

Controle biológico como ferramenta para o manejo ecológico de pragas em sistema orgânico de produção de milho

Ivan Cruz

Pesquisador, Embrapa Milho e Sorgo

ivancruz@cnpms.embrapa.br

Resumo

A consequência imediata pelo uso constante, desordenado e até abusivo de inseticidas não seletivos na cultura de milho tem sido o desenvolvimento de populações resistentes a esses produtos e a eliminação dos agentes de controle biológico natural. Apenas para exemplificar, a lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* que é a principal praga do milho no Brasil, causando perdas na produtividade em até 34%, todos os anos atinge o nível de dano econômico obrigando o agricultor a entrar com medidas de controle. Em alguns casos são realizadas mais de cinco aplicações durante a safra, sem no entanto conseguir resultados satisfatórios, pelos motivos já expostos. Essa é uma situação verificada no Brasil em relação ao cultivo de milho convencional. Para o milho cultivado no sistema orgânico, é de se esperar uma incidência de pragas à semelhança do sistema convencional. No entanto, pelas normas de produção orgânica (Instrução Normativa 07, de maio de 1999), nenhum produto de origem química pode ser utilizado para o manejo de pragas. Portanto, há necessidade de utilização de medidas alternativas, como o controle biológico. Nesse trabalho será enfocada a viabilidade dos entomopatógenos *Beauveria bassiana* e *Nomuraea rileyi* (fungos), *Baculovirus* (Vírus) e *Bacillus thuringiensis* (Bactéria) e dos predadores e parasitóides, para o controle das principais pragas do milho, enfatizando as duas principais espécies de pragas pertencentes à ordem Lepidoptera, *Elasmopalpus lignosellus*, *Diatraea saccharalis*, *Spodoptera frugiperda* e *Helicoverpa zea*.

Introdução

A cultura de milho ocupa no Brasil cerca de 14 milhões de hectares. Dessa área, a maioria é utilizada para obtenção de grãos destinado à indústria de rações para aves e suínos. No entanto, o milho também é produzido para outras finalidades como para a produção de carne e leite, através de silagem, para a produção de sementes, para o consumo humano direto (grãos em conserva, milho verde e pipoca). Além do cultivo tradicional o milho hoje começa a ser cultivado em sistema orgânico, seja para o consumo direto (milho verde) ou indireto (uso de rações).

Uma característica importante da cultura do milho diz respeito à possibilidade de plantios escalonados durante o ano inteiro para a produção de milho destinado à venda *in natura* (nesse caso, com irrigação) ou mesmo produção de grãos em duas safras, a primeira denominada safra principal, coincidindo com o início das chuvas, e a segunda também denominada safrinha, que é a exploração do milho naquelas regiões em que a precipitação seja suficiente para suprir a demanda de água. Em função da disponibilidade de hospedeiro durante o ano inteiro e até mesmo devido ao uso de algumas práticas culturais, tem-se verificada a presença de insetos, às vezes causando perdas significativas e às vezes sem atingir o nível de dano econômico. Em função da severidade da praga, ou da expectativa de preço compensador do milho, ou do baixo custo da medida de controle e até mesmo por desconhecimento da necessidade ou não de se efetuar o controle, tem-se verificado o

aumento no uso de inseticidas químicos no sistema convencional, muitas vezes com escolha incorreta do produto e do modo de aplicação, com negligência total da possível contribuição dos diferentes inimigos naturais no agroecossistema. O produto químico na maioria das vezes elimina as populações dos insetos benéficos criando involuntariamente a dependência nos químicos para efetuar o controle. Obviamente o mal uso dos químicos acaba por forçar o desenvolvimento de populações das pragas com resistência aos produtos químicos. Atualmente é possível ser verificado mais de 10 aplicações numa única safra de milho, para o controle de uma única praga, como é o caso da lagarta-do-cartucho, *S. frugiperda*. Essa praga em especial, que ataca a planta de milho em praticamente todos os estágios de desenvolvimento vegetativo da planta, tem aumentado sua incidência na espiga, demandando controle também nessa fase de desenvolvimento. Infelizmente a eficiência no controle químico nesse caso é baixa e provoca um efeito negativo no equilíbrio biológico existente entre a praga *Helicoverpa zea* (lagarta-da-espiga) e seus inimigos naturais (notadamente *Trichogramma* spp., *Orius* sp. e *Doru luteipes*). Deve-se considerar ainda a restrição ao uso de produtos químicos nos grãos (riscos de resíduos), como no caso de milho para consumo in natura (milho verde, milho doce, minimilho), ou milho orgânico (nesse caso, também por impedimento legal. Com o desequilíbrio bioecológico verificado no agroecossistema milho, tem ocorrido o aumento na incidência e severidade das pragas no sistema convencional e, por consequência é de se esperar o mesmo acontecimento no milho produzido no sistema orgânico.

Controle Biológico

Devido as problemas inerentes ao uso de produtos químicos salientado anteriormente, a utilização de medidas alternativas de controle como o uso de inimigos naturais (predadores, parasitóides e entomopatógenos) tem sido encorajado na cultura de milho produzido no sistema convencional (Cruz, 1995ab, 1997ab, 2000ab, Cruz *et al.* 1997ab, 1999) e é fundamental no sistema orgânico de produção.

As principais pragas de milho, especialmente as espécies pertencentes à ordem Lepidoptera são de alguma maneira afetadas pela ação dos inimigos naturais. A curto prazo, melhor desempenho geralmente é esperado pela atuação de inimigos naturais que atuam nas fases iniciais de desenvolvimento das pragas, ou seja, ovos e primeiros instares. No entanto não se pode negligenciar o impacto dos inimigos naturais que atuam em fases mais desenvolvidas das pragas, ou seja, últimos instares, pupas e adultos. Atualmente, a Embrapa Milho e Sorgo tem enfatizado os seguintes: os predadores *D. luteipes*, *Orius insidiosus* e *Chrysoperla externa*, os parasitóides *Trichogramma* spp., *Telenomus* sp., *Chelonus insularis* e *Campoletis flavicincta* e ao entomopatógenos *Baculovirus*, *Nomuraea rileyi*, *Beauveria bassiana* e *Bacillus thuringiensis*.

