

OLERICULTURA



CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS

SISTEMA FAEP



VANESSA REINHART (ORG.)
MARIA APARECIDA CASSILHA ZAWADNEAK
ENEIDA MARIA DOLCI
BRUNO MARIN ARROYO
GRAZIELLE FURTADO MOREIRA
MARCELO POLETTI
ALEXANDRE DE SENE PINTO
MARIA SILVIA PEREIRA LEITE
ARI GITZ
MARIO YACOARA DE MENEZES NETO
FÁBIO SILBER SCHMIDT
LIZANDRA ALEXA DE CARVALHO
MAURÍCIO URSI VENTURA
FERNANDO TERUHIKO HATA
MATEUS GIMENEZ CARVALHO

CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS

CURITIBA
SENAR AR/PR
2017

Depósito legal na CENAGRI, conforme Portaria Interministerial n. 164, datada de 22 de julho de 1994, e junto a Fundação Biblioteca Nacional e Senar-PR.

Autores: Maria Aparecida Cassilha Zawadneak, Eneida Maria Dolci, Bruno Marin Arroyo, Grazielle Furtado Moreira, Marcelo Poletti, Alexandre de Sene Pinto, Maria Silvia Pereira Leite, Ari Gitz, Mario Yacoara de Menezes Neto, Fábio Silber Schmidt, Lizandra Alexa de Carvalho, Maurício Ursi Ventura, Fernando Teruhiko Hata, Mateus Gimenez Carvalho.

Coordenação técnica: Vanessa Reinhart – CREA PR-122367 Luis Guilherme Paraná Barbosa Lemes.

Coordenação metodológica: Patrícia Lupion Torres.

Normalização: Rita de Cássia Teixeira Gusso – CRB 9. /647.

Fotografias: Maria Aparecida Cassilha Zawadneak, Rodrigo Fabrini, Murilo Dolato, Alex Sandro Poltronieri, Karina Calil Caparroz, Marcelo Nissen Ribas, Braulio Santos, Renata Rodrigues, Bruna, Castelar, Marcelo Poletti, Promip, Heraldo Negri de Oliveira, Murilo Gaspar Litholdo, Alexandre de Sene Pinto, Bruno Marin Arroyo, Bug, Ari Gitz, Biocontrole, Maurício Ursi Ventura.

Coordenação gráfica: Adilson Kussem.

Capa: Adilson Kussem.

Ilustrações: Sincronia Design.

Diagramação: Sincronia Design.

Catálogo no Centro de Editoração, Documentação
e Informação Técnica do SENAR-PR.

Reinhart, Vanessa (organizadora).

Olericultura: controle biológico de pragas / Vanessa Reinhart (org.). – Curitiba :
SENAR AR/PR., 2017. – 112 p.

ISBN 978-85-7565-156-8

1. Olericultura. 2. Pragas. 3. Controle de pragas. 4. Agricultura. I. Zawadneak, Maria Aparecida Cassilha. II. Dolci, Eneida Maria. III. Arroyo, Bruno Marin. IV. Moreira, Grazielle Furtado. V. Poletti, Marcelo. VI. Pinto, Alexandre de Sene. VII. Leite, Maria Silvia Pereira. VIII. Gitz, Ari. IX. Menezes Neto, Mario Yacoara de. X. Schmidt, Fábio Silber. XI. Carvalho, Lizandra Alexa de. XII. Ventura, Maurício Ursi. XIII. Hata, Fernando Teruhiko. XIV. Carvalho, Mateus Gimenez. XV. Título.

CDD630
CDU65.012.2

IMPRESSO NO BRASIL



APRESENTAÇÃO

O SENAR – Serviço Nacional de Aprendizagem Rural – é uma instituição prevista na Constituição Federal e criada pela Lei n. 8.315, de 23/12/1991. Tem como objetivo a formação profissional e a promoção social do homem do campo para que ele melhore o resultado do seu trabalho e, com isso, aumente sua renda e a sua condição social.

No Paraná, o SENAR é administrado pela Federação da Agricultura do Estado do Paraná – FAEP – e vem respondendo por amplo e diversificado programa de treinamento.

Todos os cursos ministrados por intermédio do SENAR são coordenados pelos Sindicatos Rurais e contam com a colaboração de outras instituições governamentais e particulares, prefeituras municipais, cooperativas e empresas privadas.

O material didático de cada curso levado pelo SENAR é preparado de forma criteriosa e exclusiva para seu público-alvo, a exemplo deste manual. O objetivo é garantir que os benefícios dos treinamentos se consolidem e se estendam. Afinal, quanto maior o número de trabalhadores e produtores rurais qualificados, melhor será o resultado para a economia e para a sociedade em geral.



SUMÁRIO

1 O CONTROLE BIOLÓGICO NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS EM SISTEMAS DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS.....	7
1.1 CONCEITO DE MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS.....	7
1.2 MÉTODOS DE CONTROLE.....	11
1.3 CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS.....	14
1.4 PARASITOIDES.....	18
1.5 PREDADORES.....	19
1.6 ENTOMOPATÓGENOS.....	26
REFERÊNCIAS	30
2 USO DE PRODUTOS MACROBIOLÓGICOS EM PROGRAMAS DE MIP EM HORTALIÇAS	33
2.1 CONTROLE BIOLÓGICO APLICADO EM HORTALIÇAS.....	34
2.2 COMPATIBILIDADE COM OUTROS MÉTODOS DE CONTROLE	39
2.3 CONTROLE DE QUALIDADE DOS PRODUTOS MACROBIOLÓGICOS	39
REFERÊNCIAS	40
3 CONTROLE BIOLÓGICO COM PARASITOIDES.....	41
3.1 PARASITOIDES.....	41
REFERÊNCIAS	59
4 CONTROLE MICROBIANO DE PRAGAS: FUNGOS.....	61
4.1 CONTROLE MICROBIANO DE PRAGAS: DEFINIÇÃO, CONCEITOS E MICRORGANISMOS ENTOMOPATOGÊNICOS.....	63
4.2 EPIZOOTIOLOGIA E UTILIZAÇÃO DE ENTOMOPATÓGENOS NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS.....	64
4.3 TECNOLOGIAS DE CONTROLE MICROBIANO DE PRAGAS COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS E PRINCIPAIS PROGRAMAS DE CONTROLE MICROBIANO NO BRASIL.....	66
4.4 PRODUÇÃO DE MICRORGANISMOS ENTOMOPATOGÊNICOS E CONTROLE DE QUALIDADE DE PRODUTOS MICROBIANOS CUIDADOS DE USO A CAMPO.....	69
4.5 CONTROLE DE QUALIDADE DE PRODUTOS MICROBIANOS.....	72
4.6 CUIDADOS ESPECIAIS NO USO E MANUSEIO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS	74
REFERÊNCIAS	75
5 TECNOLOGIAS E TÉCNICAS DE ATRAÇÃO E ARMADILHAMENTO DE PRAGAS EM SISTEMA DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS	77
5.1 FEROMÔNIOS.....	78
5.2 ARMADILHAS.....	80
5.3 UTILIZAÇÃO DOS FEROMÔNIOS.....	82
5.4 FEROMÔNIOS PARA HORTALIÇAS E FRUTAS	84
REFERÊNCIAS	86

6 SEMIOQUÍMICOS E EFICIÊNCIA DE FITOPROTETORES.....	89
6.1 REPELÊNCIA	90
6.2 EXTRATOS VEGETAIS, SABÕES E DETERGENTES	94
6.3 MINERAIS	98
6.4 OUTRAS ESTRATÉGIAS	98
REFERÊNCIAS	100
7 NIM – <i>Azadirachta indica</i>.....	103
7.1 A PLANTA.....	104
7.2 O INSETICIDA.....	105
7.3 AÇÃO SOBRE INIMIGOS NATURAIS.....	107
REFERÊNCIAS	109

1 O CONTROLE BIOLÓGICO NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS EM SISTEMAS DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS

Eneida Maria Dolci¹

Maria Aparecida Cassilha Zawadneak²

Bruno Marin Arroyo³

O Manejo Integrado de Pragas – MIP associa o ambiente à dinâmica populacional de uma espécie e utiliza todas as técnicas e métodos, de forma tão compatível quanto possível, visando manter a população de pragas-chave em níveis abaixo daqueles capazes de causar dano econômico.

As pragas-chave são aqueles organismos que frequentemente atingem o nível de controle e constituem o ponto-chave no estabelecimento de sistemas de manejo das pragas. Alguns fatores são favoráveis ao crescimento populacional de pragas nos cultivos agrícolas, desde a disponibilidade de alimento; a uniformidade genética, com diminuição da diversidade de plantas na área de cultivo, plantio de variedades mais suscetíveis ao ataque de pragas e/ou alterações no metabolismo secundário das plantas; falta de rotação de culturas, plantio em períodos favoráveis ao ataque de pragas, adubação desequilibrada, e até mesmo uso incorreto de defensivos agrícolas que afetam a presença de organismos benéficos, além da pressão de fatores bióticos e abióticos.

Em sistemas agrícolas mais diversificados de plantas, as populações de insetos fitófagos (que se alimentam de plantas) tendem a ser menores do que em sistemas homogêneos devido à maior abundância, diversidade e eficiência dos inimigos naturais (ROOT, 1973). Entre os inimigos naturais, cuja abundância e eficiência podem ser beneficiadas pela diversificação vegetal, destacam-se os parasitoides, predadores e patógenos.

1.1 CONCEITO DE MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

Kogan (1998) definiu manejo integrado como “a escolha e o uso inteligente de táticas de controle que produzirão consequências favoráveis dos pontos de vista econômico, ecológico e sociológico”.

O manejo integrado baseia-se no monitoramento constante da praga, em todas as fases de vida e em todas as culturas do sistema, para tomada de decisão do uso de táticas de controle, isoladamente ou associadas harmoniosamente. A estratégia de manejo é baseada em análises de custo-benefício que levam em conta o interesse e/ou impacto nos produtos, na sociedade e no ambiente (KOGAN, 1998). Não é, portanto, o uso de vários métodos de controle que caracteriza um sistema de manejo, mas sim a relação de método dentro de aspectos ecológicos (impactos ambientais), econômicos (eficiência e custo de controle) e sociais (toxicidade e perigo durante a aplicação) que formam a base do manejo de pragas (GALLO et al., 2002).

¹ Engenheira Agrônoma, Bolsista CNPq/ UFPR eneidadolci@yahoo.com.br

² Engenheira Agrônoma, Professora Doutora – UFPR – mazawa@ufpr.br

³ Engenheiro Agrônomo – BUG Agentes biológicos – bruno.marin@bugbrasil.com.br

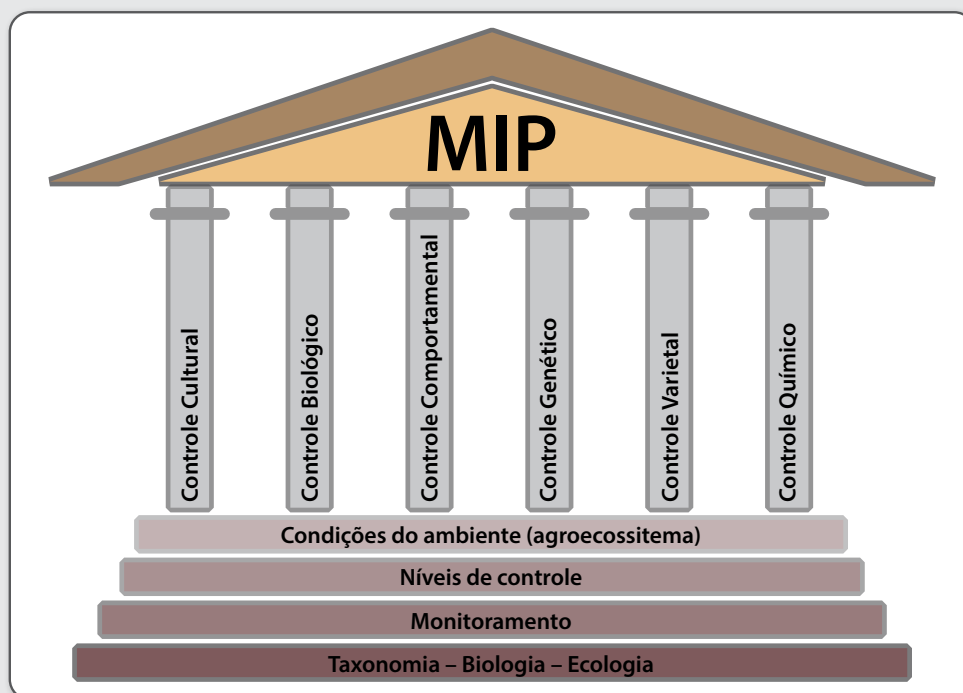
A implementação de programas de MIP inicia-se com o reconhecimento das pragas mais importantes (pragas-chave) das culturas do sistema, com a devida identificação taxonômica e biológica, hábitos, hospedeiros e seus inimigos naturais. Posteriormente, são avaliados os inimigos naturais, das pragas observadas, e as técnicas de criação visando liberação massal. São necessários estudos sobre os fatores climáticos que afetam a dinâmica populacional da praga e seus inimigos naturais, a fenologia da planta, os prejuízos da praga, custo de controle, preço da produção. Em seguida, a avaliação populacional (amostragem), das pragas, e assim a avaliação do(s) método(s) mais adequado(s) para incorporar em um programa de manejo.

Resumidamente, o Manejo Integrado de Pragas (MIP) envolve os seguintes passos:

- I. Reconhecimento e avaliação populacional da praga-chave.
- II. Reconhecimento e avaliação populacional de inimigos naturais.
- III. Conhecer a fenologia da cultura e fisiologia da planta.
- IV. Avaliar as influências climáticas sobre a praga e inimigos naturais e estabelecer a época mais favorável à ocorrência destes.
- V. Estabelecer o nível de controle e dano econômico da praga-chave.
- VI. Tomada de decisão e escolha do agente de controle.
- VII. Estabelecer um modelo para futuros surtos da praga em questão na região.

Quando se utiliza de todas as técnicas disponíveis dentro de um programa unificado (Figura 1), a população de organismos nocivos é mantida abaixo do limiar de dano econômico e os efeitos colaterais deletérios ao meio ambiente são minimizados (GALLO et al., 2002).

Figura 1 – Bases e pilares de um programa de Manejo Integrado de Pragas.



Fonte: Adaptado de Gallo et al., 2002.

A amostragem é um aspecto fundamental para o desenvolvimento de programas de MIP, sendo fundamental nas etapas de avaliação do ecossistema como para o monitoramento visando à tomada de decisão sobre a necessidade ou não de controle da praga e quando intervir no agroecossistema (COSTA, 2008). A adoção de uma medida de controle somente se justifica quando a densidade populacional de uma praga causa perdas maiores do que o custo de controle. Existem várias técnicas de amostragem (Figura 2), mas o método deve ser rápido, simples de executar, fornecer uma avaliação o mais próximo possível da situação real e ser facilmente correlacionável com os objetivos a serem alcançados (PEDIGO, 2001).

A amostragem depende de vários componentes, tais como o componente pessoal – envolve conhecimento da cultura, hábito das pragas, e de seus inimigos naturais e as técnicas para efetuar o trabalho de monitoramento; componente mecânico – que são os aparelhos usados para a amostragem (ex. lupas para o monitoramento por método visual, armadilhas-de-água, *pitfall*, armadilhas luminosas, cromotrópicas coloridas, pano de batida entre outros) (AMARO; BAGGIOLINI, 1982); componente econômico, relacionado ao custo da amostragem (ex.: homem-hora, custo do aparelho); componente estatístico, que é o que dá a precisão da amostragem (depende de estudos e desenvolvimento de modelos matemáticos).

Figura 2 – Técnicas de monitoramento de pragas em olerícolas: avaliação visual (a); armadilha de água Moericke (b); armadilha cromotrópica adesiva (c); armadilha cromotrópica (d); armadilha luminosa (e).



Fonte: Zawadneak, 2016.

Um inseto isolado jamais pode ser considerado uma praga agrícola pois não poderá produzir danos que compensem sua eliminação da cultura. O termo “praga” é dado no sentido numérico, em que uma determinada população de organismos se evidencia com seus estragos, afetando a produção. Isso quer dizer também que o simples fato de serem observados danos nas diferentes partes vegetais, não significa, necessariamente, que a produção foi ou será afetada. Então, a população de um artrópode, molusco ou nematoide deve ser considerada como elemento unitário, visando estabelecer por meio de amostragens, o número de insetos que estejam causando dano econômico, num dado momento (NAKANO, 2011).

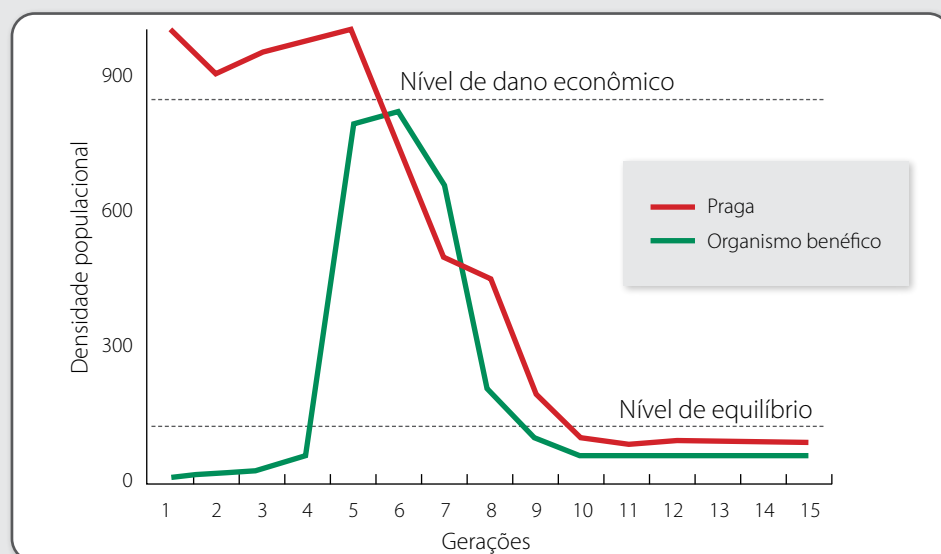
Alguns conceitos básicos para o Manejo Integrado de Pragas (Figura 3):

- Nível de equilíbrio (NE): é a densidade populacional média durante um longo período de tempo. Um inseto só é praga se em curto espaço de tempo é capaz de se multiplicar rapidamente e atingir um nível populacional que causa danos econômicos à cultura.
- Nível de dano econômico (NDE): é a densidade populacional capaz de causar prejuízos à cultura iguais ao custo de adoção de medidas de controle.

Nakano (2011) definiu a menor população de pragas que causaria dano como Nível de Dano Econômico (NDE), sendo necessária uma margem de segurança para evitar que a população de pragas cresça e venha a causar prejuízos, sendo o momento correto do controle, denominado de Nível de Ação (NA). O nível de controle, segundo Nakano et al. (1981), é igual ao custo de tratamento. Este é igual ao custo do produto a ser aplicado para o controle da praga mais a mão de obra para aplicação do produto. O nível de dano econômico é o nível que superou em dano o nível de controle.

O aumento da população de um organismo benéfico leva a um decréscimo da população da praga, consequentemente a população do organismo benéfico declina. Com o tempo, as populações da praga e do organismo benéfico persistem em equilíbrio, em nível populacional baixo (Figura 3).

Figura 3 – Densidade populacional de uma determinada praga em função da ação do organismo benéfico.



Fonte: Zawadneak, 2017.

Baseados nesses dados, Nakano et al. (1981) elaboraram a seguinte fórmula para o cálculo da porcentagem de dano que é o nível de controle:

$$\%D = 100 \times Ct / V$$
, em que:

%D = Porcentagem de dano que é igual ao nível de controle.

Ct = Custo do tratamento (inseticida mais a mão de obra para a aplicação).

V = Valor da produção.

1.2 MÉTODOS DE CONTROLE

Os métodos de controle devem ser selecionados com base em parâmetros técnicos (eficácia), econômicos, ecotoxicológicos (preservem o ambiente e a saúde humana) e sociológicos (adaptáveis ao usuário).

Os principais métodos usados no controle de pragas são:

a) Métodos culturais

Consistem na adoção de práticas que considerem o aproveitamento da capacidade genética da planta e contribuam para modificações das características edafoclimáticas de um determinado agroecossistema, de modo que possa interferir desfavoravelmente no desenvolvimento dos insetos-praga. A aplicação deste método exige conhecimento prévio sobre a bioecologia do inseto alvo, bem como da fenologia da planta, entre outros. Envolve rotação de culturas, uso de variedades resistentes, destruição de restos culturais, alteração de época de plantio/colheita, aração, poda, adubação, manejo de água, entre outros.

b) Controle biológico

Ação de inimigos naturais na manutenção da densidade das pragas em nível inferior àquele que ocorreria na ausência desses inimigos naturais. O Controle Biológico é o componente fundamental do equilíbrio da natureza, cuja essência está baseada no mecanismo da densidade recíproca, isto é, com o aumento da densidade populacional da presa, ou do hospedeiro, os predadores ou os parasitoides, tendo maior quantidade de alimento disponível, também, aumentam em número.

Todas as espécies de plantas e animais têm inimigos naturais (parasitoides, predadores e patógenos) atacando seus vários estágios de vida. O equilíbrio inicial da natureza foi quebrado pelo homem com a implantação do sistema agrícola extensivo atualmente utilizado. Na busca da restituição de tal equilíbrio, o controle biológico assume grande importância global, pois entre as etapas de um programa de Manejo Integrado de Pragas ele ocupa uma posição importante, sendo uma das medidas utilizadas para manter as pragas abaixo do nível de dano econômico, ao lado de métodos de controle físico, comportamental, genético e de resistência de plantas a insetos entre outros, sempre levando em conta critérios econômicos, ecológicos e sociais. O conceito de controle biológico baseia-se em um fenômeno natural que consiste na regulação de plantas e animais por meio de agentes biológicos e inimigos naturais.

c) Controle químico

Aplicação de substâncias químicas que causam mortalidade nos organismos pragas. Para emprego do controle químico devem ser realizadas amostragens da intensidade de ataque das pragas à cultura e, este só deve ser empregado quando a densidade das pragas for igual ou superior aos níveis de controle. Devem ser seguidas algumas recomendações, adaptadas de Picanço (2010):

- Selecionar produtos com registro no Ministério da Agricultura e liberação pelo órgão estadual pertinente (no caso do Paraná, a Secretaria de Agricultura e Abastecimento – SEAB) para controle da praga nesta cultura.
- Recomenda-se que as aplicações sejam realizadas em períodos do dia de temperatura mais amena.
- Deve-se preferir produtos de menor toxicidade ao homem, os quais possuem menores riscos de intoxicação dos aplicadores.
- Deve-se também respeitar o período de carência do produto para preservação da saúde dos consumidores.
- Realizar amostragens da intensidade de ataque das pragas à cultura e este só deve ser empregado quando a densidade das pragas for igual ou superior aos níveis de controle.
- Escolher inseticidas seletivos a inimigos naturais.
- Rotação de produtos.
- Uso de espalhante adesivo na calda.
- Emprego de equipamento de proteção individual pelos aplicadores, armazenamento adequado dos produtos, prevenção e cuidados para evitar intoxicações e realizar treinamento dos aplicadores.
- As embalagens dos produtos devem ser devolvidas ao posto de recolhimento de embalagens mais próximo.
- Nos cultivos de cucurbitáceas em fase de floração as pulverizações devem ser feitas no período da tarde, devido à maior atividade dos insetos polinizadores na parte da manhã.
- Também deve-se tomar cuidado, antes das pulverizações devido à fitotoxicidade dos produtos aplicados, uma vez que as cucurbitáceas são muito sensíveis a vários produtos.
- Utilização de inseticidas botânicos provenientes de extratos de plantas que possuam substâncias com ação inseticida e/ou acaricida. Embora existam relatos, principalmente por meio do conhecimento popular, que diversas plantas da flora brasileira possuem tais efeitos, é necessária a realização de intensos estudos para viabilização do emprego destas em programas de Manejo Integrado de Pragas.

d) Controle por comportamento

Consiste no uso de processos (hormônios, feromônios atraentes, repelentes e macho estéril) que modifiquem o comportamento da praga de tal forma a reduzir sua população e danos. Os

insetos utilizam odores para localização de presas, defesa e agressividade, seleção de plantas, escolha de locais de oviposição, acasalamento, organização das atividades sociais e diversos outros tipos de comportamento. As substâncias químicas usadas na comunicação, em geral, são denominadas semioquímicos (sinais químicos). Os semioquímicos podem ser divididos em: aleloquímicos e feromônios. Os aleloquímicos são substâncias químicas envolvidas na comunicação entre organismos de espécies diferentes. Já os feromônios são substâncias químicas ou misturas destas, envolvidas na comunicação entre indivíduos da mesma espécie.

e) Resistência de plantas

Uso de plantas que devido suas características genéticas sofrem menor dano por pragas. Os mecanismos de resistência podem ser divididos em três grupos:

- Antixenose: significa que a planta é refratária a “visitantes”, ou seja, aos insetos que tentam colonizá-la (seja para alimentação, oviposição, ou abrigo). A antixenose pode ser de natureza química ou morfológica dependendo dos fatores causadores da mesma.
- Antibiose: mecanismo que engloba todos os efeitos fisiológicos adversos, de natureza temporária ou permanente, resultante da ingestão de uma planta por um inseto. Esses efeitos podem ser letais ou subletais (morte de larvas jovens, crescimento anormal, conversão alimentar anormal, fracasso para empupar, falha na transformação de pupa a adulto, adultos pequenos e/ou malformados, falha no armazenamento de reservas para dormência, decréscimo de fecundidade e redução de fertilidade e outros comportamentos anormais.
- Tolerância: refere-se a capacidade de certas plantas de reparar a injúria sofrida ou produzir adequadamente suportando uma população de insetos a níveis capazes de danificar uma planta mais suscetível.

f) Métodos legislativos

Consiste na aplicação de leis, decretos e portarias de âmbito federal, estadual e municipal que determinam o cumprimento de medidas normatizadoras, frutos de práticas e procedimentos relativamente consolidados em relação ao controle de determinados insetos-pragas. Por definição restrita, legislação por si só não se constitui em método de controle de insetos, mas estabelece autoridade estatutária para o engajamento de agências governamentais na limitação da dispersão de insetos ou no tratamento de infestações localizadas e que se configuram em ameaça ao bem-estar público. Esses métodos legislativos baseiam-se no conjunto das leis, portarias e decretos, quer federais, estaduais ou mesmo municipais, que obrigam ao cumprimento de determinadas medidas de controle. Alguns importantes exemplos de métodos legislativos de controle são apresentados a seguir:

- Quarentena: destina-se à prevenção de entrada de pragas exóticas e de sua disseminação.
- Medidas obrigatórias de controle: têm execução determinada por legislação e são de grande importância para algumas culturas.

g) Controle mecânico

Uso de técnicas que possibilitem a eliminação direta das pragas. Consiste na adoção de práticas agrônômicas geralmente de fácil execução, em caráter complementar a outros métodos de controle. Podem também ser adotados nas situações em que outras medidas de supressão de pragas não podem ser efetivadas. Incluem práticas que envolvem a utilização de barreiras e/ou destruição direta dos insetos. Um vasto número de armadilhas, barreiras e outros dispositivos tem sido usado por séculos no controle de insetos. Catação manual, barreiras, armadilhas, esmagamento são formas de controle mecânico.

h) Controle físico

Consiste no uso de métodos como fogo, drenagem, inundação, temperatura e radiação eletromagnética no controle de pragas.

i) Método genético

Consiste no controle de pragas pelo uso de esterilização híbrida. Métodos genéticos de controle de insetos referem-se a uma variedade de métodos através do qual a população da praga pode ser controlada mediante a manipulação de seu genoma ou seus mecanismos de herança. Os mecanismos de controle genético contudo ainda não se mostraram de ampla aplicação. Essas táticas são seletivas e objetivam a redução da população de pragas por meio da redução do potencial reprodutivo delas, incluindo alguns dos mais inovadores procedimentos do Manejo Integrado de Pragas. Os insetos-praga são utilizados contra membros de sua própria espécie com o intento de reduzir os níveis populacionais, daí estes métodos de controle serem chamados autocidas. Radiações ionizantes além de raios-X e substâncias químicas são os principais agentes esterilizantes usados.

1.3 CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS

Historicamente, há registro de controle biológico datados do Século III A.C., quando os chineses utilizaram formigas no controle de lepidópteros desfolhadores e coleobrocas. Em 1602, Aldrovandi observou parasitismos em insetos, com alguns relatos equivocados. Em 1706, Antonio Vallisnieri de Pádua, relatou parasitismo por insetos em sua publicação. O primeiro caso de sucesso de controle biológico clássico ocorreu em 1888, com a introdução de *Rodolia cardinalis* – joaninha (Coleoptera: Coccinellidae), para controle de um afídeo branco, na Califórnia. Entre os anos de 1890 e 1975, houve um grande avanço na área, com 176 casos de programas de controle com sucesso. No Brasil, entre os anos de 1921 a 1944, diversos inimigos naturais foram introduzidos, porém, em 1939, com a síntese do DDT, houve significativa diminuição das importações de inimigos e, conseqüentemente do controle biológico clássico. Acreditava-se que o DDT e outros produtos organossintéticos seriam a solução de todos os problemas com pragas, o que gerou uma série de malefícios, pelo uso indiscriminado desses produtos.

Por volta de 1962, que a comunidade científica reagiu com uma nova filosofia de controle de pragas, o manejo integrado (adaptado de PARRA et al., 2002). De Bach (1968), definiu controle biológico como a ação de parasitoides, predadores e patógenos na manutenção da densidade de outro organismo a um nível mais baixo do que aquele que normalmente ocorreria na sua ausência. Junto com a utilização de extratos botânicos e semioquímicos, aumenta-se as ferramentas para o MIP (Figura 4).

Figura 4 – Algumas ferramentas de MIP com uso de agentes de controle biológico de pragas, extratos botânicos e semioquímicos.



Fonte: Zawadneak, 2016.

O controle biológico, do ponto de vista agrícola, pode ser Natural ou Aplicado. Segundo Bueno (2001), o **Controle Biológico Natural** é aquele que envolve as ações combinadas (fatores bióticos e abióticos) de todo o meio ambiente na manutenção das densidades características da população, ou seja, o equilíbrio natural. Muitos organismos praga potenciais podem ser mantidos em densidades muito abaixo dos níveis de danos por inimigos naturais que ocorrem naturalmente no campo. Em ecossistemas naturais, uma enorme quantidade de espécies de inimigos naturais mantém insetos fitófagos (que se alimentam de plantas) em baixas densidades populacionais. Mesmo em agroecossistemas, muitas pragas potenciais são mantidas em níveis que não causam danos, por meio da ação dos inimigos naturais que ocorrem naturalmente. De Bach e Rosen (1991) estimaram que 90% de todas as pragas agrícolas são mantidas sob controle natural.

O **Controle Biológico Aplicado** envolve a interferência do homem e funciona no sentido de incrementar as interações antagônicas que ocorrem entre os seres vivos na natureza. Esse tipo de controle pode ser clássico, por conservação ou aumentativo.

O **Controle Biológico Clássico** envolve a importação dos agentes de controle de um país para outro ou de uma região para outra, de modo a estabelecer um equilíbrio biológico a uma dada praga. O **Controle Biológico por Conservação** envolve medidas que preservem os inimigos naturais em um agroecossistema, ou seja, manipular o seu ambiente de forma favorável, como evitar práticas culturais inadequadas, preservar fontes de alimentação ou habitat, uso de produtos fitossanitários seletivos. No **Controle Biológico Aumentativo**, os inimigos naturais são periodicamente introduzidos e liberados, após a criação massal em laboratório. É comercialmente aplicado em grandes áreas e em vários sistemas de cultivo ao redor do mundo.

A vantagem do controle biológico é que, além de reduzir a densidade populacional dos insetos-praga, este apresenta baixo impacto ambiental. Ao contrário dos agrotóxicos, essa técnica é específica para os organismos-alvo sem impactar significativamente os aplicadores e a qualidade dos alimentos produzidos. Outra vantagem é a possibilidade de se tornar permanente pela presença dos patógenos ou insetos controladores na área. O controle biológico também é essencial quando os métodos convencionais não funcionam adequadamente (CAMPANHOLA; BETTIOL, 2003).

