zetacipermetrina 10	44,96	2	13,47	1	11,29	1
7.	methoxyfenozide 19,2	4,47	1	5,26	1	6,96	1
8.	lambdacialotrina 3,75	100	4	33,59	2	31,91	2
9.	metomil 86,0	44,86	2	50,61	2	52,33	2
10.	metomil 322,5	95,66	3	90,83	3	68,96	2
11.	tiodicarbe 56,0	100	4	69,85	2	69,09	2
12.	clorpirifós 240	25,87	1	43,65	2	57,45	2
13.	lufenuron 7,5	58,78	2	15,23	1	37,73	2
14.	teflubenzuron 7,5	22,32	1	31,46	2	0	1
15.	teflubenzuron 12	46,95	2	38,72	2	20,25	1
16.	esfenvalerate 7,5	99,45	4	99,69	4	100	4
17.	endosulfan 525	38,2	2	87,25	3	22,87	1
18.	endosulfan 875	83,26	3	88,80	3	83,21	3
19.	espinosade 24	100	4	100	4	100	4
20.	Água	-	-	-	-	-	-

¹ Classes padronizadas pela *International Organization of Biological Control* (IOBC) em 1 – inócuo (<30%), 2 – levemente nocivo (30-79%), 3 – moderadamente nocivo (80-99%) e 4 – nocivo (>99%)

Tabela 11 – Efeito dos agroquímicos (E) na redução da viabilidade do parasitismo de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV em relação à testemunha (água) observada após o contato com herbicidas e fungicidas em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70±10%; Fotofase: 14 horas

	Tratamento (i.a.) gramas ha ⁻¹	Fase de ovo		Fase de larva		Fase de pupa	
		E (%)	Classe ¹	E (%)	Classe ¹	E (%)	Classe ¹
Herbicidas	1. clorimuron 20 (Classic)	100	4	18,45	1	18,50	1
	2. lactofen 165 (Cobra)	12,60	1	8,29	1	8,30	1
	3. fomesafen 250 (Flex)	8,33	1	13,87	1	13,90	1
	4. fluazifop 125 (Fusilade)	3,12	1	19,54	1	19,50	1
	5. glifosato 960 (Gliz)	18,52	1	16,74	1	16,70	1
	6. glifosato 972 (Roundup Ready)	100	4	23,49	1	23,50	1
	7. glifosato 960 (Roundup Transorb)	15,24	1	12,55	1	12,60	1
	8. glifosato 960 (Roundup Original)	37,21	2	31,71	2	11,30	1
	9. água	-	-	-	-	-	-
Fungicidas	1. tebuconazol+trifloxistrobina 200+100	100	4	42,97	2	25,56	1
	2. azoxistrobina + ciproconazol 60+24	13,87	1	4,87	1	4,87	1
	3. azoxistrobina 50	6,18	1	13,05	1	13,05	1
	4. miclobutanil 125	25,66	1	11,45	1	11,45	1
	5. água	-	-	-	-	-	-

¹ Classes padronizadas pela *International Organization of Biological Control* (IOBC) em 1 – inócuo (<30%), 2 – levemente nocivo (30-79%), 3 – moderadamente nocivo (80-99%) e 4 – nocivo (>99%)

Figura 24 – Viabilidade do parasitismo (%) ($\pm$ EP) de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV observada após o contato com inseticidas e testemunha (água) em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. (A) fase de ovo. (B) fase de larva. (C) fase de pupa. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$). Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70 $\pm$ 10%; Fotofase: 14 horas

Figura 25 – Viabilidade do parasitismo (%) ($\pm$ EP) de *Trichogramma pretiosum* linhagem RV observada após o contato com fungicidas, herbicidas e testemunha (água) em diferentes fases do desenvolvimento do parasitóide. (A e D) fase de ovo. (B e E) fase de larva. (C e F) fase de pupa. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$). Temperatura: 25°C; Umidade relativa: 70 $\pm$ 10%; Fotofase: 14 horas

5 CONCLUSÕES

1. A espécie *Trichogramma pretiosum* linhagem RV apresenta o melhor desempenho biológico e se mostra bem adaptada e com potencial para controle de *Pseudoplusia includens*;

2. A duração do período de desenvolvimento de *T. pretiosum* linhagem RV criado em ovos de *P. includens* e *Anticarsia gemmatalis* apresenta relação inversa com o aumento de temperatura na faixa de 18 a 32°C, sendo que a temperatura afeta igualmente a duração do período ovo-adulto do parasitóides para as duas espécies de pragas;

3. A duração do período ovo-adulto de *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* é maior, em todas as temperaturas estudadas, quando comparado ao mesmo período, em ovos de *A. gemmatalis*;

4. A emergência (%) de *T. pretiosum* linhagem RV criado em ovos de *A. gemmatalis* não é afetada na faixa de temperatura estudada, porém quando criado em ovos de *P. includens* a temperatura de 32°C afeta tal parâmetro biológico;

5. Ocorre diferença nos valores das exigências térmicas de *T. pretiosum* linhagem RV quando criado em ovos das duas espécies. O limiar térmico inferior de desenvolvimento (Tb) é menor em ovos de *P. includens* (10,6°C) quando comparado com *A. gemmatalis* (11,6°C) e consequentemente, a constante térmica (K) também apresenta diferença com valores de 152 e 128 GD, para *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente;

6. O número estimado de gerações de *T. pretiosum* linhagem RV, sobre as duas pragas, varia ao longo do período de condução da cultura de soja, e atinge 21 e 20 gerações/ciclo da soja para as localidades de Rio Verde, GO e 22 e 21 gerações/ciclo da soja Barreiras, BA, em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis*, respectivamente;