Controle biológico de pragas de milho com entomopatógenos

Entre as pragas que contribuem para a queda de rendimento da cultura de milho, *Spodoptera frugiperda* é a principal. No entanto, *Helicoverpa zea* assume grande importância quando o milho se destina à indústria de conservas, ao consumo humano "in natura" ou à produção de sementes. Uma das alternativas de controle para as pragas de milho tem sido o controle biológico (Cruz, 1995ab). Apesar de alguns resultados de campo feito basicamente no exterior, muito ainda precisa ser feito no Brasil. Os resultados de pesquisas realizados em laboratório sinalizam como sendo um método potencial para uso no controle biológico das pragas de milho. Segundo Gardner *et al.* (1984), a *S. frugiperda* é suscetível a pelo menos 20 espécies de

entomopatógenos. Entre os agentes causais de doenças infecciosas em insetos, os fungos ocupam um lugar de destaque, sendo os primeiros agentes de infecção de natureza microbiana identificados em insetos (Alves & Moraes, 1979). Os fungos importantes para o controle microbiano das pragas de milho, como *Beauveria bassiana* e *Nomuraea rileyi* alteram a função dos hemócitos durante seu desenvolvimento "in vivo" (Hung & Boucias, 1992, 1993; Lopes-Lastra & Boucias, 1994), reduzindo o número de hemócitos do hospedeiro, inibindo dessa maneira a formação de um sistema efetivo de encapsulação multicelular contra o corpo estranho. A eficiência dos fungos depende de fatores abióticos tais como a UR do ambiente a qual pode controlar o desenvolvimento do processo infeccioso. Sabe-se também que todos os insetos microbianos são inativados pela exposição aos raios solares (Ignoffo *et al.*, 1977, Edgington *et al.*, 2000). Produtos comerciais à base de fungos já existem (Jaronski 1997). O fungo *B. bassiana* (Bals.) Vuill., causa a doença denominada doença branca nos insetos, após a penetração e desenvolvimento dentro do hospedeiro. Quando os esporos desse fungo entram em contato com a cutícula (pele) de insetos suscetíveis, eles germinam e desenvolvem diretamente da cutícula para o interior do corpo de seu hospedeiro. Nesse local o fungo prolifera espalhando totalmente, produzindo toxinas e drenando os nutrientes até provocar a morte do hospedeiro. *Beauveria* é um fungo de ocorrência natural em solos, e por isso, tem sido pesquisado para o controle de insetos subterrâneos. No entanto, muitas espécies de insetos subterrâneos podem apresentar uma tolerância natural ao patógeno, o que não tem sido verificado em muitas espécies de insetos de superfície. Portanto, por essa razão, produtos comerciais do fungo para fins de controle biológico têm sido, principalmente para pragas que atacam tecidos foliares. *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson é um entomopatógeno hifomiceto capaz de infectar várias espécies de Lepidoptera de importância econômica. O ciclo da infecção começa quando os conídios, em contato com o corpo do hospedeiro, formam tubos germinativos que penetram na cutícula. Quando alcança a hemocele, os tubos germinativos crescem e produzem corpos hifais do tipo levedura. Em hospedeiros suscetíveis as hifas não são reconhecidas como corpos estranhos pelos hemócitos e, portanto, replicam intensamente na hemolinfa. No final do ciclo de infecção, a massa de hifas germina para formar o micélio e o conidióforo subsequentemente sofre diferenciação e emerge do cadáver mumificado (Lopes-Lastra & Boucias, 1994).

Os agentes de controle biológico à base de vírus, são, na maioria, do grupo *Baculovirus*, devido à especificidade, à alta virulência ao hospedeiro e à maior segurança proporcionada a vertebrados (Tanada & Reiner 1962, Ignoffo *et al.* 1965, Allen *et al.* 1966, Whitlock 1977, Burghes *et al.* 1980, Moscardi 1986). O vírus de poliedrose nuclear tem sido apontado como de grande potencial para o controle de *Spodoptera* spp. (Young & Hamm 1966, Gardner & Fuxa 1980, Hamm & Hare 1982, Fuxa 1982, Gardner *et al.* 1984, Valicente *et al.* 1989, Valicente & Cruz 1991, Jones *et al.* 1994, Hamm & Carpenter 1997). A larva é a fase mais suscetível à sua infecção, sendo infectada mais comumente por via oral ao ingerir o alimento contaminado; no entanto é possível também a infecção através dos ovos, dos orifícios de respiração do corpo (espiráculos), ou mesmo através de insetos parasitoides contendo vírus. Uma vez ingerido, os corpos de inclusão poliédrica, encontrando condições alcalinas existentes no mesêntero são dissolvidos liberando os virions. O vírus começa a se multiplicar nos núcleos das células dos tecidos, espalhando-se por todo o corpo do inseto (tecido adiposo, epidérmico, matriz traqueal e mesmo glândulas salivares, tubo de Malpighi e células sangüíneas) e provocando sua morte, geralmente de 6 a 8 dias após a ingestão. Uma lagarta infectada pelo vírus de poliedrose nuclear ingere apenas 7% do alimento normalmente

ingerido por uma lagarta sadia (Valicente e Cruz, 1991). Os principais sintomas da doença são caracterizados pelo aparecimento de manchas no tegumento, amarelecimento e aparência oleosa da pele. Posteriormente, as lagartas perdem a mobilidade e tornam-se escuras, devido à desintegração dos tecidos internos. Gradativamente, as lagartas param de alimentar e dirigem-se para as partes mais altas da planta, ficando dependuradas de cabeça para baixo fixadas à planta pelas patas traseiras. A partir daí, começam a soltar pela cavidade bucal um líquido rico em poliedros, que acabam sendo fonte de inócuo para novas contaminações do hospedeiro, que se encontra no cartucho da planta. O tempo para o aparecimento dos primeiros sintomas da doença, bem como a morte do inseto infectado, são influenciados pela idade do hospedeiro em que ocorreu a infecção, pela quantidade ingerida do vírus, pela virulência do patógeno e pelas condições climáticas durante o período em que o inseto ficou infectado. Como consequência, esses fatores têm efeitos marcantes sobre a rapidez da ação do vírus, quando ele é aplicado no campo. Além disso, outros fatores, tais como a irradiação solar, a temperatura, a umidade, o hábito da praga, os equipamentos e a tecnologia para sua aplicação também influenciam na eficiência e na estabilidade do vírus, antes de ser ingerido pela praga. Estudos de campo determinaram a eficiência de uma formulação pó molhável de um isolado do baculovírus para o controle de *S. frugiperda* (Cruz *et al.* 1997a). No entanto, atualmente a Embrapa Milho e Sorgo contam com novos "isolados" que estão sendo avaliados tanto no campo como no laboratório. Entre as bactérias com certeza na atualidade tem-se trabalhado muito com a espécie *Bacillus thuringiensis*, especialmente visando a transformação genética de plantas. No entanto o potencial para uso de *B. thuringiensis* como bioinseticida convencional precisa ainda ser mais bem explorado, especialmente porque a utilização de plantas geneticamente modificadas com a toxina de *B. thuringiensis* não são permitidas no sistema orgânico de produção.