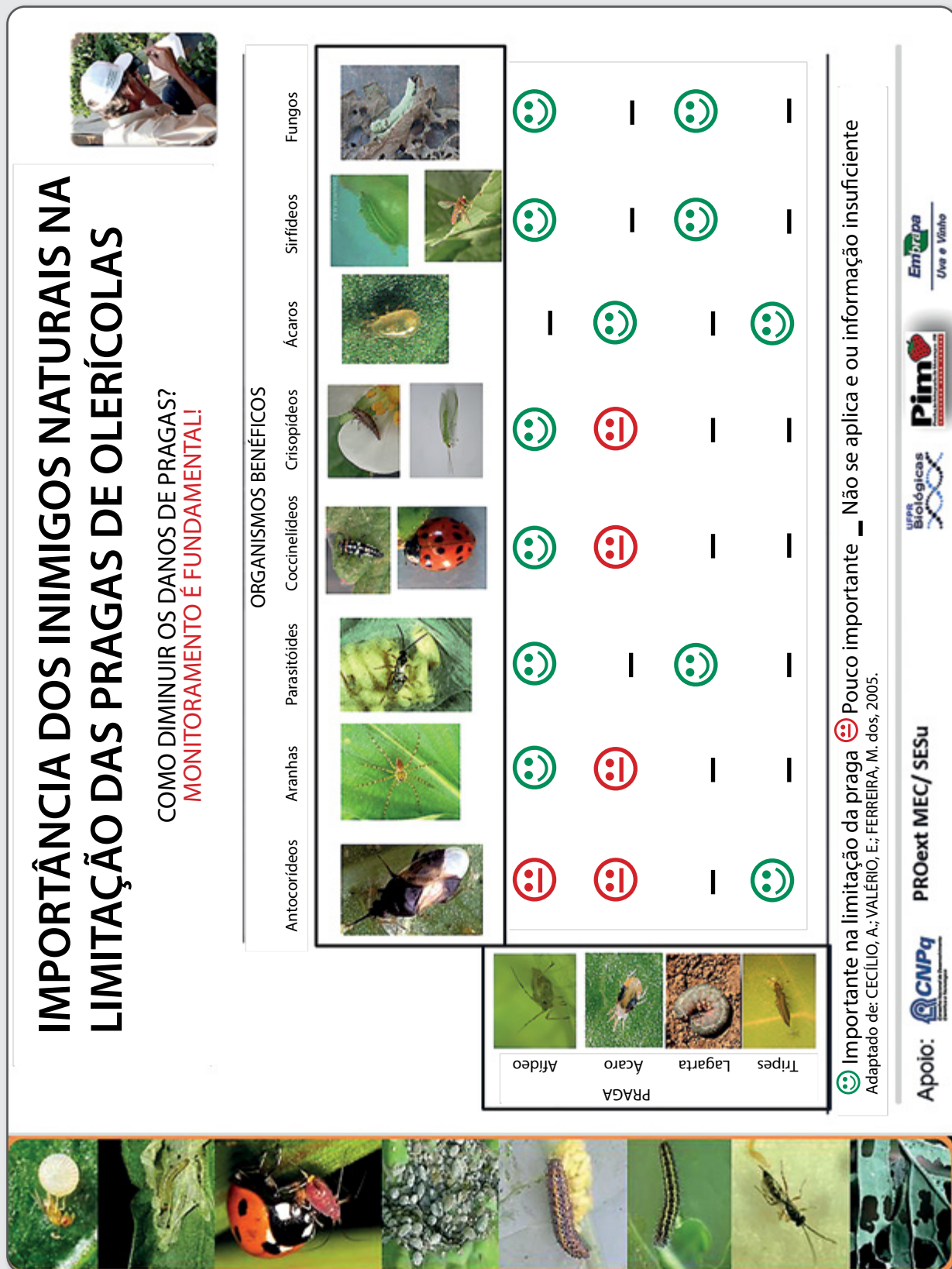
O conhecimento da diversidade de insetos associados às culturas é fundamental para estudos ecológicos e de manejo de pragas, visando ao uso do controle biológico. Além disso, o estudo da composição de comunidades de organismos tem sido uma das técnicas utilizadas para se avaliar mudanças no ambiente. Entre esses organismos, os insetos têm-se mostrado um dos indicadores apropriados para essa finalidade, devido à sua biodiversidade, ciclo e capacidade de adaptação, geralmente em curto espaço de tempo (FRIZZAS et al., 2003). Os inimigos naturais são provenientes de diversas classes de organismos e incluem parasitoides, predadores e patógenos (Tabela 1 e Figura 5). Os dois primeiros grupos são referidos como macrorganismos entomófagos (que se alimentam de outros insetos), enquanto que o terceiro é chamado de microrganismos entomopatogênicos (que causam doenças em insetos) (COSTA et al., 2006).

Tabela 1 – Principais grupos de inimigos naturais.

Grupos	Características				
	Tamanho	Especificidade	Grupo taxonômico	Pragas mortas durante ciclos de vida	Momento da morte
Parasitoides	Geralmente menores que o hospedeiro	Especialistas	Insetos (principalmente Hymenoptera e Díptera)	Um	Após o contato
Predadores	Geralmente maiores que a presa	Generalista	Insetos e não insetos	Vários	No contato
Entomopatógenos	Microrganismos	Depende do grupo	Fungos, bactérias e vírus	Muitos	Mais de uma semana

Fonte: Picanço; Moreira, 2003.

Figura 5 – Organismos benéficos e sua importância no controle de pragas de olerícolas.



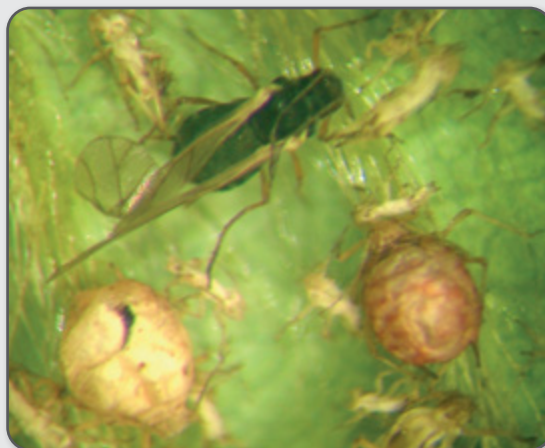
Fonte: Zawadneak, 2016.

1.4 PARASITOIDES

O parasitoide é um organismo que parasita um hospedeiro, completa seu ciclo em um único hospedeiro e usualmente mata esse hospedeiro. Suas larvas exibem o hábito parasítico, e os adultos são de vida livre, se alimentando de néctar e substâncias açucaradas. Tanto o parasitoide como seu hospedeiro são insetos. Por viverem no interior do corpo do hospedeiro tem certo grau de especificidade, tendo dificuldades em condições adversas (BUENO, 2001).

Os parasitoides de maior ocorrência são as vespíneas e em menor grau, as larvas de moscas. As vespíneas *Braconidae* (Figura 6) e *Ichneumonidae* (Figura 7), *Eulophidae*, *Pteromalidae*, *Encyrtidae*, *Aphelinidae* e *Trichogrammatidae*. Entre os dípteros, o grupo mais frequente é o dos *Tachinidae* (GREATHEAD; GREATHEAD 1992) (Figura 8).

Figura 6 – Vespas parasitoides da família *Braconidae*, inimigos naturais de lagartas e afídeos.



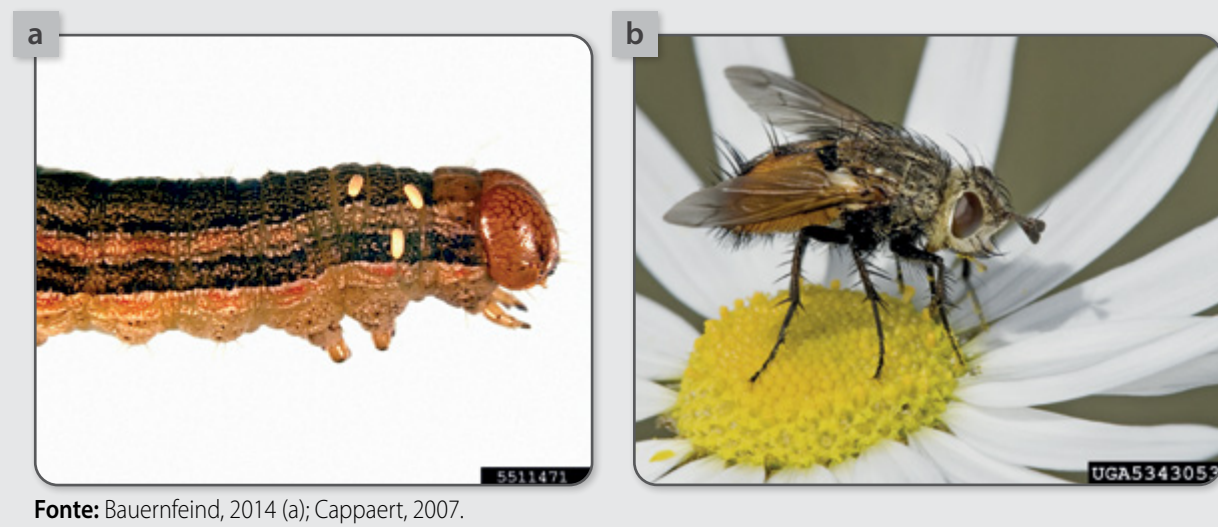
Fonte: Castelar, 2016 (a), Zawadneak, 2016 (b).

Figura 7 – Vespa (*Ichneumonidae*).



Fonte: Dell, 2007.

Figura 8 – Ovos do parasitoide sobre a lagarta (a) e adulto da mosca Tachinidae (b).

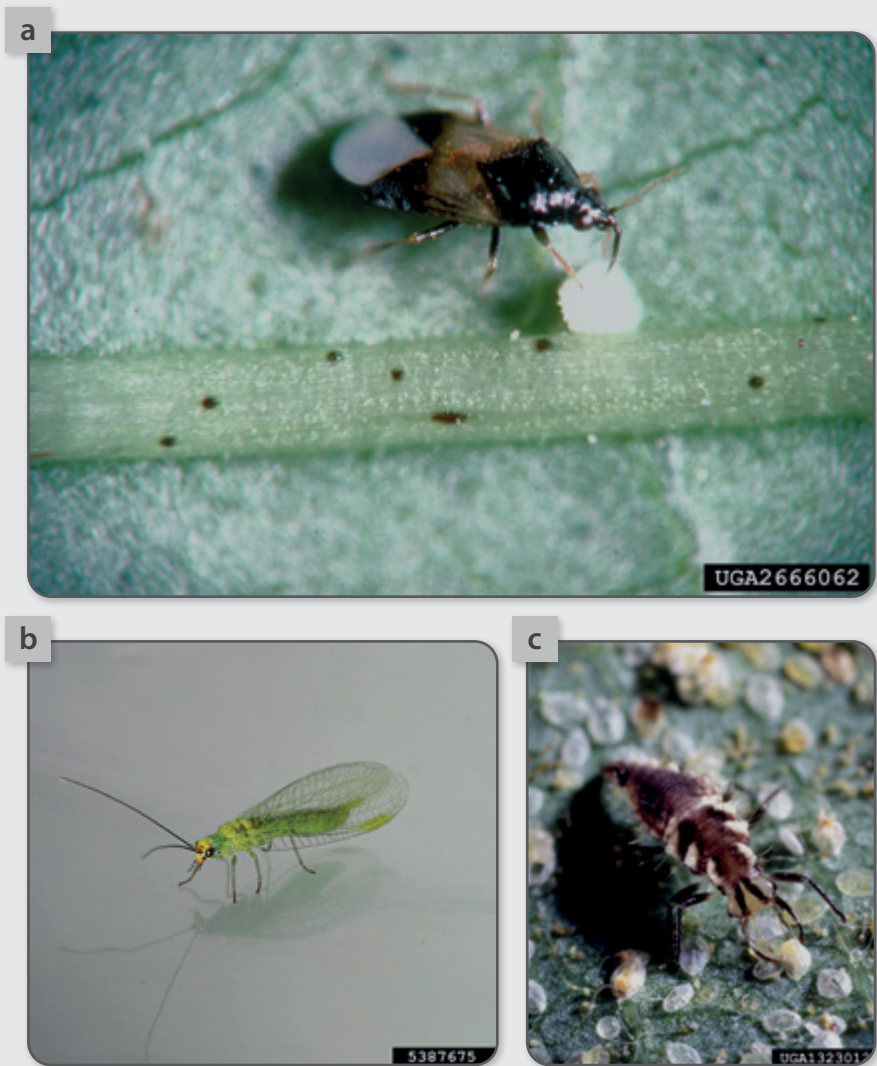


Os parasitoides podem ser divididos em parasitoides primários, hiperparasitoides e endoparasitoides. Os **parasitoides primários**, aqueles que se desenvolvem em hospedeiros fitófagos, saprófagos, polenófagos. Os **hiperparasitoides**, que são parasitoides que se desenvolvem em outro parasitoide (parasitoide de parasitoide). Também existem os **endoparasitoides**, ou seja, o parasitoide que se desenvolve dentro do corpo do hospedeiro, podendo ser solitário, quando uma única larva completa seu desenvolvimento em determinado hospedeiro, ou gregário, quando várias larvas se desenvolvem até a maturidade em um único hospedeiro. Há também o **ectoparasitoide**, espécie que se desenvolve fora do corpo do hospedeiro (a larva se alimenta inserindo as peças bucais através do tegumento do hospedeiro), podendo ser também solitário e gregário (BUENO, 2001).

1.5 PREDADORES

Predador é um organismo de vida livre durante todo seu ciclo de vida, que mata a presa; usualmente é maior que ela e requer mais que um indivíduo para completar seu desenvolvimento (PARRA, 2002). Os predadores são generalistas e alimentam-se de presas mais abundantes no ambiente, tem ampla capacidade de adaptar-se a condições adversas. Percevejo *Orius* (Anthocoridae), joaninhas (Coccinellidae), larvas de crisopa (Chrysopidae) (Figura 9 e Tabela 2), percevejos (Pentatomidae e Reduviidae), besouros Carabidae, Staphylinidae, larvas de moscas (Cecidomyiidae, Syrphidae) e formigas caçadoras (Formicidae) são as mais comumente encontradas (BORROR et al., 1989). Os ácaros predadores fitoseídeos são importantes como agentes de controle biológico, bem como as aranhas, estas ainda pouco estudadas (PARRA et al., 2002).

Figura 9 – Predadores: percevejo *Orius* (Anthocoridae) (a), adulto e larva de crisopídeo (Chrysopidae) (b e c).



Fonte: Ruberson, 1999 (a); Berger, 2009 (b); USDA, 2003.

Tabela 2 – Ordens e famílias de predadores de insetos, incluindo ácaros e aranhas.

Ordem	Família	Espécies	Presas
Coleoptera	Coccinellidae	<i>Harmonia axyridis</i>	Afídeos, cocholilhas, mosca-branca, ácaros
		<i>Eriopis connexa</i>	
		<i>Cycloneda sanguinea</i>	
	Carabidae	<i>Calosoma granulatum</i>	Ovos, larvas, pupas
Diptera	Cecidomyiidae	<i>Diadiplosis multifila</i>	
	Syrphidae	<i>Allograpta exotica</i>	Afídeos, larvas
Dermaptera	Forficulidae	<i>Doru</i> sp	Afídeos, ovos, larvas

Ordem	Família	Espécies	Presas
Hemiptera	Anthoridae	<i>Orius</i> sp	Tripes, ácaros, psílídeos, larvas, afídeos, cicadelídeos
	Pentatomidae	<i>Podisus</i> sp	Pupas, larvas
	Reduviidae	<i>Zelus</i> sp	Pupas, larvas
		<i>Cosmoclopius nigroannulatus</i>	
Hymenoptera	Formicidae	<i>Solenopsis</i> sp.	Generalista
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysoperla</i> sp.	Afídeos, ácaros, tripes, larvas
Acari	Phytoseiidae	<i>Neoseiulus californicus</i>	Ácaros, tripes, afídeos, larvas
	Stigmaeidae	<i>Agistemus brasiliensis</i>	

Fonte: Adaptada de Parra, 2002.

Do ponto de vista das interações fisiológicas, Vinson (1997) definiu que os predadores, após um ataque bem-sucedido, subjugam rapidamente o hospedeiro ou presa. Como consequência, a presa é morta e consumida, resultando na interação do fluxo genético para próxima geração. A inter-relação evolucionária existente entre os dois organismos ocorre durante a localização e o ataque da presa pelo predador e o comportamento furtivo, fuga ou defesa por parte da presa. Geralmente, certo número de presas deve ser consumido para que o predador possa crescer e se reproduzir, sem ocorrer interação fisiológica entre ambos.

Os predadores são mais efetivos nos locais em que as populações da presa são densas, ou concentradas, do que nos locais em que estão esparsas. Isso decorre do fato de os predadores imaturos serem incapazes de se locomover como adultos, estando, portanto, limitados à busca da presa em áreas mais confinadas ou restritas (PARRA et al., 2002).

Figura 10 – Larva de sirfídeo predando afídeo – pulgão-da-couve (*Brevicoryne brassicae*).



Fonte: Fabrini, 2015.

Sweetman, citado por Clausen (1940), mencionou 167 famílias, representando 14 ordens de insetos, as quais contêm espécies com hábitos predatórios. Os himenópteros constituem um grupo dominante entre os insetos entomófagos (que se alimentam de outros insetos), com um grande número de espécies predadoras, principalmente das famílias Formicidae e Vespidae. As formigas são consideradas as mais eficientes predadoras dessa ordem, especialmente do gênero *Solenopsis* principalmente no controle de insetos florestais, de citros (BUENO; BERTI FILHO, 1991) e cana-de-açúcar (GRAVENA et al., 1980). As vespas são generalistas, podem capturar uma grande diversidade de presas, apresentando possibilidade de utilização no controle de insetos praga.

Diversas espécies de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) ocorrem em áreas agrícolas, principalmente dos gêneros *Harmonia*, *Hipodamia*, *Cycloneda*, *Cryptolaemus* e *Scymnus*. Tanto as larvas quanto os adultos são predadores, e este grupo de insetos é potencialmente eficiente no controle de várias espécies de afídeos em hortaliças (RIQUELME, 1997). As joaninhas alimentam-se da presa tanto na fase de larva (Figura 11), como na fase adulta (Figura 12), mastigando as presas e consumindo-as totalmente.

Figura 11 – Larvas de joaninha alimentando-se de afídeos.



Fonte: Clemson University – USDA Cooperative Extension Slide Series, 2003.

Figura 12 – Joaninha alimentando-se de afídeos.



Fonte: Bauer, 2003.

Algumas espécies de joaninha são fitófagas (alimentam-se de plantas). A joaninha fitófaga *Epilachna* (Epilachninae) apresenta mais de 180 espécies no hemisfério ocidental; alimentam-se de folhas de vegetais. *epilachna vigintioctopunctata* (FABRICIUS, 1775) é uma praga séria principalmente de chuchu, batata, berinjela, tomate, tabaco, abóbora, pepino, abobrinha, amendoim, melancia, alfaça, algodão e banana (ARAUJO-SIQUEIRA; ALMEIDA, 2004).

Figura 13 – Joaninha fitófaga *Epilachna varivestis*.

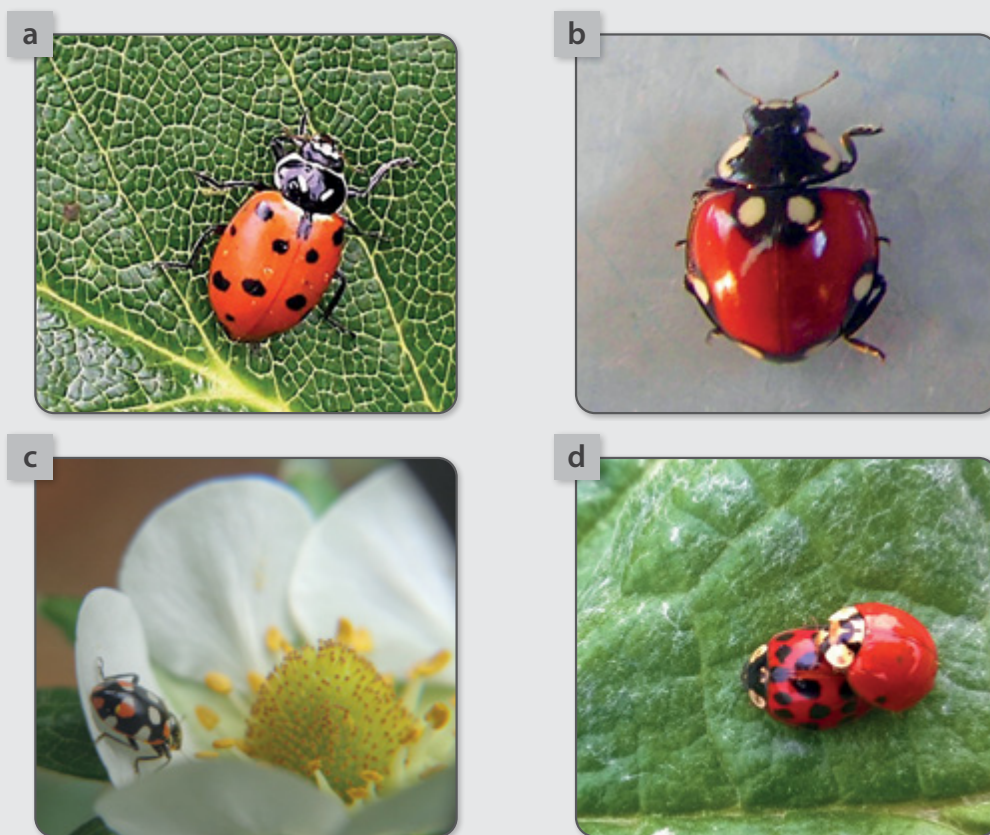


Fonte: Clemson University, 2003.

Com exceção destas espécies que podem se tornar pragas, as joaninhas são extremamente benéficas e são usadas no controle biológico de afídeos, cochonilhas, ácaros, mosca-branca, psílídeos, entre outras espécies que causam danos econômicos às espécies cultivadas. No caso de joaninhas que se alimentam de afídeos, o total dessa presa consumido por uma joaninha pode chegar a 1.000 afídeos, durante toda a sua vida.

Algumas das espécies de destaque como agentes de controle biológico de pragas são: *Harmonia axyridis*, *Eriopis connexa*, *Cycloneda sanguinea*, *Cycloneda pulchella*, *Coleomegilla maculata*, *Hippodamia convergens* (Figura 14), entre outras.

Figura 14 – Espécies de joaninha: *Coleomegilla maculata* (a), *Cycloneda pulchella* (b), *Eriopis connexa* (c), *Harmonia axyridis* (d).

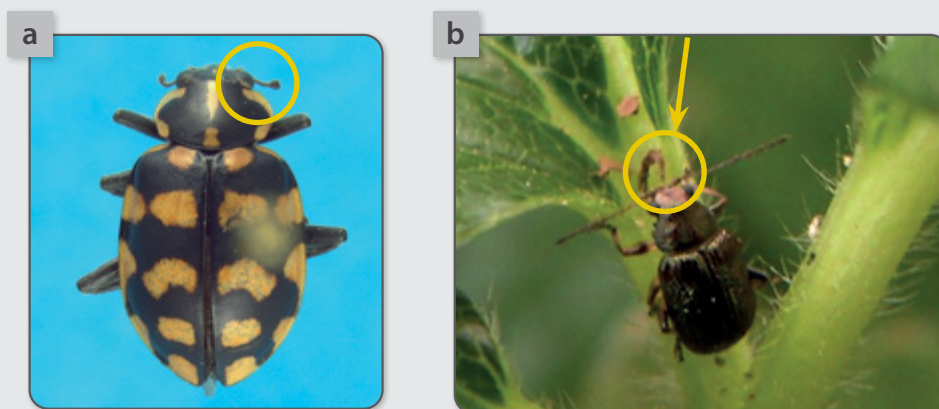


Fonte: Zawadneak, 2015 (a, b, d); Rodrigues, 2015 (c).

Uma prática de grande importância para conservação desses insetos na propriedade é a manutenção de questões essenciais à sobrevivência deles, tais como o fornecimento de alimentos alternativos (néctar e/ou pólen a partir da presença de espécies floríferas) em épocas de escassez de seu alimento típico, bem como fornecimento de locais para acasalamento, postura e abrigo para as larvas pupas e adultos.

Como diferenciar uma joaninha (predador) de uma vaquinha (praga)? As joaninhas são muito úteis nas hortas e não devem ser confundidas com vaquinhas, que são pragas. Para diferenciar esses dois insetos, basta observar suas antenas. As joaninhas possuem antenas clavadas, enquanto as vaquinhas possuem antenas do tipo filiforme (Figura 15).

Figura 15 – Detalhe das antenas clavadas das joaninhas (a) e filiformes das vaquinhas (b).



Fonte: Zawadneak, 2017.

Os percevejos ou hemípteros apresentam peças bucais adaptadas à perfuração e sucção (picador-sugador). Eles possuem espécies de interesse em diversos setores da agricultura, saúde e principalmente setores ligados à economia. No ramo agrícola estas espécies são consideradas pragas ou predadoras (GALLO et al., 2002).

É importante saber diferenciar os hemípteros fitófagos, predadores e hematófagos. A diferenciação é baseada no tamanho, número de segmentos e posicionamento da probóscide (aparelho bucal). No fitófago (que se alimenta de plantas), rostró bastante alongado e reto, com quatro segmentos, a probóscide termina após o primeiro par de patas; no predador, o rostró é constituído por três segmentos com a forma encurvada, formando em repouso um ângulo largo e curto, a probóscide é curta e grossa; no hematófago, além de ser mais fina, a probóscide termina antes do primeiro par de patas, com características morfológicas retilínea e comprimida com o rostró curto, constituído por três segmentos (Figura 16).

Figura 16 – Tipos de aparelho bucal de hemípteros: hematófago (a), predador (b), fitófago (c).

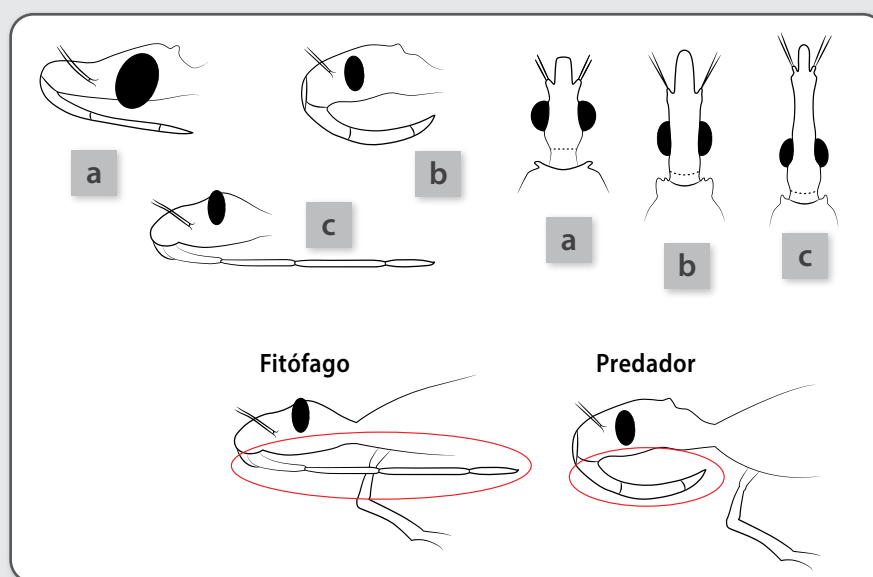


Ilustração: Sincronia Design.

Os dermápteros são conhecidos como tesourinhas (famílias Forficulidae e Labiduridae) e se destacam como agentes de controle biológico, demonstrando potencial de predação de ovos e lagartas de noctuídeos (REIS et al., 1988; CRUZ et al., 1995) e de afídeos (CAMPOS; GRAVENA, 1984; ALVARENGA et al., 1995 a, b).

Bicho-lixeiro (Neuroptera) é reconhecidamente eficiente no controle de ovos, lagartas, afídeos, tripes, ácaros e artrópodes de pequeno tamanho (CARVALHO; SOUZA, 2000). Na fase de ninfa consomem mais de 150 afídeos (AUAD; FREITAS; BARBOSA, 2001) e durante seu ciclo todo predam cerca de 300 insetos. Os adultos só se alimentam de néctar e pólen. A espécie de bicho-lixeiro mais comum é *Chrysoperla externa* (HAGEN, 1861) voraz e eficiente no controle de afídeos, mas são insetos altamente sensíveis aos inseticidas naturais utilizados em olericultura orgânica (RIQUELME, 1997).

Aranhas são vorazes predadoras de várias pragas. Algumas tecem teias onde prendem os insetos capturados, enquanto outras são encontradas caminhando sobre o solo. Também são muito úteis nas hortas e devem ser protegidas pelo agricultor (Figura 17).

Figura 17 – Aranha predadora se alimentando de vaquinha *Diabrotica speciosa*.



Fonte: Dolato, 2013.

1.6 ENTOMOPATÓGENOS

Entomopatógenos são microrganismos (fungos, bactérias e vírus) que parasitam artrópodes, contribuindo assim para redução das pragas, que ao serem infectadas ficam doentes o que as leva a morte. Segundo Bueno (2001), as principais vantagens do uso de micro-organismos entomopatogênicos para o controle de pragas são a especificidade e a seletividade desses agentes de controle, bem como a facilidade de multiplicação, dispersão e produção em meios artificiais e a ausência de poluição ambiental e toxicidade ao homem e outros organismos não alvo, entre outras.

a) Fungos

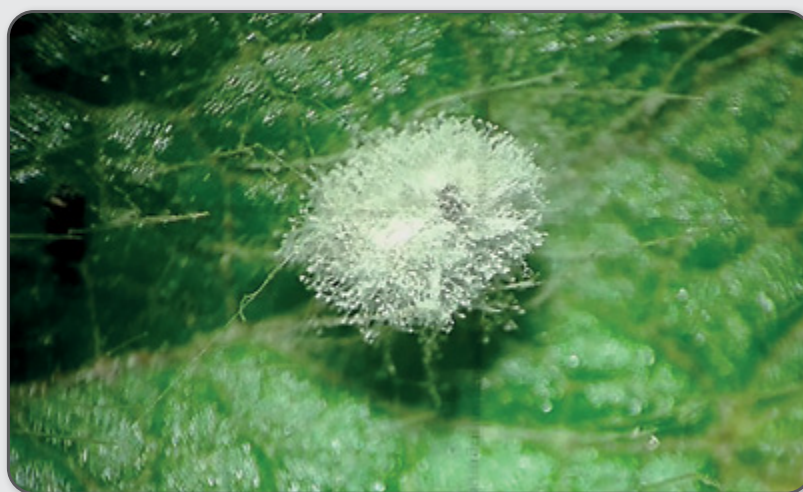
Os fungos são microrganismos unicelulares (leveduras) ou pluricelulares (maioria dos fungos), constituídos de células providas de parede originada por celulose e quitina, além de outros açúcares, que formam um conjunto denominado micélio. Essas estruturas vegetativas que constituem o micélio são denominadas hifas, sendo que, após a colonização de um determinado hospedeiro, surgem estruturas reprodutivas conhecidas como esporos ou conídios, originadas de reprodução sexuada ou assexuada, responsáveis pela disseminação do patógeno. Os fungos possuem grande variabilidade genética, largo espectro de hospedeiros e geralmente penetram nos insetos via tegumento. Os principais grupos/espécies de interesse são: *Beauveria bassiana* (Figura 18), *Trichoderma harzianum* (Figura 19) *Metarhizium anisopliae*, *Nomuraea rileyi*, *Verticillium lecanii*, *Hirsutella thompsonii*, *Aschersonia aleyrodis*, *Paecilomyces spp.*, *Cordyceps spp.*, e os fungos da ordem *Entomophthorales* (*Zoopphthora*, *Entomophthora*, *Entomophaga*, *Neozygites*) (BUENO, 2001).

Figura 18 – Lagarta e vaquinha infectadas por fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana*.



Fonte: Poltronieri, 2016; Caparroz, 2016.

Figura 19 – Afídeo do morangueiro infectado por *Trichoderma harzianum*.



Fonte: Ribas, 2016.

b) Vírus

Os baculovírus pertencem à família Baculoviridae, que infectam um grande número de artrópodes e contêm os gêneros: Nucleopoliedrovírus (NPV) e Granulovírus (GV). Todos os baculovírus têm uma mesma estrutura básica: um capsídeo coberto de forma arredondada. O nucleocapsídeo é um “core” cilíndrico de DNA e proteína. Dentro do nucleocapsídeo, a fita dupla de DNA associa-se heterogeneamente com uma proteína básica e forma um “core” cilíndrico. A forma como os nucleocapsídeos são organizados dentro de cada envelope proteico gera dois grupos morfologicamente distintos dentro do gênero NPV: os “Vírus de Simples Nucleocapsídeo” – SNPV, em que apenas um capsídeo é encontrado por envelope, e aqueles chamados de “Vírus de Múltiplos Nucleocapsídeos” – MNPV, nos quais vários nucleocapsídeos são encontrados em um envelope comum (VALICENTE; TUELHER; BARROS, 2010).

O principal grupo suscetível ao baculovírus são os lepidópteros (borboletas e mariposas). Os baculovírus possuem dois tipos de “progênes” infecciosas: uma forma oclusa do vírus responsável pela transmissão de inseto para inseto, e outra, chamada de forma não oclusa, é responsável pela transmissão de célula para célula, em um mesmo indivíduo (GRANADOS; FEDERICI, 1986). A principal forma de infecção dos baculovírus é pela ingestão dos poliedros pelos insetos ao se alimentarem de plantas hospedeiras infectadas. As partículas virais são transportadas e penetram nas células epiteliais do intestino médio dos insetos que apresentam um pH fortemente alcalino (8-11). A matriz proteica é dissolvida no intestino médio, há a liberação dos vírions no lúmen digestivo e as partículas infectivas penetram nas células epiteliais do intestino médio, mediada por receptores específicos. Os nucleocapsídeos são transportados ao núcleo, liberando o seu DNA, iniciando o processo de replicação viral. A replicação do vírus produz a forma não oclusa do vírus, que passa a infectar os demais tecidos. A forma oclusa somente é produzida nos estágios finais da infecção viral onde os vírions são “envelopados” e produzidos os poliedros. Nos estágios finais, ocorre a ruptura das células e a liberação dos poliedros. É quando acontece a morte do inseto seguida da liquefação dos tecidos (FEDERICI, 1997 e 1999). Finalmente, o inseto morre, e algum tempo após a morte, seu corpo se desfaz, liberando no ambiente as partículas virais.

