

Controle biológico de pragas do milho

Uma oportunidade
para os agricultores

Ivan Cruz



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Milho e Sorgo
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Controle biológico de pragas do milho

**Uma
oportunidade
para os
agricultores**

Ivan Cruz

Embrapa
Brasília, DF
2022

Embrapa Milho e Sorgo
Rod. MG 424 Km 45
Caixa Postal 151 CEP 35701-970
Sete Lagoas, MG
Fone: (31) 3027-1100
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

**Unidade responsável pelo
conteúdo e edição**
Embrapa Milho e Sorgo

Comitê Local de Publicações

Presidente
Maria Marta Pastina

Secretária-Executiva
Elena Charlotte Landau

Membros
Antonio Claudio da Silva Barros
Rosângela Lacerda de Castro
Cláudia Teixeira Guimarães
Mônica Matoso Campanha
Roberto dos Santos Trindade
Maria Cristina Dias Paes

Revisão de texto
Antonio Claudio da Silva Barros

Normalização bibliográfica
Rosângela Lacerda de Castro

Editoração eletrônica
Designs Web Marketing

Projeto gráfico
Walter da Silva Júnior

Fotos internas e da Capa
Ivan Cruz

1ª edição

Publicação digital - PDF (2022)
1ª impressão (2022):
1.000 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Milho e Sorgo

Cruz, Ivan.

Controle biológico de pragas do milho: uma oportunidade para os agricultores / Ivan Cruz. - Brasília, DF: Embrapa, 2022.
PDF (127 p.) : il. color.

ISBN: 978-65-87380-98-8

1. *Zea mays*. 2. Praga de planta. 3. Inseto para controle biológico. 4. Controle natural. I. Título. II. Embrapa Milho e Sorgo.

CDD (21.ed) 633.15

Autor

Ivan Cruz

Engenheiro Agrônomo, Pesquisador, MBA em Gestão de Projeto

Mestre e Doutor em Entomologia/MIP/Controle Biológico

Pesquisador da Embrapa Milho e Sorgo, Sete Lagoas, MG

Professor no curso de Mestrado Profissional em Biotecnologia e

Gestão da Inovação do Centro Universitário de Sete Lagoas, UNIFEMM, MG

Apresentação

A agricultura brasileira tem demonstrado resultados significativos nos últimos anos, em grande parte pela utilização de novas tecnologias, incluindo genética superior e boas práticas agrícolas. Apesar de maior conhecimento útil para a tomada de decisão quanto aos fatores ambientais bióticos e abióticos, das supersafras e dos ganhos em produtividade, ainda se contabilizam perdas decorrentes de injúrias de pragas. Para evitar ou mitigar os prejuízos econômicos, a alternativa comum ainda é o uso de pulverizações frequentes com produtos químicos, cuja atuação é somente na população existente de insetos-alvo, em um determinado momento. Considerando o período residual dos produtos químicos, geralmente muito curto, e o fluxo continuado de pragas, normalmente há necessidade de outras pulverizações para o controle. Além de aumentar o custo de produção da atividade econômica, tais aplicações adicionais podem favorecer o aparecimento de populações resistentes ao produto e ao mesmo tempo reduzir a população de espécies úteis, como os inimigos naturais das espécies fitófagas, ou aquelas que polinizam ou decompõem a matéria orgânica.

Em função destes fatores negativos há um movimento significativo da sociedade, de agências e agentes profissionais, para que haja uma redução drástica no uso de práticas agrícolas de efeitos colaterais negativos para o ambiente e para a saúde humana. Uma alternativa, no caso específico de espécies fitófagas, é a utilização do controle biológico, cuja relevância foi institucionalmente valorizada com o lançamento do Programa Nacional de Bioinsumos (Decreto nº 10.375, de 26 de maio de 2020), coordenado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa). Em função destas demandas e ações é visível o número crescente de produtos biológicos no Brasil, comercializados e em desenvolvimento por diferentes empresas. Objetivamente, a disponibilidade de produtos não é garantia de sucesso no controle de pragas, mas, por certo, o sucesso poderá acontecer tão logo haja adequada capacitação e uso dos novos processos agropecuários, associados a cada produto biológico. Esta mudança estratégica no modo de controlar as pragas tem o apoio de vários segmentos da sociedade, considerando que a redução ou eliminação de produtos que

causam danos diretos e indiretos no ambiente é a percepção, o desejo e a expectativa, tanto do produtor agropecuário quanto do consumidor, notadamente urbano.

Esta temática se insere no contexto e na dinâmica dos movimentos inteligentes e criativos para a segurança alimentar, com produtividade e sustentabilidade. Esta publicação foi preparada especialmente para colaborar com os agricultores, técnicos e extensionistas públicos e privados, no reconhecimento dos organismos benéficos e como efetivamente utilizá-los na propriedade agrícola. Em síntese, é o resultado da contribuição de profissionais em diferentes épocas, muitas delas referenciadas no texto da publicação, bem como de instituições parceiras, tais como CNPq, Fapesp, Fapemig, Universidades e Grupo Vittia. A todos, registramos os sinceros agradecimentos!

Frederico Ozanan Machado Durães

Chefe-Geral

Embrapa Milho e Sorgo

Sumário

INTRODUÇÃO	08
EXPLANAÇÃO INICIAL	12
Significado do controle biológico	13
Importância do controle biológico	15
Vantagens de usar o controle biológico no Brasil	16
Uso de insetos parasitoides e predadores em controle biológico	17
Controle biológico e Manejo Integrado de Pragas	19
Controle biológico aplicado à agricultura: a cultura do milho como exemplo	19
Como reconhecer os inimigos naturais associados às pragas do milho	22
PARASITOIDES	25
Parasitoides de ovo	26
<i>Trichogramma</i> spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae)	26
<i>Telenomus remus</i> (Hymenoptera: Scelionidae)	35
<i>Gryon vitripenne</i> Masner, 1983 (Hymenoptera, Platygasteridae, Scelioninae) ...	37
Parasitoides de ovo-larva	39
<i>Chelonus insularis</i> (Hymenoptera: Braconidae)	39
Parasitoides de larvas	42
<i>Campoletis flavicincta</i> (Hymenoptera: Ichneumonidae)	42
<i>Eiphosoma laphygmae</i> Costa Lima <i>E. vitticolle</i> Cresson (Hymenoptera:	
Ichneumonidae)	44
<i>Ophion flavidus</i> Brullé (Hymenoptera: Ichneumonidae)	46
<i>Colpotrochia mexicana</i> (Cresson) (Hymenoptera: ichneumonidae)	48
<i>Exasticolus fuscicornis</i> Cameron (Hymenoptera: Braconidae)	49
<i>Cotesia</i> spp (Hymenoptera: Braconidae)	50
Outros parasitoides de larvas da família Ichneumonidae	53
<i>Archytas</i> , <i>Winthemia</i> e <i>Lespesia</i> (Diptera: Tachinidae)	54
Parasitoides de pupas	57
<i>Tetrastichus howardii</i> Olliff (Hymenoptera, Eulophidae)	57
Parasitoides de pulgões	58
<i>Aphidius colemani</i> Viereck, <i>Diaeretiella rapae</i> (McIntosh)	
(Hymenoptera: Braconidae)	
<i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae)	58
PREDADORES	60
Joaninhas (Coleoptera)	61
<i>Coleomegilla maculata</i> (DeGeer) (Coleoptera: Coccinellidae)	61

<i>Hippodamia convergens</i> (Guérin-Meneville) (Coleoptera: Coccinellidae).....	62
<i>Olla v-nigrum</i> (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)	64
<i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus) (Coleoptera: Coccinellidae)	65
<i>Eriopis connexa</i> Germar (Coleoptera: Coccinellidae)	66
<i>Harmonia axyridis</i> (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae)	67
<i>Neda conjugata</i> (Mulsant)	68
Tesourinhas (Dermaptera)	70
<i>Doru luteipes</i> (Dermaptera: Forficulidae)	70
<i>Euborellia annulipes</i> (Dermaptera: Carcinophoridae)	72
Percevejos predadores	73
<i>Zelus</i> spp (Hemiptera: Reduviidae)	73
Percevejos pequenos (<i>Geocoris punctipes</i> , <i>Orius insidiosus</i> , <i>Nabis</i> spp)	74
<i>Podisus</i> spp (Heteroptera: Pentatomidae)	77
Besouros da superfície do solo (<i>Calosoma</i> sp.)	78
Vespas predadoras (<i>Polistes</i> sp.)	80
Crisopídeo (Neuroptera)	81
Mosca-da-flor ou Sirfídeo (Diptera: Syrphidae)	83
CONTROLE BIOLÓGICO CONSERVATIVO	86
Plantas secundárias	88
Plantas companheiras	88
Plantas repelentes	89
Plantas de barreira	90
Plantas indicadoras	91
Planta armadilha	91
Plantas banqueiras	92
Plantas insetárias	93
CONTROLE BIOLÓGICO NATURAL DE <i>S. frugiperda</i>	95
USO DO CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS DE MILHO COM MICRORGANISMOS	97
CONSIDERAÇÕES FINAIS	102
Sensibilização para os agricultores sobre os benefícios do controle biológico	103
Treinamento contínuo de agentes de extensão rural e agricultores	103
Conscientização sobre as demandas globais	104
Manejo biológico de pragas pela coletividade	105
REFERÊNCIAS	107

INTRODUÇÃO



É bem conhecida a habilidade do agricultor em produzir e fornecer os produtos básicos para uma população mundial em crescimento que a cada ano ocupa os espaços urbanos, diminuindo a força do trabalho no campo. Em função desta situação, o agricultor necessita cada vez mais utilizar tecnologias que permitam produzir para a manutenção do ritmo de crescimento da humanidade. No entanto, observa-se hoje que, com o aumento do padrão de vida das pessoas, aumentam também as exigências do consumidor, para uma melhor qualidade do alimento consumido num primeiro momento, evoluindo, posteriormente, para a preocupação com a preservação ambiental.

O uso de tecnologias avançadas tem sido responsável pelo incremento significativo na produção global de alimentos, menos pelo aumento de área agrícola e mais pelo aumento da produtividade. O exemplo do Brasil, onde a produção agrícola ocorre praticamente o ano todo, é bem significativo. No entanto, a disponibilidade constante de alimento, aliada às condições climáticas propícias, promove o desenvolvimento rápido de competidores, como é o caso de insetos-pragas, plantas daninhas e doenças (Cruz et al., 2013). Para reduzir as possíveis perdas agrícolas por tais organismos, o produtor vem, ano após ano, utilizando rotineiramente os chamados “defensivos agrícolas” ou popularmente conhecidos como “agrotóxicos”. Tal uso frequente de agrotóxicos pode ser creditado ao fato de que a atual geração de agricultores cresceu junto com a indústria de agroquímicos. O uso deles tem sido baseado apenas naquilo que é considerado “benefício”, incluindo supressão imediata de pragas pela sensação de “mata-tudo” a um custo muito baixo e rápido. Por causa desse pensamento, por muitos anos, pouco se dedicou ao desenvolvimento de pesquisas alternativas.

Embora o controle biológico de pragas não seja uma ideia nova, foi iniciado bem antes da chamada “agricultura moderna”, ainda hoje existe o paradigma de que o método não funciona e, por isso, há poucos produtos no mercado. Também como barreira contra o uso dos produtos biológicos, há o argumento de que não se conhecem os agentes de controle biológico. Atualmente muito já se conhece acerca destes organismos benéficos. Muitos deles, porém, ou não chegaram ao conhecimento dos agricultores ou são confundidos com espécies danosas (Cruz, 2015), embora com informações já disponibilizadas na literatura (Cruz, 1994, 1995a, 1995b, 2000, 2002b, 2007, 2008a, 2008b, 2008c, 2008e; Cruz et al., 1997a, 2002, 2011a, 2011b).

A base biológica das consequências não esperadas da aplicação de agroquímicos levou muito tempo para ser entendida. Somente nas décadas de 1960 e 1970 foi

demonstrado que muito dos insucessos do controle de pragas foram devidos à redução significativa dos agentes de controle biológico natural (Debach, 1974). Mesmo na atualidade, com todo o arsenal de produtos comerciais e número elevado de aplicações, as pragas continuam a causar injúrias e prejuízos. Apesar da obrigatoriedade de informações de uso de determinado produto em sua bula, elas são precárias. Por exemplo, nada consta sobre o impacto ambiental advindo da utilização desses químicos.

Pragas como insetos e ácaros fitófagos podem ter suas populações reduzidas naturalmente pela ação de diferentes organismos conhecidos como agentes de controle biológico, que incluem, por exemplo, outros insetos, nematoides, pássaros, morcegos, aranhas, diversas espécies de microrganismos como fungos, bactérias e vírus, entre outros. No entanto, este controle biológico tem sido buscado particularmente dentro da classe Insecta e entre os microrganismos. O controle biológico pode ser duradouro e sem causar os malefícios oriundos da aplicação de muitos dos produtos químicos.

Didaticamente, duas são as modalidades principais de uso do controle biológico com insetos ou ácaros: o controle biológico aplicado, quando o agente de controle biológico é adquirido em biofábricas e então liberado adequadamente na área onde se quer controlar uma determinada espécie fitófaga; e, de igual importância, ocorre o controle biológico natural, em que há participação ativa dos insetos benéficos já existentes na área-alvo. Não há participação humana direta na produção e liberação destes benéficos. Práticas agrícolas que favoreçam a manutenção e o aumento da população desses insetos são fundamentais para o agricultor usufruir desse serviço gratuito oferecido pela natureza.

Para facilitar o entendimento, os insetos utilizados no controle biológico são considerados parasitoides ou predadores. Os parasitoides, embora muito importantes, não são facilmente observados pela maioria dos agricultores. As espécies de parasitoides não são de vida livre durante todas as fases de desenvolvimento do seu ciclo de vida, ou seja, uma ou mais fases se passam em íntima associação com seu hospedeiro, que pode ser qualquer fase de desenvolvimento dele (ovo, larva, pupa e adulto). Os parasitoides geralmente são mais específicos do que os predadores. Um dos exemplos mais significativos de um parasitoide é a pequena vespa *Trichogramma*, específica de ovos de Lepidoptera e já disponível comercialmente no Brasil. Embora com ciclo de desenvolvimento completo, ou seja, passando pelas fases de ovo, larva, pupa e adulto, somente esta última fase é de vida livre; as demais ocorrem dentro do ovo da praga-alvo (hospedeiro).

Já os predadores são insetos de vida livre o tempo todo. Existem espécies que se alimentam de suas presas, as quais podem estar em qualquer estágio de desenvolvimento. Outras espécies apenas utilizam suas presas na fase imatura. Como os parasitoides, os predadores não têm hábitos alimentares em vegetais. Nomes comuns como joaninhas, bicho-lixeiro, tesourinhas, vespas e percevejos são representantes dos predadores.

O Brasil é um dos países com maior biodiversidade entomológica do mundo, sendo também, paradoxalmente, um dos grandes consumidores de agrotóxicos. Mesmo assim, é possível identificar muitas espécies de agentes de controle biológico natural, até em áreas onde o uso de produtos químicos é rotineiro. Ações direcionadas para a proteção destes agentes (controle biológico conservativo), associadas ao controle biológico aplicado, certamente propiciarão ao agricultor e à sociedade como um todo um produto seguro e oriundo de um ambiente ecologicamente correto.

Esta publicação tem como o objetivo disponibilizar informações sobre o controle biológico de insetos-pragas para o público em geral, e em especial para os agentes de extensão rural e transferência de tecnologia, pública ou privada, e para o agricultor. Embora muitas dessas informações incluam os resultados obtidos na cultura do milho, os agentes de controle biológico são igualmente encontrados em outros cultivos, pois estão associados aos insetos-pragas, que por sua vez estão associados a diferentes plantas hospedeiras. Muitas informações aqui mencionadas foram sintetizadas de trabalhos publicados pelo autor, conforme indicados na lista de referências.

EXPLANAÇÃO INICIAL



Significado de controle biológico

Para melhor usar o controle biológico (ou biocontrole), é importante primeiro distinguir entre o termo "natural" e "aplicado". O controle biológico natural é conceituado como a redução da população de uma espécie de praga por seus inimigos naturais, sem a manipulação destes pelo homem. O controle biológico aplicado refere-se à redução da população de uma espécie por inimigos naturais manipulados pelo homem, ou seja, insetos benéficos produzidos em grande quantidade, geralmente em biofábricas comerciais. Os dois tipos de controle biológico são importantes e desejáveis. O avanço no conhecimento sobre os agentes de controle biológico de pragas (Cruz, 2008d, 2009; Cruz et al., 1999b, 2013, 2018) permite que o agricultor possa planejar e utilizar o manejo biológico do complexo de pragas incidentes na cultura do milho, por exemplo.

Sabe-se que uma espécie de inseto pode atingir em certos locais uma elevada densidade populacional e, portanto, causar injúrias às plantas, reduzir a produtividade e causar prejuízos econômicos, se não forem tomadas medidas adequadas de controle (Cruz et al., 2009a). Mas, pode ser que, em outro local, a mesma espécie não seja capaz de crescer em número e assim não constituir realmente o que é convencionalmente chamado de inseto-praga. Neste caso, provavelmente, uma diversidade de fatores biológicos e ambientais é responsável por essa supressão. O biocontrole natural é certamente um desses fatores, porque praticamente todos os organismos têm um ou mais inimigos naturais.

O aumento súbito na densidade populacional de uma espécie fitófaga pode ser atribuído à ruptura do biocontrole natural, que é uma das formas mais comuns de se aumentar a intensidade dos danos. Por exemplo, a aplicação de inseticidas químicos, mesmo com um produto não considerado de amplo espectro de ação, suprime a população do inseto considerado como praga, mas também muitas vezes tem um efeito mais pronunciado ainda sobre a população de insetos benéficos. Tais insetos benéficos têm como fonte de alimento algumas espécies de pragas, reduzindo sua capacidade de causar danos à planta. A própria espécie de praga para a qual foi utilizada uma medida de controle não seletiva pode se beneficiar da redução da população dos organismos benéficos. Não havendo população suficiente dos agentes de controle biológico, um novo fluxo da praga pode

acontecer na área. Alimento em abundância e ausência de inimigos naturais permitem um rápido crescimento populacional, suficiente para aumentar o problema para o agricultor (um fenômeno chamado "ressurgimento" da praga) causando danos ainda mais graves. Outro fenômeno comumente observado é a ação negativa do inseticida sobre os inimigos naturais de outras espécies de inseto que, embora presentes na área, tinham sua população em nível tal que raramente atingiria número para causar perdas econômicas e, por isso, são espécies consideradas "pragas secundárias". Isso ocorre precisamente pela ação eficiente do controle biológico natural. Com a eliminação deste tipo de controle, a espécie também pode aumentar sua população a ponto de causar danos severos à planta hospedeira, uma situação conhecida como "explosão populacional" de uma praga secundária.

Três formas de controle biológico aplicado são geralmente reconhecidas, com base em como os inimigos naturais são manipulados. No "biocontrole clássico", espécies exóticas de inimigos naturais são importadas e liberadas na região onde ocorre a praga-alvo. A adaptação plena das espécies introduzidas pode resultar em controle completo, contínuo e em grande escala.

Outra maneira de aumentar a eficiência do controle biológico é usar técnicas voltadas para o "aumento da população" de certas espécies de inimigos naturais já reconhecidos na área onde o controle de uma praga é desejado. Para aumentar a população do agente de controle biológico, liberações periódicas são realizadas no campo. Normalmente, os inimigos naturais usados em programas de liberações são comprados de empresas comerciais (biofábricas). As estratégias de uso do biocontrole, seja através do modo clássico ("importação") ou através da técnica de "aumento da população local", envolvem a manipulação direta dos inimigos naturais pela liberação intencional na área-alvo.

Uma terceira maneira de usar o controle biológico é através da "conservação" dos inimigos naturais e, ao contrário das estratégias anteriores, trabalha com as populações dos inimigos naturais existentes de forma indireta, tornando o ambiente mais favorável. Isso pode envolver a remoção de fatores que influenciam negativamente os inimigos naturais ou a adição de fatores que os influenciam positivamente. Muitas vezes, as práticas de biocontrole visando a conservação procuram minimizar as ações de ruptura natural do agroecossistema. No entanto, o controle biológico pelo método de conservação também é uma parte importante de qualquer um deles, seja o clássico ou o método de aumento da população.

Importância do controle biológico

Os dados de pesquisa de campo obtidos e publicados por diferentes pesquisadores no exterior e principalmente no Brasil indicam a grande biodiversidade de insetos benéficos em áreas agrícolas, especialmente onde a carga química aplicada é baixa. Esta biodiversidade certamente tem proporcionado o controle natural de diferentes espécies de insetos fitófagos, impedindo suas populações de atingirem o nível de dano econômico. Portanto, a busca pelo aumento da biodiversidade deve ser sempre praticada, especialmente para áreas agrícolas com grande envolvimento de força humana, como ocorre na agricultura familiar. Neste nicho agrícola, e até mesmo na agricultura empresarial, em virtude da dificuldade de se ter resultados consistentes e sustentáveis por meio de pulverização com produtos químicos, o controle biológico é uma alternativa interessante para mitigar problemas com insetos-pragas. As liberações inundativas ou inoculativas de agentes de controle biológico natural, como aqueles que atuam sobre as pragas em seus estágios de ovos ou imaturos, juntamente com a implementação de práticas de conservação agrícolas que proporcionam uma melhor condição para a sobrevivência dos agentes de controle natural, têm demonstrado aos produtores rurais o valor do controle biológico na redução de pragas. Especificamente na produção orgânica, o controle biológico é uma medida legal a mais importante alternativa de controle das principais pragas. O controle biológico aplicado, que é uma medida seletiva, contará indubitavelmente com a ação complementar de outros agentes naturais de controle biológico, como os relatados por Cruz (2008c), especialmente quando o agricultor fornece as condições adequadas para sua sobrevivência, incluindo a presença de abrigos e alimento em tempos de escassez de presas preferenciais, como os insetos fitófagos.

Vantagens de usar o controle biológico no Brasil

Comparado com outros métodos, o controle biológico de insetos-pragas possui algumas vantagens importantes:

1. Não há casos em que a praga deixa de ser uma fonte de alimento para seus agentes naturais de controle biológico.

2. Os agentes de controle biológico natural são parte da cadeia alimentar e, portanto, não deixam passivos ambientais.

3. A biodiversidade dos agentes naturais de controle biológico pode manter o complexo de pragas em níveis populacionais aceitáveis.

4. O controle biológico com macrorganismos é mais barato do que outros métodos.

5. Os agentes de controle biológico podem ser produzidos por cooperativas ou associações de agricultores.

6. Existem muitas espécies de agentes de controle natural prestando serviço gratuito para o agricultor, as quais devidamente protegidas permanecerão na área de produção agrícola cumprindo seu papel de reduzir as populações das espécies fitófagas.

7. Em muitas regiões do Brasil, a utilização inadequada de produtos químicos, como esperado, não tem reduzido a população de determinadas pragas a ponto de não causar danos e prejuízos.

8. Assim como os produtos químicos, as plantas Bt também não têm obtido o sucesso prometido ao longo do tempo.

9. Falhas na eficácia no controle são devidas ao próprio inseto que, pela pressão seletiva, consegue sobreviver formando populações resistentes.

10. Controle químico realizado tardiamente, ou com resultado abaixo do esperado, leva naturalmente ao aumento no número de aplicações químicas. Ou seja, uma decisão errada sobre o controle da praga causa fatalmente uma ruptura no sistema produtivo atual, agravando o problema tanto do ponto de vista técnico quanto ambiental. O que não acontece com o controle biológico.

11. Insetos benéficos não são veiculados em água e não precisam ser colocados em todas as plantas, pois apresentam alta mobilidade e capacidade de busca da praga-alvo.

Com os erros e correções das experiências mundiais, o controle biológico é hoje um método apropriado para ser usado no manejo de insetos-pragas em diferentes cultivos agrícolas e em especial na agricultura familiar. Além das vantagens técnicas e ambientais do método, a biodiversidade dos agentes de controle biológico encontrados no Brasil é indicativa de que, quando devidamente considerada, pode reduzir significativamente a população de pragas para abaixo daquele nível necessário para causar perdas econômicas.

Para se ter sucesso na estratégia de controle biológico é necessário entender a cadeia alimentar em pelo menos três níveis, a planta, a praga e o agente de controle biológico, considerando que:

1. A fonte de alimento (vegetal) do inseto-praga chega em primeiro lugar.
2. O inseto-praga chega à área-alvo atraído pela sua fonte alimentar.
3. Os agentes de controle biológico dos insetos-pragas chegam mais tarde e não fornecem um nível de controle desejável.

Portanto, para se ter o sucesso esperado, é preciso antecipar a chegada dos agentes de controle biológico (liberação de insetos obtidos em biofábricas) e sempre preservá-los!

Uso de insetos parasitoides e predadores em controle biológico

Várias espécies de insetos são reconhecidas como agentes de controle biológico de pragas. De forma didática, esses agentes são agrupados em parasitoides e predadores. Os parasitoides são conceitualizados como agentes de controle biológico em que pelo menos um de seus estágios de vida está intimamente associado à praga, tratado como um hospedeiro do inimigo natural. Predadores, por outro lado, nunca estão intimamente associados com a praga de insetos, tratada neste caso como presa.

Algumas espécies são reconhecidas por terem os insetos-pragas como alimento tanto na fase jovem como na fase adulta. Por exemplo, dentro do sistema de produção de

vários cultivos vegetais, existem espécies de insetos "predadores" tais como alguns besouros, incluindo joaninhas, espécies de percevejos, como *Orius* e *Podisus*, entre outros. Outro grupo importante de predadores inclui espécies que apenas em uma fase da vida têm o hábito de se alimentar de insetos, como os denominados "bichos-lixeiros".

No grupo dos parasitoides, existem espécies que parasitam exclusivamente ovos, especialmente de insetos da ordem Lepidoptera, que incluem várias pragas importantes representadas pelas lagartas. Os parasitoides de ovos têm sido muito utilizados nas pesquisas sobre controle biológico, principalmente através das espécies de *Trichogramma* e *Telenomus* (Figueiredo et al., 1999, 2002, 2006a, 2006b, 2015), entre tantos outros, que colocam seus ovos dentro do ovo da praga e só saem quando atingem a idade adulta. Assim, quando o parasitismo é total, nenhum dano da praga ocorre.

Há parasitoides como *Chelonus insularis* que também colocam seus ovos dentro do ovo da praga, no entanto, permitem o desenvolvimento embrionário do hospedeiro (praga). São parasitoides de ovo-larva, pois, ao nascer, a larva da praga carrega no seu corpo a larva do parasitoide. Como uma larva sadia, a larva parasitada começa a se alimentar normalmente, mas, por estar parasitada, aos poucos ela vai reduzindo a ingestão de alimento até a morte causada pelo parasitoide, de tal forma que o dano causado à planta não atinge um nível que exigiria seu controle.

Existem também várias espécies de parasitoides que atuam exclusivamente na fase de larva (parasitoides de larva), como as vespas dos gêneros *Campoletis*, *Eiphosoma*, *Exasticolus* e de muitos outros. A fêmea adulta destes parasitoides coloca seus ovos dentro do corpo da larva hospedeira (praga). Ao eclodirem, as larvas dos parasitoides se desenvolvem até próximo ao período de pupa, quando saem do corpo do hospedeiro, matando-o. As larvas da praga parasitada causam algum dano, mas a magnitude não é suficiente para promover danos significativos à planta hospedeira.

