ABORDAGEM SOBRE *Anticarsia gemmatalis*, SEUS INIMIGOS NATURAIS *Trichogramma* E *Bacillus thuringienses* E A INTERAÇÃO ENTRE ESTES

Carolina de Oliveira Bernardes[1]

[1] Mestre em Produção Vegetal no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES) Alegre – ES (carolina.bernard@hotmail.com)

Data de recebimento: 07/10/2011 - Data de aprovação: 14/11/2011

RESUMO

A soja é considerada um dos produtos de maior importância para a economia brasileira e dentre as pragas mais importantes, que limitam a sua produção, destaca-se *Anticarsia gemmatalis.* Visando reduzir a utilização de inseticidas no controle de pragas, têm-se buscado alternativas de controle, dentre as quais a utilização do controle biológico. Entre os agentes de controle biológico se destacam a bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis* (Bt) e os parasitoides de ovos do gênero Trichogramma*.* O objetivo deste trabalho foi elucidar a importância de estudos com relação a esses inimigos naturais separadamente e em interação no controle da *Anticarsia gemmatalis.*

PALAVRAS-CHAVE: Soja, Controle Biológico, *Bacillus thuringiensis*, *Trichogramma*.

APPROACH ABOUT *Anticarsia gemmatalis*, ITS NATURAL ENEMIES *Trichogramma*, *Bacillus thuringienses* AND THE INTERACTION AMONG THEM.

ABSTRACT

Soybean is considered one of the most important products to the Brazilian economy and among the most important pests, which make its production limited, *Anticarsia gemmatalis* is detached. Aiming to reduce the use of insecticides on the pests control, alternatives of control have been searched, among these the use of biological control. Among the biological control agents the entomopathogenic bacterium *Bacillus thuringiensis* (Bt) and the egg parasitoids from the genus Trichogramma are detached. The objective of this work was to elucidate the importance of studies related to these natural enemies separately or in interaction on the control of *Anticarsia gemmatalis*.

KEYWORDS: Soybean, Biological control, *Bacillus thuringiensis*, Trichogramma.

INTRODUÇÃO

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) constitui um dos produtos de maior relevância para a economia brasileira, considerada a cultura de maior crescimento, na segunda metade do século XX. Sua posição se destaca no país como fonte de proteína e de óleo vegetal, para consumo interno ou através das exportações. Os países maiores produtores de soja são, também, os maiores exportadores, sendo o principal os Estados Unidos, seguidos pelo Brasil e Argentina (MAGRINI *et. al*., 1999).

Essa cultura, porém, está sujeita, durante todo o seu ciclo, ao ataque de diferentes espécies de insetos e dentre as pragas mais importantes, a *Anticarsia*

gemmatalis Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), apresenta-se como a lagarta desfolhadora que acarreta maiores prejuízos para a cultura (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000), sendo considerada uma das principais pragas da cultura da soja no Hemisfério Ocidental (TURNIPSEED & KOGAN, 1976).

Em sistemas de produção agrícola, o controle de pragas é realizado através de aplicações frequentes de inseticidas químicos, considerado método predominante para reduzir o risco de danos econômicos das culturas (NEGREIRO et. al., 2004). Mesmo que o controle químico tenha importância para esta finalidade, o uso de produtos de alta toxicidade e de amplo espectro pode resultar em efeitos adversos ao homem e ao ambiente (MOSCARDI & SOUZA, 2002).

O número de pesquisas com relação a microrganismos capazes de promover o controle biológico de pragas agrícolas e de interesse na saúde pública tem aumentado devido ao elevado custo dos agrotóxicos e aumento da resistência das pragas a esses produtos. Além desses fatores, a crescente preocupação com o meio ambiente também tem grande contribuição para que as pesquisas aumentem, visando diminuir a agressão constante que o ecossistema vem sofrendo por intervenções do homem (DESTÉFANO, 2003).

Entre os agentes de controle biológico, destacam-se a bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Eubacteriales: Bacillaceae) e o parasitoide de ovos *Trichogramma* (Hymenoptera**:** Trichogrammatidae). O primeiro é o ingrediente ativo da maioria dos bioinseticidas empregados mundialmente (GLARE & O'CALLAGHAM, 2000) e o segundo é o parasitoide de ovos mais estudado e mais comercializado em todo mundo, no controle de lepidópteros-praga. Liberações inundativas de *Trichogramma* para controle de lepidópteros pragas são investigadas em mais de 50 países (SMITH, 1996).