7. O ritmo de parasitismo de *T. pretiosum* linhagem RV é influenciado pelas temperaturas testadas com concentração do parasitismo nos primeiros dias de vida das fêmeas de *T. pretiosum*

linhagem RV, exceto na temperatura de 18°C em ovos *P. includens* e nas temperaturas de 18 e 20°C para *A. gemmatalis* em que o parasitismo ocorre durante toda a vida do parasitóide;

8. O parasitismo total de *T. pretiosum* linhagem RV é influenciado pela temperatura, com maior parasitismo entre as temperaturas de 22 a 28°C em ovos de *P. includens* e entre 25 e 28°C em ovos de *A. gemmatalis*;

9. A longevidade das fêmeas de *T. pretiosum* linhagem RV é maior à medida que a temperatura decresce de 32°C até 18°C em ovos de *P. includens* e de *A. gemmatalis*;

10. Os valores estimados de sobrevivência de *T. pretiosum* linhagem RV criados em ovos de *P. includens* e *A. gemmatalis* demonstram que todas as curvas de sobrevivência são do tipo I, ou seja, a taxa de mortalidade aumenta com o tempo, à medida que a temperatura se eleva;

11. Em condições de semi-campo, o maior parasitismo é obtido com uma proporção estimada de 51,2 e 25,6 parasitóides por ovo das pragas (*P. includens* e *A. gemmatalis*) para *T. pretiosum* linhagem RV;

12. A capacidade de dispersão de *T. pretiosum* linhagem RV na cultura da soja é de 8,01 m (raio de ação), sendo a área de dispersão de 85,18m²;

13. No mínimo, 117 pontos de liberação de *T. pretiosum* linhagem RV por hectare são necessários para uma distribuição homogênea do parasitóide em toda a área;

14. Após a liberação de *T. pretiosum* linhagem RV os parasitóides permanecem na cultura da soja por 12 dias, embora o parasitismo seja efetivo até o quarto dia, o que é um indicativo do intervalo entre liberações;

15. Os resultados básicos obtidos com *T. pretiosum* linhagem RV em ovos de *P. includens* e *A. gemmatilis* apontam para a possibilidade de controle conjunto destas duas pragas na cultura da soja, com utilização desse parasitóide de ovos;

16. O estudo da seletividade de inseticidas à fase de ovo de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos clorfluazuron 10,0 e 35,0; methoxyfenozide 19,2; clorpirifós 240,0 e teflubenzuron 7,5 são inócuos; alfacipermetrina 10,0; zetacipermetrina 10,0; metonil 86,0; lufenuron 7,5; teflubenzuron 12,0 e endosulfan 525,0 são levemente nocivos; triflumuron 14,4 e 24,0; metomil 322,5; endosulfan 875,0 são moderadamente nocivos e lambdacialotrina 3,75; tiodicarbe 56,0; esfenvalerate 7,5 e espinosade 24,0 são nocivos;

17. O estudo da seletividade de inseticidas à fase de larva de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos clorfluazuron 10,0 e 35,0; zetacipermetrina 10,0; methoxyfenozide 19,2; lufenuron 7,5 são inócuos; alfacipermetrina 10,0; lambdacialotrina 3,75; metomil 86,0; tiodicarbe 56,0; clorpirifós 240,0; teflubenzuron 7,5 e 12,0 são levemente nocivos; metomil 322,5; endosulfan 525,0 e 875,0 são moderadamente nocivos; triflumuron 14,4 e 24,0; esfenvalerate 7,5 e espinosade 24,0 são nocivos;

18. O estudo da seletividade de inseticidas à fase de pupa de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos clorfluazuron 10,0; triflumuron 14,4; alfacipermetrina 10,0; zetacipermetrina 10,0; methoxyfenozide 19,2; teflubenzuron 7,5 e 12,0; endosulfan 525,0 são inócuos; clorfluazuron 35,0; triflumuron 24,0; lambdacialotrina 3,75; metomil 86,0; metomil 322,5; tiodicarbe 56,0; clorpirifós 240,0; lufenuron 7,5 são levemente nocivos; endosulfan 875,0 é moderadamente nocivo; esfenvalerate 7,5 e espinosade 24,0 são nocivos;

19. O estudo da seletividade de herbicidas à fase de ovo de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos lactofen 165; fomesafen 250; fluazifop 125; glifosato 960; glifosato 960 (Roundup Transorb[®]) são inócuos; glifosato 960 (Roundup Original[®]) é levemente nocivo; clorimuron 20; glifosato 972 são nocivos;

20. O estudo da seletividade de herbicidas à fase de larva de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos lactofen 165; fomesafen 250; fluazifop 125; glifosato 960; glifosato 960 (Roundup Transorb[®]); glifosato 960 (Roundup Original[®]); clorimuron 20 são inócuos; glifosato 972 é levemente nocivo;

21. O estudo da seletividade de herbicidas à fase de pupa de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que todos os produtos testados (lactofen 165; fomesafen 250; fluazifop 125; glifosato 960; glifosato 960 (Roundup Transorb[®]); glifosato 960 (Roundup Original[®]); clorimuron 20; glifosato 972) são inócuos;

22. O estudo da seletividade de fungicidas à fase de ovo de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos azoxistrobina 60,0 + ciproconazol 24,0; azoxistrobina 50; miclobutanil 125 são inócuos; tebuconazol 200 + trifloxistrobina 100 é nocivo;

23. O estudo da seletividade de fungicidas à fase de larva de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que: os produtos azoxistrobina 60,0 + ciproconazol 24,0; azoxistrobina 50; miclobutanil 125 são inócuos; tebuconazol 200 + trifloxistrobina 100 é levemente nocivo;

