

INFORME

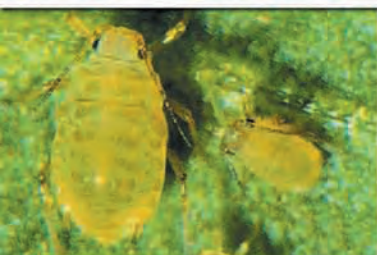
v. 26 - n. 225 - 2005

ISSN 0100-3364

AGROPECUÁRIO

Uma publicação da EPAMIG
Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais

Pragas em Cultivos Protegidos e o Controle Biológico



Matrizes e Reprodutores Gir Leiteiro da EPAMIG

Há 57 anos selecionando os melhores animais para o seu plantel!



Genética superior para leite em condição de pastagem

O rebanho Gir Leiteiro da Fazenda Experimental Getúlio Vargas/EPAMIG foi formado em 1948 e conta com a tradição de ser o segundo mais antigo plantel da raça Gir no Brasil, praticando seleção para leite. Este trabalho procurou atender à demanda pela produção econômica de leite e de reprodutores de alto valor genético, compatíveis com as condições adversas de clima e manejo do País.

Informações: EPAMIG - Centro Tecnológico do Triângulo e Alto Paranaíba
Fazenda Getúlio Vargas - Rua Afonso Rato, 1301 - Caixa Postal 351 CEP 38001-970
Uberaba-MG Tel. (34) 3321-6699 - e-mail: cttp@epamig.br // epamig@epamiguberaba.com.br





Informe Agropecuário

Uma publicação da EPAMIG
v.26 n.225 2005
Belo Horizonte-MG

Apresentação

O sistema de cultivo protegido é um método de produção de hortaliças e ornamentais relativamente novo no Brasil, e que tem-se expandido a cada ano. Estima-se, atualmente, uma área total de 2.500 hectares.

Entretanto, nos cultivos protegidos, a manutenção de um microclima para a rápida produção vegetal propicia também o surgimento mais veloz de pragas. Cerca de 88% das casas de vegetação no Brasil apresentam problemas com pragas, sendo pulgões, tripses, moscas-brancas, moscas-minadoras, cochonilhas e ácaros, os mais comuns. O controle dessas pragas, através de programas rotineiros de pulverizações de produtos fitossanitários, a falta de pesquisa e/ou a não disponibilidade de inimigos naturais são as principais desvantagens desse sistema.

Devido a esses problemas, os produtores estão fortemente interessados no controle biológico de pragas, haja vista o exemplo de sucesso em outros países.

Este Informe Agropecuário traz informações sobre as principais pragas que ocorrem neste sistema de cultivo e procura estabelecer uma proposição direta das grandes possibilidades de uso do controle biológico dessas pragas em cultivos de hortaliças e plantas ornamentais em casas de vegetação no Brasil.

*Vanda Helena Paes Bueno
Lenira Viana Costa Santa-Cecília*

Sumário

Editorial	3
Entrevista	4
Controle biológico de pulgões ou afídeos-praga em cultivos protegidos	
<i>Vanda Helena Paes Bueno</i>	9
Controle biológico da mosca-branca em cultivos protegidos	
<i>Odair Aparecido Fernandes e Antônia do Carmo Barcellos Correia</i>	18
Controle biológico de cochonilhas-farinentas em cultivos protegidos	
<i>Lenira Viana Costa Santa-Cecília e Brígida Souza</i>	24
Controle biológico de tripses: pragas sérias em cultivos protegidos	
<i>Vanda Helena Paes Bueno</i>	31
Controle biológico de pragas da ordem Lepidoptera com parasitóides de ovos em cultivos protegidos	
<i>José Roberto Postali Parra</i>	40
Mosca-minadora em cultivos protegidos e seu controle biológico	
<i>Luis Cláudio Paterno Silveira</i>	48
Controle biológico de ácaros em cultivos protegidos	
<i>Paulo Rebelles Reis, Ester Azevedo da Silva e Mauricio Sergio Zacarias</i>	58

ISSN 0100-3364

Informe Agropecuário	Belo Horizonte	v. 26	n.225	p.1-68	2005
----------------------	----------------	-------	-------	--------	------