No Manejo Integrado de Pragas, é comum a utilização de dois ou mais métodos de controle. Embora os efeitos prejudiciais dos bioinseticidas à base de Bt sobre os inimigos naturais (insetos predadores, parasitoides e microrganismos) sejam mínimos e/ou significativamente menores que os dos agrotóxicos, esses não podem ser desprezados e são necessários estudos em regiões onde essas táticas são empregadas em conjunto ou têm potencial de uso (GLARE & O'CALLAGHAM, 2000). Dessa forma, o objetivo deste trabalho é salientar a importância de estudos com relação a esses inimigos naturais separadamente e em interação no controle da *Anticarsia gemmatalis.*

DESENVOLVIMENTO

A LAGARTA DA SOJA *Anticarsia gemmatalis* Hübner*,* 1818 (Lepidoptera*:* Noctuidae)

A lagarta-da-soja (*A. gemmatalis*) é a principal desfolhadora da cultura da soja e se destaca por ser muito ativa e por apresentar grande agilidade. Uma lagarta pode consumir cerca de 90 cm^2 de folhas para completar o seu desenvolvimento. No Brasil, é encontrada em todos os locais de cultivo (HOFFMAN-CAMPO et al*.,* 2000). Inclusive, esse noctuídeo é praga importante em outras culturas, tais como amendoim, alfafa e pastagens (GALLO et al., 2002).

Os ovos de *A. gemmatalis* são de coloração branca, ligeiramente achatados, depositados geralmente na face inferior das folhas isoladamente, embora possam ser encontrados nas hastes e pecíolos em elevadas infestações (GALLO et. al., 2002). A duração da fase de ovo pode variar de acordo com a temperatura de 3 a 4

dias (temperaturas de 30^{o}C a 26^{o}C, respectivamente) (MAGRINI et. al., 1999). A postura é realizada durante a noite, com pico de oviposição entre 21 e 23 horas, sendo que é maior com decréscimo da temperatura e com aumento da umidade. As lagartas recém-eclodidas se alimentam das folhas (GALLO et. al., 2002).

Dependendo das condições ambientais, o estágio larval pode apresentar de cinco a seis ínstares, chegando a medir de 40-50 mm de comprimento (GAZZONI et. al., 1998). As lagartas apresentam variado padrão de coloração e manchas ao longo de seu ciclo de desenvolvimento. A maioria das lagartas geralmente apresenta coloração verde, com cinco estrias brancas longitudinais sobre o dorso, em condições de alta população assumem a coloração negra, mantendo as estrias brancas. (GALLO et. al., 2002).

Possuem quatro pares de falsas pernas abdominais. No segundo instar, aparece uma linha lateral negra e o primeiro e segundo par de prolegos abdominais são aproximadamente 25 a 50% maiores que os prolegos do terceiro par, respectivamente. O segundo instar dura de três a quatro dias e podem chegar a nove mm de comprimento. O terceiro instar também dura de três a quatro dias e a lagarta pode atingir até 16 mm de comprimento. O quarto e quinto instar duram de três a quatro dias e podem alcançar até 25 mm em comprimento. O sexto instar dura cinco dias, completando 25 dias de ciclo larval (SILVA, 1981).

No estágio de pré-pupa, os insetos têm seu tamanho reduzido para 25 milímetros de comprimento, a lagarta para de se alimentar, fica encolhida com aspecto umedecido e coloração rósea no dorso. Esta fase dura cerca de dois dias, ocorrendo no solo a pouca profundidade e após uma semana o adulto emerge (SCHMIDT et. al., 2001).

As pupas de *A. gemmatalis* apresentam coloração verde clara no primeiro dia, tornando-se marrons em seguida. Ficam quase pretas, próxima a emergência do adulto e medem em torno de 17 a 20mm de comprimento. As lagartas de *A. gemmatalis* empupam, em campo, em uma profundidade de cerca de 2 cm da superfície do solo. A duração da fase de pupa é de sete a nove dias no solo (COSTILLA, 1988).