Além dos parasitoides de ovo, de ovo-larva e exclusivo de larvas, diferentes espécies podem entrar no estágio larval da praga e apenas provocar a mortalidade do inseto hospedeiro quando este está no estágio da pupa, como é o caso de algumas espécies de moscas. É possível também ocorrer parasitoides exclusivos de pupas e até mesmo parasitoides de insetos adultos

Controle biológico e manejo integrado de pragas

O Manejo Integrado de Pragas (MIP) foi concebido como uma estratégia usada para controlar pragas que combina medidas de controle biológicos e culturais, além de alternativas ao controle químico, reduzindo seu uso gradualmente. O objetivo do MIP é manter os níveis populacionais das pragas abaixo do nível de dano econômico, ao mesmo tempo em que minimiza os efeitos nocivos dos agrotóxicos sobre a saúde humana e os recursos ambientais. Portanto, o controle biológico é a base do Manejo Integrado de Pragas.

Uma das principais consequências do mau uso de pulverizações químicas para o controle de insetos é o desequilíbrio ocasionado pela drástica redução de agentes de controle biológico natural. Ocorre redução na população tanto da praga-alvo da pulverização como da população de outros macrorganismos cujo papel no agroecossistema é se alimentar de espécies de insetos fitófagos, muitas vezes mantendo-as com populações abaixo daquela que causaria danos econômicos. Tal situação, em geral, não acontece quando se utiliza de um método biológico específico para controlar uma determinada espécie de praga, pois ocorre uma ação conjunta dos agentes de controle.

Controle biológico aplicado à agricultura: a cultura do milho como exemplo

Os avanços no conhecimento sobre os agentes de controle biológico das pragas de milho, a disponibilidade comercial de alguns desses insetos benéficos e a conscientização da importância do monitoramento das pragas para a correta tomada de decisão sobre a necessidade de iniciar medidas de controle são fatores fundamentais para o sucesso no controle de pragas tanto em milho como em outras plantas cultivadas. Por exemplo, o controle da lagarta do cartucho ficou facilitado com o desenvolvimento de pesquisas com feromônio sexual sintético (Cruz et al., 2010, 2012) e, posteriormente, com

a disponibilidade comercial de kits para monitoramento que incluem feromônio sexual sintético e armadilha com piso colante.

O controle biológico ocorre ao se liberar grande quantidade de determinado inseto benéfico em uma única vez no campo (liberação inundativa) e/ou em liberações periódicas, com menor número de insetos (liberação inoculativa). Como já salientado, esses insetos são originários de criações em laboratório (biofábricas) e caracterizam o controle biológico aplicado. Igualmente importante é o controle biológico natural, alcançado pela ação dos insetos benéficos que já estão presentes na área-alvo.

Em áreas onde a aplicação de produtos químicos tradicionalmente é a opção preferida de controle, a ocorrência natural de insetos benéficos é, em geral, insignificante ou ausente. Portanto, em um programa inicial de controle biológico, o maior impacto sobre a população da praga-alvo provém de liberações inundativas e/ou liberações inoculativas. Uma vez que não há aplicação de substâncias químicas na área, após a liberação do agente de controle biológico, há um aumento gradual na população de outros agentes benéficos de controle. Juntos, todos podem contribuir para a redução da população da praga-alvo e para a redução da população de outras espécies fitófagas em uma situação de equilíbrio. O uso de estratégias que permitam a preservação de todos os agentes de controle biológico deve ser rotineiro em áreas agrícolas.

O controle biológico é um dos principais pilares do MIP. Independentemente do sistema de cultivo, o MIP deve seguir os mesmos passos. O primeiro é evitar a quebra do equilíbrio existente no sistema agrícola, especialmente em relação à população de insetos benéficos, tanto em número de espécies como em número de indivíduos por espécie. Uma maneira simples para isso é propiciar, nas proximidades do cultivo principal, condições para a sobrevivência dos agentes de controle natural. A disponibilização de plantas que forneçam abrigo, alimentação alternativa e condições para a multiplicação de espécies benéficas pode ser o diferencial na regulação da população de insetos-pragas. A manutenção, por exemplo, nas bordas do cultivo principal, de algumas fileiras de sorgo, girassol ou crotalária é alternativa para compor a paisagem agrícola com o objetivo de aumentar a biodiversidade de insetos benéficos.

O segundo passo na implementação do MIP, com ênfase no controle biológico, é o foco na principal praga, para a qual o Nível de Dano Econômico (NDE) já foi determinado. O NDE significa o nível populacional da praga com potencial para causar uma redução na produtividade, cuja perda monetária é pelo menos equivalente ao custo de seu controle. Esse

conceito, como pode ser visto, é puramente econômico. Uma análise mais aprofundada deve também considerar os custos adicionais gerados pelos impactos colaterais do método de controle escolhido, como a eliminação de agentes de controle biológico e/ou outros insetos benéficos, como os polinizadores.

Conhecendo previamente o NDE, o próximo passo do MIP é comparar o valor de referência para o NDE da praga-alvo com o valor real da infestação nas condições de campo, obtidas através da amostragem. O valor real encontrado sendo igual ou maior do que a referência sugere a necessidade de medidas de controle.

O critério para se determinar o valor real da infestação, em geral, é a presença da praga na fase em que se alimenta da planta ou o sintoma do dano por ela provocado. Em ambos os casos, não há boa eficiência. Por exemplo, a presença de uma larva, inevitavelmente, significa dano na planta e algum dano adicional pela manipulação da planta no processo de amostragem. Quando a amostragem é apenas com base em lesões, existe o risco de considerar uma planta sem injúria aparente, estando presente a praga. Esses critérios determinam tradicionalmente a necessidade de controle, que tem sido realizado por pulverizações, com produtos químicos, principalmente.

Cruz et al. (2012) demonstraram a maior eficiência no monitoramento de *Spodoptera frugiperda* em milho usando armadilhas colantes associadas ao feromônio sexual sintético da praga, em relação aos outros métodos de monitoramento. O uso da armadilha determinou, com sucesso, o controle biológico da praga pela liberação na época apropriada do parasitoide de ovo *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 em milho sob sistema orgânico de produção (Figueiredo et al., 2015).

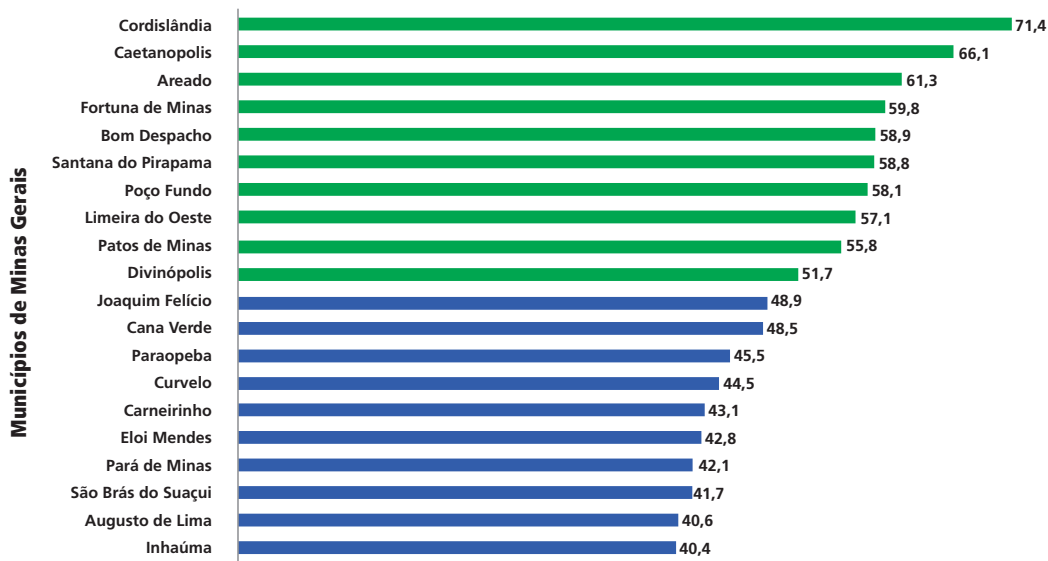
A terceira estratégia do MIP, baseada em métodos biológicos, é a escolha correta do agente de controle e do método de liberação de campo. Por exemplo, considerando as espécies de Lepidoptera como as pragas mais importantes do milho, especialmente *S. frugiperda* e *Helicoverpa* spp., a liberação inundativa da vespa *Trichogramma* tem sido uma das melhores opções de controle.

Como reconhecer os inimigos naturais associados às pragas de milho

Não é tarefa fácil para o agricultor reconhecer no campo a presença das diferentes espécies de inimigos naturais. Esta tarefa é mais árdua quando se trata de parasitoides, cujos adultos são muito ágeis, e as demais fases muitas vezes estão no interior do abdômen da praga hospedeira. Ao contrário, os predadores são muito mais volumosos na fase adulta e não são tão ágeis como os parasitoides.

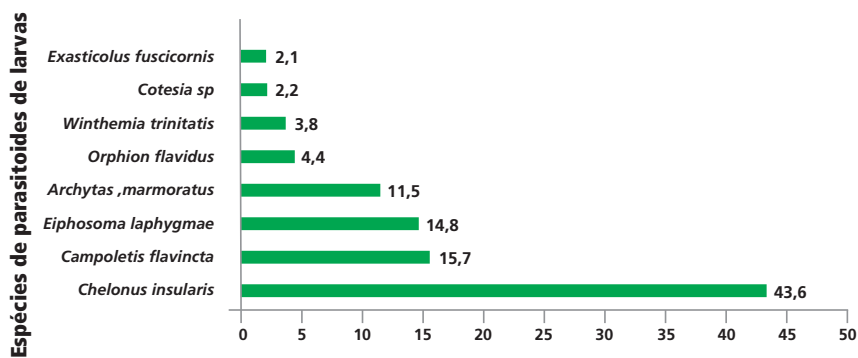
Uma possibilidade que pode ser adotada pelos produtores é a formação de parcerias com os extensionistas da Emater, faculdades e órgãos de pesquisas estaduais e federais, como a Embrapa, principalmente através de cooperativas, associações de produtores ou sindicatos rurais, com o objetivo de identificar e monitorar os agentes de controle biológico em nível de propriedade ou por região. As Figuras 1 a 3 mostram resultados de monitoramento de parasitoides de larvas de *Spodoptera frugiperda* na cultura do milho (Figura 1), em propriedades rurais em diferentes municípios de Minas Gerais. Neste protocolo, coletam-se larvas de até 30 mm de comprimento, colocando-as individualmente no laboratório em copos de plástico de 50 ml contendo dieta artificial, até o aparecimento de parasitoides ou emergência do adulto da praga.

Em todas as propriedades amostradas foram obtidos parasitoides de *S. frugiperda*, com variações entre 4,8% e 71,4% de parasitismo, indicando a presença de uma ou mais espécies de agentes de controle biológico, em propriedades de tamanhos variados, sem que os produtores tivessem utilizado o controle biológico aplicado. As principais espécies foram aquelas que parasitam os ovos, como é o caso de *Chelonus insularis*, ou aquelas que parasitam larvas pequenas e médias, como as espécies *Campoletis flavicincta* e *Eiphosoma* spp (Figuras 2 e 3).



Parasitismo natural em larvas de *Spodoptera frugiperda*

Figura 1. Índice de parasitismo natural acima de 40% obtido de larvas de *S. frugiperda* coletadas em milho.



Predominância (%) entre as espécies de parasitoides de larvas *S. frugiperda*

Figura 2. Contribuição individual média de parasitoides de larvas de *S. frugiperda* verificada em milho, em municípios de Minas Gerais em um período de sete anos.

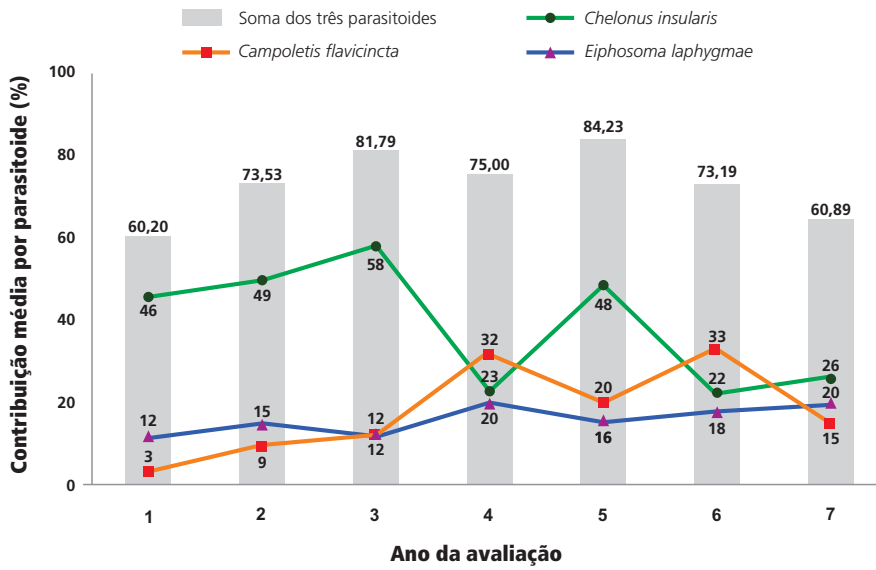


Figura 3. Contribuição dos três principais parasitoides de larvas de *S. frugiperda* coletadas em milho em municípios de Minas Gerais por um período de sete anos.

PARASITOIDES



Parasitoides de ovo

Os parasitoides exclusivos de ovos, ou seja, aquelas espécies que apenas atuam nesta fase da praga, são considerados os mais importantes entre todos os outros agentes de controle biológico, pois impedem a eclosão de larvas, evitando qualquer dano à planta hospedeira. Algumas espécies de parasitoides de ovos são facilmente criadas em larga escala (biofábricas) e já estão comercialmente disponíveis em diversos países, incluindo o Brasil.

***Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**

Existe no Brasil menção do *Trichogramma pretiosum* como agente de controle biológico de *S. frugiperda* e *Helicoverpa zea* (Bod.) em milho, *Erynnis ello* (L.) em mandioca, *Alabama argillacea* (Hueb.) e *Heliothis virescens* (Fabr.) em algodão (Parra et al., 1987; Bleicher; Parra, 1990; Saavedra et al., 1997; Zucchi; Monteiro, 1997) e *Tuta absoluta* (Meyrick) em tomate (Freitas et al., 1994; Villas Bôas; França, 1996; Haji, 1997; Faria et al., 2000). Na realidade, as espécies de *Trichogramma* têm sido um diferencial no manejo integrado de pragas, especialmente quando aplicado em cultivos agrícolas onde se encontram as espécies de Lepidoptera como pragas-chave. Outro ponto importante do *Trichogramma* é sua atuação exclusiva sobre os ovos das pragas, podendo eliminar a praga sem qualquer tipo de dano à planta hospedeira.

As espécies de *Trichogramma* são constituídas por insetos muito pequenos, com dimensões menores que um milímetro. O ciclo total do parasitoide é de cerca de 10 dias. A fêmea faz sua oviposição dentro do ovo de seu hospedeiro. Dentro de algumas horas, a sua larva nasce e se alimenta do conteúdo do ovo do hospedeiro durante todo o seu ciclo larval. Uma característica do ovo parasitado é se tornar enegrecido quatro dias após ser parasitado (Figura 4). Após um curto período de pupa, ocorre a emergência do inseto adulto, que inicia imediatamente o processo de busca de uma nova postura para continuar a propagação da espécie.



Figura 4. Ovos de *S. frugiperda* recém-parasitados (esquerda) e ovos quatro dias após o parasitismo (ovos enegrecidos).

Como utilizar o *Trichogramma* em milho para o controle de *Spodoptera frugiperda*

A eficiência do controle varia principalmente em função da densidade do inseto, da velocidade do vento, da precipitação e do número de pontos de liberação. O parasitismo depende do sincronismo entre a presença da fêmea do parasitoide e a existência dos ovos do hospedeiro. Portanto, é fundamental determinar a chegada da mariposa na área onde se quer fazer o controle biológico aplicado, antes do início da postura.

Uma alternativa para o monitoramento das mariposas em milho é usar armadilha (Figura 5) contendo um piso colante removível e o feromônio sexual sintético da praga (Brasil, 2019) para a captura de adultos (Cruz et al., 2012). A liberação da vespa *Trichogramma* deve ser realizada quando se atingir a captura de três mariposas por armadilha, pois isto significa alta probabilidade de ocorrer uma população de larvas com potencial de redução da produtividade do milho. É essencial, portanto, para se obter sucesso no controle da praga, que o produtor mantenha, individualmente ou através de parcerias

com cooperativas, associações de produtores ou sindicato rural, o monitoramento ao longo do ciclo do milho, especialmente para o plantio escalonado, como é o caso da produção de milho verde para venda *in natura* ou milho doce produzido para a agroindústria e até mesmo para produção de campos de sementes.

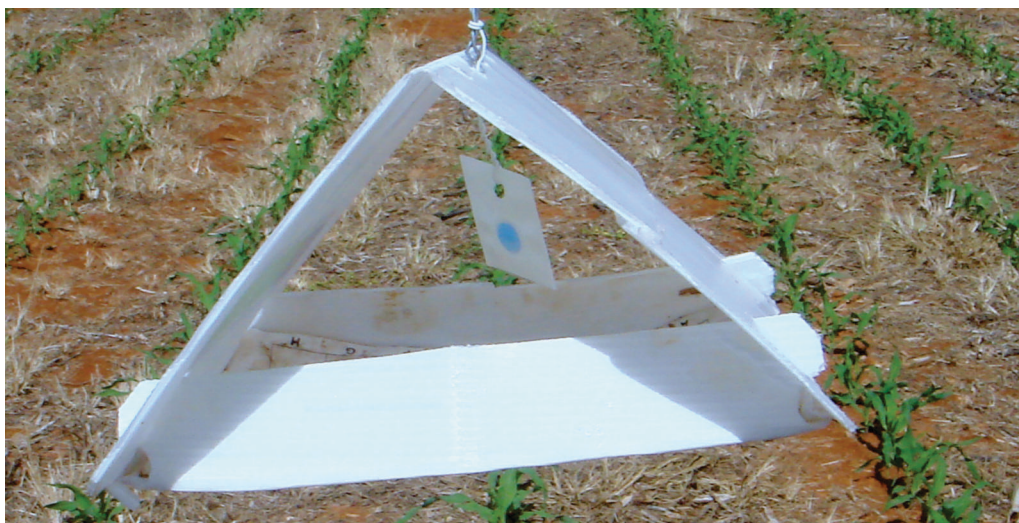


Figura 5. Armadilha para atração e captura de adultos de *S. frugiperda* mostrando o sachê contendo o feromônio sexual sintético.

O *Trichogramma* é produzido em biofábricas registradas onde o agricultor pode adquirir o seu produto. Existe também a possibilidade de produção em cooperativa ou associação de produtores. Até mesmo o produtor individual, dependendo do tamanho da área de produção, pode ter sua própria fábrica dentro dos parâmetros legais. Existem vantagens importantes de se ter uma biofábrica sob o comando de quem produz o parasitoide e ao mesmo tempo ser o próprio consumidor do produto biológico. Entre tais vantagens estão a disponibilidade imediata do produto e sua proximidade do local onde será utilizado. Sendo uma biofábrica com o devido registro, e possivelmente com um custo menor, a produção excedente pode ser comercializada para terceiros.

O *Trichogramma* é produzido utilizando ovos de um inseto alternativo como fonte de alimento para a sua larva e comercializado na forma de pupa, já próximo da emergência do inseto adulto. Uma vez liberado no campo, em poucas horas ocorre a emergência do parasitoide, cuja fêmea será a responsável por localizar os ovos da praga e colocar o seu próprio (Figura 6). A partir deste ponto, o ovo da praga passa a ser consumido pela larva do

parasitoide até que esta atinge o completo desenvolvimento e transforma-se na fase de pupa de coloração escura, um sinal característico de que o ovo está parasitado (Figura 4). Cerca de cinco dias após a formação da pupa do parasitoide, ocorre a emergência de um novo adulto que força a saída da “casca” do ovo da praga, iniciando um novo ciclo. Para cada geração da praga, ao redor de 30 dias, o *Trichogramma* completa três gerações.



Figura 6. Fêmeas (0,5 mm de comprimento) de *T. pretiosum* parasitando ovos de *S. frugiperda*.

Existem diferentes maneiras de liberar o parasitoide para o controle de *S. frugiperda* em milho e esta escolha dependerá do tamanho da área. Em áreas pequenas, o agricultor pode, manualmente ou através de qualquer veículo, caminhar na área liberando os insetos adultos (Figura 7). Ao contrário das pulverizações, seja com produtos químicos ou microbiológicos, que precisam atingir a praga-alvo ou pelo menos garantir que a praga vá consumir a folha pulverizada, a vespa, por sua alta mobilidade e capacidade de se orientar para onde está a postura da praga, não precisa ser colocada na planta. No entanto, para

facilitar o trabalho do inseto, reduzindo o seu tempo na busca das posturas, é recomendado liberar o inseto em diferentes pontos da área. Em grandes áreas, o *Trichogramma* pode ser liberado através de drones específicos, para efetuar o seu trabalho.

A liberação no campo para pequenas áreas pode ser realizada com a vespinha adulta ou com porções recortadas de cartelas contendo pupas próximas à emergência do adulto de *Trichogramma*. Neste caso, colocam-se as porções de cartela sobre a planta (Figura 8) ou mesmo como ovos soltos, seja em recipiente tipo “saleiro” ou dentro de cápsulas gelatinosas.



Figura 7. Liberação de vespa adulta de *Trichogramma* em milho para o controle de *S. frugiperda*, especialmente para pequenas áreas de cultivo de milho.

Em grandes áreas, o *Trichogramma* pode ser liberado utilizando-se drones com dispositivo apropriado para aplicação (Figura 9).

A dose recomendada para uso no controle de *S. frugiperda* é 100 mil parasitoides adultos/hectare (Brasil, 2019), acesso em 10 de maio de 2019, distribuídos em mais ou menos 25 pontos (Figura 10). A eficiência no controle, a disponibilidade comercial e preços competitivos são os principais motivos para o uso crescente de *Trichogramma* como principal agente macrobiológico de insetos-pragas no Brasil.



Figura 8. Colocação no cartucho do milho de porções de cartela (2,5 cm x 2,5 cm) contendo pupas de *Trichogramma* próximo à emergência da vespa adulta.



Figura 9. Drone com dispositivo para aplicar *Trichogramma* em milho.

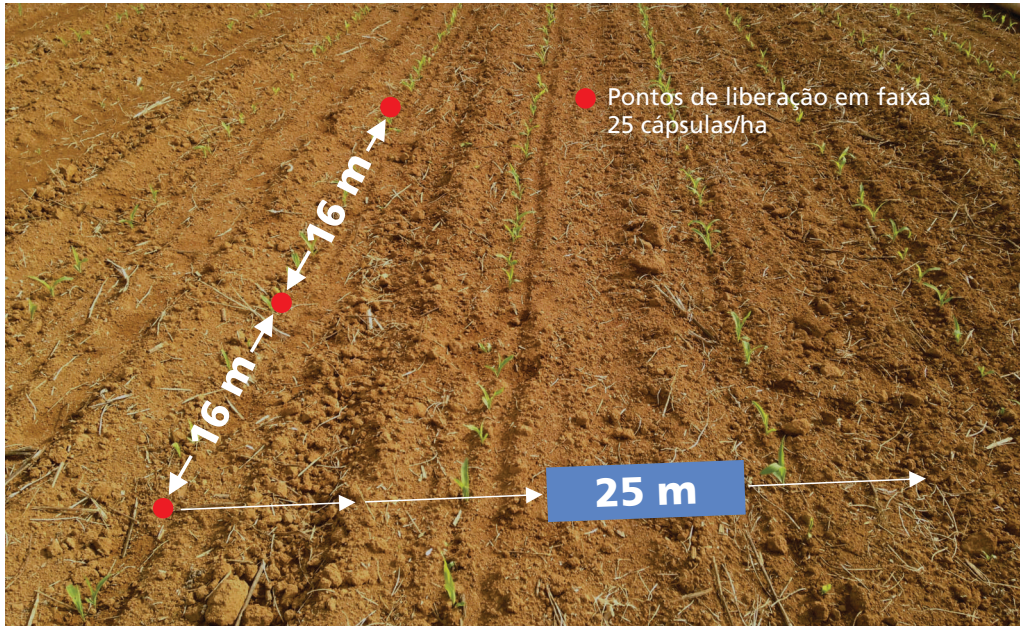


Figura 10. Esquema de liberação de *Trichogramma* em milho para o controle de *S. frugiperda*.

Vantagens adicionais do uso do *Trichogramma*

Não há dúvida de que o uso unilateral de produtos para o controle de pragas, pela aplicação excessiva e/ou incorreta ou por serem produtos geralmente de amplo espectro de ação, traz consequências negativas, podendo ocorrer a redução ou extinção de espécies, o desenvolvimento de resistência em pragas, sejam primárias ou aquelas anteriormente consideradas secundárias, aumentando ou criando problemas de pragas, além de contaminação do ambiente em geral, e em especial da água subterrânea. A utilização do *Trichogramma* não gera nenhum destes problemas mencionados. Outro ponto importante que deve ser salientado é o controle continuado oferecido pelo parasitoide. Em função do ciclo de vida relativamente curto em relação à praga, e por ser um parasitoide exclusivo de ovos, cuja sobrevivência depende da presença da praga, que é comum em áreas de milho (Figura 11), estarão disponibilizados os ovos essenciais para a perpetuação do *Trichogramma* ao longo do ciclo do milho.

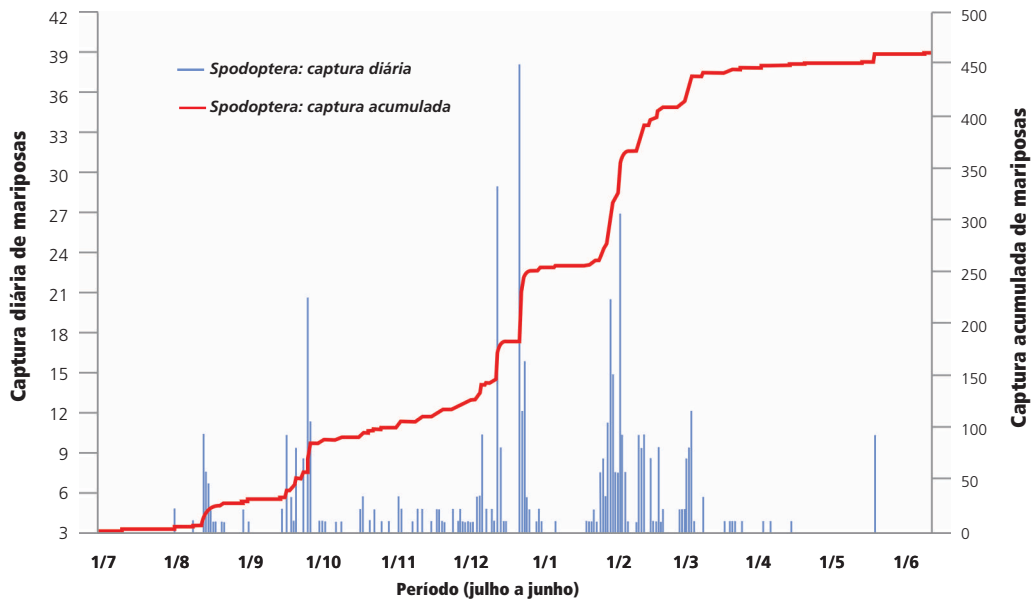


Figura 11. Captura média diária e acumulada de mariposas de *Spodoptera frugiperda*

Uma das razões de muitas espécies fitófagas, embora presentes na área, não desenvolverem populações suficientes para causar prejuízos econômicos a diferentes espécies de plantas cultivadas pode ser a presença de diferentes espécies de inimigos naturais, incluindo macro e microrganismos. Por exemplo, a Figura 12 mostra diferentes agentes de controle biológico de larvas de *Spodoptera frugiperda* em alguns municípios de Minas Gerais. Portanto, o nível populacional desses organismos benéficos será responsável pela maior ou menor importância das espécies fitófagas em determinada localidade. Assim, é fundamental a utilização de estratégias que favoreçam tanto a conservação como o aumento dos agentes de controle biológico natural, visando a sustentabilidade do sistema produtivo, não só em relação a uma praga considerada principal, mas também às demais espécies fitófagas, caracterizando a modalidade do controle biológico conservativo. A utilização de uma tecnologia de controle, como a vespa *Trichogramma*, para o controle biológico de *S. frugiperda* é, portanto, uma estratégia importante pela sua alta especificidade em ovos de Lepidoptera. Desse modo, é importante que o agricultor utilize, na propriedade, diferentes ações com o objetivo de preservar, proteger ou propiciar o aumento da população dos organismos benéficos. Ao contrário, uma medida de controle químico, mesmo que tenha eficiência no controle da praga-alvo, pode não ser adequada por sabidamente ocasionar a redução populacional dos organismos benéficos.