24. O estudo da seletividade de fungicidas à fase de pupa de *T. pretiosum* linhagem RV demonstra que todos os produtos testados (azoxistrobina 60,0 + ciproconazol 24,0; azoxistrobina 50; miclobutanil 125; tebuconazol 200 + trifloxistrobina 100) são inócuos;

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, W.S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, Manasha, v. 18, p. 265-267, 1925.
- ALENCAR, J.A.; HAJI, F.N.P.; OLIVEIRA, J.V.; MOREIRA, A.N. Biologia de *Trichogramma pretiosum* Riley em ovos de *Sitotroga cerealella* (Oliver). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, p. 1669-1674, 2000.
- ALFORD, A.R.; HAMMOND JUNIOR, A.N. Plusinae (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Louisiana soybeans ecosystems as determined with looplure-baited traps. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 75, n. 4, p. 647-650, 1982.
- ALMEIDA, R.P.; SILVA, C.A.D.; MEDEIROS, M. B. **Tecnologia de produção massal e manejo de *Trichogramma* para o controle biológico de pragas**. Campina Grande: EMBRAPA Algodão, 1998. 61 p. (EMBRAPA. CNPA. Documentos, 60).
- ÁVILA, C.J.; NAKANO, O. Efeito do regulador de crescimento lufenuron na reprodução de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 293-299, 1999.
- ÁVILA, C.J.; MILANEZ, J.M.; PARRA, J.R.P. Previsão de ocorrência de *Diabrotica speciosa* utilizando-se o modelo de graus dias de laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 4, p. 427-432, 2002.
- BEACH, R.M.; TODD, J.W. Toxicity of Avermectin to larva and adult soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) and influence on larva feeding and adult fertility and fecundity. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 78, n. 5, p. 1125-1128, 1985.
- BESERRA, E.B. **Biologia, etologia e capacidade de parasitismo de *Trichogramma* spp. visando ao controle biológico de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797)**. 2000. 133 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2000.
- 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.
- BESERRA, E.B.; DIAS, C.T.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.

BIEVER, K.D. Effect of the temperature on rate of search by *Trichogramma* and its potential application in field releases. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 1, p. 194-197, 1972.

BIGLER, F.; BIERI, M.; FRITSCHY, A.; SEIDEL, K. Variation in locomotion between strains of *Trichogramma maidis* and its impact on parasitism of eggs of *Ostrinia nubilalis* in the field. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Vlasakker, v. 49, p. 283-290, 1988.

BLEICHER, E. **Biologia e exigências térmicas de populações de *Trichogramma* (Hym.: Trichogrammatidae)**. 1985. 80 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1985.

BLEICHER, E.; PARRA, J.R.P. Espécies de *Trichogramma* parasitóides de *Alabama argillacea*. I. Biologia de três populações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 8, p. 929-940, 1989.

_____. Espécies de *Trichogramma* parasitóides de *Alabama argillacea*. III. Determinação das exigências térmicas de três populações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 2, p. 215-219, 1990.

BORBA, R.S.; GARCIA, M.S.; KOVALESKI, A.; COMIOTTO, A.; CARDOSO, R.L. Biologia e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre ovos de *Bonagota cranaodes* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae) **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 5, p. 1345-1352, 2006.

BOTELHO, P.S.M. Eficiência de *Trichogramma* em campo. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 303-318.

BOTELHO, P.S.M.; PARRA, J.R.P.; CHAGAS NETO, J.F.; OLIVEIRA, C.P.B. Associação do parasitóide de ovos *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e do parasitóide larval *Cotesia flavipes* (Cam.) (Hymenoptera: Braconidae) no controle de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 491-496, 1999.

BOTELHO, P.S.M.; PARRA, J.R.P.; MAGRINI, E.A.; HADDAD, M.L.; RESENDE, L.C.L. Parasitismo de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) (Lep.: Pyralidae) por *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hym.: Trichogrammatidae) em duas variedades de cana-de-açúcar conduzidas em dois espaçamentos de plantio. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 39, n. 3, p. 591-595, 1995.

BOURCHIER, R.S.; SMITH, S.M. Influence of environmental conditions and parasitoid quality on field performance of *Trichogramma minutum*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Vlasakker, v. 80, n. 3, p. 461-468, 1996.

BOWEN, W.R.; STERN, V.M. Effect of the temperature on the production of males and sexual mosaics in a uniparental race of *Trichogramma semifumatum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 59, n. 4, p. 823-834, 1966.

BUENO, A.F. **Seletividade de inseticidas e acaricidas utilizados na cultura dos citros para *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera, Chrysopidae) em condições de laboratório**. 2001. 88 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2001.

BUENO, R.C.O.F.; PARRA, J.R.P.; BUENO, A.F.; MOSCARDI, F.; OLIVEIRA, J.R.G.; CAMILLO, M.F. Sem barreira. **Revista Cultivar**, Pelotas, v. 55, n. 93, p.12-15, fev./mar. 2007.

BURBUTIS, P.P.; KOEPKE, C.H. European corn borer control in peppers by *Trichogramma nubbilale*. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 16, n. 2, p. 360-364, 1981.

BUTLER JUNIOR., G.D.; LÓPEZ, J.D. *Trichogramma pretiosum*: Development in two hosts in relation to constant and fluctuating temperatures. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 73, n. 6, p. 671-673, 1980.

CALVIN, D.D.; KNAPP, M.C.; WELCH, S.M.; POSTON, F.L.; ELZINGA, R.J. Impact of environmental factors on *Trichogramma pretiosum* reared on southwestern corn borer eggs. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 13, n. 3, p. 774-780, 1984.