Os adultos são mariposas de coloração marrom-acinzentada e hábitos noturnos. Quando em repouso, as asas anteriores cobrem todo o seu corpo, notando-se perfeitamente uma linha que cruza ambas as asas diagonalmente (GALLO et. al., 2002). Apresentam asas com envergadura de cerca de 40 mm de envergadura. O acasalamento ocorre durante o período noturno (SCHMIDT et. al., 2001).

A BACTÉRIA ENTOMOPATOGÊNICA *Bacillus thuringiensis* Berliner (Eubacteriales: Bacillaceae)

A crescente preocupação com o ambiente, além do aumento da resistência das pragas a agrotóxicos, fez com que o número de pesquisas envolvendo microrganismos capazes de promover o controle biológico de pragas agrícolas e de interesse na saúde pública aumentasse (DESTÉFANO, 2003). Entre esses organismos, destacam-se bactérias, fungos e vírus que são agentes naturais de controle de pragas e que podem ser cultivados em laboratórios e/ou escala industrial (BARRETO, 2005).

A bactéria entomopatogênica *B. thuringiensis* conhecida vulgarmente como Bt, lidera os estudos de patologia e controle microbiano, desde sua descoberta, sendo atualmente um dos principais patógenos de insetos utilizados no controle de

pragas agrícolas (LORD, 2005). Aproximadamente, 200 produtos a base de Bt correspondem a 97% do mercado mundial de bioinseticidas (BRAR et al., 2006). Esses produtos são usados principalmente em países desenvolvidos como os Estados Unidos (POLANCZYK & ALVES 2003).

Em 1911, o Bt foi descrito pela primeira vez por Berliner, quando este isolou o bacilo de *Anagasta kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae). Em seguida, o *B. thuringiensis* foi nomeado dessa forma em homenagem à província de Thuringia (Alemanha), onde foi encontrado o primeiro inseto infectado. Esta foi a primeira descrição utilizando o nome de *Bacillus thuringiensis*, no entanto esse não foi o primeiro isolamento do patógeno. Em 1901, o biólogo S. Ishiwatta isolou a bactéria que era o agente causal da "sotto-disease". Em 1908, Iwabuchi a denominou como *B. sotto* Ishiwatta, que foi, posteriormente, considerado como nome inválido e o nome mais recente (*Bacillus thuringiensis*) foi mantido (GLARE & O'CALLAGHAM, 2000).

Embora o termo Bt seja geralmente empregado para uma única espécie, levando em consideração aspectos taxonômicos, essa bactéria pertence a um complexo de várias espécies (*B. anthracis, B. mycoides, B. thuringiensis e B. weihenstephanensis*). Esse complexo é denominado *B. cereus* (POLANCZYK & ALVES 2003).

B. thuringiensis é uma bactéria em forma de bastonete, formadora de esporos e capaz de produzir inclusões cristalinas durante a esporulação, que são responsáveis pela atividade tóxica desta espécie (GLARE & O'CALLAGHAM, 2000). Com isso, tem atraído o interesse mundial no que se refere a aplicações em manejo de pragas devido à sua atividade pesticida específica.(SCHNEPF et al., 1998).

Essa bactéria é encontrada em diferentes ambientes. Por isso, cepas foram isoladas ao redor do mundo em diferentes habitats, incluindo solo, insetos, plantas e grãos estocados (SCHNEPF et al., 1998). Ela se desenvolve em condições aeróbicas, em meios artificiais bastante simples. Sob certas restrições, como ausência de nutrientes ou acúmulo de metabólitos indesejáveis, entrando em processo de esporulação durante a fase estacionária (YAMAMOTO & DEAN, 2000).

No início da esporulação, *B. thuringiensis* sintetiza uma grande quantidade de proteínas com atividade inseticida. As proteínas acumuladas formam um corpo de inclusão cristalina, razão pela qual elas são denominadas Cry (YAMAMOTO & DEAN, 2000). Estas toxinas são codificadas por genes *cry* e sua toxicidade está ligada à região N-terminal das cadeias polipeptídicas, enquanto que a porção C-terminal determina a forma da estrutura do cristal (LI et al., 1991).