Os sintomas típicos vão desde a redução na alimentação e diminuição do crescimento, descoloração gradual do tegumento, tornando-se opaco (Figura 20). Ao morrer, há o rompimento do tegumento do inseto, o que vem a liberar os poliedros no ambiente, possibilitando novos ciclos de infecção (FEDERICI, 1997 e 1999).

Figura 20 – Infecção de lagartas de *Pseudoplusia includens* por baculovírus.



Fonte: Santos, 2014.

c) Bactérias

A mais importante bactéria que ataca insetos é comumente denominada de Bt (*Bacillus thuringiensis*). O controle de lagartas de várias espécies de lepidópteros atua por ingestão, provocando a paralisia do canal digestivo das lagartas. De modo geral, as bactérias invadem o hospedeiro por via oral. As bactérias, uma vez ingeridas pelos insetos, produzem um cristal proteico no seu estômago. Os cristais atacados por enzimas liberam toxinas que agem sobre os insetos. Os sintomas são paralisia intestinal e suspensão da alimentação. Como os órgãos internos sofrem ruptura, a lagarta torna-se flácida e morre. O conteúdo corporal torna-se acastanhado escuro à medida que vai se decompondo (Figura 21).

Figura 21 – Sintoma de lagarta-da-coroa do morangueiro infectada por *Bacillus thuringiensis*.



Fonte: Zawadneak, 2016.



REFERÊNCIAS

- ALVARENGA, C. D.; VENDRAMIN, J. D.; CRUZ, I. Controle integrado de *Schizaphis graminum* (Rond.) em sorgo através de genótipos resistentes e do predador *Doru luteipes* (Scud.). **An. Soc. Entomol., Brasil**, v. 24, p. 507-516, 1995.
- AMARO, P.; BAGGIOLINI, M. **Introdução à protecção integrada**, Lisboa: FAO/DGPPA, 1992.
- ARAUJO-SIQUEIRA, M.; ALMEIDA, L. M. de. Comportamento e ciclo de vida de *Epilachna vigintioctopunctata* (Fabricius). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, n. 3, p. 543-550, 2004.
- AUAD, A. M.; FREITAS, S. DE; BARBOSA, L. R. Influência de la dieta en la respuesta funcional de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentadas con *Uroleucon ambrosiae* (Thomas) (Hemiptera: Aphididae). **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**, Madrid, v. 27, n. 4, p. 455-463, 2001.
- BAUER, S. USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- BAUERNFEIND, R. J. Kansas State University, Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- BERGER, J. Bugwood.org.** Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- BORROR, D. J.; TRIPLEHORN, C. A.; JOHNSON, N. F. **An introduction to the study of insects**. 5. ed. Orlando: Holt, Rinehart and Winston, 1989.
- BUENO, V. H. P. **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. 2. ed. Lavras: UFLA, 2001, 196p.
- BUENO, V. H. P.; BERTI FILHO, E. Controle biológico de insetos com predadores. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 15, p. 41-52, 1991.
- CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. São Paulo: Embrapa Meio Ambiente, 279p, 2003
- CAMPOS, A. R.; GRAVENA, S. Inseticidas, *Bacillus thuringiensis* e artrópodos predadores no controle da lagarta da maçã no algodoeiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.12, p.95-105, 1984.
- CAPPAERT, D. Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- CARVALHO, C.F.; SOUZA, B. Métodos de criação e produção de crisopídeos. In: BUENO, V.H.P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, p.91-109, 2000.
- CLAUSEN, C. P. **Entomophagous insects**. New York: McGraw-Hill, 1940.

CLEMSON UNIVERSITY - USDA Cooperative Extension Slide Series, Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

COSTA, V. A.; BERTI FILHO, E.; SATO, M. E. 2006. Parasitoides e predadores no controle de pragas. In: PINTO, A. S. et al (Ed.). **Controle biológico na prática**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2006.

COSTA E.C. et al. **Entomologia florestal**. Santa Maria: Ed UFSM, 2008.

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**, Londrina, v. 24, n. 2, p. 273-278, 1995.

DEBACH, P. **Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas**. México: Continental, 1968.

DEBACH, P.; ROSEN, D. **Biological control by natural enemies**. Cambridge: Cambridge University Press, 1991.

DELL, J. N. Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

FEDERICI, B. A. Baculovirus pathogenesis. In: MILLER, L. K. (Ed.) **The baculoviruses**. New York: Plenum Press, p. 33-59, 1997.

FEDERICI, B. A. Naturally occurring baculoviruses for insect pest control. In: HALL, F. R.; MENN, J. J. (Ed.). **Methods in biotechnology: biopesticides, use and delivery**. Totowa: Humana Press, v. 5, p. 301-320, 1999.

FRIZZAS, M.R. et al. Avaliação da comunidade de insetos durante o ciclo da cultura do milho em diferentes agroecossistemas. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 2, p. 9-24, 2003.

GALLO, D. et al. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: Biblioteca de Ciências Agrárias/ FEALQ, 2002. v.10.

GODFRAY, H.C.J. **Parasitoids, behavioral and evolutionary ecology**. Princeton: Princeton Univ. Press, 1994, 473p.

GRANADOS, R. R.; FEDERICI, B. A. (Ed.). **The biology of baculoviruses**. Boca Raton: CRC, 1986.

GRAVENA, S.; SANGUINO, J.R.; LARA, J. R. Controle biológico da broca da cana *Diatraea saccharalis* (Fabr. 1794) por predadores de ovos e *Bacillus thuringiensis* Berliner. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Itabuna, v. 9, n. 1, p. 87-95, 1980.

GREATHEAD, D. J.; GREATHEAD, A. H. 1992. Biological control of insect pests by parasitoids and predators. The BIOCAT database. **Biocontrol News and Information**, v. 13, n. 4, p. 61-68.

HAGEN, K. S.; BOMBOSCH, S.; MCMURTRY, J. A. The biology and impact of predators. In: HUFFAKER C. B.; MESSENGER P. S. (Eds.) **Theory and practice of biological control**. New York: Academic Press, p. 93-142, 1976

KOGAN, M. Integrated pest management historical perspectives and contemporary developments.

Annual Review of Entomology, Califórnia, v. 43, n. 1, p. 243-270, 1998.

NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; ZUCCHI, R. A. **Entomologia Econômica**. São Paulo: Livroceres, 1981.

NAKANO, O. **Entomologia econômica**. Piracicaba: [s.ed.]. 2011.

PARRA, J. R. P. et al. **Controle biológico no Brasil**: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, 2002.

PEDIGO, L. P. **Entomology and pest management**. 4. ed. New Jersey: Prentice Hall, 2001.

PICANÇO, M. C.; MOREIRA... **Manejo Integrado de Pragas Agrícolas**. Viçosa, 2003. (Notas de aula).

PICANÇO, M. C. **Manejo Integrado de Pragas Agrícolas**. Viçosa: UFV, 2010.

REIS, L. L.; OLIVEIRA, L. J.; CRUZ, I. Biologia e potencial de *Doru luteipes* no controle de *Spodoptera frugiperda*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília**, v. 23, n. 4, p. 333-342, abr. 1988.

RIQUELME, A. H. **Control ecologico de las plagas de la huerta**. Buenos Aires: INTA, 1997.

ROOT R. B. Organization of a plant-arthropod association in simple and diverse habitats: the fauna of collards (*Brassica oleracea*). **Ecological monographs**, v. 43, p. 95-124, 1973.

RUBERSON, J. Kansas State University, Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

USDA ARS Photo Unit, USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

VALICENTE F. H.; TUELHER E. de S.; BARROS E. C. de. Processo de formulação do *Baculovirus Spodoptera* em Pó Molhável. [s.l.ed]: 2010. Disponível em: <http://www.cnpms.embrapa.br/publicacoes/publica/2010/circular/Circ_156.pdf> Acesso em: 17 ago. 2016.

VAN DRIESCHE, R. G.; BELLOWES JR, T. S. **Biological Control**. New York: Chapman and Hall, 1996.

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

ZAMBOLIM, L. (Ed.). **Manejo Integrado**: doenças, pragas de hortaliças. Viçosa: UFV, 2000.

2 USO DE PRODUTOS MACROBIOLÓGICOS EM PROGRAMAS DE MIP EM HORTALIÇAS

Grazielle Furtado Moreira⁴

Marcelo Poletti³

Os agentes macrobiológicos utilizados no controle biológico de pragas incluem ácaros predadores e insetos predadores e parasitoides. O uso desses agentes é ainda incipiente no país que conta atualmente com seis espécies registradas no Ministério da Agricultura, sendo três de ácaros predadores e três de parasitoides.

Entre os ácaros predadores, as espécies comercializadas atualmente no Brasil são: *Neoseiulus californicus*, *Phytoseiulus macropilis* (Figura 22). *Stratiolaelaps scimitus*. As duas primeiras pertencem à família Phytoseiidae, família de ácaros predadores mais estudados mundialmente que contém mais de 2.500 espécies descritas (DEMITE et al., 2014). *Stratiolaelaps scimitus* pertence à família Laelapidae, subfamília Hypoaspidae, composta por espécies de predadores edáficos de vida livre com aproximadamente 422 espécies descritas (MOREIRA; MORAES, 2015).

Figura 22 – Ácaros predadores, *Phytoseiulus macropilis* e *Neoseiulus californicus*, comercializados atualmente no Brasil.



Fonte: Zawadneak, 2016.

Neoseiulus californicus possuem coloração que varia de palha a amarelo escuro. Alimentam-se preferencialmente de ácaros fitófagos do gênero *Tetranychus* (família Tetranychidae), mas na ausência dessa presa podem se manter no ambiente se alimentando de pólen e de pequenos

¹ Bióloga, Doutora em Entomologia, Coordenadora de desenvolvimento de produtos biológicos.

² Engenheiro Agrônomo, Doutor em Entomologia, Diretor Presidente, Promip Manejo Integrado de Pragas – Estrada Bode Branco, km 02, Bairro Conceição, Caixa Postal 111, CEP: 13.165-000. Engenheiro Coelho-SP.

artrópodes. A espécie *P. macropilis*, de coloração avermelhada, se alimenta exclusivamente de ácaros tetraniquídeos, o que a torna eficiente no controle dessa praga principalmente em grandes infestações. Na ausência da presa tendem a migrar para outras áreas. Suas longas pernas permitem que esses predadores se adaptem bem em folhas com acúleos, como é o caso do tomate, por exemplo, e também nos casos de altas infestações de *Tetranychus urticae* (ácaro rajado) onde há formação de grande quantidade de teias. No Brasil, as duas espécies são registradas para o controle de *T. urticae*, praga importante em diversas culturas incluindo hortaliças.

O ácaro predador *S. scimitus* é generalista se alimentando de insetos, outros ácaros, nematoides e colêmbolas que vivem no solo ou ainda de insetos que passam parte do seu ciclo de vida no solo, como é o caso de pré-pupas e pupas de tripses. No Brasil, é registrado para o controle de *fungus gnats* (*Bradysia* spp.), praga importante em viveiros de mudas.

Entre as três espécies de parasitoides comercializadas atualmente no Brasil, duas delas são registradas para o controle da broca da cana *Diatraea saccharalis*: *Trichogramma galloi* e *Cotesia flavipes*. A outra espécie registrada, o *Trichogramma pretiosum*, é um parasitoide de ovos pertencente à família Trichogrammatidae, que parasita ovos de diferentes espécies de Lepidoptera, sendo algumas delas muito importantes, como pragas de hortaliças.

2.1 CONTROLE BIOLÓGICO APLICADO EM HORTALIÇAS

a) Alface

Nos viveiros de mudas, as alfaces já estão sujeitas ao ataque de pragas. A utilização de substratos para mudas ricos em matéria orgânica é comum encontrarmos atacando as raízes, larvas de *fungus gnats* (*Bradysia* sp.) (Diptera: Sciaridae). As fêmeas adultas, pequenas moscas de coloração preta, depositam seus ovos no substrato próximo as raízes e as larvas de coloração branco-leitosa com a cabeça preta se desenvolvem no solo se alimentando das raízes e levando a um amarelecimento das folhas, principal sintoma do ataque da praga. As pupas permanecem no solo e após a emergência dos adultos elas iniciam um novo ciclo.

Para o controle dessa praga, liberações de 300 ácaros predadores *S. scimitus* por m² tem sido bastante efetivo. Os ácaros devem ser liberados antes do transplântio e nesse caso a dosagem recomendada é baseada na área que essas mudas ocuparão, ou podem ser liberados após o transplântio na mesma dosagem. Bons resultados também têm sido constatados em mudas destinadas a hidroponia, semeadas em espumas fenólicas. A liberação nessas espumas antes do transplântio garante um melhor controle da praga.

Alfaces produzidas em hidroponia têm sido ocasionalmente relatadas com a ocorrência do ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Moraes; Fletchmann, 2008). Nesses casos, a liberação do ácaro predador na quantidade de 20 a 50 predadores por m² tem sido efetivo no controle dessa praga.

b) Brássicas

No cultivo de brássicas (brócolis, couve-flor, repolho, etc.) a principal praga é a mariposa *Plutella xylostella*, conhecida como traça-das-crucíferas. Atacam durante todo o ciclo da cultura – das mudas até o momento de colheita. Os adultos são microlepidópteros de coloração parda e as fêmeas depositam seus ovos na face inferior das folhas, isoladas ou em grupos de dois ou três, que duram de três a quatro dias. As lagartas são de coloração verde-clara se alimentando primeiramente do parênquima das folhas (em galerias no interior da folha) e posteriormente da epiderme na porção inferior da folha. Atingem no máximo de 8 a 10 mm de comprimento. As pupas ficam protegidas por um casulo na face inferior da folha e após cerca de quatro dias emergem os adultos iniciando novo ciclo (GALLO et al., 2002).

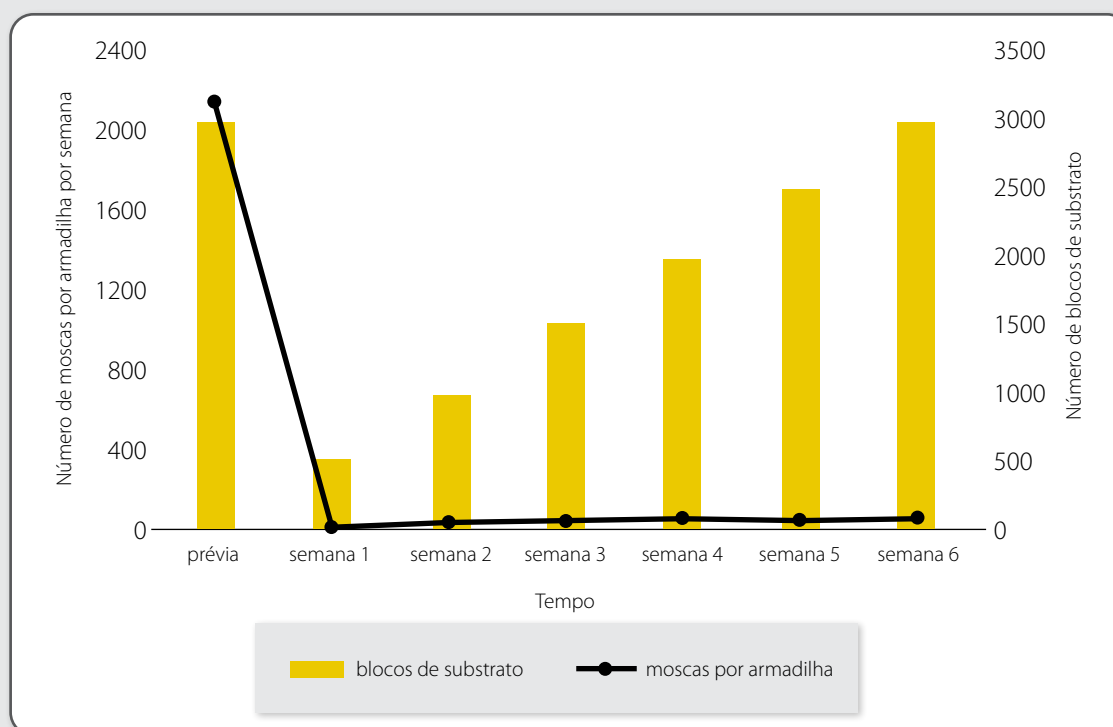
O controle químico dessa traça tem sido dificultado pela resistência da praga a diferentes grupos químicos de inseticidas e pela dificuldade em se atingir o alvo com as pulverizações, principalmente pela localização das lagartas nas plantas. O controle biológico, por sua vez, utilizando *T. pretiosum* tem se mostrado economicamente viável e efetivo no controle dessa praga.

c) Cogumelos

A praga mais importante nos cultivos dos cogumelos champignon, *shiitake* e *shimeji* é o *fungus gnats* (ver descrição da praga no tópico alface). Em cogumelos as larvas desses insetos se alimentam do micélio impedindo a formação dos primórdios e formando galerias nos cogumelos frutificados causando depreciação do produto. Os adultos, apesar de não se alimentarem, são os principais vetores de microrganismos competidores nos cultivos de cogumelo, como por exemplo o fungo *Trichoderma* spp.

A liberação do ácaro predador *S. scimitus* nesses cultivos tem levado a uma diminuição nos danos ocasionados pela praga nos cogumelos, além do aumento da produtividade. As liberações em *shiitake* devem ser feitas nos blocos de substrato tão logo estes estejam abertos na dosagem de 100 predadores por bloco. Após cada choque térmico os predadores devem ser liberados novamente na mesma dosagem. Trabalhos conduzidos em uma propriedade de produção de *shiitake* em Mogi Mirim, São Paulo, demonstrou uma estabilização no número de insetos na área de produção (20 a 50 moscas por armadilha amarela por semana) com o início da liberação dos predadores mesmo com o aumento do número de blocos de produção, sendo o número de insetos bastante inferior ao encontrado antes da liberação dos predadores (média de 2000 moscas por armadilha por semana em salas de produção totalmente infestadas) (Figura 23).

Figura 23 – Número de moscas por armadilha por semana em relação ao número de blocos de substrato de *shiitake* em câmara de cultivo.



Fonte: PROMIP.

Em *champignon* as liberações desses predadores têm sido feitas de forma preventiva logo após a sementeira ou após 12 dias da colocação da terra de cobertura ou ainda nos dois momentos, dependendo do histórico da área e da infestação. A quantidade recomendada em cada liberação é de 100 ácaros predadores por saco de substrato. Estudos realizados em câmaras de produção de *champignon* no município de Jarinu, São Paulo, com liberações do predador sobre a terra de cobertura (Figura 24) levou a um aumento de produtividade (calculada em porcentagem pela massa de cogumelos frescos por massa de substrato úmido) de 16,95 para 21,64%.

Figura 24 – Liberação do ácaro predador sobre a terra de cobertura do cogumelo *champignon*.



Fonte: Poletti, 2016.

d) Morango

Uma das principais pragas do morangueiro é o ácaro rajado *T. urticae*. Esses ácaros pragas são favorecidos pelo clima seco e em grandes infestações tecem teias que facilitam sua dispersão. Possuem coloração esverdeada, com um par de manchas laterais escuras, mas são mesmo reconhecidos pela produção de teias, facilmente identificada pelos produtores. As folhas ficam amareladas e o ataque inicial ocorre em reboleiras (MORAES; FLETCHMANN, 2008) (Figura 25).

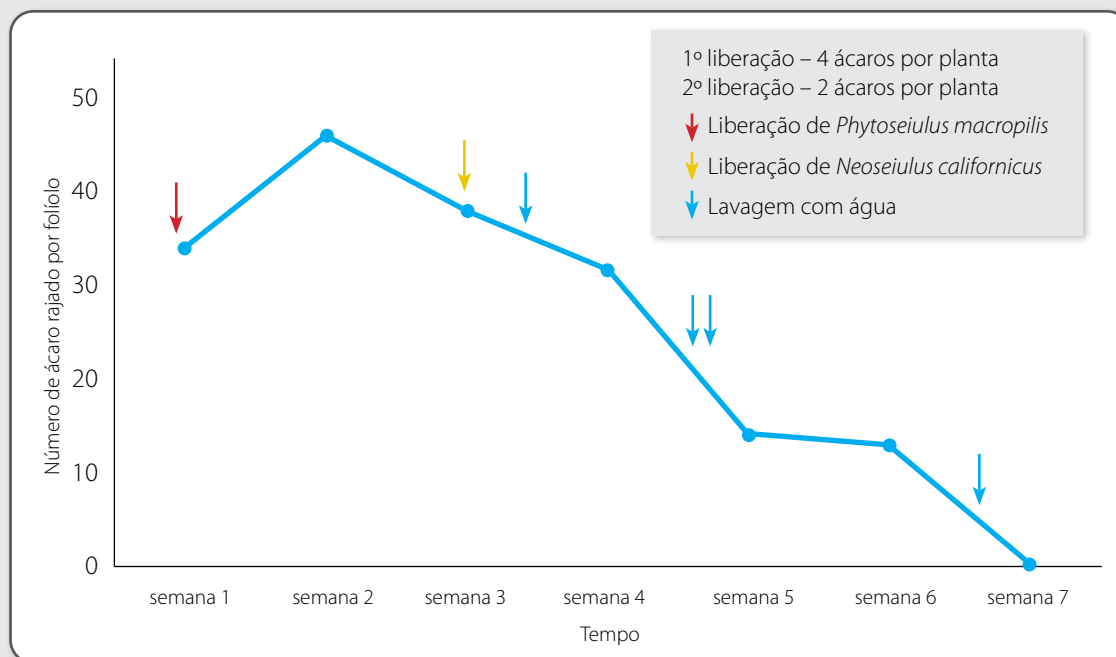
Figura 25 – Início da infestação do ácaro rajado (*Tetranychus urticae*) em morangueiro.



Fonte: Poletti, 2016.

O controle pode ser feito com a utilização dos ácaros predadores *N. californicus* e *P. macropilis*. Em trabalho realizado no município de Bom Repouso, sul de Minas Gerais, na variedade Aromas com alta infestação de ácaro rajado (média de 34 ácaros rajado por folíolo), foram liberadas as duas espécies de predadores. Primeiramente foram liberados uma média de quatro ácaros da espécie *P. macropilis* por planta e após três semanas com a diminuição da infestação foram liberados uma média de dois predadores por planta da espécie *N. californicus*. Juntamente com as liberações, outra estratégia adotada pelo produtor foi a lavagem da lavoura com água de uma a duas vezes por semana na quantidade de 1.000 L de água para cada 10.000 plantas no período da manhã em dias ensolarados. Essa tática desfavorece a praga que prefere ambientes secos e favorece a multiplicação de predadores que preferem ambientes úmidos. Após três semanas da primeira liberação a infestação foi reduzindo progressivamente até o total desaparecimento da praga, na 7ª semana (Figura 26).

Figura 26 – Liberação de *Phytoseiulus macropilis* e *Neoseiulus californicus* em lavoura de morango infestada com ácaro rajado.



Fonte: PROMIP, 2016.

e) Solanáceas

As solanáceas como tomate, pimentão e berinjela são atacadas por diferentes pragas durante todas as etapas do cultivo. Essa grande quantidade de pragas por muitas vezes acaba desfavorecendo o uso do controle biológico já que a quantidade de inseticidas utilizados nesses cultivos é considerável e com pulverizações semanais.

Uma das pragas mais importantes por se tratar de um transmissor de viroses são os tripses, pequenos insetos (0,5 a 13 mm) que atacam diversas plantas cultivadas. A retirada de seiva provoca descoloração das folhas e o ataque nos frutos novos impede o seu desenvolvimento (GALLO et al., 2002).

Apesar de ainda não registrado no Brasil, o percevejo predador *Orius insidiosus* tem sido utilizado no mundo inteiro para o controle dessa praga. Um indivíduo adulto de *O. insidiosus* pode se alimentar de 5 a 20 tripses por dia e as fêmeas chegam a produzir uma média de 60 ovos durante o seu desenvolvimento se alimentando desses insetos (BUENO, 2009). Esse predador vem sendo empregado com sucesso no controle de tripses em plantios comerciais de flores e hortaliças em cultivos protegidos e em programas de MIP, especialmente nos EUA, no Canadá e na Europa.

As solanáceas também são frequentemente atacadas pelo ácaro rajado. No caso de plantas com acúleos nas folhas como o tomateiro, a espécie de predador liberado é *P. macropilis* que devido a suas longas pernas consegue caminhar com maior facilidade sobre esses acúleos. A liberação de 50 predadores por m² em médias infestações tem garantido um bom controle da praga.

Os frutos dos tomates são frequentemente atacados pela traça do tomateiro *Tuta absoluta*, pequenas mariposas de coloração cinza e a broca grande do fruto *Helicoverpa zea*, cujas lagartas perfuram o fruto e destroem a polpa. O controle dessas duas pragas pode ser feito com a liberação de *T. pretiosum*, logo no início da floração.

2.2 COMPATIBILIDADE COM OUTROS MÉTODOS DE CONTROLE

O grande número de pragas que ocorrem nas diferentes hortaliças cultivadas dificulta o controle biológico, tanto pela falta de um inimigo natural generalista que se alimente de uma gama maior de pragas, mas principalmente pela compatibilidade dos organismos comercializados com diferentes produtos fitossanitários registrados para as diferentes culturas.

Em relação aos ácaros predadores, *N. californicus* é compatível com a maioria dos inseticidas comercializados enquanto *P. macropilis* é mais suscetível a esses produtos. A utilização de *T. pretiosum* é um pouco mais fácil no que diz respeito ao manejo químico, já que o maior tempo de desenvolvimento desses inimigos naturais é dentro do ovo da mariposa. Sabendo que o parasitismo ocorre principalmente nas 48 horas após a emergência dos adultos, produtos químicos aplicados após 48 horas da liberação do parasitoide podem ter um efeito mínimo sobre *T. pretiosum* desde que o residual dos mesmos não seja grande.

2.3 CONTROLE DE QUALIDADE DOS PRODUTOS MACROBIOLÓGICOS

O sucesso de programas de controle biológico de pragas está diretamente relacionado à qualidade do material liberado em campo. Na Europa, a preocupação com a qualidade dos agentes de controle biológico intensificou-se a partir de 1994 com as recomendações criadas pela Comunidade Europeia e IOBC (International Organization for Biological Control of Noxious Animals and Plants) (MORAES et al., 2009).

O controle de qualidade para macrobiológicos inclui aspectos quantitativos e qualitativos. Em relação aos aspectos quantitativos, toda embalagem comercial deve conter o número de indivíduos indicados no rótulo do produto. Já nos aspectos qualitativos, as empresas devem assegurar que os seus produtos estejam dentro dos padrões de qualidade que incluem: parâmetros reprodutivos favoráveis, capacidade de voo no caso dos insetos, razão sexual, capacidade de parasitismo no caso de parasitoides, entre outros (VAN LENTEREN, 2009). A presença de contaminantes, que podem ser inimigos naturais dos agentes introduzidos ou outros grupos de organismos não desejáveis também deve ser avaliada pelo fabricante bem como a identificação taxonômica periódica dos organismos produzidos.



REFERÊNCIAS

- BUENO, V. H. P. **Controle biológico de pragas**: Produção Massal e Controle de qualidade. 2. ed. Lavras: Editora UFLA, 2009.
- DEMITE, P. R.; McMURTRY, J. A.; MORAES, G. J. Phytoseiidae database: a website for taxonomy and distribution information on phytoseiid mites (Acari). **Zootaxa**, v. 3795, p. 571-577, 2014.
- GALLO, D. et al. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002.
- MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de acarologia**. Ribeirão Preto: Holos, 2008.
- MORAES, G. J.; BELLINI, M. R.; POLETTI, M. Qualidade dos ácaros predadores fitoseídeos para uso em controle biológico. In: BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas**: produção massal e controle de qualidade. Lavras: Editora UFLA, 2009. p. 297-310.
- MOREIRA, G. F.; MORAES, G. J. The potential of free-living Laelapid mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: CARRILO, D.; MORAES, G.J.; PEÑA, J.E. (Eds.). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. London, p. 77-102, 2015.
- VAN LENTEREN, J. C. Controle de qualidade de agentes de controle biológico produzidos massalmente. In: BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas**: produção massal e controle de qualidade. Lavras: Editora UFLA, 2009. p. 311-337.

3 CONTROLE BIOLÓGICO COM PARASITOIDES

Alexandre de Sene Pinto⁴

Bruno Marin Arroyo⁵

Dentro da entomologia, associa-se o termo parasitoide ao inseto que parasita um hospedeiro, completa o seu ciclo em um único organismo e usualmente o mata. Suas larvas exibem o hábito parasítico e os adultos são de vida livre.

Os parasitoides estão, em sua maioria, dentro da Ordem Hymenoptera, e poucos na Ordem Diptera (Família Tachinidae). Atacam e se desenvolvem em todos os estágios dos insetos, ou seja, ovo, larva (ninfã), pupa e adulto.

Neste capítulo será detalhado de forma mais específica alguns exemplos de parasitoides, como:

- *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma galloi* (Hymenoptera, Trichogrammatidae);
- *Habrobracon hebetor* (Hymenoptera, Braconidae);
- *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae);
- *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae);
- *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Scelionidae);
- *Trissolcus basalis* (Hymenoptera: Scelionidae).

3.1 PARASITOIDES

a) *Trichogramma pretiosum*

O parasitoide *T. pretiosum* (Figura 27) é uma microvespa (micro himenóptero) com tamanho aproximado de 0,25 mm, sua característica é parasitar ovos de lepidópteros-praga da agricultura (grãos e hortifrutícolas). Essas vespas são parasitoides de ovos e possuem um ciclo curto. Dos ovos parasitados nascem novas vespas no lugar de lagartas.

Devido à sua associação parasitando ovos de inúmeras espécies de pragas, esse gênero tornou-se o grupo de insetos mais comumente utilizado em diversos países para o controle biológico. Sem dúvidas, é hoje o parasitoide mais estudado no mundo, pois a área tratada com vespas do gênero *Trichogramma* pode chegar a 31 milhões de hectares no mundo. Existe um grande potencial para sua utilização no controle de pragas das grandes culturas, que sofrem ataques de várias espécies de lagartas, por exemplo, família Noctuidae (Figura 28) - *Helicoverpa* sp., além do complexo *Spodoptera*. *Helicoverpa armigera* possui uma vasta lista de plantas hospedeiras e tem causado grandes perdas de produtividade e qualidade em tomate.

⁴ Diretor de Pesquisa e Desenvolvimento – BUG Agentes Biológicos S/A.

⁵ Coordenador de Pesquisa e Desenvolvimento – BUG Agentes Biológicos S/A.

Figura 27 – *Trichogramma*, uma microvespa utilizada no controle de pragas na agricultura.



Fonte: Oliveira, 2009.

Figura 28 – Lagartas *Helicoverpa armigera* (a) e *Spodoptera frugiperda* (b) presente em cultivos de hortifrutícolas (HF) causando desfolha.



Fonte: Litholdo, 2015.

Algumas espécies de Noctuidae não se restringem apenas às grandes culturas, elas se fazem presentes em produções de hortifrutícolas, como a lagarta-falsa-medideira, lagartas do complexo

Spodoptera, *Helicoverpa zea* e *H. armigera*. Há também presença de traças como *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) na cultura do tomate, entre outras, onde *T. pretiosum* atua e apresenta bons resultados no seu controle (Figura 29).

Figura 29 – *Trichogramma pretiosum* parasitando ovo de *Chrysodeixis includens* (lagarta-falsa-medideira).



Fonte: Oliveira, 2014.

As vespas do gênero *Trichogramma* podem ser grandes aliadas no controle destas pragas nas culturas, de forma sustentável e eficaz. Há uma variedade de pragas em diferentes culturas com bons resultados de controle por meio da utilização de *Trichogramma* (Tabela 3).

Tabela 3 – Culturas e pragas-alvo do gênero *Trichogramma*.