CAÑETE, C.L. **Seletividade de inseticidas a espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**. 2005. 106 p. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.

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

_____. Seletividade de alguns produtos fitossanitários a duas linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 25, p. 583-591, 2001b.

CARVALHO, G.A.; TIRONI, P.; RIGITANO, R. L. O.; SALGADO, L. O. Seletividade de inseticidas reguladores de crescimento de insetos à *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 23, p. 431-434, 1994.

CÔNSOLI, F.L.; PARRA, J.R.P. Effects of constant and alternating temperatures on *Trichogramma galloi* Zucchi (Hym.: Trichogrammatidae) biology. I. Developmental and thermal requirements. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 119, p. 415-418, 1995a.

_____. Effects of constant and alternating temperatures on *Trichogramma galloi* Zucchi (Hym.: Trichogrammatidae) biology. II. Parasitism capacity and longevity. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 119, p. 667-670, 1995b.

_____. Biology of *Trichogramma galloi* and *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) reared in vitro and in vivo. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 89, n. 6, p. 828-834, 1996.

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

CÔNSOLI, F.L.; KITAJIMA, E.; PARRA, J. 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**, Seewiesen, v. 28, p. 211-229, 1999.

CÔNSOLI, F.L.; ROSSI, M.M.; PARRA, J.R.P. Developmental time and characteristics of the immature stages of *Trichogramma galloi* and *T. pretiosum* (Hymenoptera, Trichogrammatidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 43, n. 3/4, p. 271-275, 1999.

DE LA TORRE, S.L. **Trichogramma**: biología, sistemática y aplicación. La Habana: Editorial Científico Técnica, 1993. 316 p.

DEGRANDE, P.E.; REIS, P.R.; CARVALHO, A.; BELARMINO, L. Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil**: parasitóides e predadores. São Paulo: Manole, 2002. cap. 5, p. 71-86.

DHADIALLA, T.S.; CARLSON, G.R.; LE, D.P. New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 545-569, 1998.

DOBZHANSKY, T.; WRIGHT, S. Genetics of natural populations x Dispersion rates in *Drosophila pseudoobscura*. **Genetics**, Toronto, v. 28, p. 304-340, 1943.

EICHLIN, T.D.; CUNNINGHAM, H.B. The Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) of America North of Mexico, emphasizing genitalia and larval morphology. **Technical Bulletin**, Idaho, n. 1567, p. 1-122, 1978.

EMBRAPA. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Londrina: Embrapa Soja, 2000. 70 p.

_____. **Tecnologia de produção de Soja**: região central do Brasil - 2007. Londrina: Embrapa Soja; Embrapa Cerrados; Embrapa Agropecuária Oeste, 2006. 225 p.

- ESTEVAM, R.C.; DIAZ, E.M.; PARRA, J.R.P.; FORTI, P.R.; ZUCCHI, O.L.A.D. Determinação das exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 em *Heliothis virescens* (Fabr., 1781) e *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 11., 1987, Campinas. **Resumos...** Campinas: SEB, 1987. p. 255.
- FALEIRO, F.G.; PICANÇO M.C., PAULA S.V., BATALHA, V.C. Seletividade de inseticidas a *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e ao predador *Doru luteipes* (Scudder) (Dermaptera: Forficulidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 24, n. 2, p. 247-252, 1995.
- FLANDERS, S.E. Biological control of the codling moth (*Carpocapsa pomonella*). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 20, p. 644, 1927.
- FNP CONSULTORIA & AGROINFORMATIVOS. Soja. In: _____. **Agrianual 2004**: anuário da agricultura brasileira. São Paulo, 2007. p. 241-268.
- FOERSTER, L.A. Seletividade de pesticidas a predadores e parasitóides. In PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S. BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil**: parasitóides e predadores. São Paulo: Manole, 2002. cap. 6, p. 95-103.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C.; FILHO, E.B.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.L.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.
- GARCIA, M.S. **Bioecologia e potencial de controle biológico de *Ecdytolopha aurantiana* (Lima, 1927) (Lepidoptera: Tortricidae), o bicho-furão-dos-citrus, através de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879**. 1998. 118 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1998.
- GIOLO, F.P.; GRÜTZMACHER, A. D.; PROCÓPIO, S. O.; MANZONI, C. G.; LIMA, C. A. B.; NÖRNBERG, S. D. Seletividade de formulações de glyphosate a *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Planta Daninha**, Viçosa, v. 23, n. 3, p. 457-462, 2005.
- GLEN, D.C.; HOFFMANN, A.A. Developing a commercially viable system for biological control of light apple moth (Lep.: Tortricidae) in grapes using endemic *Trichogramma* (Hym.: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 90, p. 370-382, 1997.
- GOMES, S.M. **Comparação de três hospedeiros alternativos para criação e produção massal de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 e *T. galloi* Zucchi, 1988**. 1997. 106 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1997.

GOMES, S.M.; PARRA, J.R.P. The parasitization as a tool for factitious host selection for *Trichogramma galloi* and *T. pretiosum*. **Mitteilungen Ans Der Biologischen Bundesanstalt Für Land Und Forstwirtschaft Berlin**, Berlin, v. 5, n.1, p. 13-23, 1998.

GOODENOUGH, J.L.; HARSTACK, A.W.; KING, E.G. Developmental models for *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) reared on four hosts. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 76, n. 5, p. 169-189, 1983.

GRAVENA, S.; LARA, F.M. Efeito de alguns inseticidas sobre predadores entomófagos em citrus. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 5, n. 1, p. 39-42, 1976.