O mecanismo de ação das proteínas Cry de *B. thuringiensis* envolve a solubilização do cristal no intestino médio do inseto, processamento proteolítico da protoxina por proteases presentes no intestino médio, ligação da toxina Cry a receptores no intestino médio e inserção da toxina na membrana apical para criar canais ou poros (SCHNEPF et al., 1998).

Um inseto suscetível deve ingerir esporos + cristais para que esses se tornem ativos. Os cristais são solubilizados em pH alcalino, originando as protoxinas que em presença de enzimas digestivas (proteinases) são convertidas em quatro ou mais polipeptídeos tóxicos (δ-endotoxinas). As toxinas hidrolisadas cruzam a membrana peritrófica e se ligam a receptores específicos localizados na membrana apical das células colunares do intestino médio, interferindo no gradiente iônico e balanço osmótico da membrana apical, formando poros que aumentam a permeabilidade da membrana. O aumento na absorção de água causa lise celular e eventual ruptura e desintegração das células do intestino médio. O inseto também pode morrer por

inanição, uma vez que pouco tempo após a infecção, o inseto cessa a alimentação (COPPING & MENN, 2000).

Embora os produtos comerciais disponíveis se restrinjam ao controle de lepidópteros, dípteros e coleópteros, mais de 1.000 espécies de insetos, pertencentes a diversas ordens de insetos, são suscetíveis a esse patógeno (GLARE & O'CALLAGHAM, 2000). Dos 572 lepidópteros suscetíveis ao Bt, 83 são noctuídeos, o que demonstra o alto potencial desse entomopatógeno no controle de noctuídeos-praga (Quadro 1).

A formulação de pesticidas à base de *B. thuringiensis* foi favorecida devido à eficácia e especificidade das cepas de Bt no controle de insetos praga. Desde o primeiro produto lançado na França em 1938, mais de 100 formulações foram colocadas no mercado mundial. Atualmente, esses produtos são responsáveis por mais de 90% do faturamento com bioinseticidas. O continente americano é responsável por 50% desse mercado, principalmente os Estados Unidos e Canadá, sendo que a América Latina representa apenas 8 a 10% do total (TAMEZ-GUERRA et al., 2000).

QUADRO 1- Espécies de insetos suscetíveis a *Bacillus thuringiensis*

Ordem	Número de espécies
Lepidoptera (Noctuidae)	572 (83)
Diptera	266
Coleoptera	106
Hymenoptera	62
Hemiptera	48
Siphonaptera	7
Orthoptera	6
Isoptera	5
Neuroptera	4
Thysanoptera	3
Total	1.079

Fonte: Glare & O'Callagham (2000).

O PARASITOIDE DE OVOS Trichogramma (Hymenoptera: Trichogrammatidae)

O gênero *Trichogramma* é o maior da família Trichogrammatidae, com aproximadamente 210 espécies descritas. São exclusivamente parasitoides de ovos, com inúmeros hospedeiros, principalmente Lepidoptera (PINTO, 1997). Na América do Sul, 38 espécies têm sido registradas, sendo que destas 25 espécies são registradas no Brasil (QUERINO & ZUCCHI, 2003).

As espécies de *Trichogramma* são de tamanho pequeno, com aproximadamente 0,2 a 1,5 mm, são solitárias ou gregárias, endoparasitoides primários de ovos de insetos (PINTO, 1997). *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) é dentre essas, a mais comum em diferentes regiões. No Brasil, ela tem sido registrada nas regiões Centro-Oeste, Nordeste, Sul e Sudeste. Na região Sudeste, encontra-se o maior número de registro desta espécie (QUERINO, 2002).

O uso de *Trichogramma* em programas de controle biológico de insetos é desenvolvido, principalmente pela possibilidade de criação massal em laboratório, primeiramente em ovos de *Sitotroga cerealella* Olivier, 1819 (Lepidoptera: Gelechiidae) e *Anagasta kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae). Flanders, em 1926, iniciou os trabalhos de multiplicação massiva com *Trichogramma* sobre

ovos de *S. cerealella*, técnica que se dispersou rapidamente em diversos países (NAVARRO, 1998).