O controle biológico conservativo, portanto, deve ser uma tecnologia de controle fundamental na manutenção da sustentabilidade no ambiente agrícola em relação à maior ou menor capacidade de uma espécie fitófaga em causar danos à planta hospedeira e, por consequência, causar prejuízos econômicos (Barbosa, 1998; Thomas et al., 1991, 1992; Collins et al., 2003a, 2003b; Altieri et al., 2003; Altieri, 2004; Bengtsson et al., 2005; Hole et al., 2005; Brown et al., 2010). Tais autores indicam como boa prática agrícola o fornecimento de áreas de refúgio visando a melhor ação dos insetos benéficos, como a implantação de faixas de outras espécies de plantas nas proximidades do cultivo principal. Assim, o controle biológico conservativo depende de inimigos naturais que já são adaptados ao sistema produtivo. Por exemplo, já existem informações sobre a presença de insetos benéficos em diferentes regiões do estado de Minas Gerais, mesmo em propriedades rurais sem nenhum planejamento sobre o controle biológico conservativo.

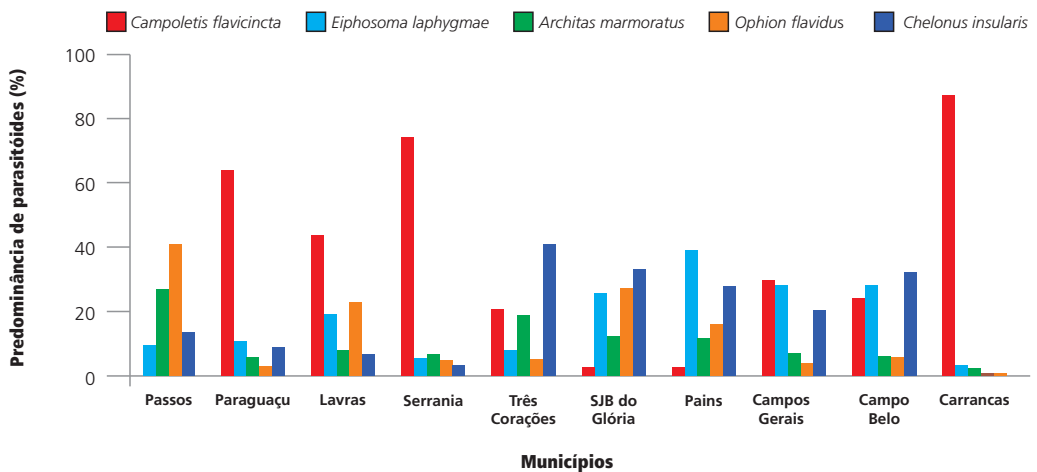


Figura 12. Predominância de parasitoides obtidos de larvas de *S. frugiperda* coletadas em milho em alguns municípios de Minas Gerais.

Telenomus remus **(Hymenoptera: Scelionidae)**

O adulto de *T. remus* é maior do que o *Trichogramma* spp, apresenta o corpo preto e brilhante e mede entre 0,5 e 0,6 mm de comprimento. O ciclo de vida do parasitoide, em média, considerando a temperatura do verão, pode ser resumido da seguinte forma: período de incubação em torno de 10 horas; período larval em torno de cinco dias; e período de pupa de cinco dias, ou seja, o período total de desenvolvimento, desde a colocação de ovos até a emergência do adulto, é de cerca de 10 dias. Após o desenvolvimento completo da fase imatura de *T. remus*, o adulto perfura um pequeno orifício no ovo do hospedeiro, através do qual ele emerge. Em geral, os machos emergem 24 horas antes das fêmeas e após a emergência permanecem na massa de ovos em que surgiram ou buscam outras massas parasitadas. Este parasitoide apresenta alta especificidade para *Spodoptera frugiperda* e pode parasitar mais de 250 ovos durante sua vida (Figuras 13 a 16). O uso de *Telenomus*, no controle de *S. frugiperda*, segue a mesma dinâmica do uso de *Trichogramma*, porém, com uma quantidade de 60 mil insetos por hectare. O inseto também tem se mostrado como alternativa para o controle biológico de *Helicoverpa*.



Figura 13. Fêmea adulta de *Telenomus remus*, parasitoide de ovos de *S. frugiperda*.

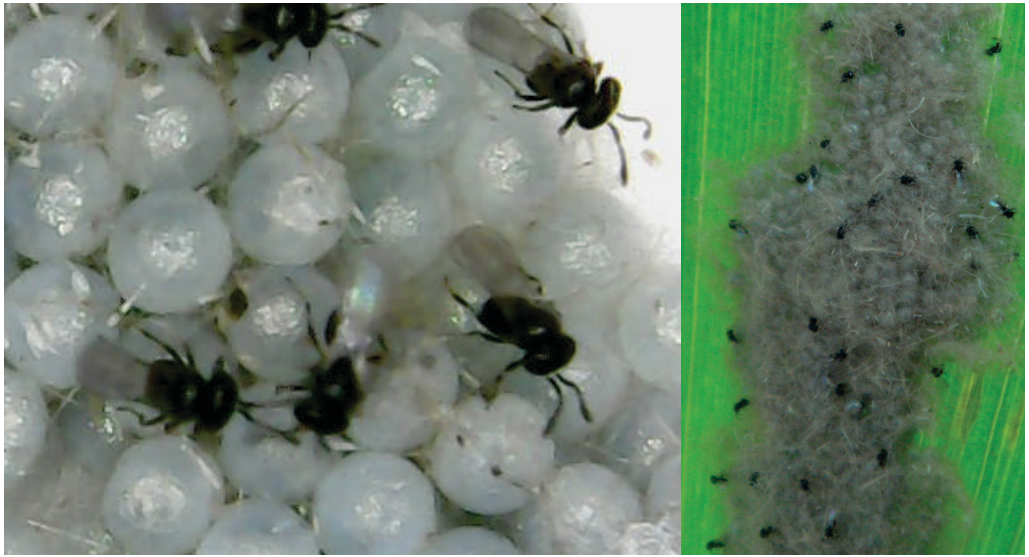


Figura 14. *Telenomus remus* parasitando ovos de *S. frugiperda*.



Figura 15. Ovos de *S. frugiperda* parasitados (negros) por *T. remus*.



Figura 16. Orifício de saída de *T. remus* do ovo de *S. frugiperda*.

***Gryon vitripenne* Masner
(Hymenoptera,
Platygastridae, Scelioninae)**

Gryon vitripenne Masner (1983), inseto medindo menos do que 2 mm, é um parasitoide solitário de ovos de *Leptoglossus zonatus* (Dallas, 1852) (Heteroptera, Coreidae), praga que pode ser encontrada causando danos em cereais, hortaliças e árvores frutíferas. O parasitoide (Figura 17) foi recentemente identificado no Brasil (Perioto et al., 2019), proveniente de amostras de ovos da praga coletadas em Minas Gerais e Goiás, em milho e tomate.



Figura 17. Parasitoide *Gryon vitripenne* sobre a postura (acima esquerda) de *L. zonatus*; detalhe da emergência do parasitoide e casal do inseto fitófago.

Parasitoides de ovo-larva

***Chelonus insularis* (Hymenoptera: Braconidae)**

O parasitoide *Chelonus insularis* parece ser, entre os vários agentes de controle biológico natural de *S. frugiperda*, o mais disperso geograficamente, especialmente nas Américas, como relatado por vários autores (Wheeler et al., 1989; Molina-Ochoa et al., 2003; Cruz et al., 2009; Cortez-Mondaca et al., 2010, 2012; Rios-Velasco et al., 2011; Estrada-Vírgen et al., 2013; González-Maldonado et al., 2014; Meagher Jr. et al., 2016).

Estudos básicos do parasitoide foram realizados por Rezende et al. (1994, 1995a, 1995b). Na fase adulta, o inseto é uma vespa que mede cerca de 20 mm na envergadura. A fêmea coloca seus ovos dentro dos ovos de *S. frugiperda* (Figura 18). O ciclo do inseto compreendido do ovo até a emergência do adulto é em torno de 27 dias, sendo distribuído em um período de larva, com duração média de 20 dias, e pupa com duração de seis dias. A quantidade de ovos parasitados pode chegar a 100 no caso de ovos de *S. frugiperda*.

A relação entre o consumo de folhas da larva sadia e da larva parasitada é de 15:1, ou seja, a menor alimentação da larva parasitada significa, na prática, menos danos à planta. A Figura 19 mostra a diferença de desenvolvimento entre uma larva sadia de *S. frugiperda* e outra parasitada por *C. insularis*, sendo que ambas nasceram na mesma data. Esse parasitoide é muito comum no Brasil e, de acordo com Figueiredo et al. (2006a, 2006b), 91% do parasitismo natural, encontrado em amostras de larvas de *S. frugiperda* coletadas em plantas de milho no campo, foi proporcionado por *C. insularis*, em relação à ocorrência de outros parasitoides da larva.

Ao contrário das espécies de *Trichogramma* e *Telenomus remus*, que utilizam todo o conteúdo interno do ovo do hospedeiro como fonte de alimento para o desenvolvimento de suas larvas, saindo somente como o inseto adulto, a espécie *C. insularis*, que também é primordialmente um parasitoide de ovo e que coloca apenas um ovo por ovo do

hospedeiro, apresenta diferenças comportamentais, pois não impede a eclosão da larva de *S. frugiperda* que, logo ao nascer, inicia sua alimentação nas folhas do milho ou de outra planta hospedeira. No entanto, a larva de *C. insularis* faz com que a larva da praga reduza gradativamente a capacidade de ocasionar injúrias à planta, até não mais se alimentar. Próximo de atingir o desenvolvimento completo da larva de *C. insularis*, a larva parasitada abandona a planta e se dirige para o solo. Esta é uma estratégia normal ao final do período de desenvolvimento de uma larva sadia da praga, para que ocorra a transformação de larva para pupa. Porém, no caso da larva parasitada, a saída da planta ocorre com a larva muito pouco desenvolvida, como se fosse uma transformação precoce para a fase de pupa. A larva parasitada, assim como a larva sadia, constrói uma câmara onde normalmente ocorre a transformação de larva em pupa. No caso da larva parasitada, a câmara é conhecida como câmara da morte. Neste local, a larva do parasitoide perfura o abdômen da larva da praga para então construir um casulo dentro do qual se transforma em pupa.



Figura 18. Fêmea de *Chelonus insularis* parasitando ovos *S. frugiperda*.



Figura 19. Larvas de *S. frugiperda* de mesma idade, sendo uma sadia (acima) e outra parasitada por *Chelonus insularis*.

Parasitoides de larvas

Campoletis flavicincta **(Hymenoptera: Ichneumonidae)**

Juntamente com o parasitoide *Chelonus insularis*, a espécie *Campoletis flavicincta* é muito comum no Brasil e bem estudada em relação ao hospedeiro (Cruz et al., 1995b, 1997a; Matos Neto et al., 2004; Matrangolo et al., 2007). A envergadura do inseto adulto



Figura 20. Casal de *Campoletis flavicincta* em cópula.

é de 15 mm. Após o acasalamento (Figura 20), a fêmea coloca seu ovo preferencialmente no primeiro e segundo estádios de desenvolvimento das larvas de *S. frugiperda* (Figura 21), e a larva do parasitoide completa todo o seu ciclo alimentando-se do conteúdo interno do hospedeiro. À medida que o estágio larval do parasitoide se aproxima do completo desenvolvimento, ao contrário da larva parasitada por *C. insularis*, que vai para o solo, a larva parasitada por *C. flavicincta* deixa o local onde se encontrava na planta de milho, movendo-se para as folhas mais altas, onde permanece até sua morte. Essa morte ocorre quando a larva do parasitoide deixa o corpo da larva parasitada através do abdômen, matando-a, para construir seu casulo no ambiente externo, onde se transforma na fase de pupa. Como um sinal característico, o que restou da larva parasitada permanece ao lado do casulo (Figura 22), tornando a ocorrência desse inimigo natural facilmente identificável.

O ciclo total do parasitoide é, em média, de 22,9 dias, distribuído em 14,5 dias no período de ovo e de larva e de 7,3 dias no período de pupa. A relação de consumo entre uma larva saudável e uma parasitada é de 14,4:1, ou seja, enquanto uma larva não parasitada, ao longo de sua vida, consome em média 209,3 cm² de área foliar, a larva parasitada consome apenas 14,5 cm² ou 6,9% do consumo normal. Assim, ao parasitar larvas pequenas, além de ser eficiente para causar a morte do inseto hospedeiro, há redução significativa no consumo alimentar e, portanto, o dano ocasionado à planta é muito reduzido. Uma só fêmea pode parasitar mais de 200 larvas entre o primeiro e o segundo instar.



Figura 21. Fêmea de *C. flavicincta* parasitando larva (de 2 mm) de *S. frugiperda*.



Figura 22. Casulo (10 mm) de *C. flavicincta* na folha de milho juntamente com o que restou da larva de *S. frugiperda* parasitada.

***Eiphosoma laphygmae* Costa Lima
e *E. vitticolle* Cresson
(Hymenoptera: Ichneumonidae)**

As espécies do gênero *Eiphosoma* associadas a *S. frugiperda* são de tamanho moderado a grande, de cor amarela, com máculas negras, raramente inteiramente negras. É um gênero com cerca de 30 espécies descritas, a maioria ocorrendo especialmente na América do Sul, em altitudes inferiores a 1.500 m. Várias espécies aparecem em diferentes agroecossistemas e algumas são importantes inimigos naturais de lepidópteros-pragas. As espécies tropicais constituem nove grupos. A duração média do ciclo de vida, da oviposição até a emergência do adulto, em condições de laboratório (24,5 °C, umidade relativa de 76%), é em torno de 28 dias. A fêmea deposita seus ovos diretamente dentro do corpo do

hospedeiro, no qual flutuam livremente até parar em seu extremo posterior. Depois da emergência, a larva desenvolve-se lentamente até os primeiros nove dias e alimenta-se, inicialmente, de nutrientes da hemolinfa por absorção cuticular. A ausência inicial de danos aos órgãos vitais do hospedeiro explica a inexistência de efeitos adversos visíveis na larva parasitada. Entre um e dois dias antes do parasitoide sair do corpo do hospedeiro, a larva parasitada dirige-se ao solo, entra no estado de pré-pupa e prepara sua célula pupal, à semelhança do que ocorre com a larva parasitada por *Chelonus insularis*, e se transforma em pupa (Figuras 23 e 24). A larva de *Eiphosoma* consome completamente todos os órgãos do hospedeiro, deixando apenas o tegumento, que é rompido na saída dela, e começa imediatamente a tecer seu próprio casulo.



Figura 23. Adulto de *Eiphosoma laphygmae*, parasitoide de larvas pequenas e médias.



Figura 24. Larva e casulo de *E. laphygmae*, parasitoide de larvas pequenas e médias.

***Ophion flavidus* Brullé (Hymenoptera: Ichneumonidae)**

Esta espécie é distribuída na Costa Rica, no Panamá, na Guatemala, Nicarágua, República Dominicana, Argentina, no Brasil, Paraguai, Peru e Uruguai, segundo relatos de Gauld (1988), Rodríguez-Berrío et al. (2009) e Sánchez et al. (2014). É um parasitoide muito importante para o controle de larvas de *S. frugiperda*, sendo relatadas, em condições experimentais, taxas de parasitismo de até 79% de larvas na Argentina (Gauld, 1988; Quicke, 2015). Mas ele pode também parasitar outras espécies da família Noctuidae, como *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Helicoverpa zea* (Boddie), *Peridroma saucia* (Hübner), *Mythimna unipuncta* (Haworth), *Spodoptera eridania* (Stoll) (Fernandes et al., 2014). Reed (1980) relatou *Ophion flavidus* como o parasitoide mais comum de *S. frugiperda* no estado de Alabama (Estados Unidos) e que as larvas parasitadas consomem 17% a 22% menos alimento do que larvas não parasitadas, dependendo do tamanho do hospedeiro no momento do parasitismo (Rohlf III; Mack, 1983, 1984).

São vespas de tamanho médio, com antenas filiformes, com numerosos artículos (segmentos). Têm corpo longo e fino, medindo cerca de 20 mm de comprimento. Os adultos

são ativos durante o dia. A vespa fêmea geralmente se localiza próximo à fonte de alimento do hospedeiro da praga, utilizando suas antenas para a identificação da larva a ser parasitada. A fêmea tem geralmente o ovipositor longo e visível, que é utilizado para inserir os ovos no corpo do hospedeiro. O comprimento deste ovipositor da fêmea permite injetar seus ovos no interior do corpo da larva de *S. frugiperda* (Figura 25), permanecendo neste local durante o período larval, saindo do corpo da larva para se transformar em pupa.

Em laboratório, a 26 °C, o ciclo de vida do parasitoide foi de 9,6 dias para o período ovo-larva e 16,7 dias para o período de pupa. A longevidade do adulto foi 1,3 dia, em média. Fêmeas acasaladas produziram descendentes machos e fêmeas, enquanto fêmeas não acasaladas produziram apenas machos (Rohlf III; Mack, 1985).



Figura 25. Larva (esquerda, acima), pupa (direita, acima) e adulto de *Ophion flavidus*.

***Colpotrochia mexicana* (Cresson) (Hymenoptera: Ichneumonidae)**

Colpotrochia Holmgren, 1856 é um gênero de insetos parasitoides com mais de 60 espécies descritas. Medem geralmente entre seis e nove milímetros e são parasitoides de Lepidoptera, em situações em que a larva parasitada continua a se locomover e se alimentar enquanto a larva do parasitoide se desenvolve. São endoparasitoides solitários de larvas de diferentes instares e de pupas (Gauld et al., 2002), como é o caso de *C. mexicana* (Figura 26). Embora pouco estudada no Brasil, esta espécie certamente contribui, como outras espécies, para manter o equilíbrio da população de espécies fitófagas, fazendo com que não seja necessária uma medida de controle artificial.



Figura 26. Vespa adulta de *Colpotrochia mexicana*.

***Exasticolus fuscicornis* Cameron (Hymenoptera: Braconidae)**

Exasticolus fuscicornis é um parasitoide (Figura 27) recentemente associado com os primeiros estádios de *S. frugiperda*, medindo cerca de 7 mm de comprimento, que se soma a vários outros agentes de controle biológico, complementando a ação dos parasitoides de ovos, para reduzir a população da praga. Quando a larva do parasitoide é totalmente desenvolvida, a larva parasitada da praga sai da planta e vai para o solo, semelhante ao que ocorre com a larva parasitada por *Chelonus insularis*. No solo, a larva sai do corpo da praga



Figura 27. *Exasticolus fuscicornis* parasitoide de larvas pequenas de *S. frugiperda*: A, adulto recém-emergido; B, casulo; C, larva; e D, adulto emergindo de dieta artificial utilizada na criação da larva hospedeira.

e se transforma em pupa, permanecendo ali até a emergência de um novo adulto, capaz de iniciar uma nova geração. Durante o seu ciclo de vida, o parasitoide pode parasitar cerca de 430 larvas de *S. frugiperda*.

O ciclo de vida do parasitoide de ovo até o aparecimento do adulto é, em média, de 23 dias, e os adultos têm longevidade de 15 e 16,5 dias, para machos e fêmeas, respectivamente (Figueiredo et al., 2006a, 2006b).

***Cotesia* spp (Hymenoptera: Braconidae)**

Os adultos da *Cotesia* são pequenas vespas de 3 a 4 mm de comprimento que, se alimentados adequadamente e a 25 °C, vivem durante 34 horas aproximadamente. A espécie *Cotesia flavipes* (Cameron) é um endoparasitoide gregário, ou seja, as fêmeas depositam múltiplos ovos na cavidade corporal do hospedeiro (Figuras 28 e 29). Em média, uma fêmea coloca cerca de 40 ovos em cada larva da praga. Cerca de três dias depois, a larva do parasitoide entra no corpo da praga, passando por três instares dentro da larva hospedeira. O período de ovo a larva do parasitoide dura aproximadamente 14 dias. Depois de deixar o hospedeiro, larvas de último instar tecem um casulo e se transformam em pupa, e este período dura aproximadamente seis dias, ao final do qual ocorre a emergência dos adultos. A espécie é muito utilizada no Brasil, para o controle biológico aplicado na cana-de-açúcar, para reduzir a população da broca *Diatraea saccharalis*, que também é praga do milho e do sorgo.

A espécie *Cotesia marginiventris* (Cresson) (Figura 30), inseto medindo cerca de um milímetro, ao contrário de *C. flavipes*, é um endoparasitoide solitário. É conhecida por parasitar larvas de várias espécies de Lepidoptera, incluindo as do gênero *Spodoptera*. Meagher Jr. et al., (2016) relataram que, em pesquisa de campo com milho doce na Flórida, Estados Unidos, *C. marginiventris* juntamente com o *Chelonus insularis* são os parasitoides mais comuns em larvas de *S. frugiperda*, representando 47,3% e 46,6% do parasitismo total, respectivamente. O inseto tem uma ampla distribuição geográfica e pode ser considerado um parasitoide promissor para uso em controle biológico (Ashley et al., 1982; Pair et al., 1986; Riggan et al., 1992, 1993; Molina-Ochoa et al., 2003).

O ciclo de vida de ovo a adulto de *C. marginiventris* é aproximadamente de 13 dias, e a fêmea adulta parasita preferencialmente larvas muito pequenas (dois primeiros instares) de Noctuidae como *S. frugiperda*, *Agrotis ipsilon* (Hufn.) e *Helicoverpa zea* (Boddie), colocando um único ovo no hospedeiro onde a larva se desenvolve. Entre sete e dez dias, o parasitoide sai da larva parasitada para transformar-se em pupa dentro de um casulo de coloração branca. A larva parasitada praticamente não se alimenta. O adulto mede por volta de 3 mm de comprimento e vive cerca de uma semana, porém, coloca seus ovos no hospedeiro entre dois e quatro dias de idade. Embora com preferência por larvas, eventualmente pode parasitar ovos.



Figura 28. *Cotesia flavipes* parasitando a larva de *Diatraea saccharalis*.



Figura 29. Casulo de *Cotesia flavipes* proveniente de larvas de *Diatraea saccharalis*.



Figura 30. Casulos e adultos do parasitoide *Cotesia marginiventris* obtidos de larvas desenvolvidas em larvas de *Spodoptera frugiperda*.

Outros parasitoides de larvas da ordem Hymenoptera

Meagher Jr. et al. (2016) relataram a associação dos endoparasitoides solitários *Aleiodes laphygmae* (Viereck) (Braconidae), *Meteorus* spp. (Braconidae) e do ectoparasitoide gregário *Euplectrus platyhypenae* (Eulophidae) com larvas de *S. frugiperda*, embora ainda com poucas informações biológicas sobre tais espécies.

O gênero *Meteorus* Haliday (Hymenoptera: Braconidae) é cosmopolita e com cerca de 340 espécies descritas, todas são endoparasitoides de larvas de Coleoptera ou Lepidoptera, incluindo *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), *Lymantria dispar* (L.) e *S. frugiperda*, sendo atualmente descritas no Brasil as espécies *M. eaclidis* Muesebeck e *M. citiesendi* Muesebeck, *M. atlanticus* n. sp., *M. ferruginosus* n. sp., *M. itatiaiensis* n. sp., *M. monoceros* n. sp., *M. strigatus* n. sp., *M. jeroi* Aguirre & Shaw, *M. laphygmae* Viereck e *M. megalops* Zitani (Almeida; Pentead-Dias, 2015).

Villegas-Mendoza et al. (2015) relataram que o parasitoide *Meteorus laphygmae*, tendo como hospedeiro larvas de *S. frugiperda*, se alimentam por um tempo médio de 9,5 dias, findo o qual saem após fazer um orifício no último segmento abdominal do hospedeiro. A larva que foi parasitada para de se alimentar, perde sua mobilidade e morre em até 48 horas. O período de pupa do parasitoide dura uma média de sete dias quando, então, surge o inseto adulto, que tem uma longevidade ao redor de 20 dias. O parasitoide também parasita outras espécies de *Spodoptera*, além de *S. frugiperda*.

A espécie *Euplectrus laphygmae* é um ectoparasita gregário de muitas espécies da família Noctuidae, onde estão incluídas as principais pragas de milho. Segundo Gudeta (1998), antes de colocar seus ovos, o parasitoide paralisa temporariamente o hospedeiro. Nesta condição, as fêmeas fazem a postura nos primeiros três segmentos abdominais, podendo colocar um ovo ou grupos de ovos, variando de dois a 13, com média de quatro ovos por grupo de ovos colocados. Os ovos são colocados principalmente nas larvas de segundo ou terceiro instar e, em média, a incubação dura dois dias. A fêmea parece selecionar os instares de maior duração de modo a garantir que as fases de desenvolvimento ovo-larva do parasitoide sejam completadas dentro de um mesmo estágio de desenvolvimento do hospedeiro (Gudeta, 1998).

O desenvolvimento do ovo e da larva ocorre externamente no local. A fase de pupa ocorre em um casulo de seda sob o hospedeiro morto. O ciclo completo do inseto parasitoide é por volta de 12 dias para ambos os sexos. Todos os hospedeiros picados pela fêmea morrem, independentemente se ocorreu ou não a oviposição.

***Archytas, Winthemia e Lespesia* (Diptera: Tachinidae)**

Várias espécies da ordem Diptera da família Tachinidae também estão associadas a várias espécies de pragas. Entre as espécies mais comuns, o destaque é *Archytas marmoratus* (Townsend), um parasitoide solitário de pupa de várias espécies de Noctuidae (Lepidoptera), incluindo *Helicoverpa zea* (anteriormente *Heliothis zea*) e *S. frugiperda*. O parasitoide tem um ciclo de vida complexo que lhe permite parasitar uma ampla gama de hospedeiros. A fêmea não coloca os ovos diretamente nos hospedeiros, mas sim coloca vários deles nas proximidades. Os ovos logo produzem larvas, e o parasitismo ocorre quando essas larvas encontram o hospedeiro, no qual penetram entre a cutícula e a epiderme do corpo, onde ficam alojadas. O desenvolvimento de *A. marmoratus* dentro da pupa hospedeira é rápido. Uma vez que a fêmea de *A. marmoratus* coloca vários ovos ao mesmo tempo, e pela possibilidade de mais de uma fêmea ovipositar no mesmo lugar, existe a chance de superparasitismo. Apesar disso, apenas uma larva deste parasitoide completa o desenvolvimento em um hospedeiro. Gross e Young (1984) obtiveram uma redução de insetos adultos de até 66,5% e 42,4%, ao parasitar larvas de 5° e 6° instares de *S. frugiperda* e larvas de 4° e 5° instares de *H. zea*, na fase de cartucho e pendoamento de uma cultivar de milho doce, respectivamente. Gross e Young (1984) destacaram a grande eficiência deste parasitoide que, embora tenha como alvo larvas desenvolvidas e saindo das pupas das duas pragas mencionadas anteriormente, atua em larvas que tipicamente escaparam do parasitismo e/ou predação em estágios mais jovens.