Controle biológico de pragas de milho com predadores e parasitóides

Entre os componentes do manejo integrado tem-se sobressaído o controle biológico, que é fundamental no sistema orgânico de produção.

Os resultados de pesquisas reportados na literatura sinalizam para a possibilidade de alcançar bons resultados no controle das pragas de milho através do uso de agentes biológicos. Por exemplo, todos os estádios de desenvolvimento *S. frugiperda* são atacados por diferentes inimigos naturais (Ashley, 1979; Gardner & Fuxa, 1980; Ashley, 1983; Ashley *et al.*, 1980, 1983, 1987; Bass & Shepard, 1984; Baur & Yeagan, 1994). No Brasil destacam-se os parasitóides de ovos, *Chelonus insularis* (Cresson), *Trichogramma* spp. e *Telenomus remus* (Rezende *et al.*, 1994; Cruz *et al.*, 1994; Figueiredo *et al.*, 1999), o parasitóide de lagartas, *Campoletis flavicincta* (Cruz *et al.* 1997b) e o predador *Doru luteipes* (Reis *et al.* 1988). Esses insetos ocupam lugar de destaque, devido à capacidade de busca e eliminação da praga antes que dano significativo seja causado à planta hospedeira. Dessa maneira, o uso desses inimigos naturais pode propiciar uma alternativa viável para o manejo de pragas no sistema orgânico de produção de milho, que chegaria ao mercado com preços competitivos, seja para o consumo direto ou indireto (rações orgânicas) pela redução dos custos de produção e pela qualidade do produto, sem resíduos químicos e, portanto, de alta qualidade e de ótima aceitação no mercado.

Elasmopalpus lignosellus, outra espécie de Lepidoptera importante para a cultura do milho, em função da modalidade de ataque ao hospedeiro, em que a larva fica protegida dentro de um casulo, não tem sido enfatizada no controle biológico. No entanto, Leuck & Dupree (1965) listaram os parasitóides de ovos *Telenomus* sp. e

Chelonus sp. e os de larva, *Pristomerus pacificus mellus* Cushman (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Orgilus* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Stomatomya floridensis* Townsend (Diptera: Tachinidae) e *Plagiprospheryse parvipalpis* (Wulp) (Diptera: Tachinidae). Wall & Berberet (1975) citaram oito espécies de parasitóides: *Orgilua elasmopalpi* Muesebeck, *Pristomerus spinator* (F.), *Invreia mirabilis* (Boucek), *Spilochalcis sanguiniventris* (Cresson), *Spilochalcis flavopicta* (Cresson), *Chelonus texanus* (Cresson), *Microplitis croceipes* (Cresson) e *Apanteles* sp. Guagliumi (1966) cita para a Venezuela, os seguintes inimigos naturais de *E. lignosellus*: Coleoptera (Carabidae: *Calosoma alternans* F.); Hymenoptera (Braconidae: *Microbracon* sp., Eulophidae: *Horismenus* sp., Vespidae: *Polistes versicolor* (Ollver), Formicidae: *Solenopsis geminata* (F.)

Para *Diatraea saccharalis* já são bem conhecidos os seus inimigos naturais associados ao "agrossistema cana-de-açúcar": *Cotesia flavipes* (Came.), *Paratheresia claripalpis* (Wulp), *Lixophaga diatraeae* (Tns.) e *Metagonistylum minensis* (Town.), todos parasitóides de larvas (Macedo *et al.*, 1993) e *Trichogramma galloi*, parasitóide de ovos (Magrini & Botelho, 1991). Provavelmente com algumas adaptações pode-se pensar na utilização desses agentes de controle biológico também na cultura de milho. Para *Helicoverpa zea* é bem conhecido o parasitismo natural por *Trichogramma* spp. (Paron *et al.*, 1998), sendo um método de controle eficiente em milho doce nos Estados Unidos da América (Neil & Specht, 1990).

A integração de táticas de controle biológico em sistemas de manejo integrado de pragas no sistema agrícola é um problema complexo e requer rigoroso trabalho de pesquisa. O número adequado de inimigos naturais produzido em criação massal para aplicação no sistema, assim como o momento certo para liberação, a frequência das liberações, o número de pontos de liberação/ha e o número ótimo de parasitóides a serem liberados para proporcionar controle satisfatório da praga e minimizar os danos da mesma na cultura são pontos cruciais para se obter sucesso no controle biológico. Além desses fatores, o estabelecimento do inimigo natural numa determinada área vai depender também das condições climáticas, da cultura, do hospedeiro, dos predadores, da dispersão e dos pesticidas (Noldus, 1989; Smith, 1996). No entanto, as tecnologias disponíveis até o momento, já permite o estabelecimento de algumas estratégias de manejo de pragas na exploração de milho no sistema orgânico.

Principais inimigos naturais das pragas de milho

***Doru luteipes* ("tesourinha")**

O inseto (Figura 1) passa por metamorfose incompleta, ou seja, apresenta as fases evolutivas de ovo, ninfa (quatro instares) e adulto. Tanto as ninfas quanto os adultos são predadores de ovos e de lagartas de primeiros instares de *S. frugiperda* e de *H. zea*, sendo atualmente o inimigo natural mais importante daquelas duas pragas, na cultura de milho. Sua biologia já foi bem estudada em laboratório, utilizando ovos e lagartas das pragas mencionadas. A média de ovos por postura é em torno de 25. Após o período de incubação, ao redor de sete dias, eclodem as ninfas, que começam a se alimentar de ovos e lagartas pequenas dos insetos. O período ninfal varia em torno de 35 a 40 dias no verão. A vida dos adultos é muito longa, sendo que alguns indivíduos chegam a viver cerca de um ano, embora a média do ciclo total, em laboratório, seja em torno de 135 dias. O consumo médio, em condições de laboratório, chega a 12,5 e 21 de ovos e/ou pequenas larvas de *S. frugiperda*, nas fases ninfal e adulta, respectivamente. No campo, o inseto é

encontrado quase sempre relacionado com a planta de milho e sua postura é encontrada no interior do cartucho, ou nas primeiras camadas de palhas, na espiga. Nesses locais, normalmente a umidade é alta e essa condição é fundamental para a incubação. Em locais onde os cultivos de milho se sucedem o ano inteiro, o inseto tem presença constante. Em certas ocasiões, o número de plantas com pelo menos um indivíduo chega a mais de 70%.