No Brasil, a utilização de *Trichogramma* spp. é pequena, se comparado com outros países (PARRA et al., 2004), o caso mais relevante de controle biológico aplicado com a utilização desse parasitoide, refere-se ao uso de *T. pretiosum* 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 Semiárido em Petrolina (HAJI et al., 2002).

A escolha de agrotóxicos seletivos que controlem as pragas sem causar efeitos negativos sobre os organismos benéficos, deve ser estudada, para que não limite 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 agrotóxicos, incluindo inseticidas, fungicidas e herbicidas com vistas à indicação dos produtos mais seletivos em casos de liberação dos parasitoides (LI et al., 1993).

As espécies de *Trichogramma* são holometabólicas e seu desenvolvimento embrionário e larval ocorre no interior do ovo de outros insetos e são apnêusticos, sendo as exigências de oxigênio muito baixas, durante a fase larval (DE LA TORRE, 1993). O processo de desenvolvimento passa pela fase de ovo, larva, pré-pupa e pupa. Na fase de pupa, com o desenvolvimento do parasitoide, o ovo do hospedeiro se torna escuro em virtude da esclerotização da cutícula, sendo uma característica marcante de parasitismo por *Trichogramma* (CÔNSOLI et al., 1995).

O modo de reprodução pode ser arrenótoca e telítoca, sendo que o primeiro é mais comum, em que todos os ovos fertilizados produzem fêmeas diploides e ovos não fertilizados produzem machos haploides. O modo de reprodução telítoca, ou partenogênese completa, caracteriza-se pelo fato de ovos fertilizados e não fertilizados produzirem fêmeas diploides. 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, 1993).

O número de ovos colocados pelo parasitoide e a razão sexual são variáveis. O primeiro varia em virtude da qualidade e do volume do ovo do hospedeiro. E a razão sexual é influenciada pela temperatura, umidade, idade da fêmea, da wolbachia (α-proteobactérias) e pelo hospedeiro. Sendo este último o mais importante, pois há o reconhecimento da idade do ovo antes da oviposição e também pela competição de qualidade de nutrientes no interior do hospedeiro (VINSON, 1997).

Estudos que antecedam a liberação dos parasitoides devem ser realizados, para definição de espécies e/ou linhagens a serem liberadas, em função de seus parâmetros biológicos e comportamentais. Uma vez que a estação de liberação seja definida, a habilidade de dispersão do parasitoide deve ser avaliada para determinar o número de pontos de liberação (ZACHRISSON & PARRA, 1998). A forma de liberação pode ser bem simples, através da liberação de adultos de *containers* de plástico ou vidro, andando através do campo, ou de uma forma mais sofisticada, por avião, utilizando cápsulas biodegradáveis que previnam o ataque de predadores. (PARRA & ZUCCHI, 2004).

O número de parasitoides a ser liberado deve ser definido em laboratório, testes de campo e semicampo, evitando-se assim, a redução na eficiência de *Trichogramma*, devido à competição intraespecífica. Tal fenômeno é explicado pela diminuição da probabilidade do parasitoide 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 parasitoides a serem liberados (KNIPLING, 1977).

Em Citrus e em outras plantações de frutíferas, liberações variam de 70.000 a 3,8 milhões de parasitoides/ha, ou 9.000 a 50.000 parasitoides/planta (MILLS et al*.,* 2000). Em muitos países, números fixos de parasitoides são liberados pela facilidade, sem levar em consideração a população existente da praga, o que poderia ser uma das razões para o insucesso dos programas de controle biológico (PARRA & ZUCCHI, 2004).

INTERAÇÃO *Bacillus thuringiensis* x Trichogramma x Noctuidae

É comum em programas de Manejo Integrado de Pragas, a interação *Trichogramma* e *Bacillus thuringiensis* como agentes de controle como, por exemplo, na cultura do tomate no México, Colômbia e Brasil (HAJI et al., 2002). Embora os efeitos prejudiciais dos bioinseticidas à base de Bt sobre os inimigos naturais sejam mínimos e/ou significativamente menores que os dos agrotóxicos, esses não podem ser desprezados. Estudos são necessários em regiões onde essas táticas são empregadas em conjunto ou têm potencial de uso. No entanto, estudos a respeito da interação Bt x *Trichogramma* x insetos-alvo são difíceis de serem feitos devido ao grande número de isolados existentes (mais de 60.000), dessa forma cada caso deve ser analisado separadamente (GLARE & O'CALLAGHAN, 2000).