Archytas incertus (Macquart) e *Winthemia trinitatis* Thompson também são espécies consideradas importantes como parasitoides de *S. frugiperda* na cultura do milho no Brasil (Molina-Ochoa et al., 2003; Milward-de-Azevedo et al., 1991). A espécie *W. trinitatis* é relativamente fácil de ser identificada em áreas agrícolas. A fêmea coloca seus

ovos no corpo de uma larva hospedeira, perto da cabeça, tornando-os impossíveis de serem removidos (Figuras 31 e 32). Ao nascerem, as larvas do parasitoide penetram no corpo da praga, impedindo que ela se transforme na fase de pupa.



Figura 31. *Winthemia trinitatis* colocando ovos sobre a larva de *Spodoptera frugiperda*.

Lespesia archippivora (Riley) é outro parasitoide generalista importante no sistema de produção de milho, capaz de parasitar pelo menos 25 espécies de Lepidoptera. O inseto vive no corpo de seu hospedeiro, resultando em sua morte. O acasalamento ocorre no primeiro dia após a emergência do adulto da pupa. Após o acasalamento, a fêmea sai em busca de um hospedeiro. Quando o encontra, coloca rapidamente seus ovos na extremidade do abdômen da larva. Após o parasitismo, as larvas de *L. archippivora* passam por três estádios larvais, deixam o hospedeiro em estágio avançado e se abrigam no solo. Enquanto está dentro do hospedeiro, a larva se move livremente. Após três dias, no entanto, adere-se

perto do tubo respiratório da larva parasitada. À medida que a larva de *Lespesia* se desenvolve, eventualmente consome todos os conteúdos internos do seu hospedeiro, antes de sair para o ambiente externo, para transformar-se na fase de pupa. Um novo adulto emerge da pupa aproximadamente 10 a 14 dias depois. Uma fêmea oviposita entre 15 e 204 ovos em sua vida (Etchegaray; Nishida, 1975).

Como já salientado, apesar de atuarem em hospedeiros mais desenvolvidos, que já causaram danos à planta, as espécies de Tachinidae são importantes por comporem, junto com os demais agentes de controle biológico, um fator de redução natural de gerações futuras de pragas.



Figura 32. Ovos da mosca de *Winthemia trinitatis* sobre a larva de *Spodoptera frugiperda*.

Parasitoide de pupas

***Tetrastichus howardii* Olliff (Hymenoptera, Eulophidae)**

Tetrastichus howardii, inseto de ocorrência recente no Brasil, é um parasitoide de pupas de *Diatraea saccharalis*. Uma fêmea é capaz de produzir até 66 descendentes em uma única pupa de hospedeiro e, aparentemente, não faz distinção entre diferentes idades da pupa. O seu ciclo de vida é de 25,5 dias em média. A presença do parasitoide no País abre



Figura 33. *Tetrastichus howardii*, parasitoide de pupa de Lepidoptera.

uma nova perspectiva para a supressão da broca-da-cana, considerando os resultados promissores já obtidos em países asiáticos. O inseto (Figura 33) é bem adaptado à condição de laboratório e pode ser produzido em grande número, tornando-se, assim, uma opção adicional para o manejo integrado em culturas onde *D. saccharalis* é praga-chave, como cana-de-açúcar, milho e sorgo. O inseto está adaptado à sua estratégia de descobrir hospedeiros e é capaz de penetrar nas plantas e buscar hospedeiros nas galerias produzidas pelas pragas. Esta é uma característica sugerida como um pré-requisito para ser um bom agente de controle biológico de brocas (Kfir et al., 1993). Atributos adicionais importantes do parasitoide são o seu ciclo de vida curto, a alta taxa de fecundidade e longevidade, a preponderância de fêmeas e a relativa facilidade de criação massal em condições de laboratório (Kfir et al., 1993; Baitha et al., 2004; Prasad et al., 2007; Cruz et al., 2011b).

Parasitoides de pulgões

***Aphidius colemani* Viereck, *Diaeretiella rapae* (McIntosh) (Hymenoptera: Braconidae) e *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae)**

Trata-se de pequenos insetos cujas fêmeas colocam seus ovos individualmente em ninfas (fase jovem) de pulgões, que são consumidas pela larva do parasitoide. Os pulgões parasitados se transformam em "múmias" (Figura 34). Além de causarem a morte, os parasitoides também provocam perturbação física nas colônias dos pulgões, que abandonam a planta hospedeira. As principais espécies são *A. colemani*, *D. rapae* e *L. testaceipes* e podem ser utilizadas no controle do pulgão *Rhopalosiphum maidis*. Cada fêmea pode parasitar entre 300 e 500 pulgões durante a vida. Além do alto potencial produtivo, estes parasitoides são de ciclo curto e utilizam diferentes espécies de pulgões

como hospedeiros. Todas as três espécies causam morte de pulgões, cujas múmias apresentam coloração pardo-clara. A separação das espécies se faz por meio das características das asas.



Figura 34. Colônia do pulgão *Rhopalosiphum maidis* em milho (esquerda), múmias de pulgões parasitados e detalhe do orifício de saída do parasitoide adulto, *Aphidius* spp.

PREDADORES



Joaninhas (Coleoptera)

Larvas e adultos de joaninhas têm tamanho e coloração variáveis e se alimentam de diferentes insetos fitófagos, como ácaros, pulgões, mosca-branca, cochonilhas, ovos e larvas jovens de espécies de Lepidoptera. Esporos de pólen e fungos também são componentes importantes na dieta destas espécies.

Coleomegilla maculata (Figura 35), *Hippodamia convergens* (Figura 36), *Olla v-nigrum* (Figura 37), *Cycloneda sanguinea* (Figura 38), *Eriopis connexa* (Figura 39), *Harmonia axyridis* (Figura 40), *Neda conjugata* (Figura 41) e várias outras espécies são comumente observadas em áreas agrícolas. Segundo Guerreiro et al. (2002), o número de espécies da família das joaninhas é de cerca de 5.000.

***Coleomegilla maculata* (DeGeer) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Espécie cosmopolita de joaninha, sendo encontrada em grande parte das Américas. Os adultos têm seis milímetros de comprimento, geralmente são vermelhos e com seis manchas pretas em cada asa. As fêmeas colocam grupos de 10 a 20 ovos amarelos nas plantas, podendo colocar até cerca de 780 ovos em condições de laboratório, e têm como alimento alternativo para suas larvas os ovos da traça das farinhas, *Anagasta kuehniella* (Santos-Cividanes et al., 2011). No entanto, adultos e larvas podem se alimentar, no campo, de pulgões, ácaros, ovos e larvas de vários insetos, incluindo espécies de Lepidoptera (Hodek, 1973; Weeden et al., 2007). A larva torna-se uma pupa na própria planta onde se encontrava. Sob temperatura média de 26 °C, as larvas eclodem dos ovos em quatro dias e permanecem no estágio larval por um período médio de 10 dias, findo os quais se transformam no período de pupa, que dura em média cinco dias.

A eficiência de *C. maculata* como um agente de controle biológico de pragas é em razão da sua capacidade de se reproduzir e sobreviver, mesmo quando não há

disponibilidade suficiente de fontes de alimento tradicionais (De Clercq; Degheele, 1992; Nakashima; Hirose, 1999), pois ela pode complementar a alimentação com néctar e pólen de diferentes espécies de plantas sem causar danos a tais plantas (Hodek; Honek, 1996; Lundgren et al., 2004; Michaud; Grant, 2005; Pilorget et al., 2010). Segundo Santos-Civdanes et al. (2011), a taxa de sobrevivência do inseto varia com o intervalo de tempo em que a larva é alimentada, variando de 77% quando alimentada diariamente e caindo, respectivamente, para 50% e 23% quando as larvas são alimentadas a cada dois ou três dias.



Figura 35. *Coleomegilla maculata* DeGeer (adultos, ovos, larva e pupa).

***Hippodamia convergens* (Guérin-Meneville) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Adultos com aproximadamente seis milímetros de comprimento os quais têm os élitros (par de asas mais espessado especialmente nos besouros, como as joaninhas) cor de

laranja e típicas seis pequenas manchas pretas em cada um. No entanto, o número de manchas pode variar. A seção do corpo atrás da cabeça é negra com margens brancas e duas linhas brancas convergentes, o motivo do seu nome. As fêmeas colocam nas plantas grupos de 10-20 ovos de cor amarela medindo cerca de um milímetro, podendo cada fêmea colocar durante sua vida até 1.000 ovos. A larva é escura, com aparência de um “jacaré”, com três pares de patas, e é facilmente percebida nos estágios de desenvolvimento mais adiantados. Ao nascer, a larva mede cerca de um milímetro e passa por quatro estágios de desenvolvimento até atingir, no último deles, a medida de sete milímetros de comprimento. O período de larva dura, em média, no verão, 15 dias, findo o qual a larva se transforma na fase de pupa, que dura cerca de sete dias, dependendo da temperatura.

Larvas e adultos se alimentam principalmente de pulgões, independentemente da planta hospedeira da praga, aumentando a importância da presença desta espécie no ambiente agrícola. Como é comum nas espécies de joaninhas, se a fonte preferida de alimento se reduzir, elas podem se alimentar de outras fontes, incluindo ovos e pequenas larvas de Lepidoptera, ácaros, ou até mesmo nutrirem-se de néctar ou das substâncias açucaradas (“honey dew”) secretadas por pulgões e outros insetos sugadores.



Figura 36. *Hippodamia convergens* (adulto recém-emergido da pupa, adulto com sua coloração natural, ovos e larva).

***Olla v-nigrum* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Os adultos desta joaninha têm uma diferença no padrão de coloração (Figura 37), que não é o dimorfismo sexual. Eles são inicialmente de cor clara. Ao longo do tempo, ficam mais escuros e o adulto de cor negra adquire uma cor negra brilhante, enquanto as manchas de seus élitros ficam na cor laranja. O adulto de cor amarela mostra um ligeiro aumento em sua tonalidade, e os pontos localizados ao longo dos élitros tornam-se pretos. *Olla v-nigrum* é predador eficiente tanto nos estádios larvais quanto de adultos. A fêmea coloca em média 21 ovos por postura em uma única camada. Os ovos são de forma elíptica e de coloração amarelo pálido e permanecem com esta cor até perto da eclosão das larvas, quando se tornam acinzentados. O período de incubação é de três dias. A larva possui um corpo alongado, com regiões distintas e segmentação abdominal, com pernas e antenas bem



Figura 37. *Olla v-nigrum* (adultos, postura e larva).

desenvolvidas. O estágio da larva dura 13 dias. A pupa inicialmente tem uma cor clara, que escurece vagarosamente. A fase de pupa dura quatro dias. O ciclo total de ovo a adulto é de 20 dias.

***Cycloneda sanguinea* (Linnaeus) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Esta espécie de joaninha é conhecida por ser um inseto de cor vermelha (Figura 38), sem manchas nos élitros dos adultos. No entanto, possui duas manchas pretas na área clara da cabeça, dando uma aparência grande de dois olhos. A fêmea coloca seus ovos na planta, em grupos, cada um contendo cerca de 20 ovos de cor amarelada. O inseto passa por quatro estádios larvais. Após o período larval, que dura cerca de oito dias, as larvas se transformam em pupa e depois em um novo adulto. O ciclo de larva a adulto dura em torno de 15 dias. Tanto a larva quanto o adulto são predadores de várias pragas.



Figura 38. *Cycloneda sanguinea* (casal de adultos, larva, pupa e postura).

***Eriopis connexa* Germar (Coleoptera: Coccinellidae)**

Eriopis connexa (Figura 39) é uma das espécies de joaninha mais difundidas na América do Sul. Tem a forma do corpo oblonga, de coloração marrom escuro a preta, com pontos amarelos relativamente grandes e separados. O pronoto (parte dorsal do primeiro segmento do tórax) e os élitros possuem margem amarelada. Cada élitro exibe três pontos separados. A espécie é um predador voraz de muitas presas (Hodek, 1973; Sarmento et al., 2004). Seus hábitos alimentares polífagos, relatados por vários autores, mostram que este predador pode se alimentar de insetos-pragas de vários cultivos, incluindo milho e sorgo (Miller; Paustian, 1992; Miller, 1995; Eubanks; Denno, 2000; Roger et al., 2000; Sarmento et al., 2004, 2007; Soares et al., 2004, 2005; Berkvens et al., 2008; Silva et al., 2013).



Figura 39. *Eriopis connexa* (adulto predando ovos, postura, larva e casal)

Silva et al. (2013) demonstraram a boa aceitação de larvas do inseto pelas fontes exclusivas de alimento, incluindo ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Pyralidae) e os pulgões *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) e *Schizaphis graminum* (Rondani) (Hemiptera: Aphididae), com a viabilidade total do predador sendo superior a 90%.

***Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Espécie bem conhecida (Figura 40) como predador voraz de pulgões, alimentando-se também de outros insetos como psilídeos (Koch, 2003), ovos de lepidópteros (Santos et al., 2009) e pólen (Berkvens et al., 2007, 2008). É utilizada com sucesso em programas de controle biológico (Koch et al., 2006). No continente europeu (Brown et al., 2007), na China (Zhang, 1992), nos Estados Unidos e no México (Brown; Miller, 1998), por exemplo, a espécie já está difundida e é considerada um dos principais agentes de controle biológico de pulgões em diferentes cultivos agrícolas. É uma joaninha típica, medindo entre 5,5 e 8,5 mm de tamanho, com coloração



Figura 40. *Harmonia axyridis* (larva e adulto alimentando-se de ovos de *S. frugiperda*).

laranja ou vermelha, com manchas pretas de tamanho variável. No entanto, muitas outras formas também podem ser observadas. O tamanho maior, em relação às outras espécies de joaninhas, é um bom indicativo para identificar a espécie.

O tempo médio para completar o ciclo é entre 18 e 20 dias. Os adultos podem viver até 90 dias (He et al., 1994; El-Sebaey; El-Gantiry, 1999; Soares et al., 2001; Santos, 2009), período em que a fêmea pode colocar mais de 600 ovos. Santos (2009), utilizando a espécie de pulgão *Cinara atlantica* como fonte de alimento, relatou que o consumo total médio por larva e por adulto de *H. axyridis* foi de 280 e 1.892 pulgões, respectivamente, mostrando a capacidade predatória da joaninha.

Pela grande competitividade e voracidade, o inseto pode também utilizar outras espécies de predadores, incluindo as joaninhas, como fonte de alimento, o que não é uma qualidade desejável (Iablokoff-Khuzorian, 1982; Elliott et al., 1996; Burgio et al., 2002, 2005; Pell et al., 2008; Santos et al., 2009; Martins et al., 2009; Katsanis et al., 2013).

***Neda conjugata* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae)**

Mais conhecida como *Cycloneda conjugata* (Figura 41), esta espécie de joaninha apresenta-se numa forma quase circular e coloração amarela, com manchas marrom-escuras. Possui no pronoto sete manchas isoladas, com uma pequena no centro da base, quatro em torno dela e duas perto da borda lateral. Tem élitros com seis pontos cada um, em duas linhas verticais de três pontos cada, sendo o ponto central do rebordo sutural em forma de rasgo característico. As manchas deixam espaços amarelos estreitos sobre o élitro. O tamanho varia entre 5,1 mm e 6,4 mm. Como as demais espécies, o inseto é um predador de pulgões e de outras espécies de tamanho diminuto.



Figura 41. *Neda conjugata* (larva e adulto).

Tesourinhas (Dermaptera)

Existem muitas espécies de Dermaptera que exibem hábitos de predadores. Atualmente, duas espécies de tesourinhas são reconhecidas e procuradas para uso na cultura do milho: *Doru luteipes* (Scudder) (Figuras 42 e 43) e *Euborellia annulipes* (Lucas) (Figura 44). Esses insetos têm partes bucais mastigatórias e olhos compostos bem desenvolvidos. As antenas são longas, filiformes e com muitos segmentos. Somente a primeira espécie tem asas. Neste caso, o primeiro par é pequeno e coriáceo e o segundo par é membranoso, ficando dobrado quando o inseto está em repouso.

***Doru luteipes* (Dermaptera: Forficulidae)**

A espécie *D. luteipes* é um dos inimigos naturais mais importantes na supressão de pragas do milho, notadamente *S. frugiperda*, *Helicoverpa* spp e *Rhopalosiphum maidis* (Reis et al., 1988; Cruz et al., 1995b; Cruz; Oliveira, 1997). A planta de milho possui estruturas adequadas para a multiplicação do inseto, como as folhas enroladas que formam o “cartucho” ou as camadas de palha da espiga. Nesses locais, com alto teor de umidade, o inseto coloca seus ovos. Ao contrário da maioria das espécies de insetos, as tesourinhas demonstram cuidado maternal na proteção de seus ovos e de suas ninfas recém-nascidas. Sem tal cuidado, inevitavelmente haveria contaminação dos ovos por microrganismos, em razão da alta umidade existente no local da postura.

Estudos bioecológicos com o predador, alimentando-se de larvas de *S. frugiperda*, mostraram que o número de ovos por postura de *D. luteipes* é de 25 a 30, e o período de incubação gira em torno de uma semana. O estágio de ninfa é composto por quatro estádios, variando de 37 a 50 dias. O adulto macho apresenta um dos cercos, na extremidade do abdômen, recurvado para a esquerda, enquanto nas fêmeas os cercos são retos. O período de vida do inseto pode chegar a um ano.



Figura 42. Tesourinha predadora, *Doru luteipes* (fêmea junto à sua postura).



Figura 43. *Doru luteipes* (fêmea com a postura, com suas ninfas recém eclodidas e ação de predação de ovos por um casal e por uma ninfa).

Euborellia annulipes **(Dermaptera: Carcinophoridae)**

No verão, o período de incubação dos ovos desta espécie é de sete dias, em média. O período de vida de ovo até o surgimento dos adultos oscila em torno de 60 dias. Os ovos recém-depositados são ovais, de cor creme amarelada, medindo 0,95 mm de comprimento e 0,75 mm de diâmetro. As ninfas recém-nascidas têm coloração geralmente branca, olhos negros, com as costas do abdômen marrom. Alguns minutos após o nascimento, as ninfas ficam cinzentas, escurecendo gradualmente nas antenas, pernas e fórceps. Quando se tornam adultos, a coloração inicial é branca, e posteriormente evolui para a cor escura. Como já apontado, estes insetos não têm asas. O macho, menor do que a fêmea, tem a pinça lateral direita fortemente curvada para dentro.



Figura 44. Tesourinha predadora *Euborellia annulipes* (casal com seus ovos e ninfas de diferentes idades)

Percevejos predadores

Existem várias espécies de percevejos que se alimentam exclusivamente de outros insetos e, portanto, contribuem para reduzir a população dos insetos-pragas. Muitas vezes, o produtor imagina que tais insetos são pragas. As espécies mais conhecidas de percevejos benéficos estão incluídas nos gêneros *Zelus*, *Nabis*, *Geocoris*, *Orius* e *Anthocoris*.

***Zelus* spp (Hemiptera: Reduviidae)**

Dentro da família Reduviidae, o gênero *Zelus* pode ser encontrado desde o sul do Canadá até o centro da Argentina (Maldonado, 1992). Algumas espécies já foram avaliadas em termos de controle biológico de insetos fitófagos, especialmente nas Américas (Cohen; Tang, 1997; Cogni et al., 2002), pois se alimentam de insetos de algodão, milho, soja, alfafa e de árvores frutíferas (Ables, 1978; Ali; Watson, 1978; McPherson et al., 1982; Cisneros; Rosenheim, 1998; Virla et al., 2015) Em determinadas condições, podem evitar surtos, especialmente de larvas de Lepidoptera (Ables, 1978).

As espécies do gênero *Zelus* (Figura 45), conhecidas como percevejo assassino e comuns em áreas agrícolas, incluem *Z. longipes* Linnaeus, *Z. leucogrammus* (Perty) e *Z. armillatus* (Lepelletier & Serville), com comprimento médio dos adultos variando entre 1,3 cm e 1,9 cm. São espécies de coloração marrom ou escurecida e até brilhante, com cabeça longa e estreita e tórax "distinto", com os olhos geralmente de coloração avermelhada. As peças bucais são longas e curvas, formando o rostro (peças que formam o aparelho bucal), que, em repouso, está fixado embaixo do corpo, com a ponta encaixada em uma cavidade típica. Apresentam a parte média de abdômen alargada e asas que não cobrem completamente a largura do corpo. As fêmeas colocam os ovos em grupos, próximos uns dos outros, em uma posição vertical, nas folhas das plantas ou mesmo no solo. As formas imaturas (ninfas) se assemelham à miniatura de um adulto sem uma asa.

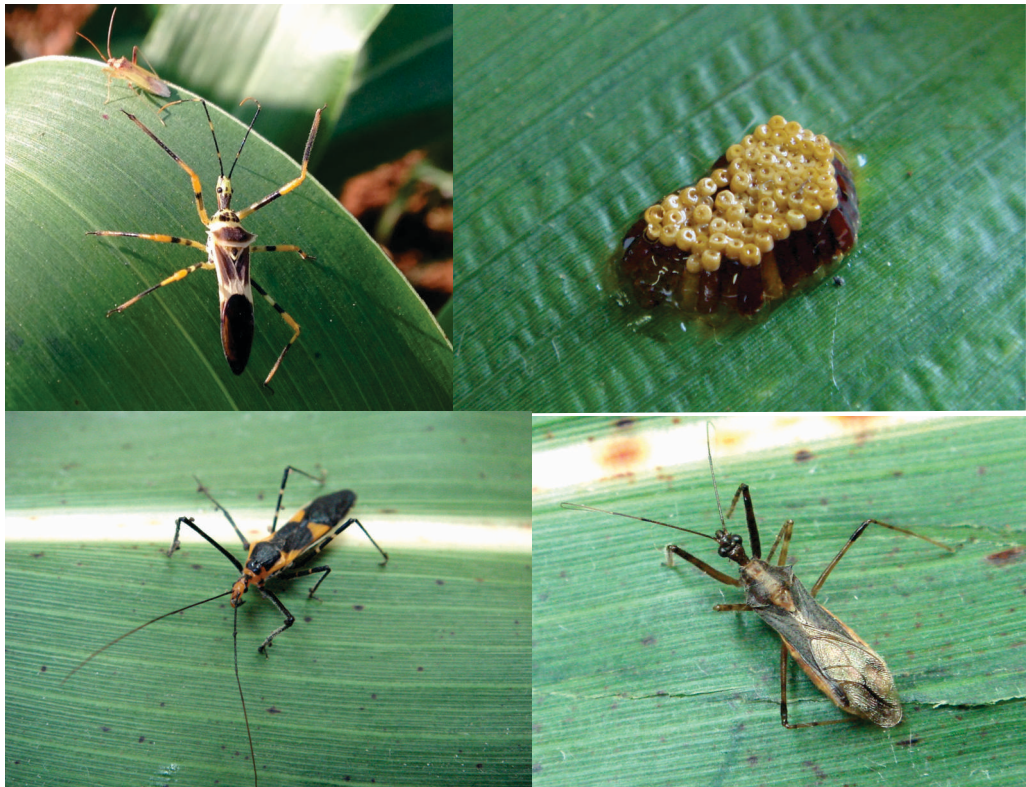


Figura 45. Percevejo assassino, *Zelus* spp (adultos e postura, acima, à direita).

Percevejos pequenos

***Geocoris punctipes* (Hemiptera: Geocoridae)**

Inseto predador cosmopolita, muito comum em milho, utiliza como fonte de alimento especialmente espécies de pulgão e mosca-branca, além de ovos e larvas, pequenas especialmente de Lepidoptera, incluindo ovos de *Helicoverpa zea* e até mesmo de Coleoptera (Bell; Whitcomb, 1964; Crocker; Whitcomb, 1980; Elvin et al., 1983; Sweet, 2000; Bueno; Zanuncio, 2009; Bueno; Van Lenteren, 2011).

São pequenos insetos, com aproximadamente 4 mm, que ocorrem em muitas partes do globo. Eles geralmente são considerados benéficos porque as ninfas e os adultos

atacam vários tipos de pragas, incluindo insetos e ácaros em culturas ornamentais e agrícolas e têm como característica marcante os olhos tão desenvolvidos que se estendem para além do protórax (Figura 46). Os insetos completam o ciclo em torno de 30 dias e geralmente são muito ativos, especialmente na parte da manhã (Sweet, 1960, 2000). Cada fêmea coloca geralmente um ovo por planta, podendo colocar durante sua vida cerca de 300 ovos. As formas jovens eclodem cerca de uma semana após a oviposição e passam por cinco estágios de desenvolvimento, que duram ao redor de 25 dias, quando atingem a fase adulta, cuja longevidade é de aproximadamente 30 dias.

***Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae)**

Dentre os vários gêneros compondo a família Anthocoridae encontra-se *Orius* (Figura 46), que contém aproximadamente 70 espécies de distribuição mundial em vários cultivos agrícolas, constituídas por predadores de pequenos artrópodes como tripes, ácaros, moscas brancas, pulgões e ovos de lepidópteros. Esses predadores têm certas características que os tornam agentes promissores de controle biológico (Bueno, 2009), destacando-se a alta eficiência de busca, a capacidade de aumentar a população e de se agregar rapidamente quando há presas abundantes, além de sobrevivência em baixa densidade de presas. *Orius insidiosus* é a espécie mais abundante, com maior potencial de uso em programas de controle biológico. Além do mais, pólen ou sucos das plantas podem garantir a sobrevivência do inseto quando a presa é escassa ou ausente (Lattin, 1999, 2000). As formas jovens (ninfas) são de coloração amarelo-laranja, podendo ser mais escuras. Os indivíduos adultos, de coloração geralmente preta, com manchas brancas nas asas, medem cerca de 3 mm de comprimento. A fêmea coloca seus ovos dentro dos tecidos da planta. A duração da fase entre a postura e o aparecimento do adulto é de cerca de 20 dias, podendo ocorrer várias gerações anuais. No sistema de produção do milho, é comum a presença tanto de ninfas como de adultos alimentando-se de ovos de Lepidoptera e do pulgão-da-folha, *Rhopalosiphum maidis*.

***Nabis* spp (Heteroptera: Nabidae)**

Nabidae é uma família com 20 gêneros contendo mais de 500 espécies (Schuh; Slater, 1995) de insetos predadores generalistas, atacando quase todo tipo de presa de tamanho inferior ao seu (Lattin, 1989; Braman, 2000). Os indivíduos se caracterizam por

possuir patas protorácicas adaptadas para a captura e o manejo das presas. O gênero *Nabis* é o mais comum e é encontrado em muitos sistemas de produção agrícola. Predomina entre as espécies a coloração amarela bronzeada. Os olhos são grandes, em formato de bulbo. A espécie *Nabis punctipennis* Blanchard é comum no Brasil. Os nabídeos (Figura 46) geralmente são bronzeados, parecidos com uma miniatura de uma espécie de Reduviidae, como o *Zelus*.