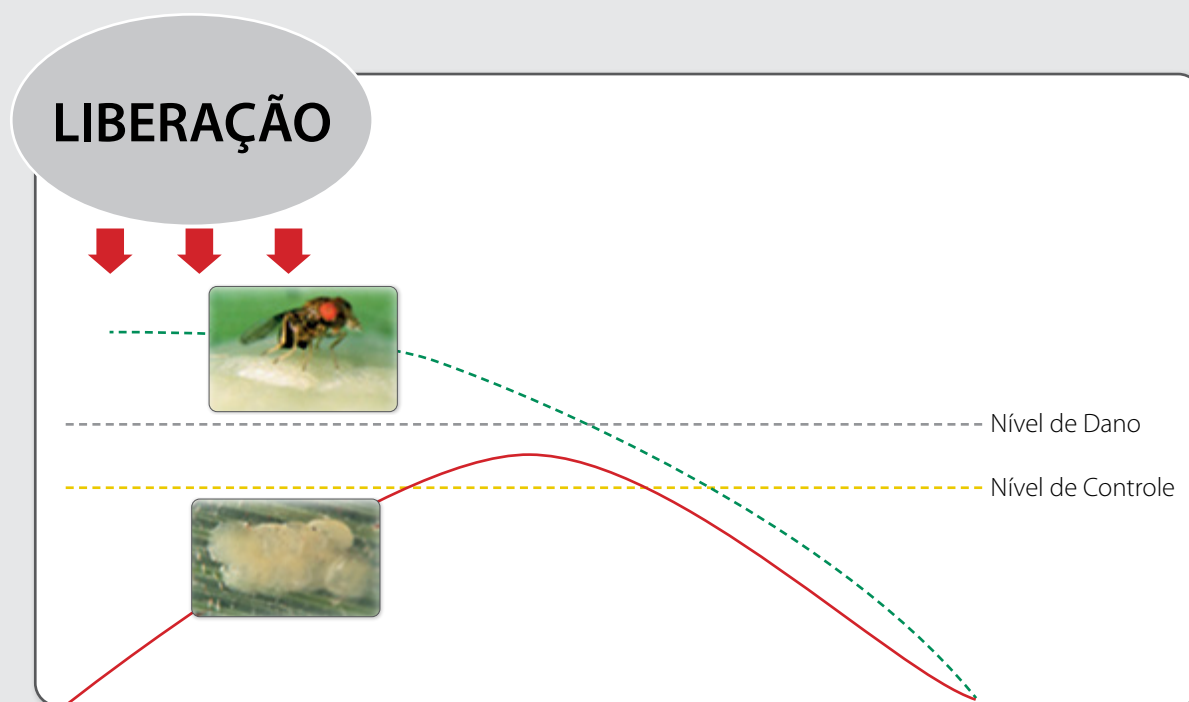
Cultura	Pragas alvo
Maracujá	<i>Agraulis vanillae</i> (lagarta-das-folhas) e <i>Dione juno juno</i> .
Ervilha	<i>Agrotis</i> sp. (lagarta-rosca).
Milho	<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-do-cartucho) e <i>Helicoverpa zea</i> (lagarta-da-espiga).
Tomate	<i>Helicoverpa zea</i> (lagarta-da-espiga-do-milho), <i>Helicoverpa armigera</i> , <i>Neoleucinodes elegantalis</i> (broca-pequena) e <i>Tuta absoluta</i> (traça-do-fruto).
Repolho	<i>Plutella xylostella</i> (traça).
Mandioca	<i>Erinnyis ello</i> (mandarová-da-mandioca).

Fonte: BUG Agentes Biológicos, 2016.

Quando liberar?

O parasitoide, por agir nos ovos das pragas, deve ser liberado logo no período vegetativo da cultura, assim que aparecerem as primeiras mariposas na lavoura e/ou nas armadilhas de monitoramento (Figuras 30 a 33). A ideia é instalar o parasitoide na cultura para que ele possa se multiplicar e continuar controlando ao longo da safra.

Figura 30 – Os parasitoides são de ciclo curto, ou seja, depois que liberados temos uma nova geração de parasitoide nascendo na área, geralmente a cada 7 dias após sua liberação.



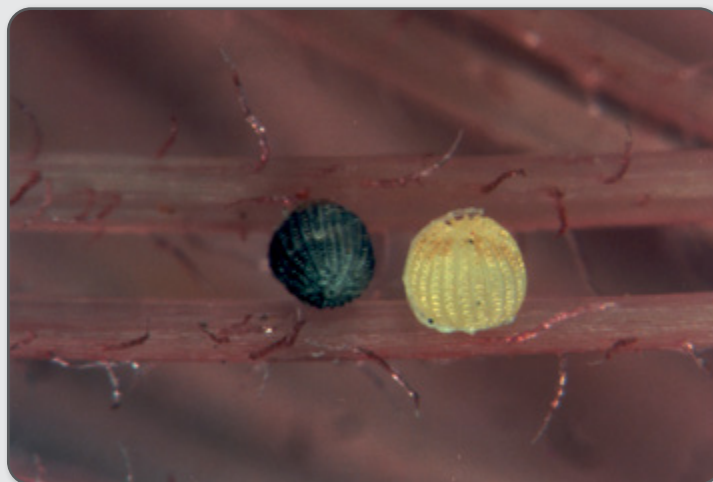
Fonte: Pinto, 2009.

Figura 31 – Postura de *Diatraea saccharalis* parasitada por *Trichogramma galloi*.



Fonte: Oliveira, 2007.

Figura 32 – Ovo de *Helicoverpa zea* parasitado por *Trichogramma pretiosum*: quando parasitado adquire a coloração preta.



Fonte: Oliveira, 2009.

Figura 33 – Momento do nascimento de *Trichogramma* após o ovo ter sido parasitado no campo.



Fonte: Oliveira, 2009.

Quanto devo liberar?

Por meio de experimentos e estudos, verificou-se uma maior eficiência com a realização de três liberações no período vegetativo das culturas. E quando se julgar necessário mais uma ou duas no período reprodutivo. Para cada cultura a quantidade indicada de liberação de *Trichogramma* é variável.

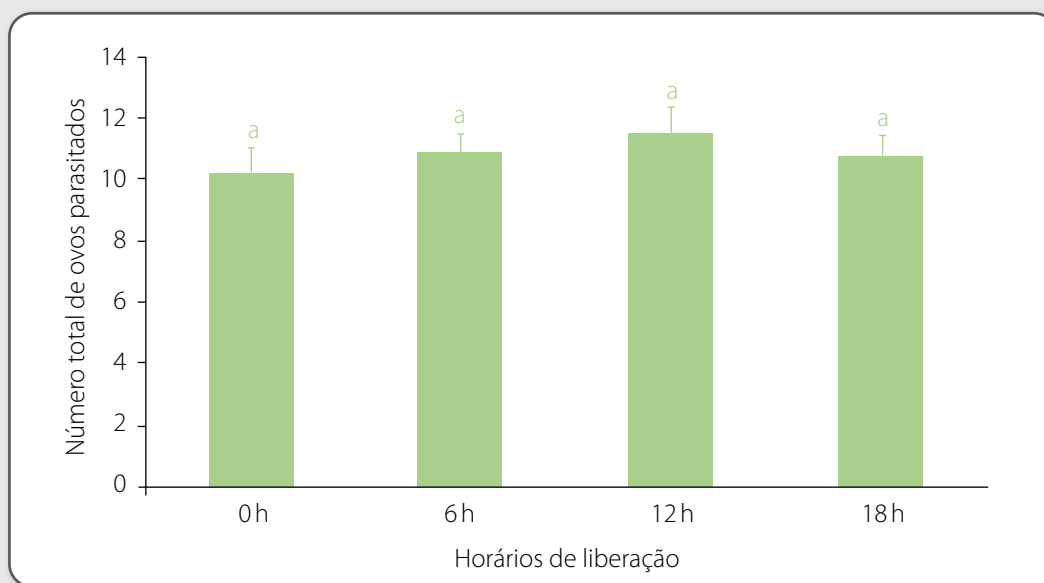
As liberações são feitas respeitando um intervalo de 7 a 10 dias entre uma e outra após a realização da primeira. No caso de cultivo de tomate e outras hortifrutícolas, o intervalo das liberações ocorre entre 3 e 5 dias.

Que horário posso realizar a liberação?

O horário não é um dos fatores limitantes para liberação das vespas de *Trichogramma*, apenas é recomendado que durante a liberação o material esteja acondicionado em temperatura ambiente e protegido do sol intenso.

Trabalhos e pesquisas realizados demonstraram que o horário de liberação não influencia na atuação de *Trichogramma* no campo. É apenas aconselhável que, caso a liberação ocorra nos períodos mais quentes, as cartelas fiquem protegidas de sol intenso e acondicionadas em temperatura ambiente (Figura 34).

Figura 34 – Influência do horário de liberação na atuação do *Trichogramma* no campo.



Fonte: Vasconcelos, 2009.

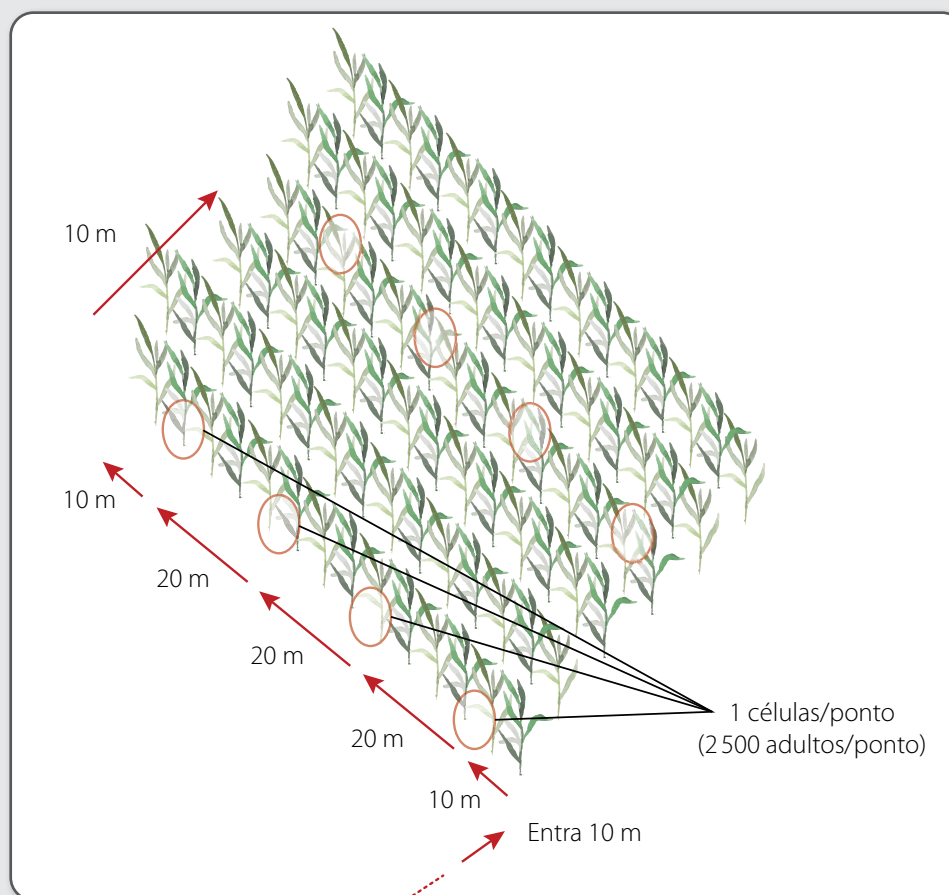
Como realizar as liberações?

As vespas de *Trichogramma* vêm ainda na fase de ovos, em cartelas de 48 células que corresponde a 1 hectare, contendo em sua embalagem uma data provável de nascimento, pois a temperatura ambiente reflete no atraso ou adiantamento do nascimento das vespas. É necessário prestar atenção ao manusear a cartela, pois os ovos vêm soltos no meio das células. Portanto, é aconselhável, ao destacar, pressionar as cartelas apenas nos seus pontos de apoio.

É aconselhável que, assim que as cartelas cheguem à propriedade, seja destacada uma célula para verificar a data real de seu nascimento. Assim que as primeiras vespas começarem a nascer o material estará pronto para ser utilizado no campo.

Caso não seja possível realizar a liberação na data provável de nascimento, armazenar as cartelas um dia antes em geladeira ou câmara climatizada (do tipo BOD) ajustada em aproximadamente 10-12°C. A esta temperatura o material pode ser armazenado entre 5 e 8 dias sem causar danos às vespinhas que estão prestes à emergir. Assim que nascem, as vespas de *Trichogramma* saem automaticamente pelos orifícios laterais presentes nas células da cartela. As células são destacadas uma a uma das cartelas, em seguida são distribuídas na área respeitando o caminhamento, sendo assim liberadas 100 mil vespas/ha, distribuídas em 48 pontos (Figura 35).

Figura 35 – Forma correta de caminhar durante a liberação de *Trichogramma pretiosum*.



Fonte: Pinto, 2009.

b) *T. pretiosum* como controlador de pragas em tomate e hortaliças

O tomateiro (*Lycopersicon esculentum*) é plantado em diversas regiões brasileiras. Considerada uma cultura de alto risco, devido a infestação por inúmeras pragas, independente da finalidade, seja para mercado ou indústria (SOUZA; REIS, 2003). Entre elas, os lepidópteros listados a seguir merecem destaque, sendo eles: a traça-do-tomateiro (*Tuta absoluta*), broca-grande (*Helicoverpa zea*), lagarta-militar (*Spodoptera frugiperda*) e broca-pequena (*Neoleucinodes elegantalis*), pois a ocorrência desses insetos é registrada em todo território nacional, sempre em altas infestações. Geralmente ocorre durante todo o ciclo da cultura, danificando todas as partes da planta, com exceção das raízes (PRATISSOLI; PARRA, 2000; PRATISSOLI et al., 2003a; SOUZA; REIS, 2003).

O controle de *T. absoluta* por meio de inseticidas muitas vezes não tem promovido reduções satisfatórias, permitindo o aumento populacional da praga e de seus danos (PRATISSOLI; PARRA, 2001). Além de aumentar o risco de contaminações e problemas com intoxicação dos usuários, que muitas vezes não utilizam de maneira segura, principalmente sem uso de EPIs. Medidas alternativas para seu manejo têm sido investigadas e o controle biológico tem-se mostrado promissor, principalmente por meio da liberação de parasitoides do gênero *Trichogramma* (PRATISSOLI; PARRA, 2001; HAJI et al., 2002; PRATISSOLI et al., 2003a) que têm comprovada eficiência no controle de pragas, sobretudo aquelas pertencentes à ordem Lepidoptera (ZUCCHI; MONTEIRO, 1997).

O gênero *Trichogramma* pode ser um grande aliado no controle destas pragas. Por exemplo, *Tuta absoluta*, a traça-do-tomateiro, é considerada uma das mais importantes pragas do tomateiro. A traça pode atacar brotações novas, ramos e principalmente o fruto. De alto potencial de reprodução, uma fêmea chega a colocar 450 ovos durante a sua vida. As lagartas eclodem e começam a minar a folha ou furar os frutos e a partir daí o controle químico é muito difícil (Figura 36).

Torna-se mais importante ainda quando ataca o fruto, tornando-o inviável. Devido a estes fatores, o controle biológico através de *T. pretiosum* vem sendo uma ótima opção no controle de ovos dessa praga, evitando assim o dano à cultura.

H. zea e *H. armigera*, no caso do tomate, atacam diretamente os frutos. Da família Noctuidae, essas mariposas depositam seus ovos nas folhas, e logo após a eclosão, as lagartas penetram no fruto. Por atacar outras culturas, torna-se ainda mais importante, pois migra em diferentes épocas do ano para áreas de tomate. A espécie de *Trichogramma* para o controle dessa praga é *T. pretiosum*, a mesma utilizada para controlar as demais lagartas que ocorrem no tomate.

Broca-pequena (*Neoleucinodes elegantalis*): praga de difícil controle, pela característica de suas posturas. Elas são colocadas embaixo das sépalas; as lagartas eclodem e entram no fruto sem ficarem expostas. As aplicações dificilmente atingem a praga nesse local. É uma praga que pode ser controlada através do parasitoide. As liberações devem ser feitas logo no início da ocorrência de ovos.

O ideal é liberar o parasitoide na cultura duas vezes por semana com o intuito de manter as vespas aptas para o parasitismo a semana inteira. Os parasitoides são de ciclo curto, ou seja, depois de liberados, haverá uma nova geração de parasitoides nascendo na área em torno de 7 dias. Os intervalos entre as liberações devem ser de 3 a 5 dias; duas liberações semanais (Figura 37).

- As cartelas de liberação são divididas em 48 células. Essas células devem ser distribuídas na área homogeneousmente. O caminhamento para distribuição dos pontos vai depender do tamanho da estufa ou do campo a ser liberado.
- Logo que o material chega, deve-se retirar uma célula para confirmar o nascimento na data que estará colada na embalagem.
- Os parasitoides podem ser levados para o campo logo que nascem ou no dia seguinte.
- A partir daí, é só distribuir as células, destacando-as e deixando-as sobre as folhas ou mesmo no chão; o parasitoide sairá pelos furos laterais que se abrem com a quebra da cartela.

Figura 36 – *Trichogramma pretiosum* parasitando ovo de *Tuta absoluta*.



Fonte: Oliveira, 2005.

- Os inseticidas devem ser utilizados da seguinte maneira: após a liberação dos parasitoides deve-se manter a área pelo menos 2 dias sem aplicar, depois pode entrar com a pulverização. E após a pulverização, deve-se aguardar 2 dias para fazer outra liberação; isso preserva os adultos liberados e aumenta a eficiência do parasitoide no campo.
- Para utilização em estufa com mais de 1000 metros, recomenda-se a liberação da cartela contendo os 48 pontos, para estufas menores a cartela contendo 24 pontos já é suficiente, inicia-se a liberação nas linhas das beiradas realizando a distribuição da forma mais homogênea possível, conseguindo assim, melhoria na distribuição e uniformidade do parasitoide na área, facilitando assim sua atuação (BUG, 2016).

Logo após o plantio das mudas é recomendado começar as liberações e o mesmo segue até próximo da colheita das últimas pencas.

Figura 38 – Cartela de papelão com 48 partes descartáveis (células) (a e c). Dentro de cada cartela existem entre 50 e 100 mil ovos com vespas. Pequenos orifícios permitem a saída das vespas (b), que atacam colocando seus próprios ovos nos ovos das pragas (e) as células devem ser posicionadas entre as folhagens das plantações (d), a cada 10 ou 20 metros dependendo da cultura.

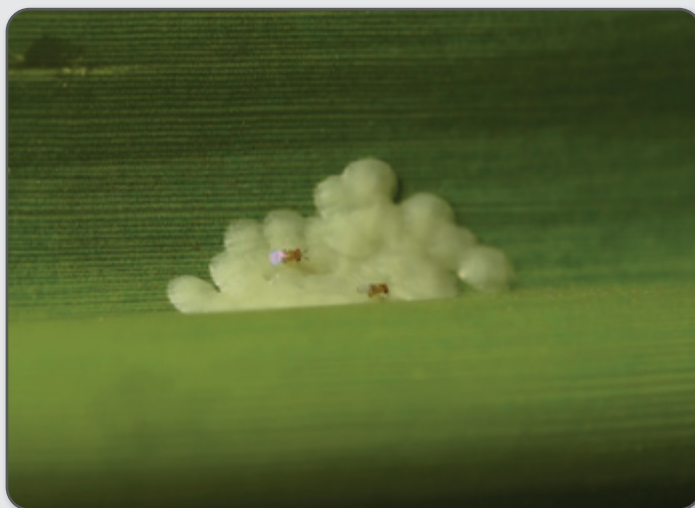


Fonte: Oliveira, 2010 e 2013.

c) *Trichogramma galloi*

O parasitoide de ovos *T. galloi* (Figura 39) se assemelha muito ao *T. pretiosum*, mais específico ao controle da *Diatraea saccharalis* (Figura 40). Porém, infestações podem ocorrer também em cultivos de milho. As larvas das vespas se alimentam do conteúdo dos ovos, matando a lagarta e originando mais vespas.

Figura 39 – Vespinhas de *Trichogramma galloi* sobre postura da broca-da-cana.



Fonte: Oliveira, 2014.

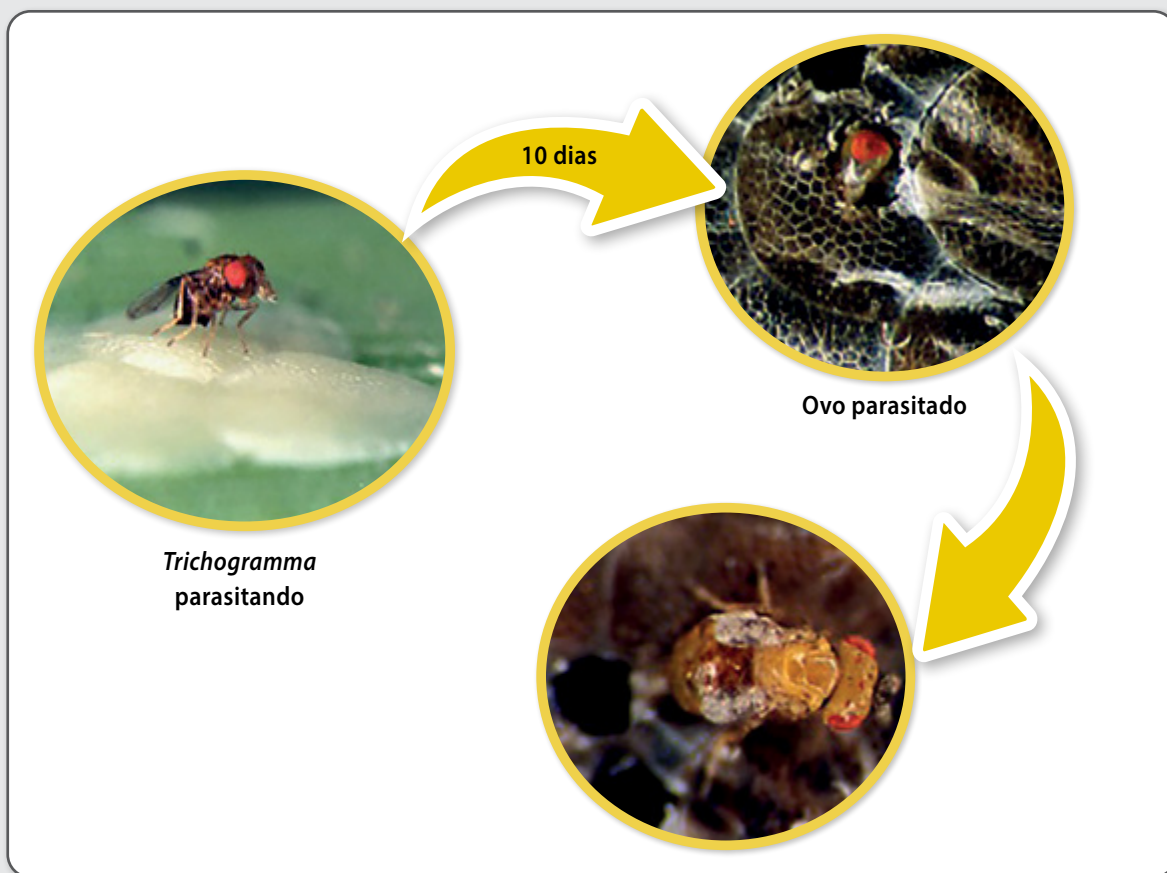
Figura 40 – Vespinha de *T. galloi* em detalhe parasitando ovo da broca-da-cana.



Fonte: Oliveira, 2014.

O fato de parasitar ovo (Figura 41 e 42) permite o controle da praga antes mesmo dela causar o dano. Por isto, é altamente eficiente para a diminuição imediata da população da praga. Isso ocorre na mesma safra em que são liberados. Atualmente, no Brasil, essa tecnologia está sendo aplicada em aproximadamente 500 mil hectares por ano.

Figura 41 – Esquema ilustrando ciclo do *Trichogramma* após parasitar o ovo da praga no campo, 10 dias após o parasitismo uma nova vespa sai do ovo parasitado.



Fonte: Pinto, 2011.

Figura 42 – Postura não parasitada (em cima) e parasitada com coloração preta (embaixo) da broca-da-cana por *Trichogramma galloi*.



Fonte: Oliveira, 2011.

d) *Habrobracon hebetor*

O ectoparasitoide *H. hebetor* (Hymenoptera: Braconidae) (Figura 43) é conhecido por parasitar lagartas de lepidópteros-praga de produtos armazenados, tais como *Anagasta kuehniella* (traça-da-farinha), *Corcyra cephalonica* (traça, traça-do-arroz), *Ephestia cautela* (traça-do-cacau), *Galleria mellonella* (traça-grande-da-cera), *Plodia interpunctella* (traça-indiana-da-farinha) e *Sitotroga cerealella* (traça-dos-cereais) (Lepidoptera: Pyralidae) (WOOL; BROWER; KAMIN-BELSKY, 1987; PARRA et al., 1989; BROWER; PRESS, 1990; CLINE; PRESS, 1990; SAXENA; PONNUSAMY; IQUEBAL, 2012).

Entretanto, *H. hebetor* é citado parasitando lepidópteros praga em campo, como *H. armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e *Pectinophora gossypiella* (lagarta-rosada) (Lepidoptera: Gelechiidae) (OBALE et al., 1995; SAXENA; PONNUSAMY; IQUEBAL, 2012) e em laboratório parasita diversas espécies de lepidópteros de importantes culturas (MAGRO; PARRA, 2001).

Sua utilização em armazéns de fumo na região sul do Brasil tem gerado resultados interessantes no controle da traça *Ephestia elutella*.

Figura 43 – O ectoparasitoide *Habrobracon hebetor* é comumente utilizado no controle de traças em armazéns.



Fonte: Oliveira, 2010.

e) *Telenomus podisi*

É uma vespinha utilizada no controle de ovos dos principais percevejos pragas da soja. Os adultos desse parasitoide são vespinhas de coloração preta brilhante de aproximadamente 1 mm de comprimento, que se desenvolvem de ovo a adulto dentro dos ovos do hospedeiro, completando seu ciclo num período de 10 a 12 dias. O parasitismo por estes inimigos naturais pode ser notado facilmente pela mudança na coloração das posturas, de tonalidade clara passando para escura. Logo após a emergência, as fêmeas são copuladas e saem em busca de novas posturas para colocar

seus ovos. Existe uma associação preferencial de *Telenomus podisi* a ovos do percevejo-marrom (*Euschistus heros*) (Figura 44). Esse parasitoide ocorre naturalmente na cultura da soja, parasitando os ovos dos percevejos.

Figura 44 – Percevejo-marrom *Euschistus heros*, tem aumentado sua incidência na cultura da soja com grande dificuldade de controle através do uso de inseticidas.



Fonte: Oliveira, 2005.

O controle biológico desta praga tem se mostrado eficiente. Com uma boa dispersão no campo aliado à sua eficácia, a recomendação é que sejam realizadas duas liberações, sendo liberadas 5.000 vespinhas por hectare, distribuídas em 12 pontos/ha em área total.

Telenomus podisi parasitoide de ovos de percevejo, tem preferência por ovos de *E. heros* mas atua em outras espécies de percevejos-praga (Figura 45 e 46) como o percevejo-barriga-verde, praga crescente no milho.

Figura 45 – *Telenomus podisi* parasitoide de ovos de percevejo.



Fonte: Oliveira, 2014.

Figura 46 – Momento da eclosão da vespinha do ovo de percevejo parasitado.



Fonte: Oliveira, 2007.

O objetivo do controle biológico, nesse caso, é a liberação de mais vespinhas para incrementar as populações já existentes, aumentando assim a eficiência no combate aos percevejos.

Nestes casos de parasitoides, o objetivo é fornecer grandes números de insetos (liberações inundativas) para que o agricultor tenha uma resposta de controle bastante rápida. É o chamado controle biológico aplicado.

f) *Telenomus remus*

O adulto da vespinha *Telenomus remus* tem aproximadamente 0,5 mm de comprimento e apresenta uma coloração preta; é um dos parasitoides com maior eficácia no parasitismo de ovos de *S. frugiperda* (Figura 47).

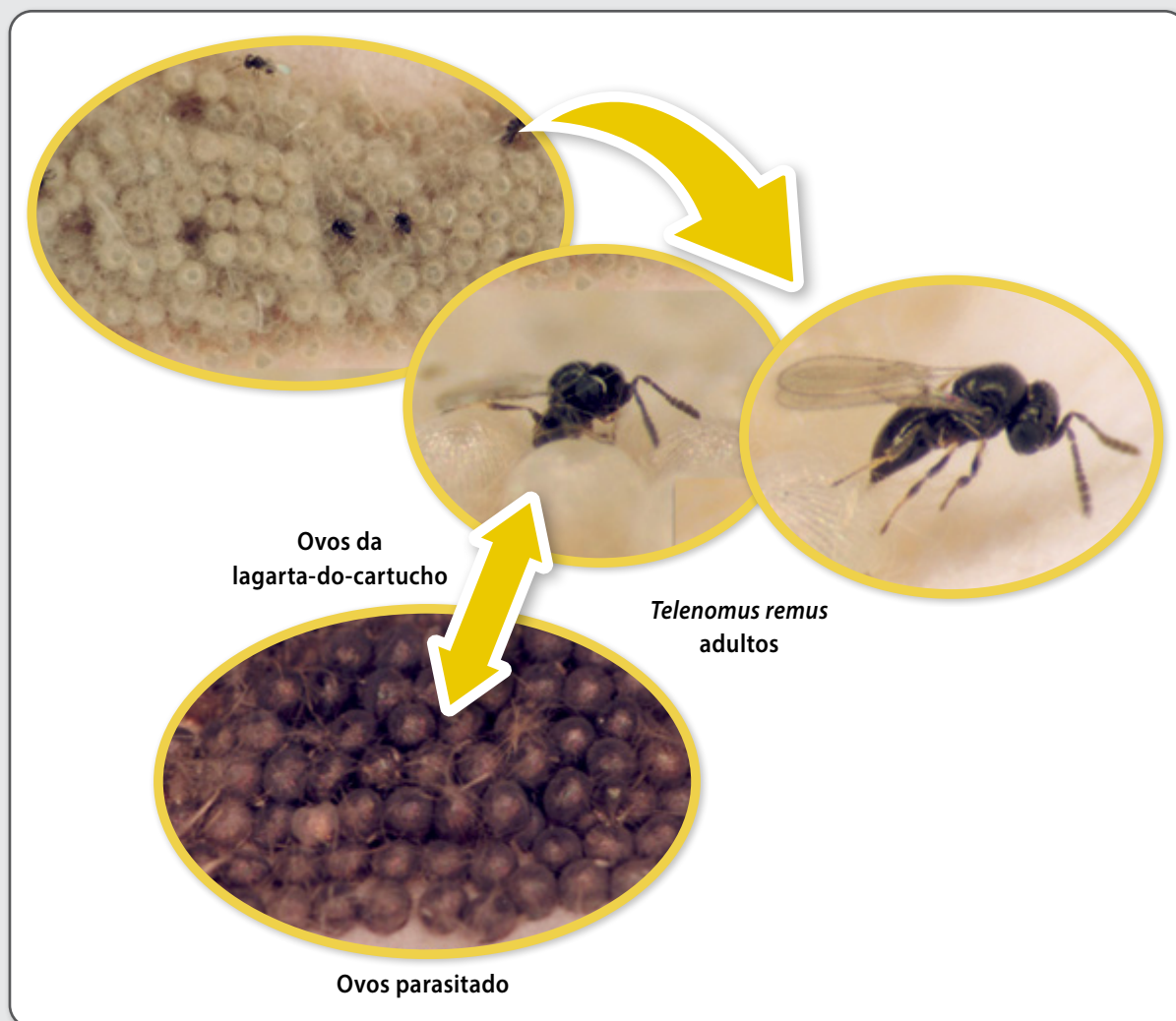
Seu período de desenvolvimento é de aproximadamente 10 dias depois do parasitismo dos ovos, estimando que uma fêmea seja capaz de parasitar mais de 200 ovos durante seu ciclo de vida. Uma das suas vantagens é que este parasitoide consegue parasitar ovos que estão nas camadas inferiores da postura (Figura 48).

Figura 47 – Adulto de *Telenomus remus* efetuando parasitismo em ovos da lagarta-do-cartucho.



Fonte: Oliveira, 2007.

Figura 48 – Parasitismo dos ovos de *Spodoptera frugiperda* por *Telenomus remus*, após o ovo estar parasitado após alguns dias ele adquire a cor preta, dali novas vespinhas irão nascer.



Fonte: Oliveira; Pinto, 2007.

g) *Trissolcus basal*

O microimenóptero parasitoide de ovos de percevejos *Trissolcus basal* (Figura 49) apresenta ampla distribuição, sendo citado como parasitoide polífago na Europa, Ásia, África, Américas do Norte e do Sul. No Brasil *T. basal* foi encontrado pela primeira vez em meados de 1979 na região de Londrina-PR, parasitando ovos de *Nezara viridula*.

Na cultura da soja, *T. basal* já foi constatado ocorrendo naturalmente em ovos de sete espécies de percevejo da família Pentatomidae. Mostrando-se, entretanto, preferencialmente associado a *N. viridula*, sendo responsável por cerca de 98% do parasitismo de ovos que ocorre nessa espécie.

A questão de dispersão, biologia e comportamento no parasitismo são semelhantes ao *T. podisi*, parasitoide já citado anteriormente.

Figura 49 – *Trissolcus basal*, vespinha parasitoide de ovos de percevejo. Importante agente controlador de *Nezara viridula*.



Fonte: Oliveira, 2005.

h) *Cotesia flavipes*

Parasitoide importado utilizado no controle da broca-da-cana (*Diatraea saccharalis*). *Cotesia flavipes* (**Figura 50**) foi introduzido no Brasil em 1974 e se destaca em diversos locais pela eficiência no controle de *D. saccharalis*. Nos últimos anos, este parasitoide reduziu as perdas, que eram da ordem de 100 milhões de dólares por ano, para 20 milhões de dólares por ano, para São Paulo, devido à redução de intensidade de infestação que era próximo a 10% e que hoje está em cerca de 2%.

Figura 50 – *Cotesia flavipes* parasitando lagarta de *Diatraea saccharalis*.



Fonte: Oliveira, 2006.