A



B



C



D

Figura 1. *Doru luteipes* (tesourinha): A - adultos no cartucho do milho, B - postura do predador, C - fêmea junto com a postura na primeira camada de palha da espiga, D - fêmea e ninfa alimentando de ovos de *Spodoptera frugiperda*.

***Chrysoperla externa* (Figura 2)**

Os adultos desse inseto são de coloração verde, com o corpo muito delicado. Medem cerca de 15 mm de comprimento, com antena comprida e clara, seus olhos são amarelos. Possuem asas largas, transparentes, de coloração esverdeada. Alimentam-se somente de néctar, pólen e exsudações de pulgões. São voadores ativos, particularmente durante o anoitecer. A fêmea coloca mais de 200 ovos durante sua vida, geralmente próximo ao habitat da presa. Os ovos, de formato oval, são depositados individualmente ao final de um fio de seda. São de coloração

verde clara, tornando-se mais escuros próximo à eclosão. As larvas emergem entre três a seis dias e são exclusivamente predadoras e muito ativas. Atingem o comprimento máximo ao redor de 10mm. O estágio larval possui três instares, e dura cerca de duas a três semanas. No final do terceiro instar, a larva tece um casulo arredondado e transforma-se em pupa na própria planta. A emergência do adulto ocorre em cerca de uma semana. O ciclo de vida do inseto é, portanto, entre três e quatro semanas durante o verão. Em temperaturas mais baixas, o ciclo pode se alongar. Nas condições brasileiras, podem ocorrer várias gerações durante o ano. As larvas possuem grandes pinças, com as quais sugam o fluido do corpo das presas, que podem ser diversas espécies de pulgões, ácaros, triperes, larvas de Lepidoptera e Coleoptera, entre outras.

Os insetos podem ser encontrados tanto em grandes culturas, como algodão, milho, soja e sorgo, como em áreas de produção de hortaliças, em busca de seu alimento. Por se alimentar de um número variado de presas, o predador é considerado generalista. No entanto, é mais conhecido pela capacidade de predação, com eficiência diferentes espécies de pulgões. Algumas espécies desse predador estão comercialmente disponíveis em alguns países, sendo enviadas ao destino, como ovos, larvas de primeiro instar, pupas ou adultos. As larvas liberadas geralmente permanecem próximas ao local de liberação, quando existe a presença dos pulgões ou outras presas. Os adultos recém-emergidos, no entanto, migram em busca de alimento, geralmente indo para grandes distâncias antes de colocarem os ovos e iniciarem um novo ciclo de vida.

**A****B****C****D**

Figura 2. *Chrysoperla externa*. A - ovo; B - larva; C - pupa; D - adulto

***Trichogramma* spp.**

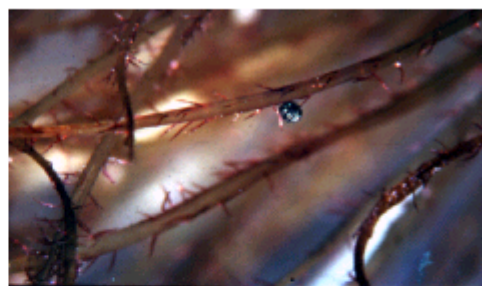
As espécies do gênero *Trichogramma* (Figura 3) são fototrópicas positivas e apresentam máxima atividade de oviposição durante o dia. A fêmea adulta coloca seus ovos no interior dos ovos do hospedeiro (praga). Todo o desenvolvimento do parasitóide se passa dentro do ovo da praga. O parasitismo pode ser verificado cerca de quatro dias após a postura, pois os ovos parasitados tornam-se enegrecidos. O ciclo de vida do parasitóide é, em média, dez dias. O número de ovos parasitados por fêmea depende da espécie do parasitóide, do tipo de hospedeiro e da longevidade do adulto. A fecundidade do hospedeiro é função do suprimento alimentar, da disponibilidade do hospedeiro, da temperatura e da atividade da fêmea, variando de 20 a 120 ovos por fêmea. A liberação do *Trichogramma* no campo deve ser sincronizada com o aparecimento dos primeiros ovos e/ou adultos da praga a manejar. As liberações devem ser repetidas com uma frequência semanal ou menor intervalo, dependendo do grau de infestação dos ovos da praga. A época correta de se iniciar as liberações, a frequência em mantê-las e a quantidade empregada são fatores fundamentais para garantir a eficácia do controle biológico com o *Trichogramma*. Para liberar o parasitóide, existem vários métodos, mas o mais recomendado é através da liberação das vespinhas, ou seja, liberação do adulto (Figura 7c). Esses adultos são obtidos no laboratório, em grande escala, geralmente em ovos de um hospedeiro alternativo, mais fácil e econômico de produzir, como a traça-das-farinhas, *Anagasta kuehniella*. Os ovos dessa traça são colados em cartelas de papel cartolina, quando recebem os adultos de *Trichogramma* para serem parasitados. Para isso, utilizam-se recipientes de plástico ou de vidro, de 1,6 a 2 litros de capacidade, onde são colocadas as cartolinas com os ovos da traça (3 cartelas de 150 cm²). Os

recipientes devem ser protegidos com um pano preto, preso por um elástico ou goma. Algumas horas após a emergência dos adultos, os recipientes são levados a campo, onde são intermitentemente abertos e fechados, à medida que se percorra o local de liberação, calibrando o passo de tal maneira a cobrir uniformemente o campo. No dia seguinte, devem novamente ser levados os recipientes ao local, para distribuição do material restante que emergiu, depositando, cuidadosamente, no final, as cartelas sobre as plantas. Essa segunda liberação deve ser realizada em sentido contrário ao do primeiro dia. É necessário que o operário aproxime o máximo a boca do recipiente da planta, para facilitar o encontro dos adultos com as folhas da mesma.

Se usar a técnica de levar o recipiente aberto todo o tempo, ele deve estar na posição horizontal, com a boca em direção contrária à direção do caminhar, deixando que as vespinhas saltem, aproximando o máximo na altura da planta. A liberação do parasitóide pode ser feita também através de pupa do parasitóide próximo da emergência do adulto. Nessa caso pedaços de cartolina contendo os ovos parasitados são colocados dentro do cartucho da planta (Figura 7d)



A



B



C



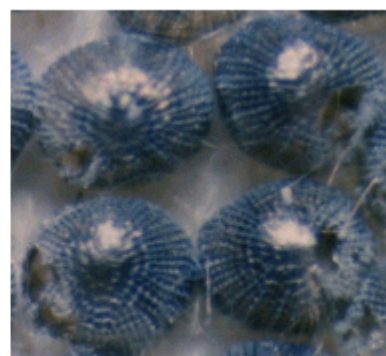
D

Figura 3. *Trichogramma* sp. A - ovo de *Helicoverpa zea* sendo parasitado; B - ovo de *H. zea* parasitado; C - liberação a campo de adultos de *Trichogramma*; D - liberação a campo de pupas de *Trichogramma*, próximo à emergência de adultos.