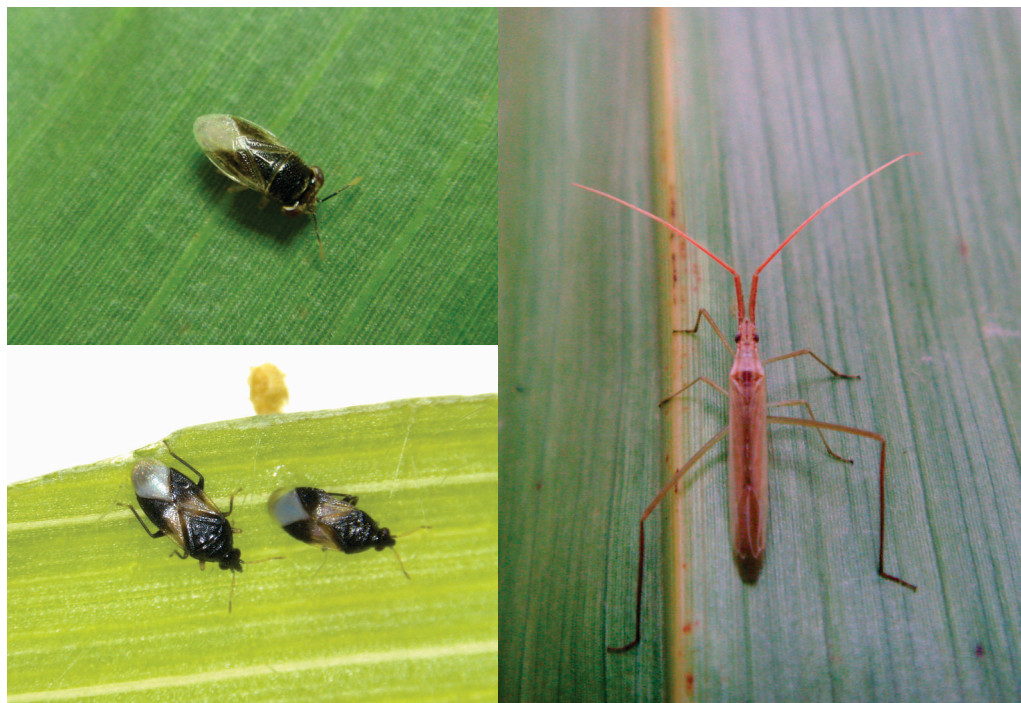


Figura 46. *Geocoris punctipes* (olho grande) (acima, esquerda), *Orius insidiosus* (percevejo pequeno) e *Nabis* sp (direita).

***Podisus* spp (Heteroptera: Pentatomidae)**

As espécies de *Podisus* são generalistas encontradas em diferentes ecossistemas que se alimentam principalmente de larvas de Lepidoptera. Estes predadores picam sua presa e injetam uma toxina que a paralisa em um tempo relativamente curto. A presa é morta após seus fluidos internos serem sugados, tanto pelas formas jovens (ninfas) como pelos adultos. A Figura 47 mostra a postura, ninfas e adulto de *Podisus* se alimentando de larva de *S. frugiperda*.

Duas espécies de *Podisus* são bem conhecidas. *Podisus maculiventris* (Say) tem como presa mais de 90 espécies de insetos fitófagos distribuídos em oito Ordens (De Clercq, 2008). Richman et al. (2020), compilando as informações disponíveis sobre a espécie, salientaram a importância do predador no controle biológico de espécies de pragas associadas a milho, feijão, tomate, algodão e soja, entre outros vegetais. A possibilidade de sobrevivência pela alimentação alternativa de sucos de plantas, sem causar danos significativos ao vegetal, na ausência ou baixa população de presas, pode explicar o sucesso do inseto como agente de controle biológico natural (De Clercq, 2008). O macho adulto é ligeiramente maior que a fêmea, e mede aproximadamente 11 mm de comprimento. A fêmea coloca seus ovos agrupados em linha ou em massas ovais, com 17 a 70 ovos, caracterizados por projeções ao redor do opérculo (estrutura na forma de uma tampa no ovo, por onde emerge o novo inseto). Cada ovo mede cerca de 1 mm de diâmetro. O ciclo de vida do inseto (de ovo a adulto) é relatado com variações entre 27 e 38 dias, em função da temperatura. O inseto adulto pode viver até quatro meses (De Clercq, 2008; Richman et al., 2020).

A espécie *Podisus nigrispinus* (Dallas) também é um predador generalista com muitas presas importantes (Torres et al., 2006), incluindo *S. frugiperda* e *H. zea*. A partir de resultados de várias pesquisas, sumarizados por Torres et al. (2006), em média, sob uma temperatura de 25,3 °C, o período de ovo a adulto da espécie é de 25,4 dias. A longevidade da fêmea é ao redor de 35 dias e, neste tempo, o inseto coloca uma média de 295 ovos.



Figura 47. *Podisus* sp (postura, ninfas e adultos se alimentando de larva de *Spodoptera frugiperda*).

Besouros da superfície do solo (*Calosoma* sp.)

Os besouros da família Carabidae (Coleoptera), ou besouros de superfície, pertencem a uma das maiores e mais conhecidas famílias de insetos predadores. A maioria das espécies é noturna e geralmente possui cor preta ou marrom, embora algumas espécies exibam coloração iridescente e azul metálico, bronze, esverdeado ou com reflexos avermelhados. Eles são essencialmente carnívoros e podem se alimentar de larvas de Lepidoptera, pulgões, ácaros, gafanhotos, grilos e cupins. O ciclo de vida é longo, de um ano, para a maioria das espécies. Há espécies, no entanto, que vivem dois, três ou mesmo quatro anos (Ball; Bousquet, 2000).

O gênero *Calosoma* (Figura 48) é um besouro esverdeado e iridescente (de 25 a 30 mm), que se alimenta principalmente de larvas e de pupas. Após o acasalamento, a fêmea coloca os ovos na superfície do solo ou ligeiramente abaixo deste. No solo, o estágio imaturo passa por três fases larvárias (instares) antes de se tornar pupa. De acordo com Stehr (1991), embora as larvas sejam confundidas com representantes de outras famílias, elas podem ser separadas por possuírem seis segmentos compondo as pernas, enquanto nas outras famílias há apenas cinco.

Os ovos de *C. granulatum* são de cor amarelo claro, com uma média de 3,3 mm de comprimento e 1,3 mm de largura; o estágio larval é por volta de 12 dias. A larva completamente desenvolvida entra no solo a uma profundidade de 8 cm a 12 cm, onde se transforma no estágio de pupa. Depois de uma semana surge o adulto (Pegoraro; Foerster, 1985), cuja longevidade é de aproximadamente 83 dias (Pasini, 1995).



Figura 48. *Calosoma* sp (ovos e pupa (esquerda) e larva e adulto se alimentando de larva de *Spodoptera frugiperda*).

Vespas predadoras (*Polistes* sp.)

Embora muitas vezes sejam negligenciadas pelos cientistas, provavelmente por causa da dificuldade de se estabelecer protocolos de pesquisa, as vespas comuns (Figura 49) também são importantes predadores de insetos-pragas. Larvas de Lepidoptera, incluindo *S. frugiperda* e *Helicoverpa* spp, são alimentos preferenciais das espécies de *Polistes* (Prezoto, 1999; Prezoto; Machado, 1999a, 1999b; Torres et al., 2009). Por exemplo, Prezoto e Machado (1999a), ao avaliarem a ação de *Polistes simillimus* Zikán sobre *S. frugiperda* em milho, observaram redução em torno de 77,16% na incidência desta larva e em 80% na população de *Helicoverpa*, presente na espiga. Gomes et al. (2017) salientaram a importância da utilização de boas práticas agrícolas que favoreçam a presença e a manutenção destes predadores na área, visando aumentar a eficiência do controle biológico natural, por exemplo, por meio da manutenção de determinadas espécies vegetais, com ou sem significado econômico, no entorno do cultivo principal.



Figura 49. Vespa predando a larva de *Spodoptera frugiperda*.

Crisopídeo (Neuroptera)

Os crisopídeos, apesar de serem predadores apenas na fase imatura, possuem larvas vorazes e podem consumir semanalmente centenas de presas. Algumas espécies colocam os restos da presa sobre o abdômen e por isto são denominadas, "bichos-lixeiros".

Em geral, os adultos são de hábitos noturnos, de coloração verde ou amarela, com asas quadriculadas como uma rede, têm antenas longas, corpo esbelto, olhos dourados e alimentam-se de néctar e pólen. Dentro do agroecossistema do milho, já foi assinalada a presença de *Chrysoperla externa* (Hagen), *Ceraeochrysa caligata* (Banks), *C. displepis* (Freitas & Penny), *C. cincta* (Schneider), *C. everes* (Banks) e *Ungla ivancruzi* Freitas (Figuras 50 e 51).



Figura 50. Ovos de *Chrysoperla* sp depositados em plantas nativas.



Figura 51. *Chrysoperla externa*, adulto, larva e ovos.

A fêmea normalmente coloca ovos individuais nas folhas das plantas, e cada ovo é sustentado por um pedicelo (haste), exceto para a espécie *Ungla ivancruzi*, cujos ovos são colocados em "cacho" (Figura 52). A forma jovem dos crisopídeos se assemelha a um "jacaré" em miniatura, com peças bucais salientes no formato de pinças, utilizadas para perfurar e injetar na presa um agente paralisante. Ao atingir seu máximo desenvolvimento, que ocorre em duas a três semanas, a larva tece um casulo sedoso e esférico, no qual se transforma em pupa. O adulto emerge em aproximadamente cinco dias, através do orifício redondo na parte superior do casulo.



Figura 52. Postura, adulto e larvas de *Ungla ivancruzi* Freitas.

Mosca-da-flor ou Sirfídeo (Diptera: Syrphidae)

Estes insetos são conhecidos como moscas-das-flores, ou moscas flutuantes, pelo fato de os adultos serem geralmente observados pairando sobre as plantas em busca de néctar ou pólen para alimentação, pois não apresentam o hábito de predação. As larvas, ao contrário, são predadoras vorazes, especialmente de pulgões, podendo também se alimentar de tripses, cigarrinhas e de pequenas larvas. Caracteristicamente, as larvas levantam suas cabeças no processo de busca de suas presas.

Os insetos adultos são de coloração entre marrom e preta, com faixas ou pontuações brancas ou amarelas, se assemelhando a abelhas, medindo entre três e 13 mm, dependendo da espécie. Apresentam apenas um par de asas, característica da Ordem

Diptera. Os ovos, de coloração branca, dão origem às larvas cerca de três dias após a postura. As larvas passam por três instares e podem ser de coloração variável entre rosa, amarelo, verde ou marrom e se assemelham a lesmas, com tamanho variável entre quatro e 18 mm de comprimento. O último instar se transforma em pupário, de coloração variável e em forma de lágrima, sobre a planta onde se encontram as suas presas. O ciclo de vida oscila entre as espécies e depende das condições ambientais e da disponibilidade de alimentos, com média variando entre sete e 14 dias.

Allograpta exotica (Wiedemann) e demais espécies do gênero se prestam tanto para o controle biológico de pragas, pelas suas larvas, como para a polinização realizada pelos adultos em visita a diferentes espécies de plantas (Vockeroth; Thompson, 1987; Ssymank; Kearns, 2009; Rotheray; Gilbert, 2011).

As larvas de *A. exotica* são vorazes em relação ao consumo de alimento (Schneider, 1969; Bugg et al., 2008; Smith et al., 2008; Nelson et al., 2012), e são muito comuns no milho, onde alimentam-se principalmente do pulgão, *Rhopalosiphum maidis*. A fêmea, de abdômen amarelo com listras pretas, lembrando uma abelha pequena, coloca os ovos perto da colônia de pulgões. Ao eclodir, as larvas acéfalas e sem pernas, de coloração amarelo-pálida a verde-clara, consomem grande quantidade de presas. Geralmente, a larva transforma-se em pupa no local onde estava se alimentando, formando um pupário que se configura como uma "gota". O ciclo de vida, de ovo a adulto, normalmente é de duas a quatro semanas, e várias gerações acontecem a cada ano. Outras espécies também podem ser encontradas nos diferentes sistemas agrícolas (Figura 53).

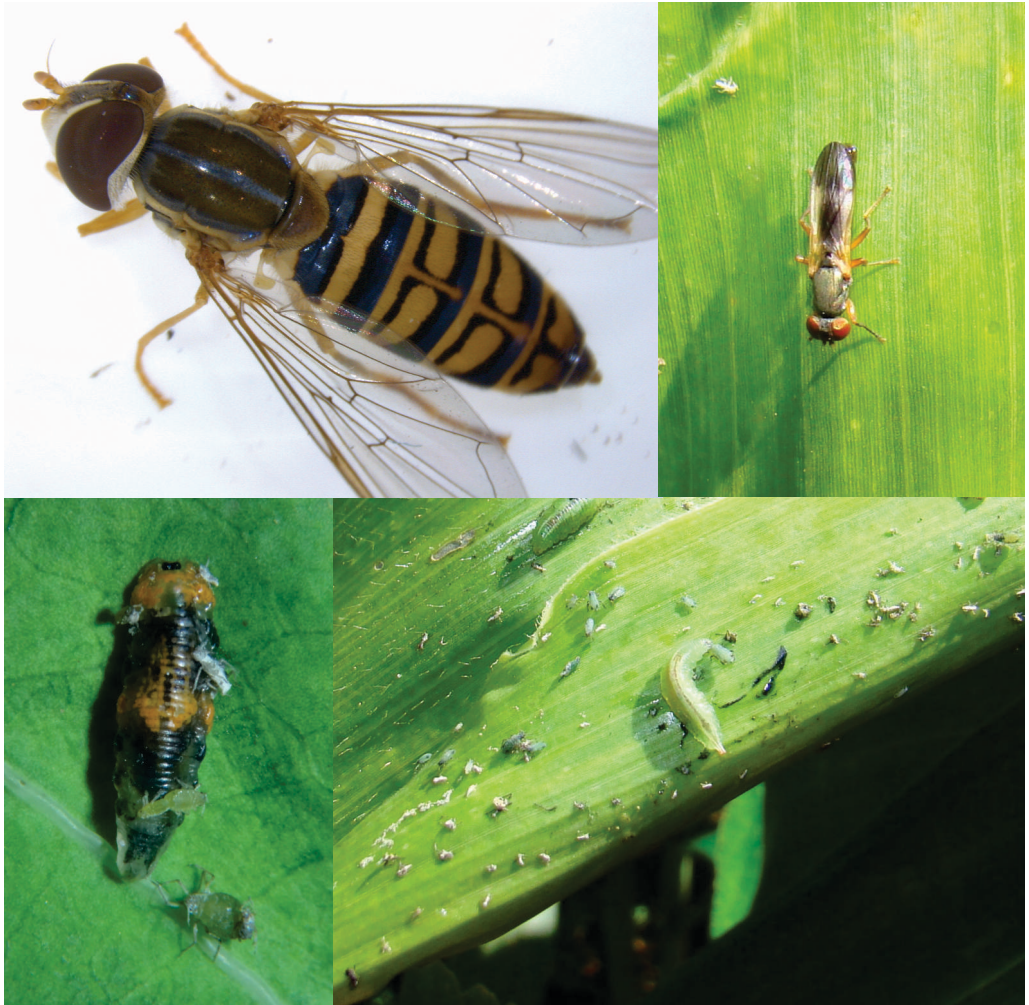


Figura 53. Adultos e larvas da mosca-da-flor.

The image shows a lush agricultural field. In the foreground, there are rows of young corn plants with vibrant green leaves. Behind them, a row of mature sunflowers with large, bright yellow heads is visible. The background consists of more trees and foliage, all under a dark, semi-transparent green overlay that makes the white text stand out.

**CONTROLE
BIOLÓGICO
CONSERVATIVO**

Como relatado anteriormente, existem várias espécies de agentes de controle biológico de ocorrência natural, colaborando com o agricultor para reduzir a população de espécies fitófagas. Algumas específicas e outras generalistas. Infelizmente, o conhecimento existente no Brasil e na cultura do milho ainda é relativamente pequeno, considerando que tal diversidade pode variar muito até de uma propriedade para outra e, sabidamente, também varia com as práticas culturais adotadas. Portanto, independentemente do conhecimento local, é muito importante avaliar o possível impacto negativo das práticas culturais adotadas sobre os diferentes agentes de controle biológico e, se for o caso, fazer mudanças adequadas para a conservação de tais organismos benéficos que em geral já estão bem adaptados nos sistemas produtivos. Desse modo, o denominado controle biológico conservativo diz respeito à atuação dos agentes de controle biológico dos insetos fitófagos, que naturalmente se encontram na área de produção agrícola de interesse. Normalmente, a ação destes organismos não é suficiente para reduzir a população de uma determinada praga exatamente porque o nível populacional do agente biológico é insuficiente para reduzir a população da praga. Nesse caso, uma das práticas que pode e deve ser utilizada, para atrair novos organismos benéficos e garantir o crescimento populacional destes e de outros já presentes na área, é o manejo adequado do sistema produtivo local e/ou, se for possível, a adequação da paisagem nas proximidades -(Barbosa, 1998; Altieri, 1999; Landis et al., 2000; Pfiffner; Wyss, 2004; Bueno, 2005; Venzon et al., 2005). Assim, o objetivo é utilizar um sistema de manejo que disponibilizará abrigo e condições climáticas favoráveis, além de alimentos alternativos especialmente quando a fonte natural é insuficiente.

Outra prática, também prioritária para a conservação de agentes de controle biológico natural, é a utilização de insumos biológicos adquiridos de biofábricas (controle biológico aplicado), em substituição aos produtos químicos, especialmente aqueles utilizados em pulverização. Por exemplo, a utilização da vespa *Trichogramma* ou do *Baculovirus*, respectivamente, para o controle de ovos e de larvas de Lepidoptera, como *S. frugiperda* e *Helicoverpa* spp, é eficiente e não ocasiona distúrbios significativos no ambiente agrícola (Cruz, 2000; Cruz et al., 1997b, 2002; Figueiredo et al., 2009). A disponibilidade de diferentes marcas comerciais destes dois produtos e de muitos outros, bem como as informações técnicas para uso, podem ser obtidas diretamente no sistema de agrotóxicos fitossanitários AGROFIT (Brasil, 2019).

A principal estratégia para propiciar um melhor desempenho de parasitoides e/ou predadores de pragas é criar condições locais para favorecer a permanência e o crescimento

populacional dos insetos benéficos nos sistemas de cultivo e assim evitar que a população de espécies fitófagas atinja frequentemente um patamar suficiente para causar redução na produtividade, por exemplo, do milho. Ou seja, há uma correlação positiva entre a conservação apropriada do habitat natural e a redução dos problemas fitossanitários. Uma das possibilidades pode ser através do cultivo de plantas secundárias junto com o cultivo principal, conforme revisado por Parolin et al (2012b).

Plantas secundárias como estratégia para favorecer o Controle Biológico Conservativo

O manejo adequado do sistema produtivo local pode ser efetuado mediante o uso de arranjos de plantas de outras espécies junto ao cultivo principal, como o milho. Estas espécies de plantas foram denominadas cultivos secundários por Parolin et al. (2012b, 2014). Segundo estes autores, em função da atuação da planta secundária, elas são denominadas plantas companheiras, repelentes, barreiras, indicadoras, armadilhas, banqueiras ou insetárias. Outras denominações, também encontradas na literatura, incluem plantas de cobertura, culturas sub-semeadas, cultivos consorciados, coberturas do solo, entre outras. A atuação das plantas secundárias, em relação ao controle biológico, pode ocorrer por afetar o cultivo principal ou afetar diretamente a praga ou os inimigos naturais. Plantas secundárias, associadas a diferentes sistemas de produção de cultivos de importância econômica, têm sido consideradas estratégia prioritária para reduzir a população de pragas, podendo ser utilizadas com diferentes finalidades (Landis et al., 2000; Holden et al., 2012; Parolin et al., 2012b; Lu et al., 2014).

Plantas companheiras

As plantas companheiras são aquelas utilizadas em consorciação, principalmente para melhorar a nutrição e/ou a defesa química do cultivo principal, embora possam também ter efeitos de repelência, interceptação das espécies fitófagas e de atração e fornecimento de

alimento para espécies de agentes de controle biológico (Parolin et al., 2012b; Sarkar et al., 2018). O cultivo principal, associado ao cultivo de uma planta companheira, pode gerar benefícios mútuos em ganhos de produtividade (Finch; Collier, 2000; Kuepper; Dodson, 2001); Finch et al., 2003), independentemente do tamanho da área cultivada. A fixação biológica de nitrogênio de algumas leguminosas associadas a bactérias, o fornecimento de abrigo e proteção contra insolação e contraventos fortes, ou até mesmo supressão bioquímica de espécies de pragas com capacidade de controlar ou repelir da área em que se encontra a espécie principal, são alguns exemplos de benefícios oferecidos pelas plantas companheiras (ODE, 2006).

Especificamente para o milho, por exemplo, plantas como o manjeriço podem ser usadas para afastar algumas espécies de insetos fitófagos. Outras plantas ainda adicionam nitrogênio ao solo, o que é importante porque o milho utiliza muito este nutriente. Mas o milho também beneficia outras plantas, servindo como uma treliça ideal para feijões ou fornecendo sombra para culturas de baixo crescimento.

Plantas repelentes

Uma planta repelente é geralmente usada para manter os organismos fitófagos longe da cultura principal (Hjalten et al., 1993), possivelmente porque contém partes não palatáveis ou repelentes que impedem a capacidade de determinadas espécies fitófagas de utilizar seu alimento normal (Hay, 1986; Pfister; Hay, 1988). Alcaloides, terpenoides, flavonoides e quinonas, sintetizados por determinadas plantas e encontrados naturalmente em suas raízes, flores, caules ou folhas, têm se mostrado eficazes no controle de muitas pragas, que podem repelir ou atrair insetos (DAS, 1995). Outros exemplos incluem o piretro, que é uma resina oleosa extraída das flores secas de *Tanacetum cinerariaefolium*; o nim, obtido a partir das sementes de *Azadirachta indica*; e os óleos essenciais de plantas extraídos por destilação a vapor de alecrim, eucalipto, cravo, tomilho de jardim, ou várias espécies de hortelãs usados para repelir insetos, embora nem todas as pragas reajam da mesma forma em relação às plantas repelentes. Assim, o que pode ser muito eficaz para uma praga não é necessariamente eficaz para outra praga (Isman, 2006; Poveda et al., 2008).

Embora, por hipótese, uma planta repelente emita odores que repelem o herbívoro, outras espécies de plantas quando consorciadas podem reduzir diretamente a ocorrência de herbívoros em razão do mascaramento de voláteis (Tahvanainen; Root, 1972; Uvah; Coaker, 1984; Poveda et al., 2008; Belay; Foster, 2010; Togni et al., 2010).

Alguns exemplos de plantas repelentes são fornecidos por Kianmatee e Ranamukhaarachchi (2007), que estudaram o potencial de espécies de plantas repelentes para o manejo de pragas em couve-chinesa (*Brassica oleracea*). Danos menores de pragas foram infligidos usando manjerição-sagrado (*Phyllotreta sinuata* e *Hellula undalis*) e grama-citronela (*Spodoptera litura*), como plantas repelentes consorciadas. Os cítricos podem repelir insetos nocivos e a calêndula-africana libera tiopeno, um repelente de nematoides (Matsumoto; Kotulai, 2002; Moreau et al., 2006). Musmeci et al. (1997) analisaram o efeito repulsivo de clones de batata na traça do tubérculo desta solanácea (*Phthorimaea operculella*) e descobriram que alguns clones de *Solanum*, com alta densidade de pelos nas folhas, mostraram um efeito negativo no peso da pupa e na fecundidade. Este efeito antibiótico na sobrevivência das larvas de pragas perigosas, que se alimentam das folhas da cultura, diminui as perdas de rendimento.

Plantas de barreira

A utilização de plantas como barreiras para a supressão de doenças em determinado cultivo já é conhecida desde a década de 1950 (Broadbent et al., 1952; Jenkinson, 1955; Deol; Rataul, 1978; Fereres, 2000). Com esta técnica, foi possível reduzir a presença de pulgões e conseqüentemente reduzir o potencial de transmissão e a disseminação de vírus para a cultura protegida próxima (Toba et al., 1977; Difonzo et al., 1996; Fereres, 2000). Hooks e Fereres (2006) consideraram que a técnica pode ser uma estratégia interessante no caso dos enfezamentos do milho, transmitidos pela cigarrinha *Dalbulus maidis*, além de ter funções adicionais, como a restrição da dispersão de partículas transportadas pelo ar e a redução dos efeitos negativos dos ventos sobre os inimigos naturais.

Parolin et al. (2012b) relataram que o cultivo da planta secundária deve ser utilizado nas margens do cultivo principal, considerando a hipótese de que a barreira, geralmente

mais alta, propicia obstrução física ao bloquear o movimento do inseto-praga dentro do sistema de cultivo (Perrin; Phillips, 1978; Poveda et al., 2008). Tais plantas barreiras, como girassol, sorgo, gergelim e milho, podem também atuar como uma fonte de inimigos naturais (Toba et al., 1977; Thresh, 1982; Hooks; Fereres, 2006).

Plantas indicadoras

Espécies ou variedades de plantas que são mais propensas a um inseto do que as plantas do cultivo principal servem como um indicador de que a praga já está próxima ao cultivo principal e, portanto, o agricultor deve ficar alerta (Lamb, 2006). Também é um termo claramente definido em virologia vegetal: planta indicadora é uma planta que reage a certos vírus ou fatores ambientais com a produção de sintomas específicos, e é usada para detecção e identificação desses fatores, sendo citada como um marcador indicador (International Potato Center, 1999).

Planta armadilha

Uma planta armadilha é aquela que é mais atraente para determinada espécie de praga do que a planta principal (Poveda et al., 2008). Desse modo, tais pragas são menos propensas a deixar a cultura armadilha e colonizar a cultura principal (Vandermeer, 1989; Murphy, 2004; Lee et al., 2008, 2009; Poveda et al., 2008; Huang et al., 2011), e podem ser facilmente controladas (Hokkanen, 1991; Asman, 2002; Shelton; Nault, 2004; Shelton; Badenes-Perez, 2006; Poveda et al., 2008). Plantas armadilhas também podem ser cultivadas como auxílio para detecção precoce e monitoramento de pragas ou como estratégia de controle biológico aplicado.

A "estratégia *push-pull*", por exemplo, é bem conhecida no milho, envolvendo o uso de plantas armadilhas e plantas repelentes (Cook et al., 2007; Hassanali et al., 2008; Poveda et al., 2008; Khan et al., 2007, 2008; Belay; Foster, 2010; Huang et al., 2011). As pragas são repelidas da cultura (empurradas: "push") e atraídas ("pull") para as plantas-

armadilha (Hassanali et al., 2008). A estratégia *push-pull* pode fornecer um efeito consistentemente positivo no rendimento da cultura (Poveda et al., 2008). O sistema tem sido aplicado também com sucesso em outros cereais para o controle de Lepidoptera na África (Hassanali et al., 2008). A tecnologia envolve dois tipos de capim, um para repelir a mariposa *Chilo partellus* (Crambidae), espécie próxima ao inseto brasileiro *Diatraea saccharalis*, que ataca, além do milho, a cana-de-açúcar, e outra planta utilizada para atrair o inseto-praga, onde ele é controlado. Além da redução dos danos e dos ganhos de produtividade no milho, as plantas companheiras servem também como forragens para animais (Khan et al., 2007, 2008).