C. flavipes é um parasitoide de lagarta, atualmente cerca de 3,5 milhões de hectares são tratados ao ano com esta vespinha. É realizado o levantamento do índice de infestação, para iniciar a liberação do parasitoide (Figura 51 e 52) este índice deve ser a partir de 800 – 1.000 lagartas/ ha ou na amostragem hora/homem este índice passa a ser de 10 lagartas hora/homem.

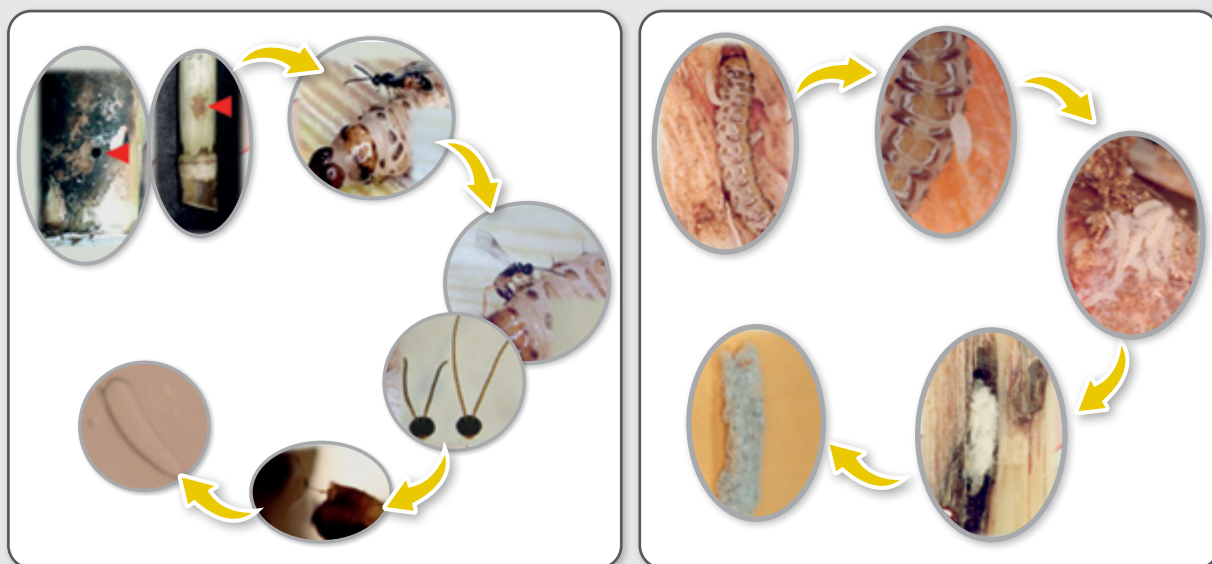
Figura 51 – Copos com massas contendo os casulos de *Cotesia*, assim que os parasitoides começam a nascer os copos são levados ao campo e distribuídos nos talhões. Feito isso, as vespinhas irão parasitar as lagartas.



Fonte: Arroyo, 2012.

A liberação deste parasitoide ocorre em copos com massas contendo os casulos de *Cotesia* prestes a nascer, quando começam a nascer nos copos as vespinhas ficam ali por um período para copulação após isso são levadas ao campo e liberadas.

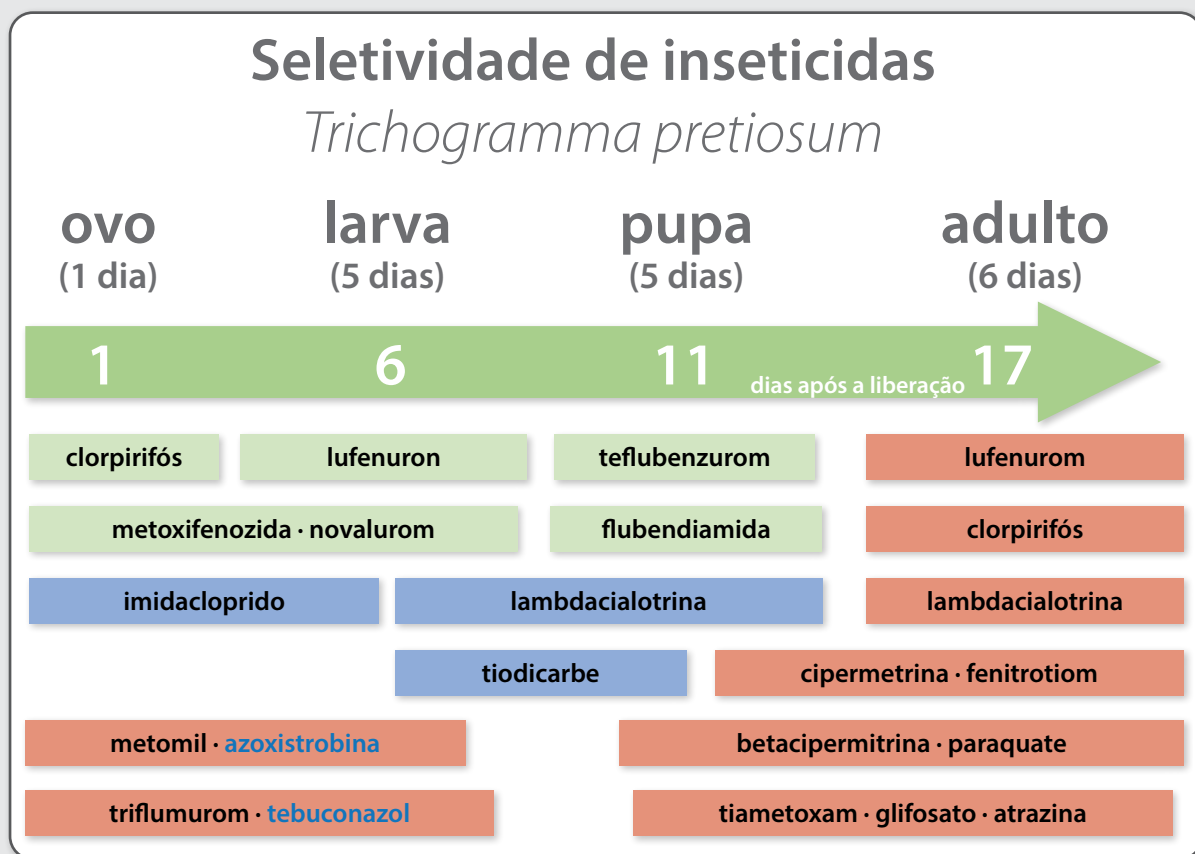
Figura 52 – Ilustração demonstrando o parasitismo de *Cotesia* na broca e o desenvolvimento da sua massa, após o parasitismo da broca-da-cana.



Fonte: Pinto, 2009.

Através do orifício que a broca causa no colmo da cana-de-açúcar ao se alimentar a lagarta deposita suas fezes, que servem para atrair a *Cotesia*, a vespinha adentra neste orifício e busca a lagarta, ao encontrá-la realiza o parasitismo dela realizando a oviposição. Após isso as larvas vão se desenvolvendo e se agrupando formando uma “massa” branca, com vários casulos, estes casulos com os adultos irão escurecendo conforme o passar dos dias, quando estão bem escuros cerca de 9 dias após o parasitismo começam a nascer as primeiras vespinhas destes casulos (Figura 53).

Figura 53 – Compatibilidade de uso de *Trichogramma pretiosum* com pesticidas em HF.



Fonte: BUG Agentes Biológicos, 2017.



REFERÊNCIAS

- BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 477-494.
- BROWER, J. H.; PRESS, J. W. Interaction of *Bracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae) and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in suppressing stored product moth populations in small inshell peanut storages. **Journal of Economic Entomology**, v. 83, p. 1096-1101, 1990.
- BUG. Boletim de divulgação para revendas e agricultores. Cartilhas: Tomate, Soja, Cana-de-açúcar. Piracicaba: BUG, 2016.
- CLINE, L. D.; PRESS, J. W. Reduction in almond moth (Lepidoptera: Pyralidae) infestation using commercial packaging of foods in combination with the parasitic wasp, *Bracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 83, p. 1110-1113, 1990.
- Haji, F. N. D. et al. *Trichogramma pretiosum* para o controle de pragas em tomateiro industrial. In: PARRA, J. R. P.; MAGRO, S. R.; PARRA, J. R. P. **Biologia do ectoparasitoide *Bracon hebetor* Say, 1857 (Hymenoptera: Braconidae) em sete espécies de lepidópteros**. **Scientia Agrícola**, v. 58, n. 4, p. 693-698, 2001.
- OBALLE, R. et al. Secuencia de aparición de parasitoides en poblaciones larvarias de lepidópteros que atacan al algodón en el Valle del Guadalquivir. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**, v. 21, p. 659-664, 1995.
- PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores. São Paulo: Manole, 2002.
- PARRA, J. R. P. et al. Metodologia de criação de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) para produção massal de *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 18, p. 403-409, 1989.
- PRATISSOLI, D., et al. Ocorrência de *Trichogramma pretiosum* em áreas comerciais de tomate, no Espírito Santo, em regiões de diferentes altitudes. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, p. 73-76, 2003.
- Pratissoli, D.; Parra, J. R. P. Desenvolvimento e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley, criados em duas traças do tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n.7, p. 1281-1288, 2000.
- _____. Seleção de linhagens de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para o controle das traças *Tuta absoluta* (Meyrick) e *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 2, p. 277-282, 2001.
- SAXENA, H.; PONNUSAMY, D.; IQUEBAL, M. A. Seasonal parasitism and biological characteristics of *Habrobracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae) – a potential larval ectoparasitoid of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in a chickpea ecosystem. **Biocontrol Science and Technology**, v. 22, n.3, p. 305-318, 2012.

SOUZA, J. C.; REIS, P. R. Principais pragas do tomate para mesa: bioecologia, dano e controle. **Informe Agropecuário**, v. 24, p. 79-92, 2003.

WOOL, D.; BROWER, J. H.; KAMIN-BELSKY, N. The relative importance of factors affecting the size of laboratory populations of the almond moth, *Ephestia cautella* (Walker) (Lep. Pyralidae). **Journal of Applied Entomology**, v.104, p. 217-227, 1987.

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

VASCONCELOS, G. dos R. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* influenciado pelo horário de liberação e pelo fotoperíodo em campo e laboratório. 2009. 44f. Monografia (Trabalho de Graduação em Agronomia) – Centro Universitário Moura Lacerda, Ribeirão Preto.

O controle microbiano é um ramo do controle biológico que trata da utilização racional dos entomopatógenos, visando à manutenção das populações de pragas a níveis de danos não econômicos, segundo os princípios do Manejo Integrado de Pragas (MIP).

As principais vantagens do uso de microrganismos entomopatogênicos para o controle de pragas são a especificidade e a seletividade desses agentes de controle, facilidade de multiplicação, dispersão, produção em meios artificiais, ausência de poluição ambiental, toxicidade ao homem e outros organismos não alvos, entre outras. O controle microbiano de insetos, como braço do controle biológico, é base de sustentação do equilíbrio natural das espécies de insetos potencialmente consideradas como pragas.

Os principais microrganismos relacionados ao controle microbiano de insetos são fungos, bactérias, vírus e nematoides entomopatogênicos, com vários casos estudados e exemplos de utilização comercial, além de outros microrganismos como protozoários, rickettsias, espiroplasmas e fitoplasmas, menos conhecidos e estudados, mas também com a utilização aplicada.

Os fungos são microrganismos constituídos de células providas de parede originada por celulose e quitina, além de outros açúcares, que formam um conjunto denominado micélio. Essas estruturas vegetativas que constituem o micélio são denominadas hifas, que após a colonização de um determinado hospedeiro, surgem estruturas reprodutivas conhecidas como esporos ou conídios, responsáveis pela disseminação do patógeno. Os fungos possuem grande variabilidade genética, largo espectro de hospedeiros e geralmente penetram nos insetos via tegumento. Os principais grupos/espécies de interesse são: *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *M. flavoviride*, *Nomuraea rileyi*, *Lecanicillium lecanii*, *Hirsutella thompsonii*, *Aschersonia aleyrodis*, *Isaria* spp., *Cordyceps* spp., e os fungos da ordem Entomophthorales (Zoophthora, Entomophthora, Entomophaga, Neozygites).

⁶ Bióloga, Doutora em Entomologia, P&D Novozymes BioAg

Figura 54 – Grupos de fungos de interesse como entomopatógenos. Hemíptero (a) e larvas de curculionídeos (b) atacados por *Beauveria bassiana*; esporos de *Metarhizium anisopliae* observados por microscopia (c); larva de *Pseudoplusia includens* morta pelo fungo *Nomuraea rileyi* (d); esporos do fungo *Lecanicillium lecanii* observados em microscopia (e) *Plutella xylostella* atacada pelo fungo *Hirsutella* spp. (f); psilídeo atacado por *Zoophthora* spp. (g); larva de noctuídeo atacada por fungo *Entomophthora* spp.(h).



Fonte: Little, 2014 (a); Tedders, 2003 (b); Gouli, 2005 (c) e (e); Steinkraus, 2003 (d); Shepard et al, 2008 (f) e (h); Cranshaw, 2013 (g);

Possuindo os fungos entomopatogênicos a ação peculiar, que difere em muito dos agrotóxicos, tendo como princípio ativo os conídios que por contato invadem a cutícula dos insetos, não precisando ser ingeridos para ocasionar a doença. Em razão deste mecanismo de infecção, os fungos mostram-se mais vantajosos em relação aos demais entomopatógenos.

Existem mais de 700 espécies e cerca de 90 gêneros de fungos que são patogênicos aos insetos e responsáveis por aproximadamente 80% das doenças constatadas nestes artrópodes.

O primeiro programa brasileiro de controle microbiano, em ampla escala, surgiu no início da década de 1970, com a liberação do fungo *M. anisopliae* var. *anisopliae* para controle da cigarrinha *Mahanarva posticata* Stål, 1855 (Hemiptera: Cercopidae), em canaviais da região Nordeste.

Nos últimos anos os esforços de pesquisa e desenvolvimento tecnológico têm aumentado significativamente e um número considerável de biopesticidas à base de fungos tem sido desenvolvido em diversas partes do mundo para controle de insetos na agricultura.

O avanço do controle biológico em escala global tem sido estimulado pela crescente pressão da sociedade por alimentos mais saudáveis, pela exigência de mercados importadores por alimentos com baixos teores de resíduos tóxicos e pela conscientização de profissionais do setor agropecuário quanto às adversidades causadas pelo uso abusivo de agrotóxicos. Também se deve a necessidade de inclusão do controle biológico em estratégias de manejo de resistência de artrópodes pragas; pela implantação de legislações cada vez mais restritivas ao emprego de produtos químicos de amplo espectro de ação e, pelo surgimento de nichos de mercado, que no Brasil correspondem à expansão do agronegócio; avanço da agricultura orgânica e cancelamento do registro de inseticidas químicos de baixa seletividade.

Existem várias possibilidades de aplicação dos fungos entomopatogênicos como ferramenta no Manejo Integrado de Pragas (MIP), não sendo recomendados como simples substitutos dos pesticidas químicos. Mas podendo ser integrados a outras táticas de controle.

4.1 CONTROLE MICROBIANO DE PRAGAS: DEFINIÇÃO, CONCEITOS E MICRORGANISMOS ENTOMOPATOGÊNICOS

A patologia de insetos é a ciência que estuda as doenças dos insetos, visando utilizá-las para o controle de pragas ou com o objetivo de evitá-las quando ocorrem em insetos úteis. A doença é o processo no qual o hospedeiro e patógeno, em íntima relação com o meio, influenciam-se mutuamente, resultando em modificações morfológicas e fisiológicas em ambos com alterações em processos físicos, bioquímicos e fisiológicos dos insetos, tais como: abrasões, fraturas, deficiências nutricionais, entre outros.

4.2 EPIZOOTIOLOGIA E UTILIZAÇÃO DE ENTOMOPATÓGENOS NO MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

Epizootiologia é o estudo dos fatores que favorecem ou não a ocorrência de doenças em insetos, tratando de estudar e conhecer os fatores bióticos, relativos ao hospedeiro (inseto) e ao patógeno (microrganismo), bem como os fatores abióticos ou ambientais (climáticos e não climáticos), que são responsáveis por dar condições para o desenvolvimento do processo dinâmico ao qual nos referimos como doença. Seus principais objetivos são estudar o ciclo de vida dos agentes entomopatogênicos, quantificar a sua ocorrência, num determinado local/época/hospedeiro e fornecer subsídios para estratégias de controle microbiano de pragas. O desenvolvimento da doença se dá de acordo com uma distribuição da curva epizootica constituída de uma fase pré-epizootica, caracterizada pela existência de focos primários da doença, oriundos de insetos mortos, estruturas do entomopatógeno existentes no solo, capazes de desencadear o processo. Sucessivamente a fase epizootica que é de grande incremento na taxa de ocorrência da doença, caracterizada pela rápida multiplicação e disseminação do microrganismo, consequentemente com o aumento da mortalidade do inseto hospedeiro e do inóculo presente na área. Posteriormente a fase pós-epizootica, que em virtude principalmente das condições ambientais desfavoráveis, e da diminuição do número de hospedeiros suscetíveis, devido à alta mortalidade, percebe-se a diminuição da ocorrência da doença na população. Sendo considerada a doença enzoótica menos agressiva, que ocorre normalmente em taxas mais baixas e doença epizootica caracterizada pela agressividade do entomopatógeno e altas taxas de mortalidade e disseminação.

Segundo Alves (1998), os principais fatores bióticos relacionados ao hospedeiro (inseto) são: características ou estratégias reprodutivas da praga; suscetibilidade individual e da população como um todo, importante no aspecto da transmissão e disseminação da doença; densidade da população; hábitos dos insetos; migrações e mudanças nos hábitos dos insetos; predisposição do hospedeiro.

Já os fatores bióticos relacionados aos entomopatógenos são:

- Tipos de patógenos, que é classificado quanto à sua agressividade (característica enzoótica/epizootica), tais como: patógeno rápido, lento, crônico, epizooticos, entre outros;
- Infectividade, habilidade natural na capacidade de penetração, a patogenicidade, característica genética com capacidade de provocar doença, a virulência e agressividade, são os níveis de ocorrência de doenças, características biológicas alteráveis, intrínsecas ao patógeno, inclusive em nível subespecífico (isolados, cepas, raças, etc.);
- Estratégia de reprodução do patógeno, geralmente patógenos epizooticos são mais recomendados para controle de pragas anuais (em estratégias inundativas) e patógenos enzoóticos para pragas em cultivos perenes, semiperenes (incremento e introdução inoculativa), devido principalmente às diferenças na capacidade de disseminação;

- Disseminação e transmissão dos patógenos, há patógenos com mecanismos adaptativos bastante evidenciados, com ejeção de conídios primários (não infectivos), permitindo maior disseminação e ocorrência frequente de epizootias, e outros bastante infectivos, com alta virulência, alta reprodução, mas sem epizootias naturais.
- Vias de inoculação dos patógenos: via tegumento, transmissão oral, transmissão transovigênica ou transovariana, o que corrobora para aumento da capacidade de disseminação da doença;
- Capacidade de sobrevivência dos patógenos, evidenciada naqueles microrganismos com fases de resistência (clamidósporos em fungos Entomophthorales e escleródios), que são estruturas geralmente não infectivas, mas que garantem persistência no ambiente e em condições adversas;
- Potencial de inóculo, definido como o número de propágulos viáveis sobre o hospedeiro, capaz de iniciar o processo de doença, que influencia diretamente a infectividade dos patógenos;
- Sinergismo, antagonismo e coexistência, são relações/interações ecológicas entre organismos, que podem modificar completamente a eficiência de determinado microrganismo entomopatogênico no ambiente.

Principais fatores abióticos (climáticos e não climáticos):

- Temperatura – é essencial na estabilidade no armazenamento, na aplicação e ocorrência natural dos microrganismos entomopatogênicos.
- Umidade – expressa em quantidade de chuva, umidade do solo e umidade do ar (relativa, absoluta, nível de saturação), limitante para processos reprodutivos de microrganismos;
- Radiação e fotoperíodo, principalmente com relação à faixa de raios UV, que degradam propágulos de fungos, com maior efeito;
- Solo – com destaque às condições limitantes de pH para o estabelecimento de patógenos, lembrando que este ambiente é um depósito de grande número de patógenos e também de microrganismos antagônicos, como *Trichoderma*, *Penicillium* e actinomicetos, entre outros;
- Produtos fitossanitários que podem causar efeitos letais, fungistáticos, bacteriostáticos ou podem, por outro lado, melhorar o crescimento e reprodução dos patógenos, quando portadores de características benéficas de seletividade.

Neste contexto, o que se procura por meio dos estudos epizootiológicos, além do conhecimento dos fatores que afetam a ocorrência de doenças, é a sua implicação no processo de decisão da melhor estratégia para uso do microrganismo entomopatogênico como agente de controle, dentro de um programa de MIP, incluindo, em alguns casos, a possibilidade de previsão da ocorrência das doenças em função do conjunto de fatores bióticos e abióticos relativos ao hospedeiro, patógeno e ambiente, o que seria de extrema importância para a manutenção de

populações de pragas abaixo do nível de dano econômico sem a necessidade de introduções artificiais, seja de agentes biológicos ou de outros métodos de controle mais agressivos.

Quando os entomopatógenos são utilizados como agentes introduzidos de controle biológico, deve-se utilizar estratégias como introduções inoculativas, aumento ou incremento (em ambientes perenes ou semiperenes), introdução inundativa com inseticidas microbianos (para culturas anuais, principalmente).

A melhor estratégia para se aproveitar o potencial de controle dos microrganismos entomopatogênicos é a conservação/proteção dos entomopatógenos já existentes, de forma que os mesmos possam atuar como agentes reguladores das populações de pragas, sejam eles de ocorrência natural ou introduzida, sem que outras atividades ou intervenções no agroecossistema venham a prejudicar essa eficiência.

Sendo assim, as práticas como a utilização correta de produtos químicos, verificação da seletividade dos produtos aos microrganismos; compatibilidade de entomopatógenos com outros agentes biológicos (predadores, parasitoides, por exemplo) e utilização de práticas agrícolas visando à melhoria da ação dos entomopatógenos (irrigação, plantio direto). Estas devem ser preocupação constante, essenciais para a inclusão dos microrganismos patogênicos a insetos num sistema equilibrado, eficiente e sustentável.

4.3 TECNOLOGIAS DE CONTROLE MICROBIANO DE PRAGAS COM FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS E PRINCIPAIS PROGRAMAS DE CONTROLE MICROBIANO NO BRASIL

Os principais programas de controle de pragas utilizando microrganismos entomopatogênicos no Brasil e suas tecnologias de aplicação:

a) Cigarrinhas da cana-de-açúcar e das pastagens, com o fungo *Metarhizium anisopliae*

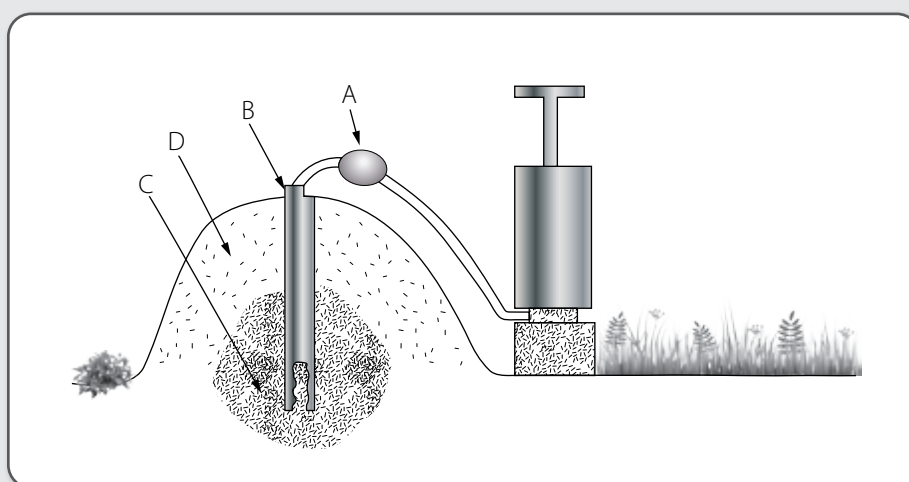
O fungo *Metarhizium* é usado em grande escala para controlar um complexo de cigarrinhas, incluindo *Mahanarva fimbriolata* (Stål) e *M. posticata* em cultivos de cana-de-açúcar, e *M. fimbriolata*, *Deois flavopicta* (Stål) e *Notozulia entreriana* (Berg) em pastagens (GALLO et al., 2002). O programa baseia-se no uso do fungo de forma inundativa, aplicado em área total. A maioria é formulada na forma de pó molhável, com cerca de 5% de fungo e 95% de inertes nos quais a maioria é usado o arroz moído. O uso de *M. anisopliae* tem tido um largo impulso nos últimos anos, principalmente no Estado de São Paulo, com a volta dos cultivos da cana crua (sem queimada para colheita), o que vem trazendo problemas com a cigarrinha da raiz da cana-de-açúcar, praga anteriormente controlada em consequência do uso do fogo. Na aplicação terrestre devem ser empregadas preferencialmente as barras pulverizadoras, desde que o porte das plantas permita. Alternativamente, poderão ser empregados atomizadores. Nas aplicações terrestres os volumes de aplicação deverão ser até 200 L/ha. Aplicação aérea deve ser realizada com a umidade do ar acima de 65% e vazão de 30 a 40 L/ha (ALVES, 1998).

b) Cupins de montículo e da cana-de-açúcar, com os fungos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae*

Baseia-se na utilização de iscas atrativas de papelão corrugado, impregnadas com suspensões aquosas dos fungos isoladamente, ou em associação com produtos fitossanitários seletivos (introdução inoculativa). Essas iscas atraem operários dos cupins, que se infectam e levam propágulos dos fungos aos outros indivíduos da colônia, já que o ninho é difuso e subterrâneo, além de se apoiar no comportamento de limpeza e na trofalaxia dos cupins como eficientes meios de disseminação (ALMEIDA, et al., 2000).

Outro método adotado é a povilhadeira (Figura 55) usada para aplicação de formicida, adaptada com uma câmara na mangueira de descarga para melhorar a distribuição do fungo dentro do ninho. O importante para a eficácia do controle é a boa distribuição do produto dentro do ninho. Devendo todos os canais ficarem cobertos com o fungo para que o mesmo possa entrar em contato com os insetos e provocar a doença na maioria dos indivíduos da colônia (ALVES, 1998).

Figura 55 – Povilhadeira manual utilizada na aplicação de fungos em cupinzeiros (A) – câmara adaptada à mangueira



Fonte: ALVES, 1998.

c) Broca da bananeira, com o fungo *Beauveria bassiana*

Este programa já vem sendo desenvolvido há um bom tempo, com base na utilização de iscas de pseudocaule da bananeira, atrativas aos adultos de *Cosmopolites sordidus*. Nessas iscas, que podem ser do tipo telha (Figura 56) ou queijo (Figura 57), de acordo com o formato, é pincelada uma pasta de fungo e arroz moído com água (pode ser a formulação comercial), com a qual o inseto adulto se infecta, disseminando o fungo para outros indivíduos, devido ao seu comportamento de agregação. Também é uma estratégia de introdução inoculativa (BATISTA FILHO et al., 1995).

Figura 56 – Isca tipo telha.



Fonte: Batista Filho et al, 1995.

Figura 57 – Isca tipo queijo.



Fonte: Batista Filho et al, 1995.

d) Broca-do-cafeeiro, com o fungo *Beauveria bassiana*

Programa relativamente novo, embora já se saiba sobre a ocorrência natural desse fungo há muito tempo na cultura do cafeeiro. Atualmente, procura-se desenvolver uma metodologia mais racional de aplicação do fungo na cultura, capaz de penetrar mais eficientemente no interior da cultura, além de estudos que visam o controle da broca em reinfestações provenientes do terreiro de café e de frutos caídos ao solo, quando não há o chamado “repasse” na cultura. Antes da aplicação, a lavoura deve ser dividida em talhões, e aqueles com maior nível de infestação devem ser pulverizados com maior frequência. A aplicação em alta pressão deve ser dirigida aos frutos, procurando atingir aqueles localizados mais internamente, sem deixar ocorrer escorrimento. A broca inicia o ataque nos frutos da região mais interna e mais baixas da planta, assim essa região deve ser pulverizada de forma mais eficiente. A aplicação com pulverizador costal motorizado é recomendada (NEVES et al, 2006).

e) Percevejo-de-renda da seringueira, com o fungo *Sporothrix insectorum*

Este fungo é bastante utilizado em grandes áreas de produção comercial da seringueira nos Estados de São Paulo, Mato Grosso e Rondônia, sendo ele muito específico para o percevejo-de-renda da seringueira *Leptopharsa heveae*. A época de maior ocorrência coincide com o período de surgimento das novas folhas, com pico populacional entre setembro e dezembro ou dezembro e março dependendo da região. O nível de controle é de cinco ninfas por folha (BATISTA FILHO et al., 1998; TANZINI, 2002).

Sendo comercializado nas formulações líquidas (suspensão de blastosporos, suspensão emulsionável) sólidos (grãos mais conídios), e pós (arroz triturado mais conídios, conídios puros) para aplicação via líquida. Com produção restrita a alguns institutos de pesquisa e laboratórios próprios das empresas produtoras (JUNQUEIRA et al., 1999; ALVES et al., 2003; LEITE et al., 2003).

f) Gafanhotos, com o fungo *Metarhizium anisopliae* var. *acridum*

As principais espécies de gafanhotos existentes no Brasil são: *Schistocerca pallens*, *Stiphra robusta* e *Rhammatocerus schistocercoides*. Ocorrem nas Regiões Centro-Oeste, Norte e Nordeste e infestam áreas de cultivo de cana-de-açúcar, pastagem e arroz. O fungo utilizado é o *Metarhizium flavoviride*, isolado no País e produzido em arroz pré-cozido. O produto é aplicado em ultrabaixo volume (UBV), usando-se de 2 a 3 L/ha, tendo como alvo ninfas recém-eclodidas. Foi comprovada a eficiência de campo para as concentrações de 5×10^{12} a 2×10^{13} conídios/ha. Para aplicação no campo, utilizam-se conídios formulados em querosene e óleo de soja. A utilização da formulação oleosa deve-se ao fato desta contribuir para a persistência do produto aplicado, conforme já demonstrado em outros estudos (MOORE et al., 1993; ALVES et al., 1998).

4.4 PRODUÇÃO DE MICRORGANISMOS ENTOMOPATOGÊNICOS E CONTROLE DE QUALIDADE DE PRODUTOS MICROBIANOS CUIDADOS DE USO A CAMPO

a) Produção de fungos entomopatogênicos

A produção de fungos entomopatogênicos é uma fase muito importante no processo de desenvolvimento de um micoinseticida. Os fungos têm exigências específicas, por apresentarem biologia e modo de ação distinto, que devem ser consideradas na produção e formulação. Os micoinseticidas são difíceis com relação à produção e desenvolvimento, devido à dificuldade na obtenção de produtos com boa estabilidade, pureza e concentração de propágulos que permitam a sua utilização eficiente em condições de campo. Esses problemas são devido ao fato desses microrganismos serem suscetíveis a alterações genéticas durante o processo de produção, que podem diminuir a sua infectividade, também pode ser atribuído à dificuldade de controle de contaminações e a poucas formulações que se preocupem com a proteção do patógeno das condições adversas ambientais de degradação, como temperatura, umidade e radiação solar. Os fungos entomopatogênicos apresentam estruturas que devem ser preservadas durante o processo

de produção, formulação e nas condições de armazenamento e ambiente após a aplicação no campo. Sendo que a composição do meio tem uma estreita relação com uso e a qualidade do fungo produzido, pois pode influenciar o tipo, o formato e a quantidade de propágulo produzido (OLIVEIRA, 2008). Um meio de cultura deve possuir uma fonte de carbono e de nitrogênio, sais minerais e alguns fatores de crescimento (SOPER; WARD, 1981; ALVES, 1998).

Como regra geral, as técnicas de produção de fungos entomopatogênicos devem ser de baixo custo e permitir a obtenção de alta concentração de formas viáveis e virulentas do patógeno que possam ser formuladas e utilizadas para o controle de pragas (LEITE et al., 2003).

Outros aspectos que devem ser observados quanto ao agente de controle microbiano são a sua segurança em relação aos organismos não alvos, que é muito importante para garantir a sustentabilidade do sistema, e as questões relativas ao registro. Pequenas variações nos parâmetros da produção podem levar à obtenção de produtos finais com características de armazenamento e qualidade bem diferentes.

O sistema de produção deve visar à minimização da manipulação para a obtenção do produto final. Assim, é importante determinar a formulação que é mais adequada ao uso ou estratégia que se pretende adotar antes da escolha do sistema de produção. A produção de fungos entomopatogênicos pode ser alcançada utilizando-se de várias metodologias, desde técnicas simples até as mais sofisticadas, dependendo das condições disponíveis. Podendo ser feita utilizando o inseto hospedeiro, *in vivo*, ou através de processos fermentativos simples ou complexos, *in vitro*, ou ainda, através de utilização de meios de cultura sólidos de baixo custo (POSADA-FLÓREZ, 2008).

Segundo Alves (1998) entre os diversos sistemas de produção são reconhecidos três diferentes níveis, com base no volume e destino da produção, sendo eles: laboratorial ou experimental, artesanal e industrial.