PRATISSOLI et al. (2006) e POLANCZYK et al. (2006) estudaram o efeito de isolados de *B. thuringiensis* sobre o parasitoide de ovos *Trichogramma* spp. Ambos os trabalhos mostraram que Bt não afeta o parasitismo de *Trichogramma pratissoli* Querino & Zucchi (Hymenoptera**:** Trichogrammatidae) e *T. pretiosum* Riley (Hymenoptera**:** Trichogrammatidae)*,* mas alguns isolados afetaram a emergência da progênie de *T. pratissoli.* Nas análises, foi utilizado como hospedeiro alternativo *Anagasta kuehniella.* Esses resultados sugerem a necessidade de estudos detalhados sobre a interação Bt e *Trichogramma.*

Apesar dos produtos à base de Bt corresponderem a menos de 1% do mercado mundial de inseticidas, GLARE & O'CALLAGHAM (2000) salientam a importância de estudos sobre o impacto ambiental desse entomopatógeno, visando principalmente demonstrar a sua capacidade de substituir ou interagir com os inseticidas convencionais, minimizando os riscos ambientais. HANSEN & SALAMITOU (2000) ressaltam que os riscos em utilizar Bt devem ser sempre comparados aos riscos de utilizar agrotóxicos, com impacto reconhecidamente maior sobre o ambiente. GLARE & O'CALLAGHAM (2000) consideram que generalizações a respeito da interação Bt - *Trichogramma* - insetos-alvo são difíceis, devido ao grande número de isolados existentes (mais de 60.000) e que cada caso deve ser analisado separadamente, com muito cuidado, como demonstrado nos Quadros 2 e 3.

Os Quadros 2 e 3 demonstram que os quatro dos mais importantes noctuídeos pragas são suscetíveis a diferentes linhagens/subespécies de Bt e que algumas dessas subespécies têm ou não efeito sobre *Trichogramma* spp.

QUADRO 2. Atividade de *Bacillus thuringiensis* (Bt) sobre *Anticarsia gemmatalis, Helicoverpa zea, Heliothis virescens* e *Spodoptera frugiperda*

Linhagem/Subespécie Bt	**Noctuídeo suscetível**
Bt aizawai e *Bt kurstaki*	*Anticarsia gemmatalis, Helicoverpa zea, Heliothis virescens* e *Spodoptera frugiperda*
Bt alesti e *Bt thuringiensis*	*H. zea, H. virescens* e *S. frugiperda*
Bt darmstadiensis	*H. virescens* e *S. frugiperda*
Bt dendrolimus, Bt galleriae, Bt entomocidus e *Bt tenebrionis*	*H. virescens*
Bt kenyae, Bt sotto, Bt oyamensis e Bt tolworthi	*S. frugiperda*

Fonte: Glare & O'Callagham (2000).

QUADRO 3. Atividade de *Bacillus thuringiensis* (Bt) sobre *Trichogramma* spp.

Linhagem/Subespécie Bt	***Trichogramma* spp. suscetível**
Bt dendrolimus	*Trichogramma* sp.
Bt kustaki	*T. cacoeiciae* e *T. pretiosum*
Bt thuringiensis	*Trichogramma* sp.
Linhagem/Subespécie *Bt*	***Trichogramma* spp. não suscetível**
Bt dendrolimus	*T. euproctidius, T. evanescens* e *Trichogramma* sp.
B t galleriae	*T. cacoeciae pallida, T. embryophagum,T. euproctidus, T. evanescens* e *T.pallidum*
Bt israelensis	*T. evanescens*
Bt kurstaki	*T. cacoeciae, T. carverae, T. embryophagum, T. evanescens, T. exiguum, T. japonicum, T. maidis, T. nubillale, T. pallidum, T. platneri* e *T. pretiosum*
Bt thuringiensis	*T. cacoeciae, T. evanescens* e *T. pallidum*

Fonte: Glare & O'Callagham (2000).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

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. Da mesma forma, podemos concluir que diferentes estirpes de *Bacillus thuringiensis* podem agir diferentemente, mais eficientes ou menos, dependendo do tipo da praga que se tentará controlar com seu uso.