***Telenomus* sp.**

Esse parasitóide (Figura 4) é exclusivo de ovos, completando todo o seu ciclo biológico dentro do ovo do hospedeiro. Portanto, elimina a praga em seu primeiro estágio de desenvolvimento, impedindo qualquer tipo de danos à planta hospedeira. Juntamente com as espécies do gênero *Trichogramma*, são considerados agentes de controle biológico potenciais para diversas pragas, necessitando, porém, de pesquisas básicas, antes de serem recomendados como agentes de controle biológico. Completa o seu ciclo em cerca de onze dias, nas condições de temperatura verificadas no verão. Nessas mesmas condições, parasitam cerca de 250 ovos de *S. frugiperda* durante seu período de vida. A fêmea coloca seus ovos em praticamente todos os ovos de uma massa da praga, que ficam enegrecidos cerca de quatro dias após o parasitismo, permanecendo com essa coloração mesmo após a saída do adulto. Aparentemente, o parasitóide tem a capacidade de penetrar mesmo em diferentes camadas da postura.

Estudos de liberação no campo têm sido realizados como uma possibilidade de controlar *S. frugiperda* em regiões onde não exista a tesourinha, *D. luteipes*. Mesmo nos locais onde exista, é interessante fazer as liberações artificiais um pouco antes do seu aparecimento ou quando ela está em densidade populacional baixa, para que haja uma ação complementar entre os dois inimigos naturais. O esquema de liberações é o mesmo adotado para o *Trichogramma*.



A

B

Figura 4. *Telenomus remus*: A - fêmea parasitando ovos de *S. frugiperda*; B - ovos de *S. frugiperda* que foram parasitados por *S. frugiperda* (orifício de saída do adulto)

***Chelonus* spp.** (Figura 5)

Várias são as espécies de *Chelonus* relatadas como parasitóides de lepidópteros, pragas de diferentes culturas de importância econômica. *Chelonus insularis*, por exemplo, foi mencionado como parasitóide de *S. frugiperda*, *S. exigua*, *H. zea* e *Elasmopalpus lignosellus*, todos insetos-pragas do milho. Essa gama de hospedeiros inclusive aumenta as chances de sobrevivência do parasitóide no campo durante o ciclo da cultura.

O parasitóide *C. insularis* é muito comum em várias regiões do Brasil, onde exerce papel importante como agente de controle biológico da lagarta-do-cartucho. A fêmea coloca os seus ovos no interior dos ovos da praga, permitindo a eclosão das larvas do hospedeiro, que apresentam desenvolvimento aparentemente normal. Após o completo desenvolvimento, a larva do parasitóide mata a larva do hospedeiro, ao perfurar o seu abdômem para se transformar em pupa no ambiente externo. A lagarta parasitada tem a

sua biologia e o seu comportamento alterados. Estudos de alguns aspectos biológicos do parasitóide criado em ovos de *S. frugiperda*, conduzidos na Embrapa Milho e Sorgo, mostraram não existir período de pré-oviposição para o *C. insularis* e que o período médio de incubação foi de 1,8 dia. Os ovos já depositados são de tamanho reduzido, com as extremidades arredondadas. O período larval varia de 17 a 23 dias, apresentando média geral de 20,4 dias e o período pupal médio de 6,2 dias. A duração média do ciclo total é 28,6 dias. A longevidade média de fêmeas acasaladas é, em média, 11,6 dias, com o máximo de 18 e o mínimo de cinco dias. O número de ovos parasitados e a longevidade variaram muito de fêmea para fêmea, sendo que a capacidade de parasitar foi reduzida consideravelmente, próximo à morte. A maior taxa de parasitismo ocorre quando as fêmeas estão com três dias de idade, com o máximo de 92,2 e o mínimo de 48,2 ovos parasitados naquele dia. No intervalo entre o 3º e o 6º dias, as fêmeas apresentaram um percentual de 72 a 80% de parasitismo, coincidindo com a fase jovem mais ativa das mesmas. Lagartas parasitadas diminuem sensivelmente o consumo foliar. O consumo foliar total de lagartas parasitadas foi de 12,21 cm², e terminou quando as lagartas estavam com 13 dias de idade. O consumo foliar das lagartas não-parasitadas foi de 178,84 cm², obtido no 17º dia de alimentação. A menor alimentação das lagartas parasitadas significa, na prática, menor dano às plantas. Lagartas parasitadas desenvolveram-se até o quinto instar, enquanto que, do grupo das não-parasitadas, seis foram até o sexto e 13 até o sétimo instar. O primeiro instar, nas lagartas parasitadas, foi o de maior duração, sendo 1,67 dia maior do que o instar correspondente das lagartas não-parasitadas. A duração total dos instares das lagartas parasitadas foi de 12,81 dias e das não-parasitadas, 16,19 dias.

De maneira geral, as lagartas parasitadas tiveram comprimento do corpo semelhante ao das não-parasitadas, no primeiro e segundo instares, e menor em todos os outros. Em valores percentuais, o comprimento médio total das lagartas parasitadas foi de apenas 45,4 % do comprimento das não-parasitadas.