A produção laboratorial ou experimental visa à produção de pequenas quantidades de material destinadas a experimentos de laboratório e outros usos em pequena escala. Sendo os microrganismos produzidos geralmente sobre meio de cultura em placas de Petri mantidas em incubadoras, ou em frascos Erlenmeyer (meios líquidos). Culturas sobre meio sólido são adequadas à obtenção de conídios de fungos, enquanto as culturas em meio líquido são mais utilizadas para a obtenção de micélio, blastósporos, etc. Os conídios podem ser produzidos em meios sólidos e líquidos, enquanto que as demais formas são geralmente produzidas somente em meios líquidos (LEITE et al., 2003).

A produção artesanal é destinada a produção de quantidades intermediárias para utilização em experimentos maiores, ou para comercialização e utilização em aplicações de campo. Esse nível de produção é caracterizado pelo alto uso de mão-de-obra, e alguma maquinaria para automatização de algumas fases do processo produtivo. Normalmente, os meios de cultura são preparados com materiais prontamente disponíveis no mercado local e são utilizados equipamentos adaptados de outros usos.

A produção industrial procura a obtenção de grandes quantidades de material destinado à distribuição no mercado consumidor do produto. Esse nível de produção se caracteriza pela utilização de meios de cultura especialmente preparados para o sistema de produção e equipamento desenvolvido para os usos nas diversas fases da produção. Poucos microrganismos entomopatogênicos são produzidos nesse nível.

Dependendo do tipo de propágulo desejado e da espécie a ser produzida, os fungos podem ser produzidos sobre meios artificiais utilizando-se três métodos: a) meios líquidos; b) meios sólidos; c) fermentação bifásica (ALVES, 1998).

Entretanto, o processo mais usado para a produção industrial tem sido o da fermentação sólida (ALVES et al., 1998).

No Brasil ainda predomina a produção artesanal, muito embora boa parte da produção seja destinada a uso comercial de bioinseticidas. Sendo que produtos à base *M. anisopliae* representam 55% dos produtos comercialmente disponíveis ou em processo de registro, seguido por *B. bassiana* (30,0%), *Lecanicillium* spp. (7,5%) e "*S. insectorum*" (7,5%) (MICHEREFF et al., 2009).

As formulações têm como objetivo estabilizar o agente biológico durante a produção, distribuição e armazenamento; facilitar o manuseio e aplicação do produto; proteger o agente biológico contra fatores ambientais adversos (UV, baixa umidade, temperaturas elevadas) aumentando sua persistência no ambiente; aumentar a atividade do agente biológico, incrementando sua reprodução, contato e interação com a praga-alvo e, aumentar a segurança do produto ao usuário, reduzindo os riscos de inalação, irritação aos olhos etc. (JONES; BURGESS, 1998). Deve ser encarada como etapa final do desenvolvimento do produto microbiano, sendo que ela vai depender de vários aspectos da fase de cultivo dos patógenos, como: tipo de propágulo produzido, tratamentos dados ao microrganismo durante a produção, método de separação dos propágulos do meio de cultura, umidade, etc.

Devido à diversidade de condições climáticas, alvos e preferência dos usuários, um único microrganismo poderá ser formulado de maneiras distintas para atender a diferentes mercados.

O modo de ação dos fungos entomopatogênicos e as características dos insetos-alvo são outros fatores a serem considerados. Em razão do mecanismo de ação diferenciado, a aplicação do micopesticida deve garantir o contato das unidades infectivas com o alvo (BATEMAN et al., 2000).

Formulações que contribuam para maior adesão das estruturas infectivas dos fungos ao alvo são igualmente importantes para o sucesso do controle. Os componentes básicos de muitas formulações incluem, além do ingrediente ativo, adjuvantes como dispersantes, umectantes, protetores contra radiação ultravioleta e fatores promotores de virulência ou sinergistas (MOORE; CAUDWELL, 1997; JONES; BURGESS, 1998).

Segundo MICHEREFF et al., (2009) os tipos de formulação podem ser:

- Pó molhável: formulação em pó para aplicação como suspensão após diluição em água; pronta para uso, dispensam-se aditivos como espalhantes adesivos para preparo e aplicação da calda.

- Grânulos: formulação sólida pronta para uso, com partículas de tamanho definido.
- Grânulos dispersíveis em água: formulação granular para aplicação após sua desintegração e dispersão em água.
- Isca: formulação desenvolvida para atrair e ser consumida pela praga-alvo.
- Dispersão oleosa: suspensão estável constituída pelo ingrediente ativo em fluido originalmente não miscível em água e com emulsificante(s); para uso após diluição em água.
- Suspensão concentrada - suspensão estável de ingrediente ativo em água, para aplicação após diluição em água.
- Suspensão para aplicação a ultrabaixo volume – suspensão pronta para uso através de equipamento UBV, sem necessidade de diluição.

4.5 CONTROLE DE QUALIDADE DE PRODUTOS MICROBIANOS

Uma característica essencial da produção de todos os agentes de controle biológico é um método eficaz de controle de qualidade. Mesmo com um sistema simples de produção com baixo nível tecnológico é possível obter produtos com altas qualidades, desde que estas sejam rigorosas. Ajudando a maximizar a eficiência do produto, garantir a segurança ao ambiente, padronizar os custos de produção aumentando assim, a confiança no método de controle (JENKINS; GRZYWACZ, 2000).

Segundo recomendações propostas por Alves e Pereira (1998) e Jenkins e Grzywacz (2000), um bom sistema de controle de qualidade possui os seguintes procedimentos como: cuidados na manutenção da cultura e preservação do patógeno, monitoramento das contaminações, com o controle de material utilizado na produção, avaliação de amostras em estágios críticos da produção, quantificação e controle dos contaminantes no produto final (pureza), controle das condições da produção (temperatura, umidade final, aeração, concentração do produto, viabilidade do produto, agressividade (virulência/potência); quantidade de organismos infectivos viáveis por grama de produto final.

Visando à manutenção da qualidade do produto, normas preestabelecidas devem ser cumpridas, desde sua produção, formulação, embalagem, distribuição e armazenamento, para que o mesmo possa ser utilizado corretamente e expressar suas propriedades de eficácia e segurança.

Devido ao baixo investimento na pesquisa e produção, infelizmente os produtos atuais existentes no mercado, com raríssimas exceções, não cumprem normas de qualidade. Poucas são as empresas que dispõem de laboratórios, equipamentos e pessoal especializado para executar um programa de controle de qualidade. Também são raras as empresas que firmam convênios com instituições oficiais com Universidades e Institutos de Pesquisa para analisarem periodicamente as características físico-químicas e biológicas de seus produtos. Para Alves et al. (2008) e Jenkins

e Grzywacz, (2000), a negligência no controle de qualidade dos produtos ainda é o principal fator que limita o avanço do controle microbiano.

Para fins de registro e fiscalização de produtos à base de fungos comerciais, são exigidos certificados de análises expedidos por laboratórios credenciados para a determinação do teor de princípio ativo (entomopatógeno) e quantidade de contaminantes na formulação, bem como da estabilidade do produto e eficácia a campo. A análise de risco visa à segurança humana e a avaliação do impacto ambiental dos entomopatógenos sobre organismos não alvos, também são informações investigadas para fins de registro.

O controle de qualidade também permite a correção de problemas originados no processo de produção ou formulação. Quando os volumes de produção são elevados, como no caso da produção em nível industrial, a homogeneização do material pode ser deficiente e, para tanto, o monitoramento e controle de qualidade de cada lote produzido permitem comprovar e assegurar a eficiência do produto que chega ao mercado.

O controle de qualidade inicia-se pela seleção dos isolados patogênicos, virulentos e produtivos, utilizando-se a variabilidade natural existente entre os patógenos coletados sobre o hospedeiro original, sobre outros hospedeiros, ou em depósitos naturais, como o solo. No processo de seleção do isolado, determinam-se, a taxa de potência, a produtividade, a resistência a fatores climáticos e a viabilidade do patógeno, levando-se ainda em conta o seu possível efeito sobre os principais inimigos naturais e outros organismos não alvos que ocorrem no ambiente em que vai ser aplicado.

Após a seleção, os isolados devem ser testados no processo produtivo, para a determinação do custo final do produto a ser utilizado, sendo que a escolha deve recair sobre aquele que seja altamente patogênico para as pragas-alvo, mas que apresente também qualidades adequadas para o sistema de produção.

Com o isolado mais adequado após a escolha, é necessária a manutenção das suas características durante as fases de produção, monitorando a qualidade dos materiais utilizados, assim como parâmetros da produção (temperatura, qualidade do ar, sistemas de refrigeração e aquecimento) para que problemas sejam identificados antes que grande parte da produção seja afetada. Os diferentes lotes gerados, após a obtenção do produto final, estes devem ser avaliados para que a qualidade do patógeno seja controlada. Testes de viabilidade e concentração também devem ser realizados, visando o acompanhamento durante o período de vida de prateleira, para que a alta qualidade do produto recém-produzido não seja reduzida antes do mesmo ser utilizado no campo.

De acordo com as leis nacionais e internacionais, a quantidade de ingrediente ativo de qualquer defensivo, deve ser mantida constante em todas as remessas de produção, devendo ser expressa no rótulo da embalagem, como indicador de sua concentração. Por esse motivo, os produtos passam obrigatoriamente por processos de padronização.

4.6 CUIDADOS ESPECIAIS NO USO E MANUSEIO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS

Embora seja uma ferramenta muito útil no controle pragas, o uso de bioinseticidas na propriedade exige que o proprietário e os aplicadores tenham um conhecimento básico sobre o modo de ação, doses recomendadas, hora e época da aplicação, formulação do produto, e os cuidados durante e após a aplicação. A primeira coisa que deve ser feita quando compramos um produto para uso na lavoura é ler o rótulo. Todo produto apresentado em diferentes formas de embalagem (vidro, tambor, lata, caixa, pacote) tem um rótulo que deve ser sempre mantido para que o agrônomo, técnico agrícola, capataz ou o operador saibam o seguinte: quais as culturas que podem ser tratadas com o produto; quais as doenças, pragas ou plantas daninhas que podem ser tratadas com o produto; qual a melhor época para controlar as doenças, pragas e plantas daninhas; qual a dose a ser usada; qual o intervalo entre uma aplicação e outra; qual a possibilidade de se aplicar mais de um produto ao mesmo tempo (compatibilidade); que cuidados o aplicador deve tomar para não se contaminar; tipo de formulação do produto e princípio ativo.

O transporte deve ser feito observando-se as normas da legislação específica vigente, que determina que os defensivos não podem ser transportados junto de pessoas, animais etc. O produto deve ser aplicado nas horas mais frescas do dia, preferencialmente no final da tarde ou à noite, em dias nublados ou com garoa bem fina.

Os principais cuidados durante a aplicação são: não aplicar em período de chuvas intensas; aplicar em temperatura entre 20 e 30°C e umidade relativa acima de 60%; após a aplicação evitar a prática de limpeza mecânica ou química, pois quando intensamente praticadas diminuem a permanência do fungo; conservar o produto em geladeira ou em lugar fresco e arejado, nunca deixar exposto ao sol; lavar bem o pulverizador antes de usá-lo ou de preferência utilizar um novo sem resíduos de agroquímicos; sinalizar a área tratada, evitar o máximo possível o contato com a área tratada; não aplique o produto na presença de ventos fortes e nas horas mais quentes do dia; aplique o produto somente nas doses recomendadas; utilizar equipamentos de proteção individual – EPI; cessar a pulverização antes que atinja o ponto de gotejamento; pulverizar logo após o preparo da calda, que deve permanecer em agitação para homogeneidade do ingrediente ativo.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, E. M.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, L. C. Controle de *Heterotermes Tenuis* (Hagen) (Isoptera: Rhinotermitidae) e *Cornitermes cumulans* (Kollar) (Isoptera: Termitidae) com inseticida Fipronil associado ao Fungo Entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em isca atrativa cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum Officinarum* L.). **Arquivo Instituto Biológico**, São Paulo, v. 67, n. 2, p. 235-241, 2000.
- ALVES, S.B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1163 p, 1998.
- ALVES, S. B. et al. Use of entomopathogenic fungi in Latin America. In: UPADHYAY, R.K. (Ed.). **Advances in Microbial Control of Insect Pests**. New York: Kluwer Academic, p. 193-211, 2003.
- ALVES, S. B.; LOPES, R.B. **Controle microbiano de pragas na América Latina**: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, 2008. 414 p.
- ALVES, R.T. et al. Effects of simulated solar radiation on conidial germination of *Metarhizium anisopliae* in different formulations. **Crop Protection**, v. 17, n. 8, p. 675-679, 1998.
- ALVES, S. B.; PEREIRA, R. M. Produção de fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. (Ed.) **Controle microbiano de insetos**, 2. ed. Piracicaba: FEALQ, p. 845-870, 1998.
- BATEMAN, R. P.; MATHEWS, G. A.; HALL, F. R. Ground-based application equipment. In: LACEY, L. A.; KAYA, H. K. **Field manual of techniques in invertebrate pathology**. Dordrecht (The Netherlands): Kluwer Academic Publishers, p. 77-112, 2000.
- BATISTA FILHO, A. L. G. et al. Utilização de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill no manejo de *Cosmopolites sordidus* Germar, 1824, em Miracatu, SP. **Biológico**, v. 57, p. 17-19, 1995.
- BATISTA FILHO, A. L. G. et al. Flutuação populacional percevejo-de-renda *Leptopharsa heveae* em Pindorama, SP. **Arq. Inst. Biol**, v. 65, p. 44, 1998.
- BURGES, H. D.; JONES, K. A. Introduction. In: BURGES, H.D. (Ed.). *Formulation of Microbial Pesticides – Beneficial Microorganisms, Nematodes and Seed Treatments*. Dordrecht: Kluwer Academic, p. 1-4, 1998.
- CRANSHAW, W. **Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- GALLO, D. et.al. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002, 920p.
- GOULI, S. Y. **University of Vermont, Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.
- JENKINS, N. E; GRZYWACZ, D. Quality Control of Fungal and Viral Biocontrol Agents – Assurance of Product Performance. **Biocontrol Science and Tecnology**, Oxford, v. 10, p.753-777, 2000.

JONES, K. A.; BURGESS, H. D., 1998. **Technology of formulation and application**. In: BURGESS, H. D. (Ed.). *Formulation of Microbial Pesticides – Beneficial Microorganisms, Nematodes and Seed Treatments*. Dordrecht: Kluwer Academic, p. 7-30, 1998.

JUNQUEIRA, N. T. V. et al. Controle do percevejo-de-renda (*Leptopharsa heveae* Drake; Poor) em seringais de cultivo. **Circular Técnica 3**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 1999.

LEITE, L. G. et al. **Produção de fungos entomopatogênicos**. Ribeirão Preto: A. S. Pinto, 2003.

LITTLE, B. **The University of Georgia, Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

MICHEREFF FILHO, M. et al. Fungos entomopatogênicos: micoinseticidas e micoacaricidas no Brasil: como estamos após quatro décadas, **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v. 76, n. 4, p. 769-779, out./dez., 2009.

MOORE, D.; CAUDWELL, R. W. Formulation of entomopathogens for the control of grasshoppers and locust. In: GOETTEL, M.S., JOHNSON, D.L. (Eds.). *Microbial Control of Grasshoppers and Locusts. Memoirs of the Entomological Society of Canada*, v. 171, p. 49-67, 1997.

MOORE, D. et al. Ultra-violet radiation damage to *Metarhizium flavoviride* conidia and the protection given by vegetable and mineral oils and chemical sunscreens. **Annals of Applied Biology**, v. 122, p. 605-616.

NEVES, P. M. O., SANTORO, P. H.; SILVA, R. Z. da. Utilização de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill no Manejo Integrado da broca-do-café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera:Scolytidae), 137-158, In: VEZONN, J.T. et al. (Orgs), **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: UFV, 2006.

OLIVEIRA, I. M. de. **Aspectos biológicos do fungo entomopatogênico *Aschersonia* sp cultivado em diferentes meios de cultura**. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia) – Universidade Federal de Lavras – Lavras, MG, 2008.

POSADA-FLÓREZ, F.J. Production of *Beauveria bassiana* fungal spores on rice to control the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei*, in Colombia. 13 p. **Journal of Insect Science**, v.8, p.41, 2008, (available online: insectscience.org/8.41).

SHEPARD, M. et al., **Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

SOPER, R.S.; WARD, M.G. Production, formulation and application of fungi for insect control. Biological control in crop production. New York, p.161-180, 1981.

STEINKRAUS, D. C. **University of Arkansas, Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

TANZINI, M.R. 2002. **Controle do percevejo-de-renda-seringueira (*Leptopharsa heveae*) com fungos entomopatogênicos**. Tese (Doutorado em agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luis de Queiroz, USP, 2002.

TEDDERS, L. **USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org**. Disponível em: <<https://www.forestryimages.org/>>. Acesso em: 06 jun. 2017.

5 TECNOLOGIAS E TÉCNICAS DE ATRAÇÃO E ARMADILHAMENTO DE PRAGAS EM SISTEMA DE CULTIVO DE OLERÍCOLAS

Ari Gitz⁷

Mario Yacoara de Menezes Neto⁸

Fábio Silber Schmidt⁹

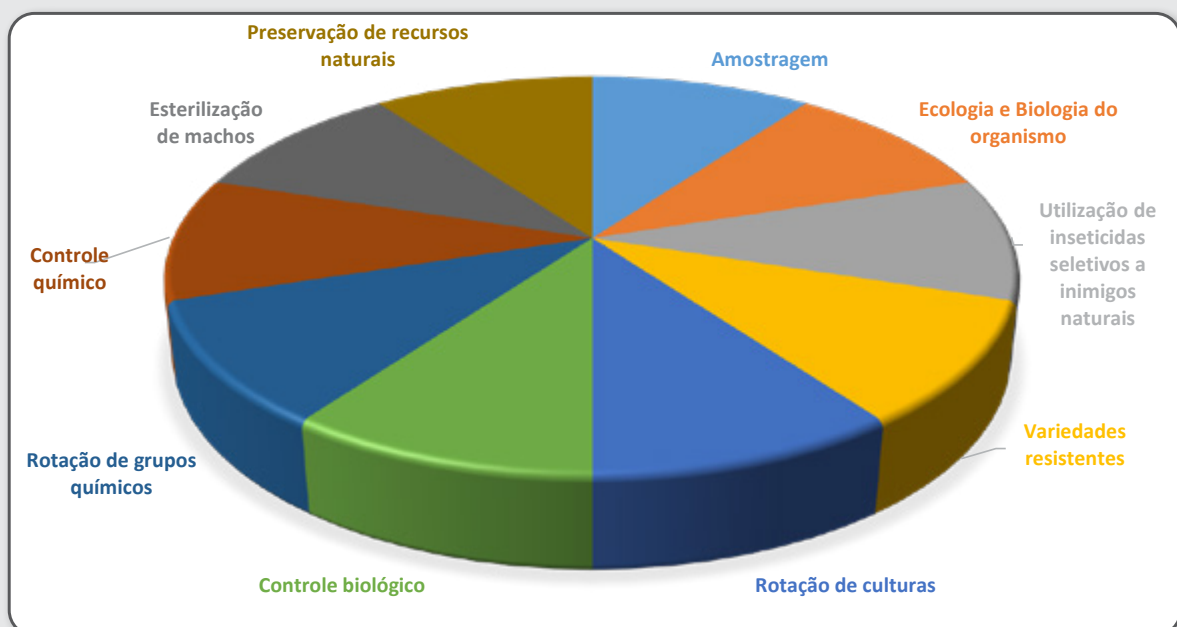
Lizandra Alexa de Carvalho¹⁰

Nos últimos anos é possível observar um grande aumento de novas tecnologias para a agricultura brasileira trazendo para os agricultores uma maior segurança e lucratividade.

O uso de agrotóxicos está cada vez mais racional, em uma agricultura moderna já não é aceito as pulverizações de inseticidas sem que haja um conhecimento do nível de dano, cada pulverização a mais significa para o agricultor maior custo de produção, contaminação do meio ambiente, risco de contaminação do operador que realiza a pulverização, risco de morte para os insetos benéficos que auxiliam no controle das pragas, compactação do solo e possibilidade de resíduos nos alimentos.

Atualmente uma agricultura moderna exige o Manejo Integrado de Pragas (MIP) que tem como uma das mais importantes ferramentas o uso dos feromônios, cairomônios e armadilhas para o monitoramento e controle de pragas, fornecendo ao agricultor a segurança de não ser pego desprevenido pela praga e, demonstrando ao mesmo, qual o melhor momento para entrar com o controle biológico ou químico (BERGMANN et al., 2009; ZARBIN et al., 2009).

Figura 58 – Estratégias do Manejo Integrado de Pragas.



Fonte: Adaptado de Alves, 1998; Gallo et al., 2002.

⁷ Engenheiro Agrônomo, Sócio/Diretor, Bio Controle – ari@biocontrole.com.br

⁸ Engenheiro Agrônomo, Sócio/Diretor, Bio Controle – mario@biocontrole.com.br

⁹ Biólogo, Mestre em Sanidade Vegetal, Pesquisador, Bio Controle – fabio@biocontrole.com.br

¹⁰ Bióloga, Pesquisadora, Bio Controle – lizandra@biocontrole.com.br

5.1 FEROMÔNIOS

Largamente utilizadas no exterior e em nosso país, as armadilhas com feromônio são fundamentais para o monitoramento e controle das pragas (ZARBIN et al., 2009; TILLMAN et al., 1999; BENTO et al., 2001; PRADO, 1987; VISIGALLI et al., 2000; NUÑEZ et al., 2002; LIMA, DELLA LUCIA, 2001).

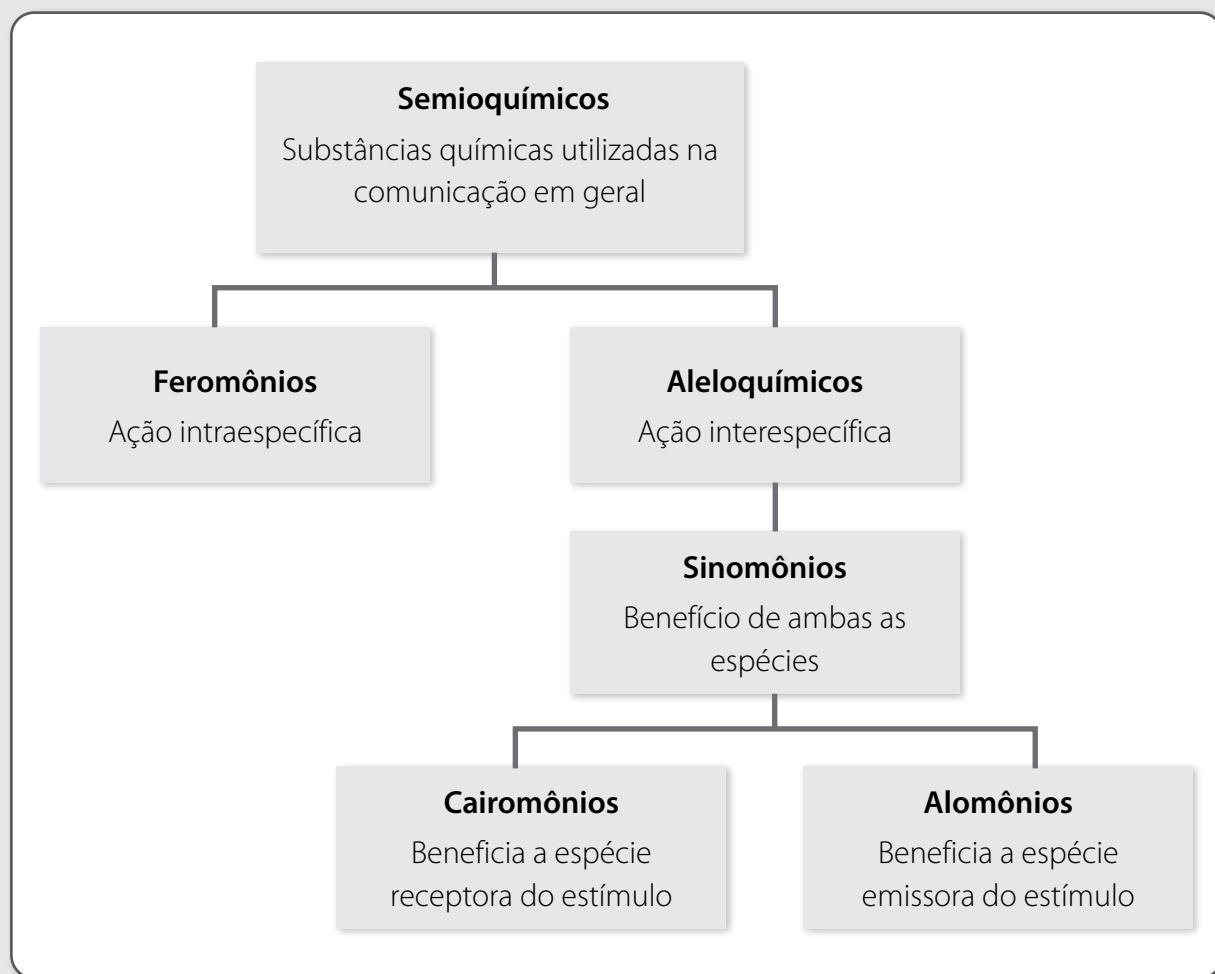
Os feromônios são utilizados para medir a população adulta de machos presentes, indicando o aumento ou não da população, recomenda-se que o uso dos feromônios indique a chegada da praga e o nível da população da mesma. Portanto, é necessário o levantamento de lagartas utilizando a metodologia de pano de batida, pois mesmo capturando-se adultos podem ser encontradas baixas populações de lagartas devido ao controle das mesmas por insetos benéficos (parasitoides e predadores) (KARLSON; LÜSCHER, 1959; VILELA; DELLA LUCIA, 2001; BENTO, 2001; ELKINTON; CARDÉ, 1981; DATERMAN, 1982; PINEDA, 2005).

Os insetos involuntariamente respondem a diferentes estímulos pelos quais são atraídos, podemos dar como exemplo a cor, sabemos que tripes, mosca branca, vaquinha, mosca das frutas e pulgões são atraídos pela cor amarela e o bicudo do algodão pela cor verde. O aroma é de extrema importância na comunicação entre os insetos e o mais importante de todos são os feromônios, que são utilizados pelo homem no monitoramento de insetos pragas. Outro fator que atrai insetos é a luz que também é utilizada em armadilhas para captura dos mesmos, visando o monitoramento e identificação desses insetos já que a luz não é seletiva como os feromônios, pois os feromônios atraem somente insetos da mesma espécie, ou seja, um feromônio de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) atrai somente *S. frugiperda* não tendo nenhuma atratividade para qualquer outro inseto. Já a umidade é habitat preferencial de muitas espécies de insetos, o movimento de um fruto balançado pelo vento, a forma de uma flor ou fruto também atraem involuntariamente algumas espécies de insetos (HOWSE et al., 1998; VILELA, DELLA LUCIA, 2001; KLEIN, LACEY 1999; KARLSON, BUTENANDT, 1959; LIMA, DELLA LUCIA, 2001).

“Os insetos são provavelmente os animais que mais dependem do olfato para desempenhar suas atividades comportamentais”. (BIRCH; HAYNES, 1982).

Os insetos se utilizam das antenas para captarem os sinais químicos (feromônios) liberados geralmente por uma glândula localizada no final do abdome de fêmeas. Após captarem este sinal voam em zigue-zague até chegarem ao ponto de liberação onde geralmente vão encontrar uma fêmea para o acasalamento. Alguns feromônios utilizados pelos insetos que podemos citar como exemplo são os de marcação de trilha utilizados pelas formigas cortadeiras, e os feromônios utilizados pela abelha rainha que, por meio de sinais químicos, envia ordens para as abelhas operárias, outro exemplo seria o sinal de alarme enviado pela Maria fedida, *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) (Hemiptera: Pentatomidae) (VILELA, DELLA LUCIA, 1987; VILELA, DELLA LUCIA, 2001; BENTO, 2001; AUDEMARD, 1989).

Figura 59 – Divisão dos semioquímicos.



Fonte: Adaptado de Vilela; Della Lucia, 2001; Moraes et al., 2005.

Feromônios sintéticos são imitações precisas dos feromônios naturalmente produzidos pelos insetos e são utilizados pelo homem na agricultura após passarem por diversas fases de pesquisa e desenvolvimento até a obtenção de um produto final. (ZARBIN, 2001; GITZ et al., 2013)

Inicialmente identifica-se uma praga problema na agricultura multiplicando a mesma em um laboratório onde, além de estudar o comportamento da praga observa se há comunicação entre macho e fêmeas por meio do uso de feromônios. Caso positivo é feita a extração da glândula produtora de feromônios e identificado os compostos presentes na mesma. Esses compostos são reproduzidos através de síntese química, e testados em bioensaios sendo esses, compostos aplicados em direção à antena dos machos observando sinais de excitação dos mesmos, são feitos também testes em túneis de vento onde o feromônio é liberado em um dos lados do túnel (túnel de vento) e do outro lado um inseto macho, é observado se o inseto voa em direção ao liberador de feromônio. Após a comprovação da atratividade do feromônio, é formulado e inserido em um liberador, que liberará o feromônio durante aproximadamente um mês a 45 dias. O tempo de liberação dependerá do composto químico impregnado no liberador (ZARBIN, 2001; FERREIRA, ZARBIN, 1998)

Finalmente o feromônio é testado quanto a sua atratividade em situação de campo; então é desenvolvida e testada uma armadilha que é adaptada ao tipo de voo do inseto em questão, possibilitando assim sua captura e contagem (Figura 61) (ZARBIN, 2001).

Figura 60 – Liberadores de feromônios.



Fonte: BIO CONTROLE, 2016.

5.2 ARMADILHAS

As armadilhas são desenvolvidas de forma que atraiam o inseto e o capture, são considerados fatores como o número de insetos a serem capturados, tamanho de insetos, tipo de voo (como ele pousa na armadilha), a cor das armadilhas (insetos são também atraídos por diferentes cores) e local de ocorrência dos insetos (Figura 06) (LINGREN et al., 1980).

Figura 61 – Armadilhas para monitoramento e captura massal.



Fonte: BIO CONTROLE, 2016.

A armadilha mais utilizada no monitoramento é a delta que serve para captura de mariposas. A mesma deve ser instalada 50 cm acima do cultivo a ser monitorado. Podendo ser fixada em mourões ou pendurada. Após a instalação das armadilhas, deve-se visitar duas vezes por semana anotando em uma planilha os insetos capturados. Em geral não existe um número certo de insetos capturados para que seja iniciado o controle químico ou biológico da praga, a informação que o agricultor vai obter é a de que o inseto está ou não presente e em qual quantidade, quando a captura aumentar é sinal de alerta, daí é recomendada a batida de pano para ver a real situação das lagartas já eclodidas (GITZ et al., 2013).

Geralmente, pode ser encontrado na armadilha pragas que não causam danos, é comum encontrar as lagartas na lavoura sinalizando de que está ocorrendo um controle biológico natural através da fauna de parasitoides e predadores.

Figura 62 – Armadilha delta em campo de soja.



Fonte: Ari Gitz, 2016.

Benefícios ocasionados com o uso de armadilhas de feromônio para monitoramento de praga (EL-SAYED et al., 2006; KUMRAL et al., 2005; GITZ et al., 2013):

- Resposta eficaz e confiável do monitoramento das pragas;
- Identificação do momento exato da utilização do controle químico;
- Utilização de químicos menos persistentes, pois determina o momento exato da necessidade de aplicação;
- Reduz os riscos de desenvolvimento de resistências dos insetos;
- Identificação e quantificação das pragas-alvo;
- Redução de custos, contaminações de pessoas, meio ambiente e alimentos (uso racional dos inseticidas químicos);
- Não afetam insetos benéficos;
- Monitora/identifica a eficácia do tratamento químico, entre outras medidas.

5.3 UTILIZAÇÃO DOS FEROMÔNIOS

Os feromônios podem ser utilizados de diferentes formas (MITCHELL, 1986; GITZ et al., 2013):

- Monitoramento: atração e captura em armadilhas;
- Coleta massal: captura de grande quantidade de insetos ocasionando à redução populacional a praga alvo;
- Confusão sexual: muitos pontos de liberação de feromônio fazendo que o macho não encontre a fêmea para acasalamento;
- Atrai-mata: feromônio associado ao inseticida e/ou bioinseticida.

a) Monitoramento

O monitoramento tem como objetivo principal a detecção da praga alvo no momento da chegada à plantação, propiciando ao agricultor o alerta para o início do controle da praga antes que o dano seja realizado. Algumas pragas como a broca pequena do tomate chega à plantação à noite, colocando um pequeno ovo no cálice dos tomates em formação, este ovo eclode em cerca de 3 dias, logo em seguida penetra no fruto, o agricultor somente vai perceber o dano quando os tomates começarem a cair ou, na saída da pupa que vai ter sua fase final no solo, esse, é o típico exemplo da importância do monitoramento (PINEDA, 2005; FARIAS et al., 2003; GITZ et al., 2013; LIMA, DELLA LUCIA, 2001).