GRAVENA, S.; LEÃO NETO, R.R.; MORETTI, F.C.; TOZATTI, G. Eficiência de inseticidas sobre *Selenaspidus articulatus* (Morgan) (Homoptera: Diaspididae) e efeito sobre inimigos naturais em pomar cítrico. **Científica**, Jaboticabal, v. 16, n. 2, p. 209-217, 1988.

GRAVENA, S.; FERNANDES, O.D.; SANTOS, A.C.; PINTO A.S.; PAIVA P.S.B. Efeito de buprofezin e abamectin sobre *Pentilia egea* (Muls.) (Coleoptera: Coccinellidae) e crisopídeos em citros. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 21, n. 1, p. 215-217, 1992.

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

HADDAD, M.L.; PARRA, J.R.P.; MORAES, R.C.B. **Métodos para estimar os limites térmico inferior e superior de desenvolvimento de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1999. 29 p.

Haji, F.N.D.; PREZOTTI, L.; CARNEIRO, J.S.; ALENCAR, J.A. *Trichogramma pretiosum* para o controle de pragas no tomateiro industrial. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S. BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. cap. 28, p. 477-494.

Haji, F.N.D.; JIMENEZ VELASQUEZ, J.; BLEICHER, E.; ALENCAR, J.A.; Haji, A.T.; DINIZ, R.S. **Tecnologia de produção massal de *Trichogramma* spp.** Petrolina: EMBRAPA CPATSA, 1998. 24 p.

HASSAN, S.A. Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficials organisms: description of test methods. In: _____. **Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficials organism**. Montfavet: Bulletin OILB/SROP, 1992. cap. 3, p.18-39.

_____. The mass rearing and utilization of *Trichogramma* to control lepidopterous pests: achievements and outlook. **Pesticide Science**, London, v. 37, p. 387-391, 1993.

_____. Strategies to select *Trichogramma* species for use in biological control. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S.A. (Ed). **Biological control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB International, 1994. chap. 3, p. 55-68.

_____. Seleção de espécies de *Trichogramma* para o uso em programas de controle biológico. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap. 7, p. 183-206.

HASSAN, S.A.; KOLHER, E.; ROST, W. M. Mass production and utilization of *Trichogramma*: control of the codling, *Cydia pomonella* and the summer fruit tortrix moth *Adoxophyes orana* (Lepidoptera: Tortricidae). **Entomophaga**, Paris, v. 33, p. 413-420, 1998.

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

HERZOG, D.C. Sampling soybean looper on soybean. In: KOGAN, M.; HERZOG, D.C. (Ed.). **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Springer-Verlag, 1980. p. 140-168.

HOHMANN, C. L. Efeito de diferentes inseticidas sobre a emergência de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 20, n. 1, p. 59-65, 1991.

_____. Efeito de alguns inseticidas sobre adultos de *Trichogramma pretiosum* Riley. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 22, n. 3, p. 563-567, 1993.

INOUE, M.S.R.; PARRA, J.R.P. Efeito da temperatura no parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 sobre ovos de *Sitotroga cerealella* (Oliv., 1819). **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 55, p. 222-226, 1998.

JACOBS, R.J.; KOUSKOLEKAS, C.A.; GROSS JR., H.R. Responses of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to residues of permethrin and endosulfan. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 13, p. 355-358, 1984.

JENSEN, R.L.; NEWSOM, L.D.; GIBBENS, J. The soybean looper: effects of adult nutrition on oviposition, mating frequency, and longevity. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 67, p. 467-470, 1974.

KANOUR JUNIOR, W.W.; BURBUTIS, P.P. *Trichogramma nubilale* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) field releases in the corn and hypothetical model for control of European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 77, n. 1, p. 103-107, 1984.

KELLER, M.A.; LEWWIS, W.J.; STINNER, R.E. Biological and practical significance of movement by *Trichogramma* species: a review. **Southwestern Entomologist**, College Station, v. 8, p. 138-155, 1985.

KING, A.B.S.; SAUNDERS, J.L. **Las plagas invertebradas de cultivos anuales em America Central**. London: Overseas Development Administration, 1985. 182 p.

KING, E.G.; BULL, D.L.; BOUSE, L.F.; PHILIPS, J.R. Introduction: biological control of *Heliothis* spp. in cotton by augmentative releases of *Trichogramma*. **Southwestern Entomologist**, College Station, v. 8, p. 1-10, 1985.

KNIPLING, E.F. The theoretical basis for augmentation of natural enemies. In: RIDGWAY, R.L.; VINSON, S.B. (Ed.). **Biological control by augmentation of natural enemies**. New York: Plenum Press, 1977. p. 79-123.

KNUTSON, A. **The *Trichogramma* manual**. Texas: Texas A&M University, 1998. 42 p. (Texas A&M University: B-6071).

KOGAN, M.; COPE, D. Feeding and nutrition of insects associated with soybeans. 3. Food intake, utilization and growth in the soybean looper, *Pseudoplusia includens*. **Annals of the Entomologica Society of America**, Lanham, v. 67, n. 1, p. 66-72, 1974.

KOGAN, M.; TURNPSEED, S.G. Ecology and management of soybean arthropods. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 32, p. 507-538, 1987.

LI, S.Y.; SIROIS, G.M.; LUCZYNSKI, A.; HENDERSON, D.E. Indigenous *Trichogramma* (Hym.: Trichogrammatidae) parasiting eggs of *Rhopobota naevana* (Lep.: Tortricidae) on cranberries in British Columbia. **Entomophaga**, Paris, v. 38, p. 313-315, 1993.

LOPES, J.R.S. **Estudos bioetológicos de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hym.: Trichogrammatidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) (Lep.: Pyralidae)**. 1988. 141 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1988.