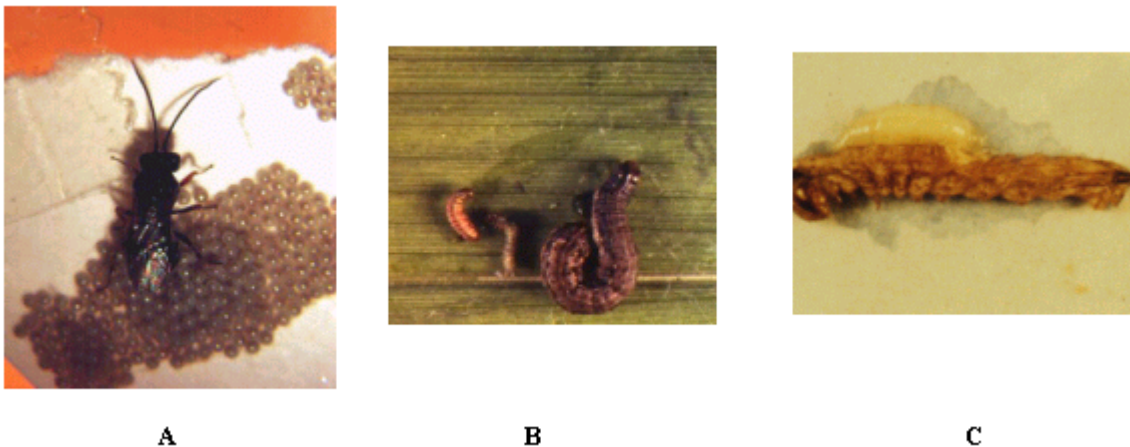


Figura 5. *Chelonus insularis*. A - fêmea efetuando postura em ovos de *S. frugiperda*; B - lagartas parasitadas (duas à esquerda) e lagarta sadia; C - larva de *C. insularis* saindo do corpo da lagarta de *S. frugiperda*.

Campoletis flavicincta

Campoletis flavicincta (Figura 5) é uma vespa com cerca de 15 mm de envergadura.

A fêmea coloca seus ovos no interior de lagartas de primeiro e segundo instares de *Spodoptera frugiperda* e a larva completa todo o seu ciclo alimentando-se do conteúdo interno do hospedeiro. Mais próximo da fase de pupa, a larva do parasitóide sai do corpo da lagarta, matando-a, para construir seu casulo no ambiente externo. A larva parasitada muda seu comportamento e, ao se aproximar a época de saída da larva de parasitóide, deixa o cartucho, indo em direção às folhas mais altas, permanecendo nesse local até a morte. A larva do parasitóide perfura o abdômen ou o tórax do hospedeiro, matando-o. No ambiente externo, tece em poucas horas um casulo, dentro do qual se transforma em pupa. O que resta da larva de *S. frugiperda* fica agregado ao casulo do parasitóide, tornando facilmente identificável a ocorrência do inimigo natural.

O número de lagartas parasitadas varia em função da idade (instar) do hospedeiro. Estudos realizados em laboratório mostraram efeito altamente significativo com relação ao número de lagartas parasitadas. O número médio de lagartas parasitadas para cada fêmea foi de 232, quando o parasitóide tinha como hospedeiro lagartas de três dias de idade; este valor só não diferiu daquele obtido para lagartas de dois dias de idade, cuja média por fêmea foi de 182,5 indivíduos parasitados. Em lagartas de quatro e cinco dias, embora sendo parasitadas, o número médio de parasitismo foi bem menor, respectivamente, 80,7 e 71 indivíduos parasitados por fêmea; já com relação ao ciclo de vida do parasitóide, não houve grandes diferenças em função da idade do hospedeiro. No campo, normalmente lagartas pequenas da praga são encontradas alimentando-se das folhas externas, próximo ao local onde foi colocada a postura. Desta maneira, o inseto fica muito mais vulnerável ao ataque do parasitóide. Lagartas maiores normalmente encontram-se dentro do cartucho do milho, ficando mais protegidas contra os inimigos naturais.

O ciclo total do parasitóide é, em média, de 21,9 dias, sendo de 14,5 dias o período de ovo a pupa e de 7,3 dias o período pupal. As lagartas parasitadas vivem cerca de uma semana menos do que as lagartas sadias. Enquanto que lagartas sadias, durante todo o seu período de vida, consomem, em média, 209,3 cm² de área foliar, as lagartas parasitadas consomem apenas 14,5 cm², ou seja, 6,9% do consumo normal; este menor consumo de alimento é confirmado pela quantidade de fezes produzida: a média das lagartas sadias foi de 0,172 mg, comparada com uma média de 0,007 mg produzida pelas lagartas parasitadas, ou seja, apenas 4,1% da produção normal. Portanto, por parasitar especificamente lagartas pequenas e em grande quantidade, além de ser eficiente por provocar a morte das lagartas, o parasitóide reduz drasticamente o consumo foliar das lagartas, evidentemente reduzindo os danos no campo. Por ser parasitóide de lagartas, é um inseto perfeitamente compatível com os inimigos naturais que são exclusivos de ovos dos hospedeiros, como *Trichogramma* spp. e *Telenomus* sp.

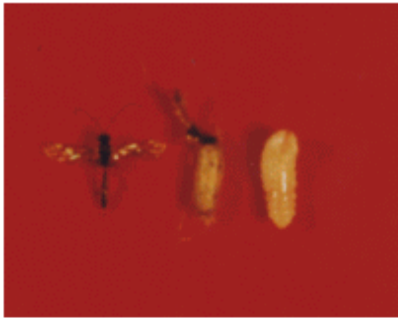


Figura 6. *Campoletis flavicincta*. A - adulto, casulo e larva; B - larva de *S. frugiperda* parasitada (esquerda) e sadia (ambas de mesma idade); C - larva de *C. flavicincta* saindo do corpo de lagarta de *S. frugiperda*; D - Casulo de *C. flavicincta* e resto de *S. frugiperda*.

Entomopatógenos

Apesar de várias doenças tanto de *S. frugiperda* como de *H. zea* serem relatadas na literatura, os fungos *Nomuraea rileyii* e *Beauveria bassiana* e a virose *Baculovirus* são os mais importantes no controle microbiano dessas duas espécies de insetos, por causarem altas taxas de mortalidade em larvas. Bactérias, especialmente do gênero *Bacillus* também têm sido tentadas para o controle biológico, havendo, inclusive, produtos comerciais à base de *B. thuringiensis*, porém os resultados de eficiência não estão nos mesmos patamares daqueles obtidos com os outros produtos biológicos, especialmente em relação a *S. frugiperda*. Os maiores avanços na pesquisa com o controle microbiano de pragas de milho têm sido verificados com o Vírus de Poliedrose Nuclear de *S. frugiperda*. Apesar de avanços significativos com os fungos e com o *B. thuringiensis*, em pesquisas de laboratório, muito ainda necessita ser realizado em condições de campo.

Baculovirus

Pesquisas mais aprofundadas visando o uso de *Baculovirus* para o controle de *S. frugiperda* têm sido desenvolvidas na Embrapa Milho e Sorgo há vários anos. A taxa de mortalidade de lagartas, verificada em laboratório, chega a 100 %. O vírus pode ser utilizado somente pelo macerado feito de lagartas mortas (Figura 7a) ou através do

produto formulado em pó (Figura 7b). Essa formulação em pó molhável é mais estável que o vírus preparado apenas por maceração da lagarta. O *Baculovirus*, por si só, tem apresentado, em condições de campo, eficiência comparável à dos produtos químicos convencionais (isto é, acima de 80%). Além de não contaminar o meio ambiente e nem oferecer riscos para o ser humano, o produto é altamente seletivo.