Plantas banqueiras

Esta tecnologia é baseada na criação de agentes de controle biológico em uma planta secundária, infestada com uma praga que não causa danos ao cultivo principal, mas é fonte alternativa de alimento dos organismos benéficos, que posteriormente irão se dispersar na área onde se encontra o cultivo principal (Murphy, 2004; Osborne et al., 2005; Sanderson; Nyrop, 2008; Frank, 2010; Huang et al., 2011). Uma planta banqueira está especificamente associada ao estabelecimento de inimigos naturais em determinadas áreas (Huang et al., 2011). Portanto, o objetivo das plantas banqueiras é propiciar a sustentabilidade reprodutiva de uma determinada população de inimigos naturais que irá atuar na supressão de espécies fitófagas ao longo do tempo, dentro do sistema de produção do cultivo principal (Frank, 2010). Uma vez presentes nas plantas banqueiras, os inimigos naturais irão se espalhar na área-alvo, à medida que se reproduzem e aumentam de número. Ou seja, as plantas banqueiras retêm um inimigo natural, predador e/ou parasitoide, pelos recursos alternativos que possui (Frank, 2010), que posteriormente atuará com eficiência no controle da praga-alvo do cultivo principal. Segundo Osborne et al. (2005), neste sistema pode ser usado a mesma espécie de praga ou pragas do cultivo principal a ser controlada, mas o risco de não funcionar é significativo. O ideal é utilizar hospedeiro ou presa alternativa, com número restrito de hospedeiros que não incluam as plantas do cultivo principal, a qual não será fonte de alimento para a espécie alternativa, mas que seja fonte de alimento de

inimigos naturais que irão posteriormente migrar para o cultivo principal (Osborne et al., 2005; Pineda; Marcos-Garcia, 2008).

Em resumo, plantas banqueiras, plantas armadilhas, plantas indicadoras e plantas repelentes são mais comuns em uma escala local pequena no sistema de cultivo orgânico, enquanto plantas companheiras, plantas barreiras e plantas insetárias visam aumentar a diversidade de potenciais inimigos naturais (Colley; Luna, 2000; Hooks; Fereres, 2006; Lopez; Shepard, 2007). Embora seja inegável a importância da inserção de plantas secundárias no sistema produtivo de um cultivo principal como o milho, seja ele em grande extensão de terra ou de pequena escala, como acontece na agricultura familiar, ainda há muito a se fazer nesta linha de pesquisa visando obter informações sobre os diferentes efeitos produzidos, tanto no controle das pragas como no aumento de produtividade da cultura principal. No geral, há falta de estudos que enfoquem como as plantas secundárias podem extensivamente ser aplicadas em escalas maiores (Parolin et al., 2012a, 2012b, 2012c).

Plantas insetárias

A planta secundária utilizada atrai, especialmente por meio da flor, diferentes espécies de inimigos naturais que utilizam néctar, pólen ou nectários extraflorais como alimento, e irão, posteriormente, contribuir para o controle biológico natural das espécies fitófagas associadas ao cultivo principal (Bugg, 1990, 1994; Colley; Luna, 2000; Landis et al., 2000; Vattala et al., 2006; Nafziger; Fadamiro, 2011; Parolin et al., 2012b). Muitas espécies de plantas insetárias podem também atrair insetos benéficos usando cor, morfologia, odor, tamanho, abundância e idade da flor, qualidade do néctar e do pólen e até mesmo de marcas de visitantes anteriores (Ambrosino et al., 2006). Portanto, plantas com grande carga de flores são muito importantes para manter a diversidade de agentes de controle biológico natural (Fiedler et al., 2007; Quarles; Grossman, 2002). Um exemplo clássico pode ser observado nos insetos da família Syrphidae (Figura 53), também conhecidos como moscas-das-flores, cujos adultos se alimentam do néctar e do pólen, enquanto as larvas utilizam os pulgões como sua principal fonte de alimento. No entanto, a presença de plantas com flores

em um agroecossistema não é suficiente para garantir a eficiência das plantas insetárias (Wackers, 2004; Jervis et al., 2004; Gurr et al., 2005; Bianchi; Wackers, 2008). Não são todas as espécies de plantas secundárias que combinam atratividade olfativa e fornecimento de néctar como fonte alimentar de inimigos naturais de pragas (Wackers, 2004). Outras plantas, no entanto, podem aumentar a vida útil, por exemplo, de determinadas vespas parasitoides que dependem de um suprimento regular de carboidratos das plantas (Bugg, 1991; Nafziger; Fadamiro, 2011).

**CONTROLE
BIOLÓGICO
NATURAL DE
*Spodoptera
frugiperda***



Sem dúvida nenhuma, a espécie *S. frugiperda*, lagarta-do-cartucho, é a principal praga do milho no Brasil e, presentemente, também em vários países da África. Talvez em função do sintoma visual dos danos provocados pela larva, há uma utilização intensa de medidas de controle, notadamente ainda de produtos químicos, e atualmente no Brasil existe o cultivo de plantas geneticamente modificadas (milho Bt). Embora geralmente mencionado por muitos, o controle biológico natural não é percebido como importante no sistema produtivo, talvez até por desconhecimento dos agricultores. No entanto, considerando a grande área cultivada com milho por pequenos agricultores, incluindo os produtores de orgânicos, e os dados já conhecidos relativos aos principais agentes de controle biológico, torna-se cada vez mais importante a inclusão destes agentes biológicos no sistema de produção, não só de milho, mas de outros cultivos. Deve ser considerado que a atuação eficiente do controle biológico naturalmente reduzirá o número de aplicações de químicos, minimizando o risco de resistência das pragas aos produtos aplicados e, ao mesmo tempo, reduzindo a exposição dos aplicadores.

A importância do controle biológico natural foi demonstrada por Figueiredo et al. (2006a, 2006b), em área de produção continuada de milho, utilizando o método de exclusão de agentes de controle biológico natural, com a utilização de gaiolas e infestação de *S. frugiperda*, na densidade de uma postura por metro quadrado. Para avaliar o impacto dos agentes de controle biológico, as gaiolas foram removidas a cada dois dias, a partir da eclosão das larvas, até o 16º dia. Ou seja, a partir da retirada das gaiolas, a praga ficou sujeita à ação de diferentes agentes de controle natural presentes na área. Com esta metodologia, foi excluída a possibilidade de ação de agentes de controle biológico de ovos, geralmente utilizados no controle biológico aplicado, com a vespa *Trichogramma*. Como esperado, os danos foliares foram crescentes com o aumento do período em que as plantas foram mantidas cobertas e, portanto, sem o acesso aos inimigos naturais da praga. Foi também demonstrada uma queda de 54,5% no rendimento de grãos, na ausência de inimigos naturais da praga. Sem o uso de gaiolas e sem nenhuma medida de controle, Cruz e Turpin (1983), Marengo et al. (1992) e Cruz et al. (1999a, 2002) relataram perdas bem menores, ao redor de 20%, por causa do ataque desta mesma praga, demonstrando também a ação global dos diferentes agentes de controle natural da *S. frugiperda*. Figueiredo et al. (2006a, 2006b) relataram o parasitoide *Chelonus insularis* como um dos mais importantes agentes de controle biológico natural de *S. frugiperda*, presente em todas as coletas realizadas no plantio do milho, respondendo por 91% do parasitismo. Também da ordem Hymenoptera, foram identificados *E. laphygmae*, *E. fuscicornis*, *C. marginiventris*, *C. flavicincta* e *Pristomerus spinator* (Fabricius) (Ichneumonidae) e *Archytas incertus*.

**USO DO CONTROLE
BIOLÓGICO
DE PRAGAS
DE MILHO COM
MICRORGANISMOS**



Bactérias, fungos (Figura 54) e vírus (Figura 55) representam os microrganismos com maior número de insumos biológicos registrados no Agrofit, do Mapa (Brasil, 2021), para uso do controle de organismos fitófagos (pragas). O registro de determinado produto permite que ele possa ser utilizado para o controle da praga-alvo em todos os cultivos em que esteja presente.



Figura 54. Aspecto de uma larva de *Spodoptera frugiperda* morta por fungo.

Para que haja sucesso no controle, as bactérias e os vírus precisam ser ingeridos pela praga-alvo. Os fungos atuam por contato, como a maioria dos químicos, conseguindo penetrar na cutícula da larva hospedeira mediante o uso de enzimas que atuam na fase de aderência e germinação dos seus esporos.

Após a ingestão de uma quantidade mínima de um determinado insumo microbiológico, necessária para matar a praga, gradativamente ocorre uma redução na alimentação da larva até que ocorra a sua morte, num período em torno de sete dias após



Figura 55. Aspecto de larvas de *Spodoptera frugiperda* mortas por baculovírus.

ingerir o alimento contaminado. O consumo alimentar da larva infectada é desprezível, embora vivendo por um período maior do que aquele que o agricultor já conhece da ação de um produto químico. Por exemplo, à medida que o tempo passa, é nítido o efeito de vírus nas larvas, que se tornam flácidas e enegrecidas (Cruz, 2000).

Quando os agricultores não ficam satisfeitos com o resultado da aplicação, eles atribuem, geralmente, o fracasso no controle ao produto aplicado. No entanto, outros fatores podem também ser responsáveis pelo resultado, mesmo quando a pulverização é com produtos químicos. Por exemplo, escolhas incorretas, incluindo o tipo de produto, dose, volume de água, tipo de bico e pressão para a pulverização, estágio de desenvolvimento da praga-alvo e da planta, podem reduzir a eficiência da aplicação.

Atualmente no Brasil há demanda crescente para a busca e o registro de novos de microrganismos para uso tanto na cultura do milho como para outros cultivos de importância econômica, com mais de 200 marcas comerciais disponíveis. Especificamente para uso em milho existem registros para uso no controle das principais pragas (Tabela 1).

Tabela 1. Insumos microbiológicos para uso em milho no controle de insetos pragas⁽¹⁾

Pragas-alvo	Insumos microbiológicos ⁽²⁾
<i>Dalbulus maidis</i> (cigarrinha-do-milho)	<i>Metarhizium anisopliae</i> (F); <i>Isaria fumosorosea</i> (F); <i>Beauveria bassiana</i>
<i>Deois flavopicta</i> (cigarrinha-das-pastagens)	<i>Metarhizium anisopliae</i> ; <i>Beauveria bassiana</i> + <i>Metarhizium anisopliae</i>
<i>Diabrotica speciosa</i> (vaquinha-verde-amarela)	<i>Beauveria bassiana</i> (F)
<i>Diatraea saccharalis</i> (broca-da-cana)	<i>Bacillus thuringiensis</i> (B)
<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-da-espiga)	<i>Baculovirus</i> (V); <i>Isaria fumosorosea</i> ; <i>Bacillus</i> <i>thuringiensis</i>
<i>Helicoverpa zea</i> (lagarta-da-espiga)	<i>Bacillus thuringiensis</i>
<i>Mocis latipes</i> (lagarta-mede-palmo)	<i>Bacillus thuringiensis</i>
<i>Scaptocoris castanea</i> (percevejo-castanho)	<i>Metarhizium anisopliae</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-do-cartucho)	<i>Bacillus thuringiensis</i> ; <i>Baculovirus</i>

(1) Compilado do Agrofit (Brasil, 2021); (2) Fungos (F); Bactéria (B); Vírus (V)

A combinação intencional ou natural de insumos micro e macrobiológicos em geral é positiva no sistema produtivo de milho. Figueiredo et al. (2009) relataram maior ganho na produtividade do milho com aplicação foliar de *baculovirus*, oito dias após a infestação com ovos de *S. frugiperda*, em ação sinérgica com agentes de controle biológico natural. Tal fato é importante considerando, por exemplo, que a eficiência do baculovírus tende a diminuir com o aumento da idade das larvas de *S. frugiperda* (Cruz et al., 2002; Matrangolo et al., 2007), mas há compensação pelo efeito adicional dos insetos benéficos, sugerindo que a associação pode ser uma estratégia importante para suprimir a população da praga em milho, considerando a especificidade do vírus. Este efeito sinérgico pode ser mais econômico e eficiente do que o uso unilateral de um pesticida químico não seletivo, particularmente pela presença, por exemplo, de *Chelonus insularis*, um eficiente parasitoide de ovo-larva (Rezende et al., 1995a; Figueiredo et al., 2006a, 2006b). Segundo Cruz et al. (1997b),

a eficiência do controle utilizando o *baculovirus* aplicado tanto com pulverizador manual costal como via trator pode ser aumentada em ambos os casos, pela ação complementar de parasitoides, representados por *C. flavicincta* (53,0%), *C. insularis* (31,3%) e *Eiphosoma* spp. (15,6%).

Portanto, para se ter sucesso no uso de insumos microbiológicos na cultura do milho, devem ser consideradas as seguintes recomendações:

- 1.** Larvas mais novas de Lepidoptera são mais suscetíveis aos insumos biológicos
- 2.** O monitoramento com armadilha de feromônio propicia uma leitura mais precisa da evolução da população de Lepidoptera.
- 3.** Os mesmos equipamentos convencionais utilizados para a aplicação dos produtos químicos servem também para aplicar os inseticidas microbiológicos, ajustando os parâmetros da pulverização em função do alvo e do estágio de desenvolvimento das plantas.
- 4.** Considerando a sensibilidade de alguns produtos aos raios ultravioletas, a pulverização deve ser feita à tarde ou no início da noite.
- 5.** A eficiência do controle ocorre pela ação sinérgica do inseticida microbiológico e dos agentes naturais de controle existentes na área de cultivo.

CONSIDERAÇÕES FINAIS



Sensibilização dos agricultores sobre os benefícios do controle biológico

Uma grande dificuldade em estabelecer um programa de controle biológico nas propriedades rurais é a falta de conhecimento que permita ao agricultor reconhecer e separar as pragas dos insetos benéficos. Há uma urgente necessidade de capacitação desses agricultores, mostrando-lhes que os insetos benéficos são aqueles que tanto se alimentam dos insetos-pragas como aqueles essenciais na produção agrícola, fazendo o trabalho de polinização, como as abelhas.

Publicações específicas que mostram através de fotografias, filmes e até mesmo cursos de treinamento, com boa carga horária, dentro da propriedade do agricultor, são estratégias que funcionam adequadamente para aumentar a consciência do produtor e de sua família sobre a importância da biodiversidade de insetos benéficos na sua rotina de trabalho.

Com o uso das fotos aqui publicadas e atualizando periodicamente esta publicação, com novas imagens de agentes de controle biológico encontrados localmente, em associação com as diferentes espécies de pragas, teremos o treinamento contínuo dos agricultores. Essas informações servirão para compor uma base de dados de acesso aberto para o reconhecimento dos inimigos naturais das pragas.

Treinamento contínuo de agentes de extensão rural e agricultores

Treinar agricultores e agentes de extensão rural e de transferência de tecnologia sobre como coletar, identificar ou proceder para enviar os insetos para especialistas é uma etapa fundamental. Os agricultores devem estar conscientes de que, evitando o uso de produtos químicos em suas propriedades, contribuirão para manter agentes naturais de controle biológico. Mas também é importante usar estratégias que favoreçam o aumento desses insetos benéficos, não só na sua propriedade, mas também em toda a comunidade.

Os agricultores precisam ser encorajados a conhecer o habitat dos insetos e usar a agricultura de conservação para aumentar os parasitoides e os predadores de ocorrência natural. Manter espécies de plantas em torno da área de cultivo principal, tais como girassol ou crotalária, entre outras, contribui para aumentar a sobrevivência e a proteção de insetos benéficos, especialmente contra condições climáticas adversas.

Conscientização sobre as demandas globais

A sociedade global tem exigido alimentos que sejam livres de pesticidas que, embora possam agir sobre os diferentes insetos fitófagos, também têm efeitos negativos sobre o meio ambiente e a saúde das pessoas. Este efeito negativo também é observado em todos os lugares, por eliminar ou reduzir dramaticamente as várias espécies de insetos benéficos. Os insetos benéficos, quando presentes, mantêm diferentes espécies de insetos fitófagos sob controle, ou seja, sustentam o nível populacional da praga abaixo daquele necessário para causar danos econômicos. Portanto, quando os inimigos naturais são eliminados ou drasticamente reduzidos, muitas espécies fitófagas antes consideradas pragas secundárias podem aumentar sua população e atingir a condição de praga principal.

Em vista da realidade atual e do pensamento futuro sobre a estabilidade e a qualidade da produção agrícola, especialmente quando destinada ao consumo humano, o fortalecimento das instituições governamentais dará ao País o poder de resolver problemas de forma sustentável, utilizando os recursos da própria natureza, que são reconhecidamente abundantes no continente. Isso inclui infraestrutura e recursos humanos para mitigar os problemas fitossanitários, especialmente em relação aos insetos, através do avanço de conhecimento científico de pragas e de seus agentes de controle biológico. Para alcançar esse objetivo, os governos e a iniciativa privada certamente devem estar dispostos a investir ainda mais na pesquisa, no desenvolvimento de novas tecnologias e na capacitação de recursos humanos em relação ao controle biológico, para rapidamente estarem à disposição dos agricultores.

Manejo biológico de pragas para coletividade

Especialmente na agricultura familiar, geralmente em áreas pequenas e propriedades próximas, os agricultores, reunidos em uma associação ou em cooperativa, podem ter muito mais vantagens no combate às pragas do que tratando o problema individualmente. Recentemente, Cruz e Castro (2021) propuseram esta estratégia para o manejo da cigarrinha *D. maidis*, por se tratar de um inseto cujo manejo é complexo. Porém, o mesmo raciocínio se aplica a outras espécies de pragas. Os autores salientaram a importância de se discutir, previamente ao plantio, em reunião com o grupo de produtores, extensionistas, pesquisadores especialistas, empresas privadas e outros segmentos, um plano de manejo das principais pragas. Neste tipo de reunião, é possível a seleção dos agricultores participantes que juntos serão capacitados para as tomadas de decisão corretas. A capacitação terá, como objetivos principais, o reconhecimento de insetos-pragas e seus agentes de controle biológico, a tomada de decisão sobre a necessidade de medidas de controle e a inserção dos produtos biológicos na área de produção. Ao mesmo tempo, é sugerida a criação de grupos, por exemplo, de WhatsApp, para veicular de maneira rápida todas as informações pertinentes às atividades agrícolas para todos os participantes; o coordenador pode ser o extensionista responsável pelas respostas aos questionamentos recebidos dos produtores, incluindo as ações a serem tomadas.

A capacitação do grupo pode envolver técnicos de cooperativas, extensionistas, agricultores, professores e até estudantes de curso técnicos e de nível superior de Biologia e Agronomia. Na capacitação, além do aspecto relativo aos insetos-alvos, será delineada uma área (ou região) com georreferenciamento e mapeamento das propriedades participantes do programa. Além disso, se possível, deve-se levantar dados climáticos históricos (no mínimo de três anos anteriores), especialmente temperatura, precipitação e ventos (direção) e dados sobre a percepção dos agricultores sobre os principais problemas com as pragas no período estudado. Tais observações também serão acompanhadas a partir do estabelecimento do programa. Em resumo, cada participante informaria para o grupo, via WhatsApp, ao longo do desenvolvimento do cultivo do milho, as atividades realizadas

e datas em que ocorreram na sua propriedade, incluindo a chegada das pragas. As informações sobre as pragas servirão de alerta para todos os participantes. Neste programa, será possível a formação de um banco de dados, incluindo fotos relativas às pragas e seus agentes de controle biológico. Após a colheita, deve ser preparado um relatório incluindo todos os acontecimentos relativos ao cultivo nas áreas mapeadas.

REFERÊNCIAS



- ABLES, J. R. Feeding behavior of an assassin bug, *Zelus renardii*. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 71, n. 4, p. 476-478, 1978. DOI: <http://dx.doi.org/10.1093/aesa/71.4.476>.
- ALI, A. S. A.; WATSON, T. F. Effect of temperature on development and survival of *Zelus renardii*. **Environmental Entomology**, v. 7, n. 6, p. 889-890, 1978. DOI: <http://dx.doi.org/10.1093/ee/7.6.889>.
- ALMEIDA, L. F. V.; PENTEADO-DIAS, A. M. Five new species of *Meteorus* Haliday (Hymenoptera: Braconidae: Euphorinae) from Brazil. **Zootaxa**, v. 4057, n. 2, p. 231-247, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.4057.2.4>.
- ALTIERI, M. A.; SILVA, N. E.; NICHOLLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226 p.
- ALTIERI, M. **Agroecologia**: a dinâmica produtiva da agricultura sustentável. 4. ed. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2004. 120 p.
- ALTIERI, M. The ecological role of biodiversity in agroecosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 74, n. 1/3, p. 19-31, 1999.
- AMBROSINO, M. D.; LUNA, J. M.; JEPSON, P. C.; WRATTEN, S. D. Relative frequencies of visits to selected insectary plants by predatory hoverflies (Diptera: Syrphidae), other beneficial insects, and herbivores. **Environmental Entomology**, v. 35, p. 394-400, 2006.
- ASHLEY, T. R.; WADDILL, W. H.; MITCHELL, E. R.; RYE, J. Impact of native parasites on the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), in south Florida and release of the exotic parasite, *Eiphosoma viticolle* (Hymenoptera: Ichneumonidae). **Environmental Entomology**, v. 11, p. 833-837, 1982. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00028-6](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00028-6).
- ASMAN, K. Trap cropping effect on oviposition behaviour of the leek moth *Acrolepiopsis assectella* and the diamondback moth *Plutella xylostella*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 105, p. 153-164, 2002. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1570-7458.2002.01043.x>.
- BAITHA, A.; JALALI, S. K.; RABINDRA, R. J.; VENKATESAN, T.; RAO, N. S. Parasitizing efficiency of the pupal parasitoid, *Tetrastichus howardii* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae) on *Chilo partellus* (Swinhoe) at different exposure periods. **Journal of Biological Control**, v. 18, p. 65-68, 2004.
- BALL, G. E.; BOUSQUET, Y. Carabidae Latreille, 1810. In: ARNETT JR., R. H.; THOMAS, M. C. **American beetles**: Archostemata, Myxophaga, Adepaga, Polyphaga: Staphyliniformia. Boca Raton: CRC Press, 2000. v. 1, p. 32-132.
- BARBOSA, P. **Conservation biological control**. San Diego: Academic Press, 1998. 396 p.
- BELAY, D. K.; FOSTER, J. E. Efficacies of habitat management techniques in managing maize stem borers in Ethiopia. **Crop Protection**, v. 29, n. 5, p. 422-428, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2009.09.006>.
- BELL, K. O.; WHITCOMB, W. H. Field studies on egg predators of the bollworm, *Heliothis zea* (Boddie). **Florida Entomologist**, v. 47, p. 171-180, 1964.

BENGTSSON, J.; AHNSTRÖM, J.; WEIBULL, A. The effects of organic agriculture on biodiversity and abundance: a meta-analysis. **Journal of Applied Ecology**, v. 42, n. 2, p. 261-269, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2005.01005.x>.

BERKVEN, N.; BONTE, L.; BERKVEN, D.; TIRRY, L.; DE CLERCQ, P. Influence of diet and photoperiod on development and reproduction of European populations of *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae). **BioControl**, v. 53, p. 211-221, 2008. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s10526-007-9130-0>.

BERKVEN, N.; BONTE, J.; BERKVEN, D.; DEFORCE, K.; TIRRY, L.; DE CLERCQ, P. Pollen as an alternative food for *Harmonia axyridis*. In: ROY, H. E.; WAJNBERG, E. (ed.). **From biological control to invasion: the ladybird *Harmonia axyridis* as a model species**. Dordrecht: Springer, 2007. p. 201-210. DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6939-0_13.

BIANCHI, F. J. J. A.; WACKERS, F. L. Effects of flower attractiveness and nectar availability in field margins on biological control by parasitoids. **Biological Control**, v. 46, n. 3, p. 400-408, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2008.04.010>.

BLEICHER, E.; PARRA, J. R. P. Espécies de *Trichogramma* parasitoides de *Alabama argillacea*. II. Tabela de vida de fertilidade e parasitismo de três populações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 25, n. 2, p. 207-214, 1990.

BRAMAN, S. K. Damsel bugs (Nabidae). In: SCHAEFER C. W.; PANIZZI A. R. (ed.). **Heteroptera of economic importance**. Boca Raton: CRC Press, 2000. p. 639-656.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: sistema de agrotóxicos fitossanitários. Brasília, DF, c2003. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 10 maio 2019.

BROADBENT, L.; GREGORY, P. H.; TINSLEY, T. W. The influence of planting date and manuring on the incidence of virus diseases in potato crops. **Annual of Applied Biology**, v. 39, p. 509-524, 1952.

BROWN, M. W.; MATHEWS, C. R.; KRAWCZYK, G. Extrafloral nectar in an apple ecosystem to enhance biological control. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, n. 5, p. 1657-1664, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1603/ec10019>.

BROWN, M. W.; MILLER, S. S. Coccinellidae (Coleoptera) in apple orchards of eastern West Virginia and the impact of invasion by *Harmonia axyridis*. **Entomological News**, v. 109, p. 136-142, 1998.

BROWN, P. M. J.; ADRIAENS, T.; BATHON, H.; CUPPEN, J.; GOLDARAZENA, A.; HÄGG, T.; KENIS, M.; KLAUSNITZER, B. E. M.; KOVÁR, I.; LOOMANS, A. J. M.; MAJERUS, M. E. N.; NEDVED, O.; PEDERSEN, J.; RABITSCH, W.; ROY, H. E.; TERNOIS, V.; ZAKHAROV, I. A.; ROY, D. B. *Harmonia axyridis* in Europe: spread distribution of a non-native coccinellid. In: ROY, H. E.; WAJNBERG, E. (ed.). **From biological control to invasion: the ladybird *Harmonia axyridis* as a model species**. Dordrecht: Springer, 2007. p. 5-21. DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6939-0_2.

BUENO, V. H. P. Desenvolvimento e criação massal de percevejos predadores *Orius*. In: BUENO, V. H. P. (ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2009. p. 33-76.