LUND, H.O. Studies on longevity and productivity in *Trichogramma evanescens*. **Journal of Agriculture Research**, Lahore, v. 56, n. 6, p. 421-429, 1938.

MANZONI, C.G.; GRUTZMACHER, A.D.; GIOLO, F.P.; HARTER, W. R.; CASTILHOS, R.V.; PASCHOAL, M.D.F. Seletividade de agroquímicos utilizados na produção integrada de maçã aos parasitóides *Trichogramma pretiosum* Riley e *Trichogramma atopovirilia* Oataman & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **BioAssay**, Piracicaba, v. 2, n. 1, p. 1-11, 2007.

MASON, L.J.; MACK, T.P. Influence of temperature on oviposition and adult female longevity for the soybean looper, *Pseudoplusia includens* (Walker) (Lepidoptera Noctuidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v. 13, n. 2, p. 379-383, 1984.

MILLS, N.; PICKEL, C.; MANSFIELD, S.; McDOUGALL, S.; BUCHNER, R.; CAPRILE, J.; EDSTRON, J.; ELKINS, R.; HASEY, J.; KELLY, K.; KRUEGER, B.; OLSON, B.; STOCKER, R. Mass releases of *Trichogramma* wasps can reduce damage from codling moth. **California Agriculture**, Davis, v.56, p.22-25, 2000.

MITCHEL, E.R. Life history of *Pseudoplusia includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of the Georgia Entomological Society**, Griffin, v. 2, n. 2, p. 53-57, 1967.

MOLINA, A. **Soja**: expectativa x frustração. Disponível em: <www.embrapa.br/Famasul.htm>. Acesso em: 10 abr. 2007.

MOLINA, R.M.S. **Bioecologia de duas espécies de *Trichogramma* para o controle de *Ecdytolopha aurantiana* (Lima, 1927) (Lepidoptera: Tortricidae) em citros**. 2003. 80 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.

MOLINA, R.M.S.; FRONZA, V.; PARRA, J.R.P. Seleção de *Trichogramma* spp., para o controle de *Ecdytolopha aurantiana*, com base na biologia e exigências térmicas. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 49, n. 1, p. 152-158, 2005.

MORAES, R.R.; LOECK, A.E.; BELARMINO, L.C. Inimigos naturais de *Rachiplusia nu* (Grenée, 1852) e de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae) em soja no Rio Grande do Sul. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 1, p. 57-64, 1991.

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

NAVA, D.E.; HADDAD, M.L.; PARRA, J.R.P. Exigências térmicas, estimativa do número de gerações de *Stenoma canetifer* e comprovação do modelo em campo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n. 10, p. 961-967, 2005.

NEUFFER, U. The use of *Trichogramma evanescens* Westw. in sweetcorn fields. A contribution to the biological control of the european corn borer *Ostrinia nubilalis* Hbn. in south west Germany. In: SYMPOSIUM INTERNATIONAL SUR LES TRICHOGRAMMES, 1., 1982, Antibes. **Proccedings...** Antibes: INRA, 1982. p.231-237. (Les Colloques INRA, 9).

PANIZZI, A.R. Manejo integrado de pragas da soja no Brasil. In: CROCOMO, W.D. (Ed.). **Manejo integrado de pragas**. São Paulo: Ícone, 1990. cap. 15, p. 293-321.

PANIZZI, A.R.; CORREA-FERREIRA, B. Dynamics in the insect fauna adaptation to soybean in the tropics. **Trends in Entomology**, Trivandrum, v. 1, p. 71-88, 1997.

_____. O controle biológico aplicado e o manejo integrado de pragas. In: SIMPÓSIO DE AGRICULTURA ECOLÓGICA, 1., 1993, Campinas. **Resumos...** Campinas: Instituto Agrônômico de Campinas, 1993. p. 116-139.

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

_____. **Técnicas de criação de insetos para programa de controle biológico**. 6. ed. Piracicaba: FEALQ, 2001. 134 p.

_____. A passos lentos. **Revista Cultivar**, Pelotas, v.54, n. 92, p.10-12, abr. 2007.

PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. Uso de *Trichogramma pretiosum* no controle de pragas. In: NAKANO, O.; SILVEIRA, NETO, S.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Atualização sobre métodos de controle de pragas**. Piracicaba: FEALQ, 1986. p. 54-75.

_____. *Trichogramma* in Brazil: feasibility of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology**, Vacaria, v. 33, n. 3, p. 271-281, 2004.

_____. Utilização de *Trichogramma* no Brasil: situação atual e desafios. In: VENSON, M.; PAULA Jr., T.J.; PALLINI, A. **Avanços no controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: EPAMIG, 2008. cap. 1, p. 1-29.

PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; SILVEIRA NETO, S. Biological control of pests through egg parasitoids of the genera *Trichogramma* and/or *Trichogrammatoidea*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 82, p. 153-160, 1987.

PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. Controle biológico uma visão inter e multidisciplinar. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. cap. 8, p. 125-142.

PARRA, J.R.P.; LOPES, J.R.S.; SERRA, H.J.P.; SALES JR. Metodologia de criação de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) para produção massal de *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jabotical, v. 18, n. 2, p. 403-415, 1989.

PEREIRA, F.F. **Biologia e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* RILEY, 1879 e *T. exiguum* PINTO & PLATNER, 1978 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) criados em ovos de *Plutella xylostella* (L., 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) visando ao seu zoneamento ecológico**. 2003. 74 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal Rural do Recife, Recife, 2003.

PEREIRA, F.F.; BARROS, R.; PRATISSOLI, D.; PARRA, J.R.P. Biologia e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley e *T. exiguum* Pinto & Planter (Hymenoptera: Trichogrammatidae) criados em ovos de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). **Neotropical Entomology**, Vacaria, v. 33, p. 231-236, 2004.