O monitoramento é um dos principais pilares do MIP, pois reduz o número de pulverizações com inseticidas, diminuindo assim, o impacto sobre os insetos benéficos que contribuem no controle das pragas. Outros benefícios: medir a densidade populacional entre gerações; medir a população em relação ao dano (NC); avaliar a eficiência do sistema de controle adotado; direcionar produtos de eficiência; reduzir o tempo de identificação do inseto; contribuir para a determinação da época da aplicação de medidas de controle na cultura (BENTO, 2000; SUCKLING, 2000; WALL, 1990).

b) Coleta massal

Trata-se do uso de feromônios em armadilhas de forma a coletar um número grande de insetos visando à redução dos mesmos a um nível de não causarem danos à lavoura. Este sistema pode ser utilizado para pragas como; *Rhynchophorus palmarum* (Linnaeus, 1764) (Coleoptera: Curculionidae) e *Cosmopolites sordidus* (Germar, 1824) (Coleoptera: Curculionidae) entre outros (VILELA, DELLA LUCIA, 1987; GITZ et al., 2013; HOWSE et al., 1998; BENTO, 2001).

Figura 63 – Esquema de distribuição das armadilhas em campo.



Fonte: Bio Controle, 2016.

c) Confusão sexual

Trata-se da técnica de controle de pragas com o uso de feromônios mais utilizado no mundo, consiste na saturação do ambiente com o feromônio ficando o macho desorientado, já que detecta o feromônio por toda parte, ficando perdido sem conseguir copular. A confusão sexual é utilizada no Brasil no controle da *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae), *Cydia pomonella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Tortricidae) e *Pecthinophora gossypiella* (Saunders, 1844) (Lepidoptera: Gelechiidae) (MOLINARI et al., 2000; KOVANCI, WALGENBACH, 2005; MONTEIRO, 2004; ARIOLI et al., 2013; MOLINARI, 2002; ARIOLI et al., 2013).

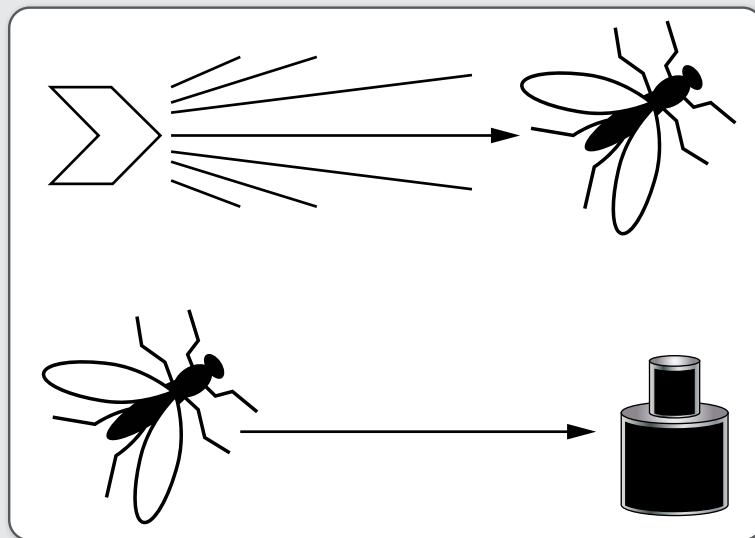
Conforme o liberador será utilizado cerca de 20 a 1000 liberadores por hectare pendurando-os nas plantas, a duração dos mesmos no campo vai de 90 a 180 dias dependendo do produto comercial. É necessário que a colocação do produto em campo seja feita com população de insetos baixa, para isso, se instala armadilhas de monitoramento na área a ser tratada, caso a população de insetos estiver alta é recomendada uma pulverização com o inseticida correto para redução dessa população, durante todo o tempo de uso da "confusão sexual" se mantêm as armadilhas na área, pois caso haja captura significa que não está funcionando o sistema já que insetos não estão sendo confundidos por isso estão encontrando os pontos de liberação dentro das armadilhas (CAMPION, 1984; VILELA, DELLA LUCIA, 1987; GITZ et al., 2013).

d) Atrai-e-mata

Esta técnica consiste em utilizar um feromônio de uma praga conjuntamente com um inseticida. No momento da tentativa da cópula o inseto entra em contato com o inseticida contaminando-se e reduzindo desta forma, o número de machos da espécie, diminuindo a possibilidade de multiplicação especialmente quando a relação macho e fêmea da espécie são de 1:1 (CARDÉ; MINKS, 1995)

Para que se obtenha sucesso no controle da praga, deve-se colocar na área tratada um grande número de pontos de liberação, em geral são formulações pastosas que são aplicadas manualmente sobre a parte lenhosa das plantas, um exemplo de uso no Brasil é o controle da *Grapholita molesta* (Mariposa Oriental) (GITZ *et al.*, 2013).

Figura 64 – Diferença entre método convencional e o atrai-e-mata.



Fonte: BIO CONTROLE, 2016.

5.4 FEROMÔNIOS PARA HORTALIÇAS E FRUTAS

Tabela 4 – Feromônios registrados para hortaliças e frutas.

Praga-alvo	Troca do feromônio	Armadilhas p/ hectare
Traça-do-tomateiro (<i>Tuta absoluta</i>)	60 dias	2 armadilhas
Broca-pequena-do-tomateiro (<i>Neoleucinodes elegantalis</i>)	60 dias	2 armadilhas
Traça-das-crucíferas (<i>Plutella xylostella</i>)	30 dias	1 a 2 armadilhas
Traça-da-batatinha (<i>Phthorimaea operculella</i>)	30 dias	1 armadilha / 5 hectares
Mariposa-oriental (<i>Grapholita molesta</i>)	30 dias	2 armadilhas
Mariposa-oriental (<i>Grapholita molesta</i>)	90 dias	20 saches
Bicho-da-maça (<i>Cydia pomonella</i>)	30 dias	1 armadilha
Lagarta-enroladeira-da-folha (<i>Bonagota cranaodes</i>)	60 dias	2 armadilhas
Moleque-da-bananeira (<i>Cosmopolites sordidus</i>)	30 dias	3 armadilhas
Lagarta-do-cartucho (<i>Spodoptera frugiperda</i>)	30 dias	1 armadilha / 5 hectares
Mosca-das-frutas (<i>Ceratitis capitata</i>)	45 dias	1 armadilha / 3 hectares
Lagarta-falsa-medideira (<i>Pseudoplusia includens</i>)	21 dias	1 armadilha / 5 hectares
<i>Helicoverpa armigera</i>	45 a 60 dias	1 armadilha / 10 hectares
Broca-do-olho-do-coqueiro (<i>Rhynchophorus palmarum</i>)	45 dias	1 armadilha / 2 hectares

Fonte: Biocontrole



REFERÊNCIAS

- ALVES, S. B.; LOPES, R. B. **Controle microbiano de pragas na América Latina**: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, p. 414, 2008.
- ARIOLI, C. J. et al. **Feromônios sexuais no manejo de insetos-praga na fruticultura de clima temperado**. Florianópolis: Epagri, p. 58, 2013.
- AUDEMARD, H. C. **La confusion sexuelle des males**: une nouvelle technique de lutte contre les lépidoptères nuisibles. Phytoma, n.413, p. 26-32, 1989.
- BENTO, J. M. S. Fundamentos do monitoramento, da coleta massal e do confundimento de insetos-praga. In: VILELA, E. F.; DELLA LUCIA, T. M. C. (Ed.). **Feromônios de insetos**: biologia, química e aplicação. Ribeirão Preto: Holos, p. 135-144, 2001.
- BENTO, J. M. S. Controle de insetos por comportamento: Feromônios. In: GUEDES, J. C.; COSTA, I. D.; CASTIGLIONI, E. **Bases e técnicas do manejo de insetos**. Santa Maria: Pallotti, p. 85-98, 2000.
- BERGMANN, J.; GONZÁLEZ, A.; ZARBIN, P. H. G. Insect pheromone research in South America. **Journal Brazilian Chemical**, v. 20, n. 7, p. 1206-1219, 2009.
- BIRCH, M. C.; HAYNES, K. F. **Insect pheromones**. London, Edward Arnold, 1982. p. 60.
- CAMPION, D. G. Survey of pheromone uses in pests control. In: HUMMEL, H. E.; MILLER, T. A. (Ed.). **Techniques in pheromone research**. New York: Springer-Verlag, p. 405-449, 1984.
- CARDÉ, R. T.; MINKS, A. K. **Insect pheromone research**: new directions. New York: Chapman & Hall, 1995. p. 684.
- DATERMAN, G.E. Monitoring insects with pheromones: Trapping objectives and bait formulations. In: KYDONIEUS, A.F.; BEROZAM, M. (Ed.). **Insect suppression with controlled release pheromone systems**. Boca Raton: CRC Press, p. 195-213, 1982.
- ELKINTON, J. S.; CARDÉ, R. T. The use of pheromone traps to monitor distribution and population trends of the gypsy moth. In: MITCHEL, E. R. (Ed.). **Management of insect pests with semiochemicals**. New York: Plenum Press, p. 41-55, 1981.
- EL-SAYED, A. M. et al. Potential of mass trapping for long-term pest management and eradication of invasive species. **J. Econ. Entomol.**, 99, p. 1550-1564, 2006.
- FARIAS, R. M. et al. Produção convencional x Integrada em pessegueiro cv. Marli na depressão central do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 2, p. 253-255, 2003.
- FERREIRA, J. T. B.; ZARBIN, P. H. G. Amor ao Primeiro Odor – Comunicação química entre os insetos. Química Nova na Escola, n.7, p. 3-6, 1998.
- GALLO, D. et al. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. p. 920.
- GITZ, A.; REZENDE, A. C.; NETO, M. Y. M. **Armadilhas com feromônio**: uma ferramenta auxiliar ao

controle integrado de pragas. 2013. Disponível em: <<http://www.bfco.com.br/artigo1.htm>>. Acesso em 14/07/2016.

HOWSE, P. E.; STEVENS, I. D. R.; JONES, O. T. **Insect pheromones and their use in pest management**. London: Chapman and Hall, p. 370, 1998.

KARLSON, P.; BUTENANDT, A. Pheromones (ectohormones) in insects. **Ann. Rev. Entomol.**, 4, p. 49-65, 1959.

KARLSON, P.; LÜSCHER, M. Pheromones, a new term for a class of biologically active substances. **Nature**, London, v. 183, p. 55-56, 1959.

KLEIN, M. G.; LACEY, L. A. An attractant trap for autodissemination of entomopathogenic fungi into populations of the Japanese beetle *Popillia japonica* (Coleoptera: Scarabaeidae). **Biocontrol Sci. Technol.**, 9, p. 151-158, 1999.

KOVANCI O. B.; WALGENBACH J. F. Monitoring the oriental fruit moth with pheromone and bait traps in apple orchards under different management regimes. **Int. J. Pest Manage**, 24, p. 273-279, 2005.

KUMRAL, N. A.; KOVANCI, B.; AKBUDAK, B. Pheromone trap catches of the olive moth, *Prays oleae* (Bern.) (Lep., Plutellidae) in relation to olive phenology and degree-day models. **J. Appl. Entomol.**, 129, p. 375-381, 2005.

LIMA, E. R.; DELLA LUCIA, T. M. C. Biodinâmica dos feromônios. In: VILELA, E.F.; DELLA LUCIA, T.M.C. (Eds.). **Feromônios de Insetos: Biologia, química e aplicação**. Ribeirão Preto: Holos, p. 13-26, 2001.

LINGREN, P. D.; HENNEBERRY, T. J.; BARIOLA, L. A. Nocturnal behavior of adult cotton leafperforators in cotton. **Annals of Entomological Society of America**, Lanham, v. 73, n. 1, p. 44-48, 1980.

MITCHELL, E. R. Pheromones: as the glamour and glitter fade-the real work begins. **Florida Entomologist.**, 69, p. 132-139, 1986.

MOLINARI, F. Criteri per l'applicazione del método della confusione nella difesa del pesco. **Notiziario sulla Protezione delle Piante**, 14, p. 165-169, 2002.

MONTEIRO, L. B.; HICKEL, E. Pragas de importância econômica em fruteiras de caroço. In: MONTEIRO, L. B. et al. **Fruteiras de caroço: uma visão ecológica**. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, p. 223-262, 2004.

MORAES, M. C. B. et al. Induced volatiles in soybean and pigeon pea plants artificially infested with the neotropical brown stink bug, *Euchistus heros*, and their effect on the egg parasitoid, *Telenomus posidi*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 115, n. 1, p. 227-237, 2005.

NUÑEZ, S. et al. Sex pheromone of South American tortricid moth *Argyrotaenia sphaleropa*. **Journal of Chemical Ecology**, v.28, n.2, p. 425-432, 2002.

PRADO, E. C. Trampas com feromonas de la polilla oriental del duraznero. **Investigación y Progreso Agropecuario**, n.44, p. 35-39, 1987.

PINEDA, A. S. V. Se puede optimizar el monitoreo de *Cydia Molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae)

com tranpas de feromona? Santiago. Projeto de Conclusão de Curso (Engenheiro Agrônomo) - Universidade de Chile, 2005.

SUCKLING, D. M. Issues affecting the use of pheromones and other semiochemicals in orchards. **Crop Protection**, 19. p. 677-683, 2000.

TILLMANM, J. A. et al. Insect pheromones – an overview of biosynthesis and endocrine regulation. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, Oxford, v. 29, p. 481-514, 1999.

VILELA, E. F.; DELLA LUCIA, T. M. C. **Feromônios de insetos**: biologia, química e emprego no manejo de pragas. 2. ed. Ribeirão Preto: Holos, p. 206, 2001.

VILELA, E. F.; DELLA LUCIA, T. M. C. (Ed.) **Feromônios de insetos**: biologia, química e emprego no manejo de pragas. Ribeirão Preto: Holos, p. 155, 1987.

VISIGALLI, T. et al. Eficácia di alcuni insetticidi contro la tignola orientale del pesco. **L'Informatore Agrario**, v. 56, n. 21, p. 85-88, 2000.

WALL, C. Principles of monitoring. In: RIDGWAY, L. R.; SILVERSTEIN, R.M.; INSCOE, M.N. (Ed.). Behavior-modifying chemicals for insect management. New York: Marcel Dekker, 1990. p. 9-23.

ZARBIN, P. H. G. Extração, isolamento e identificação de substancias voláteis de insetos. In: VILELA, E. F.; DELLA LUCIA, T. M. C. **Feromônios de insetos**: biologia, química e emprego no manejo de pragas. 2. ed. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 45-50.

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

Maurício Ursi Ventura¹¹

Fernando Teruhiko Hata¹²

Mateus Gimenez Carvalho¹³

O cultivo de hortaliças caracteriza-se pelo uso indiscriminado de produtos fitossanitários. Alguns fatores são determinantes para isso: 1) O valor relativamente elevado das colheitas faz com que os agricultores utilizem os agrotóxicos como uma espécie de “seguro” para sua produção; 2) Os consumidores também não aceitam produtos com quaisquer tipos de danos por pragas ou doenças; 3) Também a falta de conhecimento dos níveis de ação para controle das pragas, aliada à insegurança em sua adoção, leva os agricultores a um uso calendarizado das pulverizações, o que provoca a conhecida “espiral do veneno”, na qual, aplicações preventivas desencadeiam ressurgência e surtos secundários das pragas, demandando outras aplicações. Esta situação de desconhecimento ou descaso, aliada à assistência técnica atrelada ao comércio de agrotóxicos, produz um quadro que foge dos patamares técnicos do que deveria ser um uso cuidadoso dos produtos fitossanitários, estabelecidos pelo Manejo Integrado de Pragas. Como resultado, o Brasil tornou-se o maior consumidor mundial de agrotóxicos. No caso das hortaliças, é amplamente divulgada na imprensa a ocorrência de resíduos em produtos destinados ao consumo *in natura*.

O estudo da ecologia, como ciência, aplica-se o princípio da homeostase, no qual, os sistemas vivos tendem a buscar o equilíbrio. É preciso aprender com a natureza e buscar o equilíbrio nos agroecossistemas. Assim sendo, as pragas seriam “desequilíbrios”. Quando praticamos agricultura, produzimos uma oferta grande de alimento para os organismos fitófagos, e facilidade de localização no tempo e espaço. Nestas situações, ocorre também demora na resposta funcional do inimigo natural, o que pode favorecer uma espécie que danifica as plantas e nos traz prejuízo econômico. Na natureza, existem vários fatores de controle, como a mortalidade, que atuam sobre as pragas e é fundamental utilizá-los associados, potencializando sua ação. O uso de métodos exclusivos de controle, um inseticida sintético, por exemplo, tem muito mais possibilidade de desequilibrar ainda mais o sistema porque geralmente não é seletivo. Muito mais do que controlar estas pragas utilizando “remédios” ou “venenos”, manejar as pragas é entender estes desequilíbrios e buscar no campo, na natureza, as formas de restabelecer estes equilíbrios. Esta tarefa cabe a todos aqueles que se dedicam à produção, assistência técnica e pesquisa. A observação e aprendizado com a natureza é a maior ferramenta. Desde a escolha da adubação (MARQUES-FRANCOVIG et al. 2014), da irrigação, da variedade etc. podemos favorecer ou desfavorecer a ocorrência de pragas e doenças. Este paradigma da busca do equilíbrio está longe de ser regra. Porém, nos últimos anos, devido à dificuldade de controle das pragas em aplicações calendarizadas com agrotóxicos; a elevação dos custos de produção; as preocupações com resíduos nos produtos finais e a própria preocupação crescente com problemas ambientais, tem aumentado muito o interesse por soluções mais sustentáveis no manejo de pragas.

¹¹ Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia.

¹² Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia.

¹³ Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia.

6.1 REPELÊNCIA

Muitas informações sobre plantas repelentes a pragas estão disponíveis em publicações e sítios da Internet. Porém, são escassos os relatos comprovados com metodologia científica de redução de pragas pela utilização de plantas repelentes. É importante que as recomendações sejam feitas a partir de experimentos sistemáticos com repetições e não de citações sem comprovação.

As plantas conhecidas como aromáticas são as principais candidatas à utilização como repelentes. Essas plantas são aquelas conhecidas por produzir quantidades consideráveis de metabólitos secundários. Por esta razão, normalmente, são utilizadas como condimentos, perfumaria, aditivos da indústria alimentícia etc. Uma possível utilização seria em consórcio em lavouras e assim conseguir repelir os insetos pragas ou mascarar os odores da planta hospedeira da praga e, desta forma, fazer com que a praga não a localize.

Uma praga de grande destaque na agricultura, atualmente, é a **mosca branca**, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). Apresenta mais de 600 plantas hospedeiras já relatadas e é uma das pragas mais destrutivas da agricultura, provocando danos diretos pela sucção de seiva e desordens fisiológicas; e indiretos, pela formação do fungo fumagina e também pela transmissão de viroses, em sua maioria pertencente ao gênero *Begomovirus*. O manejo da mosca branca de forma convencional apresenta várias limitações. O hábito de ninfas e adultos de se localizarem na face inferior da folha (abaxial) já é um primeiro elemento complicador devido à dificuldade em se atingir a praga através de pulverizações em função da disposição das folhas. Em algumas culturas, como tomate, isso ainda é possível, utilizando-se um pouco mais de pressão nos pulverizadores e dirigindo o jato de baixo para cima. Entretanto, em outras culturas, como couve e berinjela, isto já é bem mais difícil. Nestas culturas, é comum os agricultores utilizarem várias aplicações seguidas de agrotóxicos sem sucesso no controle da praga, principalmente no verão, quando altas populações desenvolvem-se em lavouras de soja e deslocam-se para áreas de hortaliças. Assim, justifica-se, principalmente para culturas suscetíveis à incidência de viroses, o uso de estratégias que possam dificultar o acesso dos insetos vetores às plantas cultivadas. As viroses em tomateiro são particularmente importantes nos primeiros 60 dias da cultura. Se a contaminação das plantas ocorrer no início do ciclo de produção, a produção pode ser inviabilizada. Por outro lado, o nível de controle destes vetores é muito baixo: um adulto por planta, o que, no caso da mosca branca, principalmente no verão é facilmente atingido pelo deslocamento de insetos das lavouras adjacentes.

Na Costa Rica, inicialmente foi pesquisado o uso de consórcios no manejo da mosca branca, tendo sucesso o uso do amendoim forrageiro, como planta de cobertura; e o coentro em consórcio, na redução da mosca branca e também das viroses da cultura (HILJE; STANSKY, 2008). No Brasil, estudos demonstraram o efeito desta planta em “mascarar” os odores das plantas de tomate e fazer com que a mosca não localize a planta (TOGNI et al., 2010). No Paraná, estudos feitos na UEL, demonstraram que o coentro também pode apresentar efeitos repelentes sobre esta praga (CARVALHO et al., 2014). Por ser uma planta que produz grande quantidade de sementes, pode ser facilmente manejada. Alguns agricultores não colhem as sementes, deixando as plantas no solo que

germinarão no próximo ciclo. Esta facilidade de manejo é fundamental para adoção do sistema, considerando a escassez de mão de obra e penosidade do trabalho rural. O coentro, além de ter ação sobre a mosca, produz uma grande quantidade de flores que atraem os inimigos naturais (Figura 65). Estes agentes são importantes, inclusive, para controlar outras pragas, como a **traça-do-tomateiro**, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) (MEDEIROS et al., 2009).

Além do coentro, o manjerição de touceira e a citronela apresentaram repelência sobre a mosca-branca (CARVALHO et al., 2014). No caso do manjerição, é importante o uso da espécie correta [*Ocimum minimum* (Labiatae)] de folha estreita (Figura 66) porque outras espécies de manjerição, como o manjerição de folha larga, têm sido reportadas como hospedeiras da mosca branca. O manjerição também é muito fácil de manejar porque aceita podas e pode ser plantado por meio de mudas. Quando começa a crescer bastante pode ser podado, e rapidamente, forma novos brotos. Já a citronela, que também pode ser plantada na forma de mudas, forma grandes touceiras e tem porte avantajado. Normalmente, é plantada em curvas de nível como prática de conservação solo e em cordões cercado as estufas (Figura 67). Neste caso, o uso da citronela teria dupla função que causa maior interesse na sua utilização. Alguns agricultores no município de Marilândia do Sul cortam as folhas da citronela e cobrem as entrelinhas das culturas em estufas. Esta forma de uso, não tem a mesma eficiência na repelência do que o uso de plantas de manjerição e do coentro, porém, também contribui para a redução da mosca branca.

Figura 65 – Coentro próximo a planta de pepino.



Fonte: Ventura, 2016.

Figura 66 – Manjerição.



Fonte: Ventura, 2016.

Figura 67 – Citronela.



Fonte: Ventura, 2016.

Para o cravo-de-defunto, embora a magnitude de repelência desta espécie, em laboratório, tenha sido bem inferior às três espécies acima, estudos feitos na Índia, demonstraram que a combinação de cravo-de-defunto em consórcio, juntamente com barreiras de milho nas bordas proporcionaram mais de 50% de redução da mosca branca em cultura de berinjela; o que também foi observado em consórcio com coentro e barreiras de milho (SUJAYANAND et al. 2015).

O cravo-de-defunto também contribui para manejo do **tripes**, uma vez que, suas flores hospedam inimigos naturais da espécie. Também tem efeito de controle sobre nematoides fitopatogênicos. Desta forma, as informações destas quatro espécies de plantas, faz com que os agricultores possam utilizá-las de forma integrada na sua lavoura. O coentro, manjerição e cravo-de-defunto podem ser plantados na linha de cultivo, junto com a cultura principal e a citronela em cordões vegetados. O coentro e manjerição podem também ser comercializados, gerando retorno financeiro ao agricultor.

Para o trips *Thrips tabaci* (Lindeman) (Thysanoptera: Thripidae), o óleo essencial de manjerição trevo demonstrou capacidade de repelir a praga (Tol et al. 2006). Foi proposta então a estratégia de “empurra – agarra” (“push – pull”) na qual o repelente seria a estratégia para “empurrar” a praga e o ethyl iso-nicotinate seria o atraente utilizado em armadilha para “segurar” o trips. Vários óleos

essenciais de plantas da família Lamiaceae também demonstraram efeito repelente sobre *T. tabaci* (KOSHIER; SEDY, 2003). Como os óleos essenciais são voláteis, normalmente, sua ação após uma pulverização é por relativamente pouco tempo. Entretanto, quando as plantas que produzem os óleos são cultivadas em consórcio com plantas cultivadas, ocorre liberação contínua dos óleos, perdurando seus efeitos. Este seria uma estratégia interessante para se testar para manejo do tripses. Entretanto, não existem estudos utilizando esta modalidade para manejo das espécies deste grupo de pragas.

O uso de superfícies refletivas, como palha e mesmo plástico, contribui também para redução de populações de insetos vetores. Várias cores foram previamente testadas. Normalmente, plásticos de cor alumínio (prata) ou mesmo pintados de alumínio exercem repelência sobre tripses, mosca-branca e afídeos (SUMMERS et al., 2004 e 2005). Os plásticos hoje são muito utilizados na horticultura visando manter temperatura, umidade e evitar respingos, contribuindo também para a diminuição de incidência de doenças.

Da mesma forma que existem plantas e plásticos coloridos que exercem repelência, também existem possibilidade de se atrair os insetos, capturando-os através de armadilhas ou concentrando-os em plantas hospedeiras e efetuar o controle somente neste local. Armadilhas amarelas foram propostas em estudo feito na China para controle da mosca branca (LU et al. 2012). Uma armadilha adesiva amarela foi pendurada sobre cada planta de tomate. Esta estratégia foi suficiente para controlar a praga em estufa, mas não foi efetiva no campo. É provável que a eficiência da estratégia esteja relacionada à população da praga. Em populações muito elevadas, o controle pode não ser tão efetivo. Armadilhas ou cortinas adesivas azuis são utilizadas para capturar tripses. Para mosca branca, algumas plantas têm sido propostas para atrair o inseto em grandes quantidades, como a berinjela, couve etc. onde seriam controladas, atendendo o princípio de cultura armadilha (LEE et al., 2009). Porém, não se dispõe de resultados convincentes da eficiência desta prática, justamente pela dificuldade de controlar esta praga nestes locais.

Outra praga de grande importância para muitas culturas hortícolas é o **ácaro rajado**, principalmente em morangueiro. Esta praga é o principal problema fitossanitário da cultura no cultivo suspenso, superando, em importância as doenças. Como o morango é uma cultura com colheita constante, toda semana, a ocorrência de resíduos é uma preocupação permanente. Assim, estratégias que diminuam a população da praga, minimizando seus danos, são benéficas. A resistência do ácaro rajado também tem sido verificada a inseticidas convencionais. Estudos recentes conduzidos na UEL (Universidade Estadual de Londrina) demonstraram que consórcio de morango com alho proporciona grande redução da praga tanto em campo como em casa-de-vegetação (Figura 68). Densidades crescentes de alho proporcionam incremento da redução do ácaro, chegando a atingir 64% no campo e 59% em estufa, respectivamente (HATA et al., 2016).

Figura 68 – Consórcio de morango com alho.



Fonte: Ventura, 2016.

O agricultor orgânico Lauro Wittmann, em Jandaia do Sul, já vem utilizando esta estratégia durante vários anos. Mesmo em lavouras suspensas em *slabs*, os agricultores já começam a utilizar o cultivo de alho. Dependendo da distribuição dos *slabs*, é possível inserir também vasos com plantas de alho ou mesmo introduzi-las entre as plantas no mesmo *slab*. Outro método de consórcio seria o cultivo de alho sob as estruturas, porém, estudos ainda estão sendo conduzidos para avaliar o efeito sobre as pragas. Como os preços do alho voltaram a ser atrativos para os produtores, o cultivo associado também passa a ser uma alternativa de renda, principalmente para aqueles produtores que comercializam seus produtos diretamente para os consumidores. No caso de produtores orgânicos esta situação é mais comum. Também são reportadas na literatura, reduções do ácaro vermelho em tomate, pela inclusão de alho em consórcio (MTAMBO; ZELEDON, 2000); também de afídeos e mesmo de psíldeos em cenoura quando consorciada com cebola (UVAH; COAKER 1984).

6.2 EXTRATOS VEGETAIS, SABÕES E DETERGENTES

Certamente o uso do nim indiano é o caso de maior utilização de compostos de origem botânica para controle de pragas. Por sua baixa toxicidade para organismos não alvos, seu uso tanto comercial como de preparações caseiras é generalizado. O nim age de diversas formas sobre um grupo muito grande de pragas. Inicialmente, funciona inibindo a oviposição e a alimentação de insetos e ácaros. Esta modalidade de controle é muito interessante na medida em que a praga não chega a provocar danos à planta. Também age como regulador de crescimento dos insetos, causando sua morte durante o processo de crescimento das larvas (durante as mudas de pele ou ecdises), normalmente chamado de efeito fisiológico. Esta ação é devida principalmente ao terpenoide azadirachtina, além de outras substâncias. Este efeito repelente, inibidor da alimentação e inseticida

(MIKAMI; VENTURA, 2008) permanece por pouco tempo devido à ação dos raios ultravioleta que degradam as substâncias ativas. Assim, o horário de aplicação deve ser preferencialmente no final da tarde para que não sofram uma imediata ação dos raios solares. Por esta razão, seu intervalo de reaplicação, caso persista a incidência das pragas, normalmente é menor do que outros compostos. Se por um lado a degradação desfavorece o controle da praga por mais tempo, principalmente no caso de reinfestações, por outro lado, diminui a possibilidade do aparecimento de resistência das pragas aos compostos ativos. É composto também relativamente seletivo, principalmente quando comparado aos principais grupos de inseticidas químicos sintéticos.

Pela ação de inibição da oviposição, o nim é uma excelente alternativa, por exemplo, para manejo de espécies de Lepidoptera que atacam frutos como brocas em tomateiro e pepino. Assim, quando a aplicação é bem-feita, cobrindo a superfície foliar e também os frutos, diminuem-se muito os danos. Falhas na pulverização podem comprometer a eficiência da aplicação. A broca-pequena do tomateiro, por exemplo, oviposita nos frutos pequenos ou brácteas. Já a traça-do-tomateiro oviposita nas folhas. Assim, as pulverizações devem ser muito bem-feitas para cobrir toda superfície da planta. Neste caso, além da avaliação criteriosa das plantas para verificar quando as mariposas estão iniciando a oviposição, o uso de armadilhas luminosas pode ajudar no monitoramento. Estas armadilhas também auxiliam no controle porque removem muitos adultos, o que diminui a oviposição. Para maior eficiência, as lâmpadas BL e BLB são as preferidas por atraírem muito mais os insetos. O modelo de armadilha mais eficiente é a “Luiz de Queiroz”. Algumas empresas comercializam armadilhas prontas. Alguns agricultores confeccionam armadilhas caseiras (Figura 69), sem, entretanto, apresentarem a mesma eficiência. O ideal é sempre deixá-las um pouco afastadas da cultura. Em estufas, por exemplo, pode-se deixá-las do lado de fora, observando diariamente as capturas. As observações nas armadilhas não substituem as observações nas plantas.

Figura 69 – Armadilha luminosa caseira.



Fonte: Ventura, 2016.

Um cuidado importante em relação ao uso do nim é a sua procedência. Os compostos ativos, principalmente a azadirachtina, devem ser bem quantificados e deve haver garantia dos teores de compostos ativos. Já existem marcas com registro nos órgãos oficiais que permitem segurança maior na sua utilização. As maiores limitações do uso generalizado do nim são o custo relativamente elevado e a demora em provocar a morte do inseto, no caso de ação fisiológica pelo efeito regulador de crescimento. Isso não está associado à menor eficiência, mas ao comportamento do agricultor que muitas vezes espera um efeito rápido sobre a praga. Porém, seu uso para várias pragas, a relativa seletividade aos inimigos naturais e baixa toxicidade para mamíferos, tornam excelente alternativa para os agricultores.

Também em relação aos ácaros, os produtos com nim de boa qualidade controlam satisfatoriamente este grupo de pragas, como é o caso do ácaro rajado. O nim apresenta efeito sistêmico e também translaminar o que facilita sua adoção. Entretanto, nas pulverizações para ácaros, é importante atingir também a face inferior das folhas, o que é possível em morango e tomate.

Extratos de outra meliácea, o cinamomo ou Santa Bárbara, também possuem efeitos similares ao nim, porém, as concentrações deverão ser bem maiores. Extratos aquosos de flores a 5% (p/v) exercem efeitos de repelência sobre insetos. Podem-se coletar as folhas, secá-las e armazená-las à sombra. Quando for utilizar, deixam-se as folhas na água por 24 h, coa-se e pulveriza-se no final do dia (VENTURA; ITO; 2000).

Outros materiais como rotenoides (principalmente rotenona) são eventualmente propostos. Entretanto, as dificuldades de extração destes compostos dificultam sua utilização, como no caso da planta leguminosa *Tephrosia vogelli*, que contém deguelina e tefrosina e os cipós do gênero *Derris*, que contém rotenona. Além da rotenona, as acetogeninas, substâncias presentes em plantas da família Anonaceae, tem efeito inseticida sobre muitas pragas, entretanto, a limitação de utilização, até o momento, é a mesma dos rotenoides. É provável que novos estudos possam, no futuro, estabelecer novas possibilidades de extração industrial ou mesmo caseira destas substâncias e viabilizar sua utilização em larga escala. No momento, somente a extração industrial tem sido feita, porém, sem produtos registrados no Brasil.

Compostos naturais também são utilizados na composição de adjuvantes e adubos foliares. O limoneno, que é um terpeno cítrico extraído da casca de laranja, entra na composição de muitos produtos da agricultura. Sendo assim, é possível, que, muitas vezes, alguns compostos possam exercer efeito secundário sobre as pragas e eventualmente doenças de plantas. A partir de relatos de agricultores, iniciou-se projeto de pesquisa na UEL, visando estudar o efeito destes produtos sobre algumas pragas.