Para se ter sucesso no uso do *Baculovirus* no controle da lagarta-do-cartucho, deve-se seguir as seguintes recomendações:

1. Dependendo do nível de infestação, o controle deve ser feito mais cedo. O agricultor deve tomar medidas de controle quando observar o sintoma de folhas raspadas;
2. Quanto mais novas forem as lagartas, maior eficiência pode ser esperada do vírus. Por isso, é recomendada a aplicação do *Baculovirus* em lagartas de, no máximo, 1,5 cm;
3. Os mesmos equipamentos convencionais utilizados para a aplicação dos produtos químicos servem também para aplicar o vírus. Particularmente para a lagarta-do-cartucho, recomenda-se usar o bico tipo leque 8004 ou 6504; É fundamental a regulagem do equipamento;
4. O vírus também pode ser aplicado via água de irrigação, sendo que um maior volume de água por unidade de área tem dado melhores resultados;
5. Considerando que o vírus é sensível aos raios ultravioletas, a pulverização deve ser feita à tarde ou no início da noite.



Figura 7. Baculovirus. A - lagartas de *S. frugiperda* mortas por Baculovirus; B - formulação Pó Molhável de Baculovirus específico para *S. frugiperda*.

Referências Bibliográficas

- ALLEN, G. E.; GREGORY, B. G.; BRAZZELL, J. R. Integration of the *Heliothis* nuclear polyhedrosis virus into a biological control program on cotton. *J. Econ. Entomol*, v. 59, n. 6, 1333-1336, 1966.
- ALVES, S.B., MORAES, S.A. Influencia da luz sobre o crescimento e a esporulação de *B. bassiana*. *Ecosistema* v. 4, 43-50, 1979
- ASHLEY, T.R. Classification and distribution of fall armyworm parasites. *Florida Entomologist*, v. 62, p. 114-123, 1979.
- ASHLEY, T.R. Growth pattern alterations in *S. frugiperda* larvae after parasitization by *A*

- marginiventris*, *C grioti*, *C insularis* and *E vitticole*. Fla Entomol, v.66, p.260-266, 1983.
- ASHLEY, T.R.; MITCHELL, E.R.; LEPPLA, N.C.; GRISSELL, E.E. Parasites attacking fall armyworm larvae, *S frugiperda*, in late planted field corn. Fla Entomol, v.63, p.136-142, 1980.
- ASHLEY, T.R.; WADDILL, V.H.; MITCHELL, E.R.; RYE, J. Impact of native parasites on the fall armyworm, *S frugiperda* in South Florida and release of the exotic parasite, *E vitticole*. Environ Entomology, v.11, p.833-837, 1987.
- ASHLEY, T.R.; BARFIELD, C.S.; WADDILL, V.H.; MITCHELL, E. R. Parasitization of fall armyworm larvae on volunteer corn, bermudagrass, and paragrass. Fla Entomol, v. 66, p.267-271, 1983.
- BASS, J.A.; SHEPARD, M. Predation by *Sycamus indagator* on larvae of *G mellonella* and *S frugiperda*. Entomol Exp et Appl, v.17, p.143-148, 1984.
- BAUR, M.E.; YEARGAN, K.V. Behavioral interactions between the hyperparasitoid *Mesochorus discitergus* and four species of noctuid caterpillars: evasive tactics and capture efficiency. J Entomol Sci, v.29, p.420-427, 1994.
- BURGESS, H. D.; CROZIER, G.; HEBER, J. A review on Baculoviruses. Entomophaga, Paris, v. 25, n. 4, p. 329-340, 1980.
- CRUZ, I. Métodos de criação de agentes entomófagos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). Cap. 7. p.111-135. In: Bueno, V. H. P. Controle Biológico de Pragas: produção massal e controle de qualidade. UFLA. Agosto /2000a.
- CRUZ, I. Utilização do Baculovirus no controle da lagarta-do-cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda*. Cap.8. p 201-230. In: Melo, I. S. & Azevedo, J. L. Controle Biológico. V. 3. Jaguariuna, SP. 2000b.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; MATOSO, M. J. 1999. Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitóide de ovos *Trichogramma*. Sete Lagoas: EMBRAPA-CNPMS, 1999. 40p. (EMBRAPA-CNPMS, Circular Técnica, 30).
- CRUZ, I. Manejo Integrado de Pragas de Milho com ênfase para o controle biológico. p. 48-92. In: Antônio Batista Filho, Coord. CICLO DE PALESTRAS SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS, 4., Campinas, 1995. Anais...Instituto Biológico de São Paulo, Sociedade Entomológica do Brasil, Campinas, 1995a. 203p.
- CRUZ, I. A lagarta-do-cartucho na cultura do milho. Sete Lagoas: EMBRAPA/CNPMS. 1995b. 45p. (EMBRAPA/CNPMS. Circular Técnica, 21).
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; VALICENTE, F. H.; OLIVEIRA, A. C. Application rate trials with a nuclear polyhedrosis virus to control *S. frugiperda* on maize. Anais da Soc Entomol Brasil, v. 26, n. 1, p. 145- 152, 1997a.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M.L.C.; ZUCCHI, R.A. Ocorrência de *Trichogramma pretiosum* sobre ovos de *S frugiperda* e de *T atopovirilia* sobre ovos de *H zea*, em Sete Lagoas, MG. Relatório Técnico Anual do CNPMS 1992 - 1993, v. 6, p.100, 1994.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; GONÇALVES, E. P.; LIMA, D. A. N. Efeito da idade de lagartas de *S frugiperda* no desempenho do parasitóide *C flavicincta* e consumo foliar por lagartas parasitadas e não-parasitadas. Anais da Soc. Entomol. Brasil v. 26, n. 2, p. 13-18, 1997b.
- EDGINGTON, S., SEGURA, H., LA ROSA, W. Photoprotection of *B. bassiana*: testing simple formulations for control of the coffee berry borer Internat J. of Pest Management, v. 46, n. 3, 169-176, 2000.
- FIGUEIREDO, M.L.C.; CRUZ, I.; DELLA LUCIA, T. M. C. Controle integrado de *S frugiperda* utilizando-se o parasitóide *T remus* Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 34, p. 1975-1982, 1999.