PINTO, A.S.; PARRA, J.R.P. Liberações de inimigos naturais. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CÔRREA-FERREIRA, B.S. BENTO, J.M.S. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 325-342.

PINTO, J.D. Taxonomia de Trichogrammatidae (Hymenoptera) com ênfase nos gêneros que parasitam Lepidoptera. In PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap. 1, p. 13-39.

_____. A review of the new world genera of Trichogrammatidae (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research**, Lawrence, v. 15, n. 1, p. 38-163, 2006.

PINTO, J.D.; STOUTHAMER, R. Systematics of the Trichogrammatidae with emphasis on *Trichogramma*. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S.A. (Ed.). **Biological control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB International, 1994. cap. 1, p. 1-36.

PRATISSOLI, D. **Bioecologia de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879, nas traças, *Scrobipalpuloides absoluta* (Meyrick, 1917) e *Phthorimaea operculella* (Zeller, 1873), em tomateiro**. 134 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1995.

PRATISSOLI, D.; PARRA, J.R.P. Desenvolvimento e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley, criados em duas traças do tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, n.7, p.1281-1288, 2000.

_____. Seleção de linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para o controle das traças *Tuta absoluta* (Meyrick) e *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Neotropical Entomology**, Vacaria, v. 30, n. 2, p. 277-282, 2001.

PRATISSOLI, D.; THULLER, R.T.; PEREIRA, F.F.; REIS, E.F. Ação transovariana de lufenuron (50 G/L) sobre adultos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e seu efeito sobre o parasitóide de ovos *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 28, n. 1, p. 9-14, 2004b.

PRATISSOLI, D.; VIANNA, U. R.; ZAGO, H. B.; PASTORI, P. L. Capacidade de dispersão de *Trichogramma* em tomateiro estaqueado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n. 6, p. 613-616, 2005.

PRATISSOLI, D.; PEREIRA, F.F.; BARROS, R.; PARRA, J.R.P.; PEREIRA, C.L.T. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos da traça-das-crucíferas sob diferentes temperaturas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 4, p. 754-757, 2004a.

PRATISSOLI, D.; FORNAZIER, M.J.; HOLTZ, A.M.; GONÇALVES, J.R.; CHIORAMITAL, A.B.; ZAGO, H.B. Ocorrência de *Trichogramma pretiosum* em áreas comerciais de tomate, no Espírito Santo, em regiões de diferentes altitudes. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, p. 73-76, 2003.

RAMIRO, Z.A.; OLIVEIRA, D.A. Influência da desfolhação artificial na produtividade da cultura da soja. **O Biológico**, São Paulo, v. 41, p. 97-104, 1975.

REID, J.C.; GREENE, G.L. The soybean looper pupal weight, development time and consumption of soybean foliage. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 56, n. 3, p. 203-206, 1973.

RESENDE, D.L.M.C.; CIOCIOLLA, A.I. Capacidade de parasitismo de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes temperaturas. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 20, p. 421-424, 1996.

REYNOLDS, S.E. The cuticle, growth regulators and moulting in insects: the essential background to the action of acylurea insecticides. **Pesticide Science**, London, v. 20, p. 131-146, 1987.

ROCHA, L.C.D.; CARVALHO, G.A. Adaptação da metodologia padrão da IOBC para estudos de seletividade com *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições de laboratório. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 26, n. 3, p. 315-320, 2004.

ROCHA, M.M. **Seleção de linhagens experimentais de soja para adaptabilidade e estabilidade fenotípica**. 2002. 173 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.

ROHLF, F.J.; SOKAL, R.R. Coefficients of correlation and distances in numerical taxonomy. **Kansas University Science Bulletin**, Lawrence, n. 45, p. 184-200, 1965.

SÁ, L.A.N. de; PARRA, J.R.P. Efeito do número e intervalo entre liberações de *Trichogramma pretiosum* Riley no parasitismo e controle de *Helicoverpa zea* (Boddie), em milho. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 50, n. 3, p. 355-359, 1993.

_____. Biology and parasitism of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hym.: Pyralidae) on *Ephestia kuehniella* (Zeller) and *Heliothis zea* (Boddie) (Lep.: Noctuidae) eggs. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 118, p. 38-43, 1994.

SÁ, L.A.N.; PARRA, J.R.P.; SILVEIRA NETO, S. Capacidade de dispersão de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 para o controle de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) em milho. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 50, n. 2, p. 226-231, 1993.

SANTOS, A.C.; GRAVENA, S. Eficiência de diflubenzuron para ácaro da falsa ferrugem *Phyllocoptruta oleivora* (Ash.) (Acari: Eriophyidae) e seletividade à *Pentilia egena* (Muls.) (Coleoptera: Coccinellidae) e ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 24, n. 2, p. 345-351, 1995.

_____. Seletividade de acaricidas a insetos e ácaros predadores em citros. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 26, n. 1, p. 99-105, 1997.

SANTOS, A.C.; BUENO, A.F.; BUENO, R.C.O.F. Seletividade de defensivos agrícolas aos inimigos naturais. In: PINTO, A.S.; NAVA, D.E.; ROSSI, M.M.; MALERBO-SOUZA, D.T. **Controle biológico de pragas na prática**. Piracicaba: FEALQ, 2006. p. 221-227.

SGRILLO, R.B. A distribuição de Weibull como modelo de sobrevivência de insetos. **Ecossistema**, Espírito Santo do Pinhal, v. 7, p. 9-13, 1982.