Ninfas de mosca branca são particularmente suscetíveis ao efeito de óleos vegetais e óleos essenciais de plantas. Estes óleos também estão presentes na composição de emulsificantes. Trabalho realizado na cultura do feijoeiro confirmou o efeito de vários óleos vegetais sobre as ninfas (MARQUES et al. 2014). Os autores utilizaram concentrações de 1% dos óleos. Em outro

trabalho, realizado na UEL, estudou-se o efeito de alguns adjuvantes e adubos foliares sobre ninfas de mosca branca. Este efeito foi observado em vários produtos comerciais. Principalmente quando misturados com compostos siliconados, proporcionam mortalidade de afídeos em couve e mosca branca em concentrações de até 0,25%, enquanto que, sem o siliconado, foram obtidos resultados com até 0,5%. O siliconado potencializa o efeito de contato, pois favorece a penetração dentro do corpo do inseto.

Sabões e detergentes são citados desde o século XVII como ferramentas para controle de pragas pequenas com corpo frágil, tais como afídeos, ninfas de psilídeos, ácaros, tripes etc. (MOORE et al., 1999). Particularmente os detergentes são frequentemente referidos tendo ação sobre espécies de mosca-branca e são utilizados por muitos agricultores. Em Marialva, PR, o engenheiro agrônomo Nilson Z. B. Ferreira, do Instituto Emater, realizou um trabalho no qual demonstrou que detergente, na concentração de 1,0% controlou o ácaro rajado em morango, sendo inclusive seletivo para os predadores. Em estudo na UEL, o adjuvante BioActive incrementou muito o efeito de acaricidas em concentrações inferiores (0,25%) e, em concentrações maiores (0,75%) também reduziu as populações do ácaro rajado (mais de 80%) em morango.

Alguns destes compostos ainda acabam agindo na inibição da oviposição da traça-do-tomateiro. É o caso do adjuvante BioActive, que reduziu drasticamente a oviposição em concentrações de 0,75%.

Um cuidado importante na utilização destes produtos refere-se à possibilidade de ocorrência de fitotoxicidade em culturas mais suscetíveis. Principalmente em estufas, onde os produtos não sofrem ação das chuvas, a reaplicação pode gerar abortamento de flores em tomate, por exemplo. Assim, nestes casos, recomenda-se utilizar os adjuvantes siliconados apenas a cada 15 dias e aplicações de detergentes somente em concentrações de 0,5%. Para outros adjuvantes, principalmente de natureza oleosa, manter concentrações mais baixas (0,25%) em caso de repetição das aplicações. Desta forma, estes produtos serão úteis se utilizados integrados a outras práticas de controle, fazendo sua utilização mais esporádica e em concentrações mínimas. Dessa forma, uma sugestão prática é a associação com agentes de controle biológico, armadilhas, plantas repelentes de fitófagos ou atrativas para inimigos naturais etc. com uso mais eventual destas substâncias.

Os adjuvantes de natureza oleosa, por exemplo, podem incrementar o efeito de produtos biológicos com *Bacillus thuringiensis* e *Beauveria bassiana* além de exercer efeitos secundários sobre outras pragas. Os adjuvantes protegem os agentes de controle microbiano contra insolação. Assim, pode-se utilizá-los em concentrações de 0,25% com siliconados e 0,5%, sem siliconados. Em caso de reaplicações, observar as considerações acima.

Produtores também utilizam extratos caseiros feitos com alho contra pragas. Assim como esta planta exerce efeito de repelente sobre o ácaro rajado, quando consorciada, existem também relatos na literatura de eficiência na utilização dos extratos para controle sobre a praga (ATTIA et al. 2012 e 2013, HINCAPIÉ et al. 2008). Outros extratos de plantas frequentemente são utilizados por pequenos produtores de hortaliças, como os de pimenta.

6.3 MINERAIS

Algumas formulações com minerais são disponíveis e podem exercer efeito sobre pragas e doenças. Assim, sabe-se do efeito positivo da sílica em gramíneas sobre lagartas de primeiro ínstar e doenças fúngicas foliares. Produtos à base de bicarbonato de sódio também tem efeito sobre doenças. Outro material utilizado com frequência no exterior é caulim. Este mineral, a princípio utilizado para reduzir o stress térmico em épocas de calor muito intenso, proporciona também redução de incidência de pragas e doenças, sendo denominado de “barreira de filme de partícula”. A dificuldade de sua utilização em larga escala reside no fato de ser substância bastante lavável por ação das chuvas. Por outro lado, seu uso em estufas seria uma alternativa, pois além de diminuir as temperaturas da planta em época de calor muito intenso, as precipitações não atingem as plantas e o material não é lavado da superfície foliar. Embora existam no exterior, no Brasil ainda não estão disponíveis produtos comerciais com este material. Em Pernambuco, conduziram-se estudos que demonstraram redução de infestação do bicudo do algodoeiro pela aplicação do caulim.

6.4 OUTRAS ESTRATÉGIAS

Plantas de caiúá ou purungo podem ser utilizadas para atração da vaquinha *Diabrotica speciosa*. Esse besouro é polífago e danifica muitas espécies de hortaliças. O pó seco de frutos de purungo também pode ser utilizado para confeccionar armadilhas para controle da vaquinha. Assim, uma armadilha que atende o conceito de planta artificial é composta por uma garrafa pet de cor verde transparente (cor), atraente volátil 1,4-dimetoxibenzeno extraído de flores de abóbora (atraente volátil), e pó de purungo colocado em sachês dentro da armadilha (estimulante alimentar e arrestante) (Figura 70).

Figura 70 – Armadilha atrativa para *Diabrotica speciosa*.



Fonte: Ventura, 2016.

Estudos desenvolvidos no IAPAR demonstraram o uso do suco de vaquinha para repelir a vaquinha (HOHMANN; CARVALHO 1989). Coletam-se insetos adultos que são triturados em liquidificador, coados e pulverizados na lavoura (700 insetos por ha). Normalmente, o período de repelência chega a superar o período de controle de inseticidas sintéticos. Esta prática, a princípio, parece trabalhosa, entretanto, como boa parte das produções de hortaliças se concentra em estufas, em áreas de até 1000 m², que corresponde ao uso de 70 insetos triturados por estufa. Esta quantidade é rapidamente coletada em plantas de feijoeiro, feijão vagem etc. em épocas de maior ocorrência. Pode-se então guardar os insetos em freezer até o momento do uso. Os besouros

da vaquinha não deverão ser coletados em plantas de purungo, taiuiá ou outra cucurbitácea. As vaquinhas sequestram (consomem e acumulam nos seus tecidos) as cucurbitacinas, substância amarga que provoca o efeito estimulante alimentar e arrestante. Coletar, triturar e pulverizar estes insetos, provenientes destas cucurbitáceas sobre as plantas, traria efeito contrário e aumentaria a população do inseto.

Barreiras mecânicas também são opções para manejo de determinadas pragas. Canudinhos de refrigerante (mais grossos) ou copinhos de plástico são colocados na base das plantas para evitar danos de grilos (Figura 71). Sacos de TNT ou papel manteiga são utilizados para proteção de pencas de frutos para proteger do ataque de brocas e percevejos em frutos de tomate (Figura 72). Telados podem ser utilizados sobre mudas de tomate para evitar o acesso de vetores.

Figura 71 – Barreira mecânica, copinho plástico.



Fonte: Ventura, 2016.

Figura 72 – Saco para a proteção do cacho de tomateiro.



Fonte: Ventura, 2016.



REFERÊNCIAS

- ATTIA, S., GRISS, K. L. et al. A review of the major biological approaches to control the worldwide pest *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) with special reference to natural pesticides. **Journal of Pest Science**, v. 86, p. 361-386, 2013.
- ATTIA, S. et al. Effective concentrations of garlic distillate (*Allium sativum*) for the control of *Tetranychus urticae* (Tetranychidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 136, p. 302-312, 2012.
- CARVALHO, M. G.; VENTURA, M. U.; TRAMONTINA, D. C. Consórcio de Tomate (*Lycopersicon esculentum*) com Plantas Aromáticas para Controle de mosca branca (*Bemisia tabaci*), biótipo B. In: Congresso Brasileiro de Entomologia 25º, 2014. **Resumos...** Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil.
- HATA, F. T. et al. Intercropping garlic plants reduces *Tetranychus urticae* in strawberry crop. **Experimental and Applied Acarology**, v. 69, n. 3, p. 311-321, 2016.
- HILJE, L.; STANSLY, P. A. Living ground covers for management of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) and tomato yellow mottle virus in Costa Rica. **Crop Protection**, v. 27, p. 10-16, 2008.
- HINCAPIÉ, C. A.; LÓPEZ, G. E.; TORRES, R. Comparison and characterization of garlic (*Allium sativum* L.) bulbs extracts and their effect on mortality and repellency of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 68, p. 317-327, 2008.
- HOHMANN, C. L.; CARVALHO, S. M.. Pragas e seu controle. In: Instituto Agrônômico do Paraná (Org.). **O feijão no Paraná**. Londrina: IAPAR, 1989.
- KOSHIER, E. H.; SEDY, K. A. Labiate essential oils affecting host selection and acceptance of *Thrips tabaci* Lindeman. **Crop Protection**, v. 22, p. 929-34, 2003.
- LEE, D. H., NYROP, J. P.; SANDERSON, J. P. Attraction of *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia argentifolii* to eggplant, and its potential as a trap crop to whitefly management on greenhouse poinsettia. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 133, p. 105-116, 2009.
- LU, Y.; BEI, Y.; ZHANG, J. Are Yellow Sticky Traps an Effective Method for Control of Sweetpotato Whitefly, *Bemisia tabaci*, in the Greenhouse or Field? **Journal of Insect Science**, v. 12, p. 1-12, 2012.
- MARQUES, M. A. et al. Management of *Bemisia tabaci* biotype B with botanical and mineral oils. **Crop Protection** v. 66, p. 127-132, 2014.
- MARQUES-FRANCOVIG, et al. Organic fertilization and botanical insecticides to control two-spotted spider mite in strawberry. **Ciencia Rural** v. 44, p. 1908-1914, 2014.
- MEDEIROS, M. A. I.; SUJII, E. R.; MORAIS, H. C. Effect of plant diversification on abundance of South American tomato pinworm and predators in two cropping systems. **Horticultura Brasileira**, v. 27, p.300-306, 2009.

MIKAMI, A. Y.; VENTURA, M. U. Repellent, antifeedant and insecticidal effects of neem oil on *Microtheca punctigera*. **Brazilian Archives of biology and Technology**, v. 51, p. 1121-1126, 2008.

MOORE, W. S.; PROFITA, J. C.; KOEHLER, C. S. Soaps for home landscape insect control. **California Agriculture**, v. 6, p. 13-14, 1999.

MTAMBO, C. C.; ZELEDON, I.H. The development of integrated control methods for the tomato red spider mite (*Tetranychus evansi*) in Malawi. In: Agricultural technologies for sustainable development in Malawi. Proceedings of the first annual scientific conference held at the Malawi Institute of Management, p.139-147, 2000.

SUJAYANAND, G. K. et al. Crop diversification for sustainable insect pest management in eggplant (Solanales: Solanaceae). **Florida Entomologist**, v. 98, p.305-314, 2015.

SUMMERS, C. G.; MITCHELL, J. P.; STAPLETON, J. J. Mulches reduce aphid-borne viruses and whiteflies in cantaloupe. **California Agriculture**, v. 59, p. 90-99. 2005.

SUMMERS, C. G.; MITCHELL, J. P.; STAPLETON, J. J. Management of aphid-borne viruses and Bemisia argentifolii (Homoptera: Aleyrodidae) in zucchini squash by using UV reflective plastic and wheat straw mulches. **Environment Entomology**, v. 33, p. 1447-1457, 2004.

TOGNI, P. H. B. et al. Odour masking of tomato volatiles by coriander volatiles in host plant selection of Bemisia tabaci biotype B. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 136, p. 164–173, 2010.

UVAH, I. I. I.; COAKER, T. H. Effect of mixed cropping on some insect pests of carrot and onions. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 36, p. 159-167, 1984.

VENTURA, M. U.; ITO, M. Antifeedant Activity of *Melia azedarach* (L.) extracts to *Diabrotica speciosa* (Genn.)(Coleoptera: Chrysomelidae) Beetles. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 43, p. 215-219, 2000.

Eneida Maria Dolci¹⁴**Maria Aparecida Cassilha Zawadneak¹⁵****Fernando Teruhiko Hata¹⁶****Mauricio Ursi Ventura¹⁷****Mateus Gimenez Carvalho¹⁸**

A planta de nim (*Azadirachta indica* A. Juss) é originária do Sudeste da Ásia e é cultivada em diversos países da Ásia, África, Austrália, América do Sul e Central. Tem sido usada há séculos na Ásia, principalmente na Índia, como planta medicinal e seu uso é diverso, em especial, antisséptico, curativo ou vermífugo; no preparo de sabões medicinais, cremes e pastas dentais. A planta fornece grande número de metabólitos secundários com atividade biológica. Seu uso como inseticida se tornou bem conhecido nos últimos 30 anos, quando seu principal composto, a azadiractina, foi isolado (MARTINEZ, 2008; FORIM, 2006).

Figura 73 – Planta de Nim.



Fonte: Martinez, 2008.

¹⁴ Engenheira Agrônoma, Bolsista CNPq/UFPR eneidadolci@yahoo.com.nr

¹⁵ Engenheira Agrônoma, Professora Doutora - UFPR - mazawa@ufpr.br

¹⁶ Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia

¹⁷ Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia

¹⁸ Universidade Estadual de Londrina - Centro de Ciências Agrárias - Departamento de Agronomia

7.1 A PLANTA

A árvore pertence à família das Meliáceas, sendo extremamente resistente e de rápido crescimento. É da ordem Sapindales, família Meliaceae, gênero *Azadirachta* e espécie *Azadirachta indica*, tendo vários nomes comuns no mundo, por exemplo, na Índia pode ser chamada de neem, nim ou limba; na Austrália, neem; nos Estados Unidos, neem; na África, nim, babo, yaro ou marrango; na América Latina, nim; na Espanha e Portugal, nim ou margosa; na Inglaterra, nim ou niembaum e no Brasil nim ou nime (PIO-CORRÊA, 1984).

Figura 74 – Frutos frescos de Nim.



Fonte: Martinez, 2008.

Segundo Pio-Corrêa (1984), na literatura botânica estrangeira, assim como na literatura química, há sensível confusão entre a espécie *Melia azedarach* e *Azadirachta indica*, sendo que esta última é a fornecedora de casca e óleo medicinais, sempre reputados de alto valor, que há mais de quatro séculos são artigos de comércio em todo Oriente.

Originária de clima tropical, a planta se desenvolve bem em temperaturas acima de 20 °C, o desenvolvimento da planta é prejudicado por baixa temperatura (menores que 14 °C) e não tolera geadas (NEVES et al. 2003). Solos bem drenados, não ácidos e altitudes abaixo de 700 m também são favoráveis ao desenvolvimento da planta. Nessas condições, pode iniciar a produção de frutos em cerca de dois anos, podendo atingir 10 kg de sementes seca/planta, sendo que cada quilograma de sementes secas contém aproximadamente 3000 sementes (MARTINEZ, 2007).

O óleo inseticida é extraído pela prensagem das sementes, obtendo-se no máximo 47% de óleo, que contém cerca de 10% da azadiractina existente no fruto. A torta restante, muito rica em azadiractina, tem efeito nematicida e serve como adubo orgânico. Pode, também, ser secada e

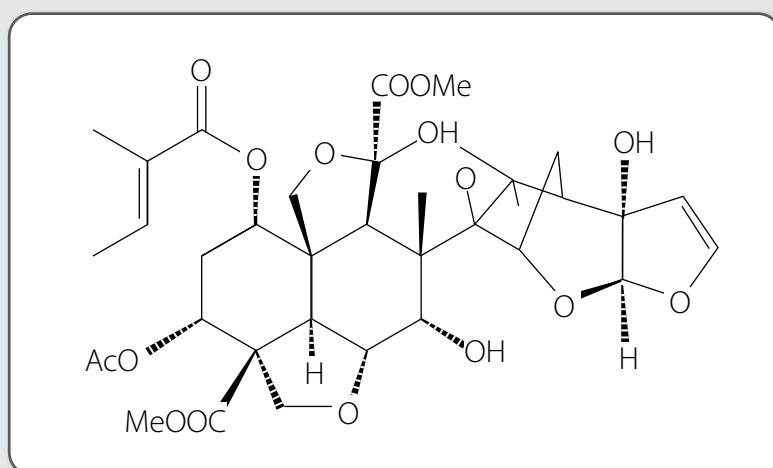
utilizada posteriormente para preparo de extratos inseticidas, em mistura com água e filtração (MARTINEZ, 2007). O óleo possui mais de 150 princípios ativos, sendo que nove deles possuem ação inseticida cientificamente comprovada. O princípio ativo mais importante e estudado é o Tetranortriterpenóide Azadiractina A (GAYA, 2007).

A composição química das plantas da ordem Rutales é bastante estudada, pois suas famílias contêm importantes compostos com ação sobre insetos, como triterpenóides e meliacinas. Muitos compostos já foram isolados da árvore do nim, dos quais destacam-se salanina, azadiractina, 14-epoxiazadiradiona, meliantrol, melianona, gedunina, nimbina, nimbinem, deacetilsalanina, azadiractol, azadirona, vilosina, meliacarpina (LEE et al., 1991). Desses, o limonóide ou tetranotriterpenóide azadiractina é considerado o princípio ativo mais potente (SCHMUTTERER, 1990).

7.2 O INSETICIDA

Ao contrário do que se acredita, o nim não é um simples repelente, mas um poderoso inseticida orgânico, apesar de raramente causar a morte imediata do inseto (GAYA, 2007). A azadiractina é o principal composto dessa planta com ação sobre os insetos, sendo os frutos a sua principal fonte, além da casca e das folhas. A azadiractina-A (85 %) tem sido considerada a substância responsável pela atividade inseticida (PRATES et al., 2003).

Figura 75 – Molécula de Nim.



Fonte: Martinez, 2008.

A azadiractina atua no modo dose-dependente, com sensibilidade do inseto à ação antialimentar e inibição de alimentação (WARTHEN, 1989; MARTINEZ, 2002). Simmonds e Blaney (1983) estudaram a ação reguladora da alimentação em larvas de vários insetos lepidópteros, dentre eles *Spodoptera littoralis*, *Spodoptera frugiperda*, *Spodoptera exempta*, *Heliothis virescens*, *Helicoverpa zea*, *Helicoverpa armigera*, *Trichoplusia ni* e *Mamestra brassicae*, constatando que a Azadiractina agiu reduzindo a alimentação em todas as espécies testadas.

O efeito de repelência alimentar, ou inibidor da alimentação, ocorre porque essa substância torna o alimento impalatável aos insetos, como demonstrado em gafanhotos e lepidópteros. Interfere diretamente nos quimiorreceptores de larvas, pela estimulação de células deterrentes específicas, que são células que causam comportamento antagônico à alimentação, situadas nas peças bucais (BLANEY; SIMMONDS, 1990). Prejudica também, a utilização dos alimentos ingeridos, reduzindo a eficiência de conversão alimentar, e, a atividade das enzimas do mesentério, ou intestino médio (MARTINEZ; VAN ENDEN, 1999). Ainda, pode afetar diretamente, as células dos músculos do canal alimentar, diminuindo a frequência de contrações e aumentando a flacidez muscular, como observado para o gafanhoto *Locusta migratoria* (MORDUE et al., 1985). Consequentemente, o crescimento e desenvolvimento dos insetos, ficam comprometidos.

A atividade da azadiractina como reguladora do crescimento foi demonstrada em uma ampla variedade de insetos, e está mais relacionada com sua interferência no sistema neuroendócrino. Os hormônios da ecdise (ecdisona e 20-hidroxi-ecdisona), e o hormônio juvenil, são os principais hormônios envolvidos na regulação do crescimento. A interferência na síntese e liberação desses hormônios prejudica a ecdise, afetando especialmente larvas e ninfas de insetos, que dependem desse processo para se desenvolver e crescer. Os efeitos causados pela ação neuro-hormonal da azadiractina, dependem da espécie de inseto, e da concentração utilizada, resultando em várias alterações no crescimento e desenvolvimento dos insetos:

- pode haver completa inibição da ecdise e esta não se iniciar;
- a ecdise pode ser interrompida, em qualquer uma das fases, causando a morte do inseto;
- a ecdise pode ser incompleta, produzindo indivíduos com características intermediárias;
- pode ocorrer uma ecdise imperfeita, causando deformidades de diversas naturezas, prejudicando a alimentação, a locomoção, e até a capacidade do inseto de se prender aos ramos e folhas da planta onde se alimenta (MORDUE; NISBET, 2000).

As fêmeas de alguns lepidópteros são repelidas de plantas tratadas com produtos derivados do nim, não permitindo a deposição de ovos sob condições de laboratório. É o que ocorre com a lagarta do repolho, *Crociodolomia binotalis*, a lagarta afro-asiática do algodão, *Helicoverpa armigera* e com a lagarta do outono, *Spodoptera frugiperda*. Os insetos dípteros também são repelidos da ovoposição, assim como alguns besouros (SCHUMUTTERER, 1990).

A capacidade reprodutiva de várias espécies de insetos é afetada pela azadiractina, tanto em tratamentos no estágio larval, como na fase adulta. Em lagartas de *Anticarsia gemmatilis* (lagarta-da-soja), pulverizadas com óleo emulsionável de nim, concentrações acima de 0,2%, causaram uma leve redução na fecundidade das fêmeas adultas, e sua fertilidade foi extremamente afetada, em concentrações iguais ou superiores a 0,5%, não se observando germinação de ovos. O composto parece afetar importantes processos relacionados à maturação reprodutiva tanto de machos como de fêmeas, retardando o início do acasalamento e do período de postura. Entretanto, muitos aspectos relacionados à ação dessa substância sobre a reprodução dos mesmos, ainda precisam ser esclarecidos (MARTINEZ, 2002). Outro fator positivo da azadiractina é que, apesar de ser ativa, frente

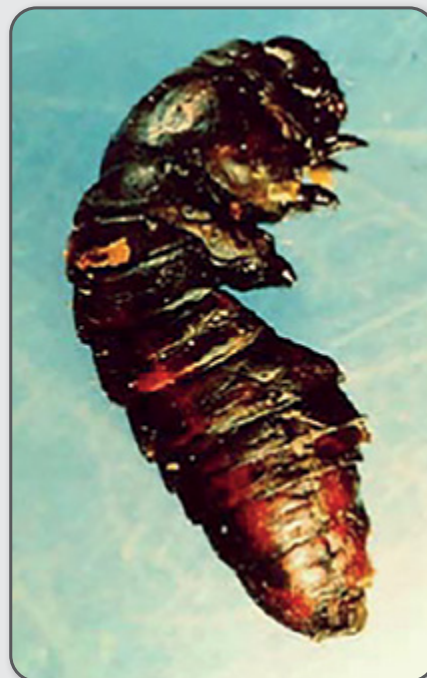
a um enorme espectro de insetos, praticamente não afeta os predadores naturais dos mesmos (VIEGAS JUNIOR, 2003).

Figura 76 – Lagarta morta por nim.



Fonte: Martinez, 2008.

Figura 77 – Pupa de lepidóptero morta por nim.



Fonte: Martinez, 2008.

7.3 AÇÃO SOBRE INIMIGOS NATURAIS

Produtos derivados da planta de nim destacam-se pela sua eficiência no controle de artrópodes-praga e baixa toxicidade aos inimigos naturais e ao homem (MARTINEZ, 2002; VENZON et al., 2008). Carvalho (1996) verificou que a azadiractina é 200 vezes mais tóxica aos insetos quando ingerida do que quando pulverizada, o que a torna potencialmente menos tóxica aos inimigos naturais, pois eles não se alimentam da planta tratada. Cosme (et al, 2007) avaliaram os efeitos da azadiractina sobre ovos e larvas de primeiro e quarto ínstares do predador *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus) (Coleoptera: Coccinelidae). A azadiractina a 10 mg/L mostrou-se favorável ao contexto do manejo integrado de pragas, pois favoreceu uma associação positiva entre produto natural e inimigo natural. Já azadiractina a 50 e 100 mg/L apresenta toxicidade moderada a alta, considerada tóxica para *C. sanguinea*, sendo que todos os tratamentos reduziram a viabilidade dos ovos. Para o predador *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae), o produto comercial Nim-I-Go, a base de nim, apresentou baixa ou nenhuma toxicidade a adultos e pupas de seu inimigo natural em todas as concentrações utilizadas (5 – 50 mg/L) (COSME et al., 2009). Em estudo realizado com *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae), foi observado que o produto Align, a base de Azadiractina, na dose de 100 mg de ingrediente ativo por litro, pode reduzir a taxa de ovoposição desse predador. No entanto, a azadiractina não altera a percentagem de eclosão de ovos (MEDINA et al., 2004)

Entretanto, é muito importante avaliar também o efeito indireto do uso de óleo de nim sobre os predadores. Por exemplo, qual é o efeito que os produtos à base de nim proporcionam quando a praga alvo se alimenta de folhas tratadas com esse óleo, e o predador se alimenta da praga "contaminada"? Um estudo foi realizado com o objetivo de avaliar a presa *Helicoverpa armigera* que se alimentou de folhas com extrato de sementes de Nim, e o efeito sobre larvas de *Harmonia conformis* (Boisduval) (Coleoptera: Coccinellidae) e *Mallada signatus* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) que se alimentaram daquela presa; foi observada baixa toxicidade para estes predadores, nas concentrações de 50 e 200 ppm do extrato, entretanto, a maior dose pode causar efeitos negativos na metamorfose de *M. signatus* (QI et al., 2001)

Estudo realizado com produtos comerciais à base de óleo de nim verificou que as marcas Natuneem e Sempre Verde Killer Neem apresentaram alta eficiência no controle do ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch), 95% e 93% de mortalidade, respectivamente, e menor toxicidade (25% e 45% de mortalidade, respectivamente) ao ácaro predador (*Phytoseiulus macropilis* Banks), comparado com o controle químico (VERONEZ et al., 2012). Em outro estudo, avaliando, as marcas Azamax e Neemseto causaram mortalidade de 89,7 e 91,5% ao ácaro-rajado, respectivamente, após o sétimo dia de aplicação. Nesse mesmo estudo, estas duas marcas apresentaram baixa toxicidade aos predadores *Neoseiulus californicus* Banks e *P. macropilis* (SCHLESENER et al., 2013). O produto comercial Natuneem apresentou baixa toxicidade para o predador *Euseiulus alatus* e *P. macropilis*, inclusive, não alterou a porcentagem de eclosão de ovos destas espécies de predadores (BRITO et al., 2006).

Esses trabalhos demonstram que o uso desses produtos à base de Nim apresentam alta eficiência no controle de ácaro-rajado, sem causar desequilíbrio na população de inimigos naturais na área de cultivo.

Estudos realizados com parasitoides demonstram que o nim pode ter efeitos negativos sobre algumas espécies destes inimigos naturais. Extrato de sementes de nim a 10% reduziu a taxa de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (GONÇALVES-GERVÁSIO; VENDRAMIN, 2004). Em outro estudo, a taxa de parasitismo por *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Diatraea saccharalis* tratados com 0,33%; 0,53% ou 1% do produto NimlGo, foi 0% (Broglioni-Micheletti et al., 2006). Provavelmente houve efeito de repelência causado pelo extrato de nim, o que fez com que o parasitoide tenha sido repelido e evitado ovos destas pragas. Entretanto, é muito importante salientar que o estudo foi realizado em condições de laboratório, e mais, tanto o extrato, quanto o óleo comercial de nim tem alta taxa de decomposição no meio ambiente. Em condições de campo, provavelmente a taxa de parasitismo seja mais elevada, pois o princípio ativo do nim se degrada pela ação da luz solar.

REFERÊNCIAS

- BERNANDI, D.; BOTTON, M. et al. Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro. **Bento Gonçalves: Centro Nacional de Pesquisa Uva e Vinho**, 2010. 16p. (Circular Técnica, 83).
- BLANEY, W. M.; SIMMONDS, M. S. J. A behavioural and electrophysiological study of the role of tarsal chemoreceptors in feeding by adults of *Spodoptera*, *Heliothis virescens* and *Helicoverpa armigera*. **Journal of Insect Physiology**, v. 36, p. 43-75, 1990.
- BRITO, H.M; GONDIM JUNIOR, M.G.C. et al. Toxicidade de natuneem sobre *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e ácaros predadores da família Phytoseiidae. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n.4, 685-691, 2006.
- BROGLIO-MICHELETTI, S. M. F.; SANTOS, A. J. N. dos. et al. Ação de alguns produtos fitossanitários para adultos de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 30, n. 6, p. 1051-1055, nov./dez., 2006.
- CARVALHO, S.M **Effects of sublethal concentrations azadirachtin on the developmente of *Spodopetera littoralis***. Phd thesis, University of Reading, 1996.
- COSME, L.V.; CARVALHO, G.A. et al. Efeitos de inseticidas botânico e sintéticos sobre ovos e larvas de *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus) (Coleoptera: Coccinellidae) em condições de laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 74, n. 3, p. 251-258, 2007.
- COSME, L.V.; CARVALHO, G.A. et al. Toxicidade de óleo de nim para pupas e adultos de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 76, n. 2, p. 233-238, abr./jun., 2009
- FORIM, M. R., **Estudo Fitoquímico do Enxerto de *Azadirachta indica* sobre a *Melia azadirach***: Quantificação de substâncias Inseticidas. Universidade Federal de São Carlos, Departamento de Química. (2006). Tese de Doutorado.
- GAYA, J.P. **DalNeem**: manual do Neem. Itajaí: Propaga Comunicação, 2007.
- GONÇALVES-GERVÁSIO, Rita de C. R.; VENDRAMIM, José D. Effect of Meliaceae extracts on the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 5, p. 607-612, 2004.
- LEE, S. M.; KLOCKE, J. A. et al. Insecticidal constituents of *Azadirachta indica* and *Melia azedarach* (Meliaceae). **ACS Symposium Series**, v. 449, p. 293-304, 1991.
- MARTINEZ, S.S. **O Nim** - *Azadirachta indica* - um Inseticida Natural. IAPAR, 2008.
- MEDINA, P.; BUDIA, F. et al. Influence of Azadirachtin, a Botanical Insecticide on *Chrysoperla carnea* (Stephens) Reproduction: Toxicity and Ultrastructural Approach. *Journal of Economic Entomology*, vol. 97, n. 1, p. 43-50, 2004.

NEVES, B. P.; NOGUEIRA, J. C. M. Cultivo e Utilização do Nim Indiano (*Azadirachta indica* A. Juss). **Área de Publicações e Audiovisuais**, Embrapa-CNPAF, Goiânia, GO, 32p. 1996.

PIO-CORRÊA, M. **Dicionário de plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Brasília: Ministério da Agricultura, v. 2, p. 259-263, 1984.

PRATES, H. T.; VIANA, P. A. et al. Atividade de extrato aquoso de folhas de nim (*Azadirachta indica*) sobre *Spodoptera frugiperda*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 3, p. 437-439, 2003.

QI, B.; GORDON, G. et al. Effects of Neem-Fed Prey on the Predacious Insects *Harmonia conformis* (Boisduval) (Coleoptera: Coccinellidae) and *Mallada signatus* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae). **Biological Control**, v. 22, p. 185–190, 2001.

SCHMUTTERER, H. Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. **Annual Review of Entomology**, v. 35, p. 271-297, 1990.

SIMMONDS MSJ, BLANEY WM (1983) Some neurophysiological effects of azadirachtin on lepidopterous larvae and their feeding response. In: **Proceedings of the Second International Neem Conference** (Schmutterer H, Ascher KRS, eds), pp 163–180. 1983. Eschborn: Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit (GTZ).

VENZON, M.; ROSADO, M. C. et al. Acaricidal efficacy of neem against *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). **Crop Protection, Surrey**, v. 27, p. 869-872, 2008.

VERONEZ, B.; SATO, M.E. et al. Toxicidade de compostos sintéticos e naturais sobre *Tetranychus urticae* e o predador *Phytoseiulus macropilis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, p. 511-518, 2012.

VILELA, J.A.R. **Efeito da utilização de Óleo de nim (*Azadirachta indica*) por via Dérmica e da Moxidectina por via Subcutânea na Prevenção de Infestação por *Dermatobia hominis* (LINNAEUS JR., 1781) (Diptera; Cuterebridae) em Bovinos**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal rural do Rio de Janeiro. Instituto de Veterinária. Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias. 2008. 53f.



ANOTAÇÕES





SERVIÇO NACIONAL DE APRENDIZAGEM RURAL

Administração Regional do Estado do Paraná
Rua Marechal Deodoro, 450 - 16º andar
Fone: (41) 2106-0401 - Fax: (41) 3323-1779
80010-010 - Curitiba - Paraná
e-mail: senarpr@senarpr.org.br
www.sistemafaep.org.br



Facebook
Sistema Faep



Twitter
SistemaFAEP



Youtube
Sistema Faep



Instagram
[sistema.faep](https://www.instagram.com/sistema.faep)



Linkedin
[sistema-faep](https://www.linkedin.com/company/sistema-faep)



Flickr
SistemaFAEP