Portanto, estudos que antecedam a liberação dos parasitoides, além do uso de Bt, ou mesmo dos dois agentes de controle em uma interação, devem ser realizados, para definição de espécies, e/ou linhagens a serem utilizadas, em função de seus parâmetros biológicos e comportamentais Assim, deve-se priorizar o emprego de parasitoides mais eficientes, melhor adaptados à cultura e/ou hospedeiro e a diferentes condições climáticas, bem como o Bt que seja específico para determinada espécie, para que se obtenha um trabalho de controle biológico de sucesso.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BARRETO, M.R. **Prospecção e caracterização de Genes de *Bacillus thuringiensis* com potencial para o controle de insetos-praga da cultura da soja.** 2005. Tese (doutorado em Biologia). Universidade Federal do Paraná. Curitiba, 14. 2005.

BRAR, S. K.; TYAGI, V. R. D.; VALÉRIO, J. R. Recent advances in downstream processes and formulations of Bacillus thuringiensis based biopectides. **Process Biochemestry**, 41:323-42, 2006.

CÔNSOLI, F.L. & PARRA J.R.P.. Effects of constant and alternating temperatures on *Trichogramma galloi* Zucchi (Hym., Trichogrammatidae) biology II parasitism capacity and longevity. **Journal of Applied Entomology**. 119: 667-670. 1995.

COPPING, L. G.; MENN, J.J. Review biopesticides: a review of their action, applications and efficacy. **Pest Management Science,** v.56, n.5, p.651-676, 2000.

COSTILLA, M. Biologia e importância de la oruga verde de la soja *Anticarsia gemmatalis* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Industrail y Agrícola de Tucumán,** v. 65, n. 1-2, p. 169-184, 1988.

DESTÉFANO, R.H.R. **Detecção e identificação de *Metarhizium anisopliae* em larvas de *Diatraea saccharalis* por primers específicos.** 2003. Tese de doutorado. ESALQ/USP Piracicaba, 72. 2003.

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

GALLO, D.; HAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 920 p. 2002.

GAZONNI, D. L.; PEDROSO JUNIOR, M.; GARAGORRY, F.; MOSCARDI, F. Mathematical simulation model of the velvetbean caterpillar. **Pesquisa Agropecuária Brasileira,** Brasília, v. 33, p. 385-396, 1998.

GLARE, T. R.; O'CALLAGHAN, M. *Bacillus thuringiensis:* **biology, ecology and safety**. Chichester: John Wiley, 350 p. 2000.

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:** parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, cap. 28, p. 477-494. 2002.

HANSEN, B.M.; SALAMITOU, S. Virulence of *Bacillus thuringiensis* In: CHARLES, J.F.; DELÉCLUSE, A.; NIELSEN-LE ROUX, C. (Ed.). **Entomopathogenic bacteria: from laboratory to field application.** Netherlands: Kluwer Academic Publishers, p.41-64. 2000.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; OLIVEIRA, L.J.; SOSA-GOMEZ, D.R.; PANIZZI, A.R.; CORSO, I.C.; GAZZONI, D.L.; OLIVEIRA, E.B. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado.** Londrina: Embrapa Soja. 70p. (Circular Técnica/EMBRAPA Soja, n. 30). 2000.

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, p. 79-123. 1977.

LI, J.; CARREL, J.; ELLAR, D. J. Cristal structure of insecticide delta-endotoxina from *Bacillus thuringiensis* at 2,5 A resolution. **Nature,** v.353. n.7, p.815-821, 1991.

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.

LORD, J. C. From Metchnikoff to Monsanto and beyond: the path of microbial control. **Journal of Invertebrate Pathology,** 89:19-29, 2005.

MAGRINI, E.A.; BOTELHO, P.S.M.; SILVEIRA NETO, S. Biologia de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura da soja. **Scientia agrícola**. Vol. 56. n.3. Julho 1999.

MILLS, N.; PICKEL, C.; MANSFIELD, S.; MCDOUGALL, S.; BUCHNER, R.; APRILE, J.; EDSTROM, J.; ELKINS, R.; HASEY, J.; KELLEY, K.; KRUEGER, B.; OLSON, B. & STOCKER, R. Mass releases of *Trichogramma* wasps can reduce damage from codling moth. **California Agriculture**. 56: 22-25. 2000.