SHOREY, H.H.; ANDRES, L.A.; HALE, R.L. The biology of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). I. Life history and behavior. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 55, n. 5, p. 591-597, 1962.

SILVA, S.M.T.; HOHMANN, C.L. Parasitismo de ovos de *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae) em mandioca por *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 17, p. 87-93, 1988.

SINGH, P.P.; VARMA, G.C. Comparative toxicities of some insecticides to *Chrysoperla carnea* (Chrysopidae: Neuroptera) and *Trichogramma brasiliensis* (Trichogrammatidae: Hymenoptera), two arthropod natural enemies of cotton pests. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 15, p. 23-30, 1986.

SMITH, S.M. Methods and timing of releases of *Trichogramma* to control lepidopterous pests. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S.A. **Biological control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB International, 1994. chap. 6, p. 113-126.

_____. Biological control with *Trichogramma*: Advances, successes and potencial of their use. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 41, p. 375-406, 1996.

SMITH, S.M.; HUBBES, M.; CARROW, J.R. Factors affecting inundative releases of *Trichogramma* Ril. against the spruce budworm, **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 101, p. 29-39, 1986.

SOSA-GOMEZ, D.R.; OLIVEIRA, L.J. **Pragas secundárias preocupam sojicultores na safra 2003/2004**. Disponível em: <www.embrapa.br/sistemadealerta.htm>. Acesso em: 10 abr. 2007.

STEIN, C.P.; PARRA, J.R.P. Uso da radiação para inviabilizar ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) visando estudos com *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 16, n. 1, p. 229-231, 1987.

STOUTHAMER, R. The use of sexual versus asexual wasps in biological control. **Entomophaga**, Paris, v. 38, p. 3-6, 1993.

STOUTHAMER, R.; LUCK, R.F.; HAMILTON, W.D. Antibiotics cause parthenogenetic *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) to revert to sex. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA**, Washington, v. 87, p. 2424-2427, 1990.

STOUTHAMER, R.; BREEUWER, J.A.J.; LUCK, R.F.; WERREN, J.H. Molecular identification of microorganisms associated with parthenogenesis. **Nature**, London, v. 361, p. 66-68, 1993.

SUH, C.P.C.; ORR, D.B.; VAN DUYN, J. W. Effect of insecticides on *Trichogramma exiguum* (Trichogrammatidae: Hymenoptera) preimaginal development and adult survival. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.93, p.577-583, 2000.

TAKADA, Y.; KAWAMURA, S.; TANAKA, T. Effects of various insecticides on the development of the egg parasitoid *Trichogramma dendrolimi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.94, n.6, p.1341-1343, 2001.

TIRONI, P. Aspectos bioecológicos de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 e *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hym.: Trichogrammatidae), como agentes de controle biológico de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lep.: Noctuidae). 1992. 74 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura de Lavras, Lavras, 1992.

TORRES, J.B.; PRATISSOLI, D.; ZANUNCIO, J.C. Exigências térmicas e potencial de desenvolvimento dos parasitóides *Telenomus podisi* (Ashmed) e *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) em ovos do percevejo predador *Podisus nigrispinus* (Dallas). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 26, n. 3, p. 445-453, 1997.

TORRES, M.L.G. Controle biológico de *Ecdytolopha aurantiana* (Lima, 1927) (Lepidoptera: Tortricidae) com *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983. 2005. 101 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2005.

VAN LENTEREN, J.C. Designing and implementing quality control of beneficial insects: towards more reliable biological pest control. **IOBC/OILB Bulletin**, Antibes, n. 7, p. 67-72, 1993.

VÁZQUEZ, W.R.C. **Biologia comparada de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae) em dietas naturais e artificiais e efeito de um vírus de poliedrose nuclear na sua mortalidade e no consumo da área foliar da soja.** 1986. 164 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1986.

VINSON, S.B. Comportamento de seleção hospedeira de parasitóides de ovos, com ênfase na família Trichogrammatidae. In PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. ***Trichogramma e o controle biológico aplicado***. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap. 4, p. 67-120.

WERREN J.H. Biology of *Wolbachia*. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 42, p. 587-609, 1997.

XU, B.; ZHEN, H.; LU, Q.; ZHAO, S. HU, Z. Three evidence of the original area of soybean. In: WORLD SOYBEAN RESEARCH CONFERENCE, 1989, Buenos Aires. **Proceedings...** Buenos Aires: Association Argentina de la Soja, 1989. p. 124-128.

YOUNG, S.Y.; YEARIAN, W.C. Nuclear polyhedrosis virus infection of *Pseudoplusia includens* (Lep.: Noctuidae) larvae effect on post larval stages and transmission. **Entomophaga**, Paris, v. 27, n. 1, p. 61-66, 1982.

YU, D.S.K.; LANG, J.E.; HAGLEY, A.C. Dispersal of *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in apple orchard after inundative releases. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 13, n. 2, p. 371-374, 1984.

ZACHRISSON, B.A. **Bioecologia de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879, para o controle de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, na cultura da soja.** 1997. 106 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1997.

ZACHRISSON, B.A.; PARRA, J.R.P. Capacidade de dispersão de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 para o controle de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 em soja. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 55, n. 1, p. 133-137, 1998.

ZAGO, H.B.; PRATISSOLI, D.; BARROS, R.; GODIM JR., M.G.C. Biologia e exigências térmicas de *Trichogramma pratissolii* Querino & Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em hospedeiros alternativos. **Neotropical Entomology**, Vacaria, v. 35, n. 3, p. 377-381, 2006.

ZUCCHI, R.A.; MONTEIRO, R.C. O gênero *Trichogramma* na América do Sul. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. ***Trichogramma e o controle biológico aplicado***. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap. 2, p. 41-66.