- BUENO, V. H. P.; VAN LENTEREN, J. C. Bioecology and nutrition of predatory Heteroptera. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (ed.). **Bioecology and insect nutrition for Integrated Pest Management**. Boca Raton: CRC, 2011. p. 51-70.
- BUENO, V. H. P.; ZANUNCIO, J. C. Percevejos predadores (Heteroptera). In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (ed.). **Bioecologia e nutrição de insetos**: base para o manejo integrado de pragas. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. v. 1, p. 875-930.
- BUENO, V. H. P. Controle biológico aumentativo com agentes entomófagos. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. (ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa, MG: EPAMIG, 2005. p. 23-42.
- BUGG, R. L. Cover crops. In: HARGROVE, W. L. (ed.). **Cover crops for clean water**. Ankeny: Soil and Water Conservation Society, 1991. p. 157-163. E-book. Disponível em: <http://www.swcs.org/documents/filelibrary/CCCWfm.pdf>. Acesso em: 29 mar. 2012.
- BUGG, R. L. Farmscaping with insectary plants. **Permaculture Activist**, n. 1, p. 6-9, Summer 1990.
- BUGG, R. L. Using cover crops to manage arthropods of orchards: a review. **Agriculture Ecosystem and Environment**, v. 50, p. 11-28, 1994.
- BUGG, R. L.; COLFER, R. G.; CHANEY, W. E.; SMITH, H. A.; CANNON, J. **Flower flies (Syrphidae) and other biological control agents for aphids in vegetable crops**. Oakland: University of California, 2008. 25 p. (UC ANR Publication 8285). Disponível em: <https://escholarship.org/uc/item/37k3d5g8>. Acesso em: 13 nov. 2008.
- BURGIO, G.; SANTI, F.; MAINI, S. Intra-guild predation and cannibalism between *Harmonia axyridis* and *Adalia bipunctata* adults and larvae: laboratory experiments. **Bulletin of Insectology**, v. 58, n. 2, p. 135-140, 2005.
- BURGIO, G.; SANTI, F.; MAINI, S. On intra-guild predation and cannibalism in *Harmonia axyridis* (Pallas) and *Adalia bipunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). **Biological Control**, v. 24, n. 2, p. 110-116, 2002. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1049-9644\(02\)00023-3](https://doi.org/10.1016/S1049-9644(02)00023-3).
- CISNEROS, J. J.; ROSENHEIM, J. A. Changes in the foraging behavior, within-plant vertical distribution, and microhabitat selection of a generalist insect predator: an age analysis. **Environmental Entomology**, v. 27, n. 4, p. 949-957, 1998. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/27.4.949>.
- COGNI, R.; FREITAS, A. V. L.; AMARAL FILHO, B. F. Influence of prey size on predation success by *Zelus longipes* L. (Het., Reduviidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 126, n. 2/3, p. 74-78, 2002. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1439-0418.2002.00593.x>.
- COHEN, A. C.; TANG, R. Relative prey weight influences handling time and biomass extraction in *Sinea confusa* and *Zelus renardii* (Heteroptera: Reduviidae). **Environmental Entomology**, v. 26, n. 3, p. 559-565, 1997. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/26.3.559>.
- COLLEY, M. R.; LUNA, J. M. Relative attractiveness of potential beneficial insectary plants to Aphidophagous Hoverflies (Diptera: Syrphidae). **Environmental Entomology**, v. 29, n. 5, p. 1054-1059, 2000. DOI: <https://doi.org/10.1603/0046-225X-29.5.1054>.
- COLLINS, K. L.; BOATMAN, N. D.; WILCOX, A.; HOLLAND, J. M. 5-year comparison of overwintering polyphagous predator densities within a beetle bank and two conventional hedgebanks. **Annals of Applied Biology**, v. 143, p. 63-71, 2003a. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2003.00063.x>.

COLLINS, K. L.; BOATMAN, N. D.; WILCOX, A.; HOLLAND, J. M. Effects of different grass treatments used to create overwintering habitat for predatory arthropods on arable farmland. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 96, p. 59-67, 2003b. DOI: [https://doi.org/10.1016/s0167-8809\(03\)00032-x](https://doi.org/10.1016/s0167-8809(03)00032-x).

COOK, S. M.; KHAN, Z. R.; PICKETT, J. A. The use of push-pull strategies in integrated pest management. **Annual Review of Entomology**, v. 52, p. 375-400, 2007.

CORTEZ-MONDACA, E.; PÉREZ-MÁRQUEZ, J.; BAHENA-JUÁREZ, F. Natural biological control of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in maize and sorghum in northern Sinaloa, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 37, n. 3, p. 423-428, 2012. DOI: <https://doi.org/10.3958/059.037.0320>.

CORTEZ-MONDACA, E.; ARMENTA-CÁRDENAS, I.; BAHENA-JUÁREZ, F. Parasitoids and percent parasitism of the fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in Southern Sonora, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 35, n. 2, p. 199-203, 2010. DOI: <https://doi.org/10.3958/059.035.0209>.

CROCKER, R. L.; WHITCOMB, W. H. Feeding niches of the big-eyed bugs *Geocoris bullatus*, *G. punctipes* and *G. uliginosus* (Hemiptera: Lygaeidae: Geocorinae). **Environmental Entomology**, v. 9, n. 5, p. 508-513, 1980. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/9.5.508>.

CRUZ, I. **A lagarta-do-cartucho na cultura do milho**. Sete Lagoas: Embrapa-CNPMS, 1995a. 45 p. (Embrapa-CNPMS. Circular Técnica, 21).

CRUZ, I. Avanços e desafios no controle biológico com predadores e parasitoides na cultura do milho. In: SEMINÁRIO NACIONAL [DE] MILHO SAFRINHA, 13., Maringá. **Anais...** Maringá: Universidade Estadual de Maringá, 2015.

CRUZ, I. Controle biológico como ferramenta para o manejo ecológico de pragas em sistema orgânico de produção de milho. In: CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, 24., 2002, Florianópolis, SC. **Meio ambiente e a nova agenda para o agronegócio de milho e sorgo**: [palestras]. Sete Lagoas: Associação Brasileira de Milho e Sorgo; Florianópolis: Epagri, 2002a. 1 CD-ROM.

CRUZ, I. Controle biológico de pragas de milho. In: CRUZ, J. C.; KARAM, D.; MONTEIRO, M. A. R.; MAGALHÃES, P. C. (Ed.). **A cultura do milho**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2008b. p. 363-417.

CRUZ, I. Controle biológico de pragas na cultura de milho destinado à produção de conservas (minimilho). In: PEREIRA FILHO, I. A. (Ed.). **Minimilho**: cultivo e processamento. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2008a. p. 143-187.

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

CRUZ, I. Controle biológico de pragas no cultivo do milho verde. In: PEREIRA FILHO, I. A. (Ed.). **O cultivo do milho verde**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2002b. p. 157-178.

CRUZ, I. Dinâmica de insetos na produção orgânica de grãos de milho. In: SEMINÁRIO MINEIRO SOBRE PRODUÇÃO ORGÂNICA, 11., 2008f, Sete Lagoas. [Palestras]. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2008f. 1 CD-ROM.

- CRUZ, I. Insetos benéficos. In: CRUZ, I. (ed.). **Manual de identificação de pragas do milho e de seus principais agentes de controle biológico**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2008c. p. 121-192.
- CRUZ, I. Manejo integrado de pragas de milho com ênfase ao controle biológico. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE DE PRAGAS DA REGIÃO DO PARANAPANEMA, 1., 1994, Assis, SP. **Anais...** Assis: Instituto Biológico; Campinas: CATI, 1994. p. 26-40.
- CRUZ, I. Manejo Integrado de Pragas de Milho com ênfase para o controle biológico. In: CICLO DE PALESTRAS SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS, 4., 1995, Campinas. **Anais**. Campinas: Sociedade Entomológica do Brasil, 1995b. p. 48-92.
- CRUZ, I. Métodos de criação de agentes entomófagos de *Spodoptera frugiperda*. 2. ed. rev. ampl. In: BUENO, V. H. P. (ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2009. p. 237-275.
- CRUZ, I. Multiplicação e liberação de parasitoides e predadores para o controle de *Spodoptera frugiperda*. In: CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, SIMPOSIO BRASILEIRO SOBRE A LAGARTA-DO-CARTUCHO, SPODOPTERA FRUGIPERDA, 27.; WORKSHOP SOBRE MANEJO E ETIOLOGIA DA MANCHA BRANCA DO MILHO, 3., 2008d, Londrina. **Agroenergia, produção de alimentos e mudanças climáticas: desafios para milho e sorgo: trabalhos e palestras**. [Londrina]: IAPAR; [Sete Lagoas]: Embrapa Milho e Sorgo, 2008d. 1 CD-ROM. 2008d.
- CRUZ, I. Pragas do milho. In: CRUZ, I. (ed.). **Manual de identificação de pragas do milho e de seus principais agentes de controle biológico**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2008e. 120 p.
- CRUZ, I. Utilização do baculovírus no controle da lagarta-do-cartucho-do-milho, *Spodoptera frugiperda*. In: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. (ed.). **Controle biológico**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. p. 201-230.
- CRUZ, I.; ALVARENGA, C. D.; FIGUEIREDO, P. E. F. Biologia de *Doru luteipes* (Scudder) e sua capacidade predatória de ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 24, n. 2, p. 273-278, 1995a.
- CRUZ, I.; CASTRO, A. L. G. de. Milho: duplo controle. **Cultivar Grandes Culturas**, v. 20, n. 259, p. 32-35, dez./jan. 2021.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; OLIVEIRA, A. C.; VASCONCELOS, C. A. Damage of *Spodoptera frugiperda* (Smith) in different maize genotypes cultivated in soil under three levels of aluminium saturation. **International Journal of Pest Management**, v. 45, n. 4, p. 293-296, 1999a. DOI: <https://doi.org/10.1080/096708799227707>.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; GONÇALVES, E. P.; LIMA, D. A. N.; DINIZ, E. E. Efeito da idade de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) no desempenho do parasitoide *Campoletis flavicincta* (Ashmead) (Hymenoptera: Ichneumonidae) e consumo foliar por lagartas parasitadas e não-parasitadas. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 26, n. 2, p. 229-234, 1997a. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0301-80591997000200003>.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; MATOSO, M. J. **Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitoide de ovos *Trichogramma***. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 1999b. 40 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular técnica, 30).

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; SILVA, R. B.; DEL SARTO, M. L.; PENTEADO-DIAS, A. M. **Monitoramento de parasitoides de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em municípios de Minas Gerais, Brasil.** Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2009. 29 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Documentos, 92).

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; SILVA, R. B.; SILVA, I. F.; PAULA, C. S.; FOSTER, J. E. Using sex pheromone traps in the decision-making process for pesticide application against fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* [Smith] [Lepidoptera: Noctuidae]) larvae in maize. **International Journal of Pest Management**, v. 58, n. 1, p. 83-90, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1080/09670874.2012.655702>.

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; VALICENTE, F. H.; OLIVEIRA, A. C. Application rate trials with a nuclear polyhedrosis virus to control *Spodoptera frugiperda* (Smith) on maize. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 26, n. 1, p. 145-152, 1997b. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0301-80591997000100019>.

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; SILVA, R. B. **Monitoramento de adultos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Pyralidae) em algumas regiões produtoras de milho no Brasil.** Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2010. 42 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Documentos, 93).

CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M. L. C.; SILVA, R. B. Controle biológico de pragas de milho. **Ciência & Ambiente**, v. 43, p. 165-190, 2011a.

CRUZ, I.; GONÇALVES, E. P.; FIGUEIREDO, M. L. C. Effect of a nuclear polyhedrosis virus on *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) larvae, its damage and yield of maize crop. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 1, n. 2, p. 20-27, 2002.

CRUZ, I.; LIMA, D. A. N.; FIGUEIREDO, M. L. C.; VALICENTE, F. H. Aspectos biológicos do parasitoide *Campoletis flavicincta* (Ashmead) criados em lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Smith). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 24, n. 2, p. 201-208, 1995b.

CRUZ, I.; OLIVEIRA, A. C. Flutuação populacional do predador *Doru luteipes* Scudder em plantas de milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 32, n. 4, p. 363-368, 1997.

CRUZ, I.; REDOAN, A. C.; SILVA, R. B.; FIGUEIREDO, M. L. C.; PENTEADO-DIAS, A. M. New record of *Tetrastichus howardii* (Olliff) as a parasitoid of *Diatraea saccharalis* (Fabr.) on maize. **Scientia Agrícola**, v. 68, n. 2, p. 252-254, 2011b. DOI: <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-90162011000200017>.

CRUZ, I.; TURPIN, F. T. Yield impact of larval infestations of the fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) to midwhorl growth stage of corn. **Journal of Economic Entomology**, v. 76, n. 5, p. 1052-1054, 1983.

CRUZ, I.; VALICENTE, F. H.; VIANA, P. A.; MENDES, S. M. **Risco potencial das pragas de milho e de sorgo no Brasil.** Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2013. 40 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Documentos, 150).

CRUZ, I.; BRUCE, A.; SEVGAN, S.; AKUTSE, K. S.; MOHAMED, F. S.; NIASSE, S.; RANGASWAMY, M.; SIDHU, J.; GOERGEN, G.; RWOMUSHANA, I.; KASINA, M.; BA, M.; ABOAGYE, E.; STEPHAN, D.; WENNMANN, J.; NEERING, E.; MUSHOBAZI, W. Biological control and biorational pesticides for fall armyworm management. In: PRASANNA, B. M.;

HUESING, J. E.; EDDY, R.; PESCHKE, V. M. (ed.). **Fall armyworm in Africa: a guide for integrated pest management**. 5. ed. México, DF: CIMMYT, 2018. p. 63-88.

DAS, G. P. Plants used in controlling the potato tuber moth, *Phthorimaea operculella* (Zeller). **Crop Protection**, v. 14, p. 631-636, 1995.

DEBACH, P. **Biological control by natural enemies**. Cambridge: Cambridge University Press, 1974. 323 p.

DE CLERCQ P. Spined soldier bug, *Podisus maculiventris* Say (Hemiptera: Pentatomidae: Asopinae). In: CAPINERA, J. L. (ed.). **Encyclopedia of Entomology**. Heidelberg: Springer, 2008. v. 4, p. 3508-3510.

DE CLERCQ, P.; DEGHEELE, D. Influence of feeding interval on reproduction and longevity of *Podisus sagitta* (Het: Pentatomidae). **Entomophaga**, v. 37, p. 583-590, 1992. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/BF02372328>.

DEOL, G. S.; RATAUL, H. S. Role of various barrier crops in reducing the incidence of cucumber mosaic virus in chilli, *Capsicum annum* Linn. **Indian Journal of Entomology**, v 40, p. 261-264, 1978.

DIFONZO, C. D.; RAGSDALE, D. W.; RADCLIFFE, E. B.; GUDMESTAD, N. C.; SECOR, G. A. Crop borders reduce potato virus Y incidence in seed potato. **Annals of Applied Biology**, v. 129, p. 289-302, 1996.

ELLIOTT, N.; KIECKHEFER, R.; KAUFFMAN, W. Effects of an invading coccinellid on native coccinellids in an agricultural landscape. **Oecologia**, v. 105, p. 537-544, 1996. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/BF00330017>.

EL-SEBAEY, I. I. A.; EL-GANTIRY, A. M. Biological aspects and description of different stages of *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera, Coccinellidae). **Bulletin of the Faculty of Agriculture**, v. 50, n. 1, p. 87-97, 1999.

ELVIN, M. K.; STIMAC, J. L.; WHITCOMB, W. H. Estimating rates of arthropod predation on velvet-bean caterpillar larvae in soybeans. **Florida Entomologist**, v. 66, n. 3, p. 320-330, 1983.

ESTRADA-VÍRGEN, O.; CAMPOS, J. C.; BERMUDEZ, A. R.; VELASCO, C. R.; CAZOLA, C. C.; AQUINO, N. I.; CANCINO, E. R. Parasitoids and entomopathogens of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nayarit, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 38, n. 2, p. 339-344, 2013.

ETCHEGARAY, J. B.; NISHIDA, T. Biology of *Lespesia archippivora* (Diptera: Tachinidae). **Proceedings of Hawaiian Entomological Society**, v. 22, n. 1, p. 41-49, 1975.

EUBANKS, M. D.; DENNO, R. F. Health food versus fast food: the effects of prey quality and mobility on prey selection by a generalist predator and interactions among prey species. **Ecological Entomology**, v. 25, n. 2, p. 140-146, 2000. DOI: <http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-2311.2000.00243.x>.

FARIA, C. A.; TORRES, J. B.; FARIAS, A. M. I. Resposta funcional de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitando ovos de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae): efeito da idade do hospedeiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, n. 1, p. 85-93, 2000. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0301-80592000000100011>.

FERNANDES, D. R. R.; ONODY, H. C.; LARA, R. I. R.; PERIOTO, N. W. Annotated checklist of Brazilian Ophioninae (Hymenoptera: Ichneumonidae). **EntomoBrasilis**, v. 7, n. 2, p. 124-133, 2014. DOI: <https://doi.org/10.12741/ebrazilis.v7i2.330>.

FERERES, A. Barrier crops as a cultural control measure of non-persistently transmitted aphid-borne viruses. **Virus Research**, v. 71, p. 221-231, 2000.

FIEDLER, A.; TUELL, J.; ISAACS, R.; LANDIS, D. **Attracting beneficial insects with native flowering plants**. Lansing: Michigan State University, 2007. 6 p. (Extension Bulletin E-2973).

FIGUEIREDO, M. L. C.; PENTEADO-DIAS, A. M.; CRUZ, I. *Exasticolus fuscicornis* em lagartas de *Spodoptera frugiperda*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 8, p. 1321-1323, 2006b. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2006000800016>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; CRUZ, I.; DELLA LUCIA, T. M. C. Controle integrado de *Spodoptera frugiperda* (Smith & Abbott) utilizando-se o parasitoide *Telenomus remus* Nixon. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 11, p. 1975-1982, 1999. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X1999001100001>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; CRUZ, I.; SILVA, R. B.; FOSTER, J. E. Biological control with *Trichogramma pretiosum* increases organic maize productivity by 19.4%. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 35, n. 3, p. 1175-1183, 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s13593-015-0312-3>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; CRUZ, I.; PENTEADO-DIAS, A. M.; SILVA, R. B. Interaction between *Baculovirus spodoptera* and natural enemies on the suppression of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 8, n. 3, p. 207-222, 2009. DOI: <http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v8n3p207-222>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; DELLA LUCIA, T. M. C.; CRUZ, I. Effect of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) density on control of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) egg masses upon release in a maize field. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 1, n. 2, p. 12-19, 2002. DOI: <http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v1n2p12-19>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; MARTINS-DIAS, A. M. P.; CRUZ, I. Relação entre a lagarta do cartucho e seus agentes de controle biológico natural na produção de milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 12, p. 1693-1698, 2006a. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X2006001200002>.

FIGUEIREDO, M. L. C.; PENTEADO-DIAS, A. M.; CRUZ, I. Associação entre inimigos naturais e *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 5, n. 3, p. 340-350, 2006b. DOI: <http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v5n3p340-350>.

FINCH, S.; COLLIER, R. Host-plant selection by insects: a theory based on "appropriate/inappropriate landings" by pest insects. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 96, p. 91-102, 2000.

FINCH, S.; BILLIALD, H.; COLLIER, R. H. Companion planting - do aromatic plants disrupt host-plant finding by the cabbage root fly and the union fly more effectively than non-aromatic plants? **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 109, p. 183-195, 2003.

FRANK, S. D. Biological control of arthropod pests using banker plant systems: past progress and future directions. **Biological Control**, v. 52, p. 8-16, 2010.

FREITAS, F. S.; TORRES, J. B.; PRATISSOLI, D.; FOSSE, E. Controle, em época de maior ocorrência, da traça do *tomateiro* *Scrobipalpus absoluta* (Meyrick, 1917) por *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) e cartap. **Revista Ceres**, v. 41, n. 235, p. 244-253, 1994.

GAULD, D. A survey of the **Ophioninae (Hymenoptera: Ichneumonidae) of tropical Mesoamerica with special reference to the fauna of Costa Rica**. London: The British Museum Natural History, 1988. 301 p. (Bulletin. Entomology, 57).

GAULD, D.; SITHOLE, R.; GOMES, J. U.; GODOY, C. **The Ichneumonidae of Costa, 4**. Ann Arbor: American Entomological Institute, 2002. 768 p. (Memoirs of the American Institute, v. 66).

GOMES, F. B.; OLIVEIRA, M. M.; KRUG, C. **Como as vespas podem ser úteis em sistemas agrícolas? *Polistes canadensis* um importante inimigo natural da Amazônia Ocidental**. Belém: Embrapa Amazônia Ocidental, 2017. 7 p. (Embrapa Amazônia Ocidental. Circular Técnica, 66).

GONZÁLEZ-MALDONADO, M. B.; GARCÍA-GUTIÉRREZ, C.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, A. Parasitismo y distribución de *Campoletis sonorensis* Cameron (Hymenoptera: Ichneumonidae) y *Chelonus insularis* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), parasitoides del gusano cogollero en maíz en Durango, México. **Vedalia**, v. 15, p. 47-53, 2014.

GROSS, H. R.; YOUNG, O. P. *Archytas marmoratus* (Diptera: Tachinidae): screened-cage evaluations of selected densities of adults against larval populations of *Heliothis zea* and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) on whorl and tassel stage corn. **Environment Entomology**, v. 13, n. 1, p. 157-161, 1984. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/13.1.157>.

GUDETA, S. *Euplectrus laphygmae* as a potential biological control agent in Eastern Ethiopia. **Pest Management Journal of Ethiopia**, v. 2, p. 66-70, 1998.

GUERREIRO, J. C.; SILVA, R. A.; BUSOLI, A. C.; BERTI FILHO, E. Coccinelídeos predadores que ocorrem no estágio inicial da cultura do algodoeiro em Jaboticabal, SP, Brasil. **Revista de Agricultura**, v. 77, n. 1, p. 161-168, 2002. DOI: <https://doi.org/10.37856/bja.v77il.1337>.

GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; TYLIANAKIS, J.; KEAN, J.; KELLER, M. Providing plant foods for insect natural enemies in farming systems: balancing practicalities and theory. In: WACKERS, F.; RIJN, P. van; BRUIN, J. (ed.). **Plant-provided food and plant-carnivore mutualism**. Cambridge: Cambridge University Press, 2005. p. 326-347.

HAJI, F. N. P. Controle biológico da traça do tomateiro com *Trichogramma* no Nordeste do Brasil. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 319-324.

HASSANALI, A.; HERREN, H.; KHAN, Z. R.; PICKETT, J. A.; WOODCOCK, C. M. Integrated pest management: the push-pull approach for controlling insect pests and weeds of cereals, and its potential for other agricultural systems including animal husbandry. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 363, n. 1491, p. 611-621, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1098/rstb.2007.2173>.

HAY, M. E. Associational plant defenses and the maintenance of species diversity: turning competitors into accomplices. **American Naturalist**, v. 128, p. 617-641, 1986.

HE, J. L.; MA, E. P.; SHEN, Y. C.; CHEN, W. L.; SUN, X. Q. Observations of the biological characteristics of *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of the Shanghai Agricultural College**, v. 12, n. 2, p. 119-124, 1994.

HJALTEN, J.; DANELL, K.; LUNDBERG, P. Herbivore avoidance by association. **Oikos**, v. 128, p. 125-131, 1993.

HODEK, I. **Biology of Coccinellidae**. Prague: Academic Sciences, 1973. 325 p.

HODEK, I.; HONEK, A. **Ecology of Coccinellidae**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1996. 464 p.

HOLDEN, M. H.; ELLNER, S. P.; LEE, D.-H.; NYROP, J. P.; SANDERSON, J. P. Designing an effective trap cropping strategy: the effects of attraction, retention, and plant spatial distribution. **Journal of Applied Ecology**, v. 49, p. 715-722, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2012.02137.x>.

HOLE, D. G.; PERKINS, A. J.; WILSON, J. D.; ALEXANDER, I. H.; GRICE, P. V.; EVANS, A. D. Does organic farming benefit biodiversity? **Biological Conservation**, v. 122, p. 113-130, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.07.018>.

HOKKANEN, H. M. T. Trap cropping in pest management. **Annual Review of Entomology**, v. 36, p. 119-138, 1991.

HOOKS, C. R. R.; FERERES, A. Protecting crops from non-persistently aphid-transmitted viruses: a review on the use of barrier plants as a management tool. **Virus Research**, v. 120, n. 1, p. 1-16, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2006.02.006>.

HUANG, N.; ENKEGAARD, A.; OSBORNE, L. S.; RAMAKERS, P. M. J.; MESSELINK, G. J.; PIJNAKKER, J.; MURPHY, G. The banker plant method in biological control. **Critical Review of Plant Science**, v. 30, n. 3, p. 259-278, 2011.

IABLOKOFF-KHNZORIAN, S. M. **Les coccinelles Coléoptères-Coccinellidae**: tribu coccinellini des régions paléarctique et orientale. Paris: Société Nouvelle des Éditions Boubée, 1982. 568 p.

INTERNATIONAL POTATO CENTER. 1999. **Techniques in plant virology**. Lima, 1999. Disponível em: http://cipotato.org/training/Materials/PVTechs/Fasc221%2899%29.pdf/at_download/file. Acesso em: 29 mar. 2012.

ISMAN, B. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and increasingly regulated world. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 45-66, 2006.

JENKINSON, J. G. The incidence and control of cauliflower mosaic in broccoli in South-West England. **Annals of Applied Biology**, v.43, p.409-422, 1955.

JERVIS, M. A.; LEE, J. C.; HEIMPEL, G. E. Conservation biological control using arthropod predators and parasitoids: the role of behavioural and life-history studies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. D.; ALTIERI, M. (ed.). **Ecological engineering for pest management**: advances in habitat manipulation of arthropods. Melbourne: CSIRO Press, 2004. p. 69-100.

- KATSANIS, A.; BABENDREIER, D.; NENTWIG, W.; KENIS, M. Intraguild predation between the invasive ladybird *Harmonia axyridis* and non-target European coccinellid species. **BioControl**, v. 58, p. 73-83, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-012-9470-2>.
- KFIR, R.; GOUWS, J.; MOORE, S. D. Biology of *Tetrastichus howardii* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae): a facultative hyperparasitoid of stem borers. **Biocontrol Science and Technology**, v. 3, n. 2, p. 149-159, 1993. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583159309355271>.
- KHAN, Z. R.; MIDEGA, C. A. O.; WADHAMS, L. J.; PICKETT, J. A.; MUMUNI, A. Evaluation of Napier grass (*Pennisetum purpureum*) varieties for use as trap plants for the management of African stemborer (*Busseola fusca*) in a 'push-pull' strategy. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 124, n. 2, p. 201-211, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2007.00569.x>.
- KHAN, Z. R.; MIDEGA, C. A. O.; AMUDAVI, D. M.; HASSANALI, A.; PICKETT, J. A. On-farm evaluation of the 'push-pull' technology for the control of stemborers and striga weed on maize in western Kenya. **Field Crops Research**, v. 106, n. 3, p. 224-233, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2007.12.002>.
- KIANMATEE, S.; RANAMUKHAARACHCHI, S. L. Pest repellent plants for management of insect pests of Chinese kale, *Brassica oleracea* L. **International Journal of Agriculture & Biology**, v. 9, n. 1, p. 64-67, 2007.
- KOCH, R. L. The multicolored Asian lady beetle, *Harmonia axyridis*: a review of its biology, uses in biological control, and non-target impacts. **Journal of Insect Science**, v. 3, n. 1, p. 1-16, 2003. DOI: <https://doi.org/10.1093/jis/3.1.32>.
- KOCH, R. L.; VENETTE, R. C.; HUTCHISON, W. D. Invasions by *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae) in the Western hemisphere: implications for South America. **Neotropical Entomology**, v. 35, n. 4, p. 421-434, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2006000400001>.
- KUEPPER, G.; DODSON, M. **Companion planting**: basic concepts and resources. Berkeley, CA: Appropriate Technology Transfer to Rural Areas, 2001. 16 p.
- LANDIS, D. A.; WRATTEN, S. D.; GURR, G. M. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. **Annual Review of Entomology**, v. 45, p. 175-201, 2000. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.45.1.175>.
- LAMB, E. M. **Indicator plants, trap crops, and banker plants**: tools for greenhouse IPM ornamental crops. 2006. Disponível em: <https://document.site/download/trap-crops-indicator-plants-banker-plants.pdf>. Acesso em: 29 mar. 2012.
- LATTIN, J. D. Bionomics of the Nabidae. **Annual Review of Entomology**, v. 34, p. 383-440, 1989.
- LATTIN, J. D. Bionomics of the Anthocoridae. **Annual Review of Entomology**, v. 44, p. 207-231, 1999.
- LATTIN, J. D. Economic importance of minute pirate bugs (Anthocoridae). In: SCHOEFER, C. W. S.; PANIZZI, A. R. (ed.). **Heteroptera of economic importance**. Boca Raton: CRC Press, 2000. p. 607-637.