- FUXA, J. R. Prevalence of viral infections in populations of *S. frugiperda*, in southeastern Louisiana. *Environ Entomol*, v. 11, n. 1, p. 239-242, 1982.
- GARDNER, W. A.; FUXA, J. R. Pathogens for the suppression of the armyworm. *Fla Entomol*, v.63, n.4, p. 439-447, 1980.
- GARDNER, W. A.; NOBLET, R.; SCHWEHR, R. D. The potential of microbial agents in managing populations of the fall armyworm. *Fla Entomol*, v. 67, n. 3, p. 325-332, 1984.
- GUAGLIUMI, P. Insetti e aracnidi delle piante comuni del Venezuela segnalati nel período 1938-1963. *Relaz & Monog. Agr. Subtrop. & Prop.* v. 86, p. 1-391. 1966.
- HAMM, J. J.; CARPENTER, J. E. Compatibility of nuclear polyhedrosis viruses and inherited sterility for control of corn earworm and fall armyworm. *J Entomol Science*, Georgia, v. 32, n. 2, p. 148-153, 1997.
- HAMM, J. J.; HARE, W. W. Application of entomopathogens in irrigation water for control of fall armyworm and corn earworms on corn. *J. Econ. Entomol.*, v. 75, n. 6, p. 1074-1079, 1982.
- HUNG, S.; BOUCIAS, D.G. Influence of *B. bassiana* on the cellular defense response of the beet army - worm, *S. exigua*. *J. Inverteb. Pathol.*, v.60, p.152-158, 1992.
- HUNG, S.; BOUCIAS, D.G., VEY, A. Effect of *B. bassiana* and *Candida albicans* on the cellular defense response of *S. exigua*. *J. Invertebr. Pathol.*, v.61, p.179-87, 1993.
- IGNOFFO, C. M., HOSTETTER, D.L.; SIKOROWSKI, P.P. Inactivation of representative species of entomopathogenic viruses, a bacterium, fungus and protozoan by an ultraviolet light source. *Environ Entomol*, v. 6, 411-415, 1977.
- IGNOFFO, C. M.; CHAPMAN, A. J.; MARTIN, D. F. The nuclear polyhedrosis virus of *H zea* (Boddie) and *H virescens* (Fabricius). III. Effectiveness of the virus against field populations of *Heliothis* on cotton, corn and grain sorghum. *J Invert Pathol*, v. 7, p. 227-235, 1965.
- JARONSKI, S. T. New paradigms in formulating mycoinsecticides, Pesticide formulations and application systems, ed. G.R. GOSS, M.J. HOPKINSON, H.M. COLLINS, pp. 99-112. American society for testing and materials. 1997.
- JONES, K. A.; IRVING, N. S.; GRZYWACZ, D.; MOAWAD, G. M. Application rate trials with a nuclear polyhedrosis virus to control *S. littoralis* on cotton. *Crop Protec*, Surrey, v. 13, n. 5, p. 337-340, 1994.
- LOPEZ-LASTRA, C.C., BOUCIAS, D.G. Studies on the cellular reactions of *S. exigua* larvae infected with the fungus *N. rileyi*. *J. Invert. Pathol.* V. 63, 101-102, 1994.
- MACEDO, N.; ARAÚJO, J. R.; BOTELHO, P. S. M. Sixteen years of biological control of *D saccharalis* by *Cotesia flavipes*, in the State of São Paulo. *An Soc. Entomol. Brasil*, v.22, n. 3, p. 441-448, 1993.
- MAGRINI, E. A.; BOTELHO, P. S. M. Parasitismo por *T galloi* em ovos de *D saccharalis* (Lep, Pyralidae) sobre diferentes plantas. *Anais Soc. Entomol. Brasil*, v.20, n. 1, p. 109-118, 1991.
- MOSCARDI, F. Utilização de vírus para controle da lagarta-da-soja. In ALVES, S. B. coord. *Controle Microbiano de Insetos*. São Paulo: Editora Manole, 1986. p. 188-202.
- NEIL, K. A.; SPECHT, H. B. Field releases of *T pretiosum* Riley (Hym: Trichogrammatidae) for suppression of corn earworm, *H zea* (Lep: Noctuidae), egg population on sweet corn in Nova Scotia. *Canadian Entomol.*, v. 122, p. 1259-1266, 1990.
- NOLDUS, L.P. Semiochemicals, foraging behaviour and quality of entomophagous insects for biological control. *J Applied Entomol*, v. 108, n. 3, p. 425-451, 1989.
- PARON, M. J. F. O.; CRUZ, I.; CIOCIOLA, A I. Efeito de genótipos de milho no parasitismo por *Trichogramma* spp. em ovos de *H zea*. *Anais Sociedade Entomológica do Brasil*, v.27, n. 3, p. 435-441, 1998.

- REIS, L.L.; OLIVEIRA, L.J.; CRUZ, I. Biologia e potencial de *D luteipes* no controle de *S frugiperda*. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v.23, p.333-342, 1988.
- REZENDE, M.A.A.; CRUZ, I.; DELLA LUCIA, T.M.C. Consumo foliar de milho e desenvolvimento de lagartas de *S frugiperda* parasitadas por *C insularis*. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 23, p. 473-478, 1994.
- SMITH, S.M. Biological control with *Trichogramma*: advances, successes, and potential of their use. Annual Rev Entomol, v.41, n.2, 375-406, 1996.
- TANADA, Y.; REINER, C. The use of pathogens in the control of *H. zea*. J. Invert. Pathol., v. 4, p. 139-154, 1962.
- VALICENTE, F. H.; CRUZ, I. Controle biológico da lagarta-do-cartucho com o Baculovírus. 1991. 23p. (EMBRAPA-CNPMS. Circular Técnica, 15).
- VALICENTE, F. H.; PEIXOTO, M. J. V. D.; PAIVA, E.; KITAJIMA, E. W. Identificação e purificação de um vírus da poliedrose nuclear da lagarta *S. frugiperda*. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 18, suplemento, p. 71-81, 1989.
- WALL, R.; BERBERET, R. C. Parasitoids associated with lepidopterous pests on peanuts: Oklahoma fauna. Environ Entomol, v. 4, p. 877-882, 1975.
- WHITLOCK, V. H. Simultaneous treatments of *H armigera* with nuclear polyhedrosis virus and a granulose virus. J Invert Pathol, v. 29, n. 3, p. 297-303, 1977.
- YOUNG, J. R.; HAMM, J. J. Nuclear-polyhedrosis viruses in control of corn earworm and fall armyworm in sweet corn. Journal of Economic Entomology, v. 59, n. 2, p. 382-384, 1966.