MOSCARDI, F.; SOUZA, M.L. de. Baculovirus para o controle de pragas. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, Brasília, DF, n. 24, p. 22-29, 2002.

NAVARRO, M.A. ***Trichogramma*** **spp. Producción, uso y manejo em Colômbia**. 176p. 1998.

NEGREIRO, M. C. C. DE; ANDRADE, F. G. DE; FALLEIROS, A. M. F. Sistema imunológico de defesa em insetos: uma abordagem em lagartas da soja, *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), resistentes ao AgMNPV. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 25, n. 4, p. 293-308, 2004.

PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. *Trichogramma* in Brazil: Feasibility of Use after Twenty Years of Research. **Neotropical Entomology**. 2004.

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, cap. 1, p. 13-39. 1997.

POLANCZYK, R.A & ALVES, S. B. *Bacillus thuringiensis*: Uma breve revisão. **Agrociência**. 7:1-10. 2003.

POLANCZYK, R.A.; PRATISSOLI, D.; VIANNA, U.R.; OLIVEIRA, R.G. dos S.; ANDRADE, G.S. Interação entre inimigos naturais: *Trichogramma* e *Bacillus thuringiensis* no controle biológico de pragas. **Acta Scientiarum,** v.28, n.2, p.233-239, 2006.

PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R.A.; VIANNA, U.R.; ANDRADE, G.S.; OLIVEIRA, R.G.S. Desempenho de *Trichogramma pratissolii* Querino & Zucchi (Hymenoptera, Trichogrammatidae) em ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera, Pyralidae) sob efeito de *Bacillus thuringiensis* Berliner**. Ciência Rural**, Santa Maria, v.36, n.2, p.369-377, mar-abr, 2006.

QUERINO, R.B. **Taxonomia do gênero Trichogramma Westwood, 1833 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) na América do Sul.** Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” /ESALQ, Piracicaba–SP. 214p. 2002.

QUERINO, R.B. & R.A. ZUCCHI. New species of Trichogramma Westwood associated whit lepidopterous eggs in Brazil. **Zootaxa** 163: 1-10. 2003

SILVA, R. F. P. **Aspectos biológicos e nutrição de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera – Noctuidae) em meios natural e artificial e influência da temperatura e fotoperíodo no seu desenvolvimento.** 1981. Dissertação de Mestrado. Piracicaba, 130p. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”/USP. 1981

SCHMIDT, F. G. V.; MONNERAT, R.; BORGES, M.; CARVALHO, R. **Criação de insetos para avaliação de agentes entomopatogênicos e semioquímicos**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2001. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Circular Técnica, 11).

SCHNEPF, E.; CRICKMORE, N.; VAN RIE, J.; LERECLUS, D.; BAUM, J.; FEITELSON, J.; ZEIGLER, D. R. AND DEAN D. H.; *Bacillus thuringiensis* and Its

Pesticidal Crystal Proteins. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**. p. 775–806. 1998.

SMITH, S.M. Biological control with *Trichogramma*: advances, and potencial of their use. **Annual Review of Entomology**, v.41, p.373-406, 1996.

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

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

TAMEZ-GUERRA, P.; MCGUIRE, M. R.; BEHLE, R. W.; SHASHA, B. S.; WONG, L. J. G. Assessment of microencapsulated formulations for improved residual activity of *Bacillus thuringiensis.* **Journal of Economic Entomology,** v.93, n.2, p.219-225, 2000.

TURNIPSEED, S. G. & KOGAN, M. Soybean entomology. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 21, p. 247-282, 1976.

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

YAMAMOTO, T.; DEAN, D. H. Insecticidal proteins produced by bacteria pathogenic to agricultural pests. In: CHARLES, J.F.; DELÉCLUSE, A.; NIELSEN-LE ROUX, C. (Ed.). **Entomopathogenic bactéria:** from laboratory to field application. Netherlands: Kluwer Academic Publishers, p. 81-100. 2000.

ZACHRISSON, B.S.A. & J.R.P. PARRA. Capacidade de dispersão de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 para o controle de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 em soja. **Scientia Agricola**. 55: 133-137. 1998.