- LEE, D. H.; NYROP, J.; SANDERSON, J. The potential of eggplant as trap crop for the management of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia. **IOBC-WPRS Bulletin**, v. 32, p. 83-86, 2008.
- LEE, D. H.; NYROP, J.; SANDERSON, J. Attraction of *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia argentifolii* to eggplant, and its potential as a trap crop for whitefly management on greenhouse poinsettia. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 133, p. 105-116, 2009.
- LOPEZ, R.; SHEPARD, B. M. Feverfew as a companion crop reduces spider mites, whiteflies, and thrips in other medicinal plants. **Proceedings of International Symposium Medical Nutraceutical Plants**, v. 756, p. 33-37, 2007.
- LU, Z.-X.; ZHU, P.-Y.; GURR, G. M.; ZHENG, X.-S.; READ, D. M. Y.; HEONG, K.-L.; YANG, Y.-J.; XU, H.-X. Mechanisms for flowering plants to benefit arthropod natural enemies of insect pests: prospects for enhanced use in agriculture. **Insect Science**, v. 21, p. 1-12, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12000>.
- LUNDGREN, J. G.; RAZZAK, A. A.; WIEDENMANN, R. N. Population responses and food consumption by predators *Coleomegilla maculata* and *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) during anthesis in an Illinois cornfield. **Environment Entomology**, v. 33, n. 4, p. 958-963, 2004. DOI: <https://doi.org/10.1603/0046-225X-33.4.958>.
- MALDONADO, J. Systematic catalogue of the reduviidae of the world. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 85, n. 4, p. 532-534, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1093/aesa/85.4.532>.
- MARENCO, R. J.; FOSTER, R. E.; SANCHEZ, C. A. Sweet corn response to fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) damage during vegetative growth. **Journal of Economic Entomology**, v. 85, n. 4, p. 1285-1292, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/85.4.1285>.
- MARTINS, C. B. C.; ALMEIDA, L. M.; CARVALHO, R. C. Z. de; CASTRO, C. F.; PEREIRA, R. A. *Harmonia axyridis*: a threat to Brazilian Coccinellidae? **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 53, n. 4, p. 663-671, 2009. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262009000400018>.
- MATOS NETO, F. C.; CRUZ, I.; ZANUNCIO, J. C.; SILVA, C. H. O.; PICANÇO, M. C. Parasitism by *Campoletis flavicincta* on *Spodoptera frugiperda* in corn. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 11, p. 1077-1081, 2004. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2004001100004>.
- MATRANGOLO, W. J. R.; MARTINS-DIAS, A. M. P.; CRUZ, I. Aspectos biológicos de *Campoletis flavicincta* (Ashmead) (Hymenoptera: Ichneumonidae) e interações com o vírus da poliedrose nuclear de *Spodoptera frugiperda*. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 6, n. 1, p. 1-16, 2007. DOI: <https://doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v6n1p1-16>.
- MATSUMOTO, K.; KOTULAI, J. R. Field tests on the effectiveness of *Azadirachta* companion planting as a shoot borer repellent to protect mahogany. **Japanese International Research Center Agriculture Science**, v. 10, p. 1-8, 2002.

MCPHERSON, R. M.; SMITH, J. C.; ALLEN, W. A. Incidence of arthropod predators in different soybean cropping systems. **Environmental Entomology**, v. 11, n. 3, p. 685-689, 1982. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/11.3.685>.

MEAGHER JR., R. L.; NUESSELY, G. S; NAGOSHI, R. N.; HAY-ROE, M. M. Parasitoids attacking fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in sweet corn habitats. **Biological Control**, v. 95, p. 66-72, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2016.01.006>.

MICHAUD, J. P.; GRANT, A. K. Suitability of pollen sources for the development and reproduction of *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) under simulated drought conditions. **Biological Control**, v. 32, n. 3, p. 363-370, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.11.001>.

MILLER, J. C. A comparison of techniques for laboratory propagation of a South American ladybeetle, *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). **Biological Control**, v. 5, n. 3, p. 462-465, 1995. DOI: <http://dx.doi.org/10.1006/bcon.1995.1055>.

MILLER, J. C.; PAUSTIAN, J. W. Temperature-dependent development of *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). **Environmental Entomology**, v. 21, n. 5, p. 1139-1142, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/21.5.1139>.

MILWARD-DE-AZEVEDO, E. M. V.; PARRA, J. R. P.; GUIMARÃES, J. H.; ALMEIDA, R. P. Aspectos da biologia de *Archytas incertus* (Diptera, Tachinidae) e de suas inter-relações com *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae). 1 Metodologia de criação e determinação do instar mais adequado para a produção do parasitoide. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 35, n. 3, p. 485-497, 1991.

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

MOREAU, T. L.; WARMAN, P. R.; HOYLE, J. An evaluation of companion planting and botanical extracts as alternative pest controls for the Colorado potato beetle. **Biological Agriculture & Horticulture**, v. 23, p. 351-370, 2006.

MURPHY, G. **Trap crops and banker plants**: thinking outside the pest management tool box. Ontario: Ontario Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs, 2004. 6 p.

MUSMECI, S.; CICCOLI, R.; DI GIOIA, V.; SONNINO, A.; ARNONE, S. Leaf effects of wild species of *Solanum* and interspecific hybrids on growth and behaviour of the potato tuber moth, *Phthorimaea operculella* Zeller. **Potato Research**, v. 40, p. 417-430, 1997.

NAFZIGER, T. D.; FADAMIRO, H. Y. Suitability of some farmscaping plants as nectar sources for the parasitoid wasp, *Microplitis croceipes* (Hymenoptera: Braconidae): Effects on longevity and body nutrients. **Biological Control**, v. 56, p. 225-229, 2011.

NAKASHIMA, Y.; HIROSE, Y. Effects of prey on longevity, prey consumption, and egg production of the insect predators *Orius sauteri* and *O. tantillus* (Hemiptera: Anthracoridae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 92, n. 4, p. 537-541, 1999. DOI: <https://doi.org/10.1093/aesa/92.4.537>.

NELSON, E. H.; HOGG, B. N.; MILLS, N. J.; DAANE, K. M. Syrphid flies suppress lettuce aphids. **BioControl**, v. 57, p. 819-826, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-012-9457-z>.

- ODE, P. J. Plant chemistry and natural enemy fitness: effects on herbivore and natural enemy interactions. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 163-185, 2006.
- OSBORNE, L. S.; LANDA, Z.; TAYLOR, D. J.; TYSON, R. V. Using banker plants to control insects in greenhouse vegetables. **Proceedings of the 118th Annual Meeting of the Florida State Horticultural Society**, v. 118, p. 127-128, 2005.
- PAIR, S. D.; RAULSTON, J. R.; SPARKS, A. N.; MARTIN, P. B. Fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) parasitoids: differential spring distribution and incidence on corn and sorghum in the Southern United States and Northeastern Mexico. **Environmental Entomology**, v. 15, n. 2, p. 342-348, 1986. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/15.2.342>.
- PAROLIN, P.; BRESCH, C.; BOUT, A.; RUIZ, G.; PONCET, C.; DESNEUX, N. Testing banker plants for predator installation. **Acta Horticulturae**, v. 927, p. 211-217, 2012a.
- PAROLIN, P.; BRESCH, C.; BRUN, R.; BOUT, A.; BOLL, R.; DESNEUX, N.; PONCET, C. Secondary plants used in biological control: a review. **International Journal of Pest Management**, v. 58, n. 2, p. 91-100, 2012b.
- PAROLIN, P.; BRESCH, C.; PONCET, C.; DESNEUX, N. Functional characteristics of secondary plants for increased pest management. **International Journal of Pest Management**, v. 58, p. 369-377, 2012c.
- PAROLIN, P.; BRESCH, C.; PONCET, C.; DESNEUX, N. Introducing the term 'Biocontrol Plants' for Integrated Pest Management. **Scientia Agricola**, v. 71, n. 1, p. 77-80, 2014.
- PAROLIN, P.; BRESCH, C.; PONCET, C. Biocontrol plants and functional diversity in biological control of the red spider mite *Tetranychus urticae*: a review. **International Journal of Agricultural Policy and Research**, v. 3, n. 4, p. 298-312, 2015.
- PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; SILVEIRA NETO, S. A importância de *Trichogramma* no controle de pragas na agricultura. **Agrotécnica**, v. 1, p. 12-15, 1987.
- PASINI, A. **Biologia e técnica de criação do predador *Calosoma granulatum* Perty, 1830 (Coleoptera: Carabidae), em *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), lagarta-da-soja**. 1995. 66 p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 1995.
- PEGORARO, R. A.; FOERSTER, L. A. Observações sobre o ciclo evolutivo e hábitos alimentares de *Calosoma granulatum* Perty, 1830 (Coleoptera: Carabidae) em laboratório. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 14, n. 1, p. 269-275, 1985.
- PELL, J. K.; BAVERSTOCK, J.; ROY, H. E.; WARE, R. L.; MAJERUS, M. E. N. Intraguild predation involving *Harmonia axyridis*: a review of current knowledge and future perspectives. **BioControl**, v. 53, p. 147-168, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-007-9125-x>.
- PERIOTO, N. W.; LARA, R. I. R.; CRUZ, I. *Gryon vitripenne* Masner (Hymenoptera: Platygasteridae), new host-parasitoid association with *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Heteroptera: Coreidae) in corn crop and extension of geographic range. **Revista Chilena de Entomología**, v. 45, n. 3, p. 445-449, 2019.
- PERRIN, R. M.; PHILLIPS, M. L. Some effects of mixed cropping on the population dynamics of insect pests. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 24, p. 585-593, 1978.

- PIFFNER, L.; WYSS, E. Use of wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. In: GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; ALTIERI, M. (ed.). **Ecological engineering for pest management**: advances in habitat manipulation for arthropods. Wallingford: CSIRO Publishing, 2004.
- PIFFNER, C. A.; HAY, M. E. Associational plant refuges: convergent patterns in marine and terrestrial communities result from differing mechanisms. **Oecologia**, v. 77, p. 118-129, 1988.
- PILORGET, L.; BUCKNER, J.; LUNDGREN, J. G. Sterol limitation in a pollen-fed omnivorous lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of Insect Physiology**, v. 56, n. 1, p. 81-87, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2009.09.006>.
- PINEDA, A.; MARCOS-GARCIA, M. A. Introducing barley as aphid reservoir in sweet-pepper greenhouses: Effects on native and released hoverflies (Diptera: Syrphidae). **European Journal of Entomology**, v. 105, p. 531-535, 2008.
- POVEDA, K.; GOMEZ, M. I.; MARTINEZ, E. Diversification practices: their effect on pest regulation and production. **Revista Colombiana de Entomologia**, v. 34, p. 131-144, 2008.
- PRASAD, K. S.; ARUNA, A. S.; KUMAR, V.; KARIAPPA, B. K. Feasibility of mass production of *Tetrastichus howardii* (Olliff), a parasitoid of leaf roller (*Diaphania pulverulentalis*), on *Musca domestica* (L.). **Indian Journal of Sericulture**, v. 46, n. 1, p. 89-91, 2007.
- PREZOTO, F. A importância das vespas como agentes de controle biológico de pragas. **Revista Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, v. 9, p. 24-26, 1999.
- PREZOTO, F.; MACHADO, V. L. L. Ação de *Polistes (Aphanilopterus) simillinus* Zikpán (Hymenoptera: Vespidae) na produtividade de milho infestada com *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Brasileira de Zootecias**, v. 1, p. 19-30, 1999a.
- PREZOTO, F.; MACHADO, V. L. L. Transferência de colônias de vespas (*Polistes simillimus* Zikpán, 1951) (Hymenoptera, Vespidae) para abrigos artificiais e sua manutenção em uma cultura de *Zea mays* L. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 43, p. 239-241, 1999b.
- QUARLES, W.; GROSSMAN, J. Insectary plants, intercropping and biological control. **The IPM Practitioner**, v. 24, n. 3, p. 1-11, 2002.
- QUICKE, L. **The braconid and ichneumonid parasitoid wasps**: biology, systematics, evolution, and ecology. Chennai, India: John Wiley & Sons, 2015. 704 p.
- REED, D. J. **Toxicological and parasitological studies on the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), in Alabama**. 1980. 55 p. Dissertação (Mestrado) - Auburn University, Auburn, Alabama, 1980.
- REIS, L. L.; OLIVEIRA, L. J.; CRUZ, I. Biologia e Potencial de *Doru luteipes* no Controle de *Spodoptera frugiperda*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 23, n. 4, p. 333-342, 1988.
- REZENDE, M. A. A.; CRUZ, I.; DELLA LUCIA, T. M. C. Aspectos biológicos do parasitoide *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera, Braconidae) criados em ovos de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, n. 4, p. 779-784, 1995b. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81751995000400007>.

REZENDE, M. A. A.; CRUZ, I.; DELLA LUCIA, T. M. C. Consumo foliar de milho e desenvolvimento de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) parasitadas por *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 23, n. 3, p. 473-478, 1994.

REZENDE, M. A. A.; DELLA LUCIA, T. M. C.; CRUZ, I. Comportamento de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) parasita das por *Chelonus insularis* (Hymenoptera, Braconidae) sobre plantas de milho. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 39, n. 3, p. 675-681, 1995a.

RICHMAN, D. B.; MEAD, F. W.; FASULO, T. R. **Featured creatures**: spined soldier bug. [Gainesville]: University of Florida, 2020. Disponível em: entnemdept.ufl.edu/creatures/beneficial/podisus_maculiventris.htm. Acesso em: 10 set. 2020.

RIGGIN, T. M.; ESPELIE, K. E.; WISEMAN, B. R.; ISENHOUR, D. J. Distribution of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) parasitoids on five corn genotypes in south Georgia. **Florida Entomologist**, v. 76, n. 2, p. 292-302, 1993. DOI: <https://doi.org/10.2307/3495729>.

RIGGIN, T. M.; WISEMAN, B. R.; ISENHOUR, D. J.; ESPELIE, K. E. Incidence of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) parasitoids on resistant and susceptible corn genotypes. **Environment Entomology**, v. 21, n. 4, p. 888-895, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/21.4.888>.

RIOS-VELASCO, C.; GALLEGOS-MORALES, G.; CAMBERO-CAMPOS, J.; CERNA-CHÁVEZ, E.; DEL RINCÓN-CASTRO, M. C.; VALENZUELA-GARCÍA, R. Natural enemies of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila, México. **Florida Entomologist**, v. 94, p. 723-726, 2011.

RODRÍGUEZ-BERRÍO, A.; BORDERA, S.; SÄÄKSJÄRVI, E. Checklist of Peruvian Ichneumonidae (Insecta, Hymenoptera). **Zootaxa**, v. 2303, n. 1, p. 1-44, 2009.

ROGER, C.; CODERRE, D.; BOIVIN, G. Differential prey utilization by the generalist predator according to prey size and species. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 94, n. 1, p. 3-13, 2000. DOI: <http://dx.doi.org/10.1046/j.1570-7458.2000.00598.x>.

ROHLFS III, W. M.; MACK, T. P. Seasonal parasitism rates, host size, and adult emergence pattern of parasitoids of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith), with emphasis on *Ophion flavidus* Brullé (Hymenoptera: Ichneumonidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 78, n. 2, p. 217-220, 1985. DOI: <https://doi.org/10.1093/aesa/78.2.217>.

ROHLFS III, W. M.; MACK, T. P. Effect of parasitization by *Ophion flavipes* on consumption and utilization of a pinto bean diet by fall armyworm. **Environment Entomology**, v. 12, n. 4, p. 1257-1259, 1983.

ROHLFS III, W. M.; MACK, T. P. Functional response of *Ophion flavidus* Brullé (Hymenoptera: Ichneumonidae) females to various densities of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Environmental Entomology**, v. 13, n. 3, p. 708-710, 1984. DOI: <https://doi.org/10.1093/ee/13.3.708>.

ROTHERAY, G. E.; GILBERT, F. **The Natural History of Hoverflies**. Cardigan: Forrest Text, 2011. 333 p.

SAAVEDRA, J. L. D.; TORRES, J. B.; RUIZ, M. G. Dispersal, and parasitism of *Heliothis virescens* eggs by *Trichogramma pretiosum* Riley in cotton. **International Journal of Pest Management**, v. 43, n. 2, p. 169-171, 1997. DOI: <https://doi.org/10.1080/096708797228898>.

SÁNCHEZ, E.; ALVARADO, M.; GRADOS, J. Comunidad de avispas Ophioninae (Hymenoptera: Ichneumonidae) en el bosque nublado Monteseo, Cajamarca, Perú. **Revista Peruana de Biología**, v. 21, n. 3, p. 229-234, 2014. DOI: <http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v21i3.10896>.

SANDERSON, J. P.; NYROP, J. P. **Development of a banker plant system for biological control of thrips in greenhouses**. Ithaca: Cornell University, 2008. Disponível em: <http://www.reeiusda.gov/web/crisprojectpages/209136.html>. Acesso em: 25 nov. 2008.

SANTOS, A. A. **Aspectos biológicos e capacidade de consumo de Harmonia axyridis (Pallas, 1773) (Coleoptera, Coccinellidae)**. 2009. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.

SANTOS, N. R. P.; SANTOS-CIVIDANES, T. M.; CIVIDANES, F. J.; ANJOS, A. C. R. dos; OLIVEIRA, L. V. L. Aspectos biológicos de *Harmonia axyridis* alimentada com duas espécies de presas e predação intraguilddia com *Eriopis connexa*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 6, p. 554-560, 2009. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2009000600002>.

SANTOS-CIVIDANES, T. M.; ANJOS, A. C. R.; CIVIDANES, F. J.; DIAS, P. C. Effects of food deprivation on the development of *Coleomegilla maculata* (De Geer) (Coleoptera: Coccinellidae). **Neotropical Entomology**, v. 40, n. 1, p. 112-116, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2011000100017>.

SARKAR, S. C.; WANG, E.; WU, S.; LEI, Z. Application of trap cropping as companion plants for the management of agricultural pests: a review. **Insects**, v. 9, p. 128-143, 2018. DOI: <http://dx.doi.org/10.3390/insects9040128>.

SARMENTO, R. A.; OLIVEIRA, H. G.; HOLTZ, A. M.; SILVA, S. M.; SERRÃO, J. E.; PALLINI, A. Fat body morphology of *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) in function of two alimentary sources. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 47, n. 3, p. 407-411, 2004. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-89132004000300011>.

SARMENTO, R. A.; PALLINI, A.; VENZON, M.; SOUZA, O. F. F.; MOLINA-RUGAMA, A. J.; OLIVEIRA, C. L. Functional response of the predator *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) to different prey types. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 50, n. 1, p. 121-126, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1516-89132007000100014>.

SCHNEIDER, F. Bionomics and physiology of aphidophagous Syrphidae. **Annual Review of Entomology**, v. 14, p. 103-124, 1969. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.en.14.010169.000535>.

SCHUH, R. T.; SLATER, J. A. **True bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera)**: classification and natural history. New York: Cornell University Press, 1995. 336 p.

- SHELTON, A. M.; NAULT, B. A. Dead-end trap cropping: a technique to improve management of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **Crop Protection**, v. 23, n. 6, p. 497-503, 2004. DOI: <https://www.sciencedirect.com/science/journal/02612194/23/6>.
- SHELTON, A. M.; BADENES-PEREZ, F. R. Concepts and applications of trap cropping in pest management. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 285-308, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.150959> 2006.
- SILVA, R. B.; CRUZ, I.; ZANUNCIO, J. C.; FIGUEIREDO, M. L. C.; CANEVARI, G. C.; PEREIRA, A. G.; SERRÃO, J. E. Biological aspects of *Eriopis connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae) fed on different insect pests of maize (*Zea mays* L.) and sorghum [*Sorghum bicolor* L. (Moench.)]. **Brazilian Journal of Biology**, v. 73, n. 2, p. 419-424, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1519-69842013000200025>.
- SMITH, H. A.; CHANEY, W. E.; BENSEN, T. A. Role of syrphid larvae and other predators in suppressing aphid infestations in organic lettuce on California's Central Coast. **Journal of Economic Entomology**, v. 101, p. 1526-1532, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/101.5.1526>.
- SOARES, A. O.; CODERRE, D.; SCHANDERL, H. Fitness of two phenotypes of *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera, Coccinellidae). **Europe Journal of Entomology**, v. 98, n. 3, p. 287-293, 2001. DOI: <https://doi.org/10.14411/eje.2001.048>.
- SOARES, A. O.; CODERRE, D.; SCHANDERL, H. Dietary self-selection behaviour by the adults of the aphidophagous ladybeetle *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of Animal Ecology**, v. 73, n. 3, p. 478-486, 2004. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/j.0021-8790.2004.00822.x>
- SOARES, A. O.; CODERRE, D.; SCHANDERL, H. Influence of prey quality on the fitness of two phenotypes of *Harmonia axyridis* adults. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 114, n. 3, p. 227-232, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00246.x>.
- SSYMANK, A.; KEARNS, C. Flies: pollinators on two wings. In: SSYMANK, A.; HAMM, A.; VISCHER-LEOPOLD, M. (ed.). **Caring for pollinators: safeguarding agro-biodiversity and wild plant diversity**. Bonn: Bundesamt für Naturschutz, 2009. p. 39-52.
- STEHR, F. W. Carabidae - Adephaga. In: STEHR, F. W. **Immature insects**. Kendall: Hunt Publishing Company, 1991. v. 2, p. 306-310.
- SWEET, M. H. Economic importance of predation by big-eyed bugs (Geocoridae). In: SCHAEFER, C. W.; PANIZZI, A. R. (ed.). **Heteroptera of economic importance**. Boca Raton: CRC, 2000. p. 713-724.
- SWEET, M. H. The seed bugs: a contribution to the feeding habits of the Lygaeidae (Hemiptera: Heteroptera). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 53, n. 3, p. 317-321, 1960. DOI: <https://doi.org/10.1093/aesa/53.3.317>.
- TAHVANAINEN, J. O.; ROOT, R. B. The influence of vegetational diversity on the population ecology of a specialized herbivore, *Phyllotreta cruciferae* (Coleoptera: Chrysomelidae). **Oecologia**, v. 10, p. 321-346, 1972.

- THRESH, M. Cropping practices and virus spread. **Annual Review of Phytopathology**, v. 20, p. 193-218, 1982. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.py.20.090182.001205>.
- THOMAS, M. B.; WRATTEN, S. D.; SOTHERTON, N. W. Creation of "Island habitats in farmland to manipulate populations of beneficial arthropods: Predator densities and emigration. **Journal of Applied Ecology**, v. 28, n. 3, p. 906-917, 1991. DOI: <https://doi.org/10.2307/2404216>.
- THOMAS, M. B.; MITCHELL, H. J.; WRATTEN, D. D. Abiotic and biotic factors influencing the winter distribution of predatory insects. **Oecologia**, v. 89, n. 1, p. 78-84, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF00319018>.
- TOBA, H. H.; KISHABA, A. N.; BOHN, G. W.; HIELD, H. Protecting muskmelon against aphid-borne viruses. **Phytopathology**, v. 67, p. 1418-1423, 1977.
- TOGNI, P. H. B.; CAVALCANTE, K. R.; LANGER, L. F.; GRAVINA, C. S.; MEDEIROS, M. A. de; PIRES, C. S. S.; FONTES, E. M. G.; SUJII, E. R. Conservação de inimigos naturais (Insecta) em tomateiro orgânico. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, n. 4, p. 669-676, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/1808-1657v77p6692010>.
- TORRES, J. B.; ZANUNCIO, J. C.; MOURA, M. A. The predatory stinkbug *Podisus nigrispinus*: biology, ecology, and augmentative releases for lepidopteran larval control in Eucalyptus forests in Brazil. **CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources**, v. 1, p. 1-18, 2006.
- TORRES, V. D. O.; ANTONIALI JÚNIOR, W. F.; GIANOTTI, E. Divisão de trabalho em colônias da vespa social neotropical *Polistes canadensis* (Linnaeus) (Hymenoptera, Vespidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 53, n. 4, p. 593-599, 2009. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0085-56262009000400008>.
- UVAH, I. I. I.; COAKER, T. H. Effect of mixed cropping on some insect pests of carrots and onions. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 36, n. 2, p. 159-167, 1984. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1984.tb03422.x>.
- VANDERMEER, J. **The ecology of intercropping**. Cambridge University Press, 1989. 237 p. DOI: <https://doi.org/10.1017/CBO9780511623523>.
- VATTALA, H. D.; WRATTEN, S. D.; PHILLIPS, C. B.; WÄCKERS, F. L. The influence of flower morphology and nectar quality on the longevity of a parasitoid biological control agent. **Biological Control**, v. 39, n. 2, p. 179-185, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2006.06.003>.
- VENZON, M.; ROSADO, M. C.; EUZÉBIO, D. E.; PALLINI, A. Controle biológico conservativo. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. (ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa, MG: EPAMIG, 2005. p. 1-22.
- VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H. Utilização do parasitoide *Trichogramma pretiosum* no controle da traça-do-tomateiro em cultivo protegido de tomate. **Horticultura Brasileira**, v. 14, p. 223-225, 1996.
- VILLEGAS-MENDOZA, J. M.; SÁNCHEZ-VARELA, A.; NINFA, R. Caracterización de una especie de *Meteorus* (Hymenoptera: Braconidae) presente en Larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en el Norte de Tamaulipas, México. **Southwestern**

Entomologist, v. 40, n. 1, p. 161-170, 2015. DOI:
<https://doi.org/10.3958/059.040.0114>.

VIRLA, E.; MELO, C.; STEFANO, S. Preliminary observations on *Zelus obscuridorsis* (Stål) (Hemiptera: Reduviidae) as predator of the corn leafhopper (Hemiptera: Cicadellidae) in Argentina. **Insects**, v. 6, n. 2, p. 508-513, 2015. DOI:
<https://doi.org/10.3390/insects6020508>.

VOCKEROTH, J.; THOMPSON, C. Syrphidae. In: McALPINE, J. (ed.). **Manual of the Nearctic Diptera**. Quebec: Research Branch, Agriculture Canada, 1987. v. 2, p. 713-743. (Monograph n° 28).

WACKERS, F. Assessing the suitability of flowering herbs as parasitoid food sources: Flower attractiveness and nectar accessibility. **Biological Control**, v. 29, n. 3, p. 307-314, 2004. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2003.08.005>.

WEEDEN, C. R.; SHELTON, A. M.; YAXIN, L.; HOFFMAN, M. P. **Biological control**: a guide to natural enemies in North America. Ithaca: Cornell University, 2007. Disponível em: <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/predators/coleomeg.html>. Acesso em: 23 mar. 2007.

WHEELER, G. S.; ASHLEY, T. R.; ANDREWS, K. L. Larval parasitoids, and pathogens of the fall armyworm in Honduran maize. **Entomophaga**, v. 34, p. 331-340, 1989. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02372472>.

ZHANG, Z. Q. The natural enemies of *Aphis gossypii* Glover (Hom., Aphididae) in China. **Journal of Applied Entomology**, v. 114, n. 1/5, p. 251-262, 1992. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1992.tb01124.x>.

ZUCCHI, R. A.; MONTEIRO, R. A. O gênero *Trichogramma* na América do Sul. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p. 41-46.

Embrapa

Milho e Sorgo

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



**PÁTRIA AMADA
BRASIL**
GOVERNO FEDERAL

ISBN 978-65-87380-98-8



9 786587 138098