© 1977 EPAMIG

ISSN 0100-3364

INPI: 1231/0650500

CONSELHO DE

DIFUSÃO DE TECNOLOGIA E PUBLICAÇÕES

Baldonado Arthur Napoleão

Luiz Carlos Gomes Guerra

Manoel Duarte Xavier

Carlos Alberto Naves Carneiro

Maria Lélia Rodrigues Simão

Edson Marques da Silva

Sebastião Gonçalves de Oliveira

Cristina Barbosa Assis

Vânia Lacerda

DEPARTAMENTO DE TRANSFERÊNCIA

E DIFUSÃO DE TECNOLOGIA

Cristina Barbosa Assis

DIVISÃO DE PUBLICAÇÕES

EDITOR

Vânia Lacerda

COORDENAÇÃO TÉCNICA

Vanda Helena Paes Bueno e Lenira Viana Costa Santa-Cecília

REVISÃO LINGÜÍSTICA E GRÁFICA

Marlene A. Ribeiro Gomide e Rosely A. R. Battista Pereira

NORMALIZAÇÃO

Fátima Rocha Gomes e Maria Lúcia de Melo Silveira

PRODUÇÃO E ARTE

Diagramação/formatação: *Rosângela Maria Mota Ennes*
e *Maria Alice Vieira*

Capa e design: *Thiago Fernandes Barbosa*

PUBLICIDADE

Décio Corrêa

Av. José Cândido da Silveira, 1.647 - Cidade Nova

Caixa Postal, 515 - CEP 31170-000 Belo Horizonte-MG

Telefone: (31) 3488-8468

publicidade@epamig.br

Informe Agropecuário é uma publicação da Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais EPAMIG

É proibida a reprodução total ou parcial, por quaisquer meios, sem autorização escrita do editor. Todos os direitos são reservados à EPAMIG.

Os artigos assinados por pesquisadores não pertencentes ao quadro da EPAMIG são de inteira responsabilidade de seus autores.

Os nomes comerciais apresentados nesta revista são citados apenas para conveniência do leitor, não havendo preferências, por parte da EPAMIG, por este ou aquele produto comercial. A citação de termos técnicos seguiu a nomenclatura proposta pelos autores de cada artigo.

Assinatura anual: **6 exemplares**

Aquisição de exemplares

Serviço de Assinaturas

Av. José Cândido da Silveira, 1.647 - Cidade Nova

Caixa Postal, 515 - CEP 31170-000 Belo Horizonte - MG

Telefax: (31) 3488-6688

E-mail: publicacao@epamig.br - Site: www.epamig.br

CNPJ (MF) 17.138.140/0001-23 - Insc. Est.: 062.150146.0047

Informe Agropecuário. - v.3, n.25 - (jan. 1977) - . - Belo Horizonte: EPAMIG, 1977 - .
v.: il.

Cont. de Informe Agropecuário: conjuntura e estatística. - v.1, n.1 - (abr.1975).

ISSN 0100-3364

1. Agropecuária - Periódico. 2. Agropecuária - Aspecto Econômico. I. EPAMIG.

CDD 630.5

O Informe Agropecuário é indexado na
AGROBASE, CAB INTERNATIONAL e AGRIS

Governo do Estado de Minas Gerais
Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento
Sistema Estadual de Pesquisa Agropecuária - EPAMIG, UFLA, UFMG, UFV

GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS

Aécio Neves da Cunha

Governador

**SECRETARIA DE ESTADO DE AGRICULTURA,
PECUÁRIA E ABASTECIMENTO**

Silas Brasileiro

Secretário



EPAMIG

Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais

Presidência

Baldonado Arthur Napoleão

Diretoria de Operações Técnicas

Manoel Duarte Xavier

Diretoria de Administração e Finanças

Luiz Carlos Gomes Guerra

Gabinete da Presidência

Carlos Alberto Naves Carneiro

Assessoria de Comunicação

Roseney Maria de Oliveira

Assessoria de Planejamento e Coordenação

Ronara Dias Adorno

Assessoria Jurídica

Paulo Otaviano Bernis

Assessoria de Informática

Luiz Fernando Drummond Alves

Auditoria Interna

Carlos Roberto Ditadi

Departamento de Transferência e Difusão de Tecnologia

Cristina Barbosa Assis

Departamento de Pesquisa

Maria Lélia Rodriguez Simão

Departamento de Negócios Tecnológicos

Edson Marques da Silva

Departamento de Prospecção de Demandas

Sebastião Gonçalves de Oliveira

Departamento de Recursos Humanos

José Eustáquio de Vasconcelos Rocha

Departamento de Patrimônio e Administração Geral

Marlene do Couto Souza

Departamento de Contabilidade e Finanças

Celina Maria dos Santos

Superintendência Financeira dos Centros Tecnológicos e

Fazendas Experimentais

José Roberto Enoque

Superintendência Administrativa dos Centros Tecnológicos e

Fazendas Experimentais

Artur Fernandes Gonçalves Filho

Instituto de Laticínios Cândido Tostes

Gérson Occhi

Instituto Técnico de Agropecuária e Cooperativismo

Marusia Guimarães Pereira Rodrigues

Centro Tecnológico do Sul de Minas

Adauto Ferreira Barcelos

Centro Tecnológico do Norte de Minas

Marco Antonio Viana Leite

Centro Tecnológico da Zona da Mata

Juliana Cristina Vieccelli de Carvalho

Centro Tecnológico do Centro-Oeste

Cláudio Egon Facion

Centro Tecnológico do Triângulo e Alto Paranaíba

Roberto Kazuhiko Zito

A EPAMIG integra o

**Sistema Nacional de Pesquisa Agropecuária,
coordenado pela EMBRAPA**

Cultivo protegido e o controle biológico de pragas: qualidade na produção

O cultivo protegido surgiu na Europa, pela necessidade de obtenção de ambientes favoráveis ao cultivo de plantas no inverno. Atualmente, com o desenvolvimento tecnológico, é possível controlar não só a temperatura, mas também a umidade, os teores de oxigênio, de gás carbônico e os níveis de fertilizantes.

Por ser uma técnica com alto custo inicial de implantação, atualmente, o cultivo protegido no Brasil é utilizado só para culturas de elevado retorno por área de cultivo, como flores, tomate, pimentão, pepino, alface, ervilha, entre outras. Esse custo inicial vem caindo com o uso de materiais alternativos e, em um futuro próximo, a técnica de cultivo protegido será utilizada para as mais diversas culturas.

A produção de flores e plantas ornamentais no Brasil tem predominado com esse tipo de cultivo. No final dos anos 60, a floricultura nacional resumia-se a poucas plantações em torno da capital paulista e em Holambra, SP, onde se estabeleceram imigrantes holandeses. Nos anos 90, rumou para Minas Gerais, Ceará, Santa Catarina, Rio de Janeiro, até chegar a Pernambuco, Bahia, Distrito Federal, Pará e Amazonas. Em termos econômicos, a floricultura nacional chegou perto dos 25 milhões de dólares em exportação, em 2004, crescimento que foi 20% superior, em relação ao ano de 2003.

Cerca de 120 mil pessoas trabalham diretamente na produção e comércio de flores e plantas ornamentais no País. Os produtores, na maioria de pequeno e médio portes, empregam 12 a 15 pessoas por hectare. O estado de São Paulo, representado pelas cidades de Holambra e Atibaia, continua sendo o maior produtor nacional de flores, seguido do Ceará e de Minas Gerais, com as cidades de Andradas e Barbacena.

Muitos problemas têm sido enfrentados pelos produtores nesse sistema de cultivo, no que diz respeito ao controle de pragas e à crescente resistência aos produtos químicos, além dos altos custos, da poluição ambiental e dos resíduos que dificultam as exportações. O controle biológico tem-se apresentado como uma alternativa bastante promissora, devido aos avanços da pesquisa e ao sucesso alcançado em países da Europa.

Esta edição do Informe Agropecuário visa orientar os produtores quanto aos métodos mais adequados para o controle de pragas em cultivos protegidos, os quais podem garantir a qualidade e a lucratividade da produção.

Baldonado Arthur Napoleão

Presidente da EPAMIG

Controle biológico: uma proposta atrativa para o manejo de pragas

Joop C. van Lenteren é professor titular do Laboratório de Entomologia da Universidade de Wageningen, na Holanda. Reconhecido, mundialmente, como um dos maiores especialistas no controle biológico de pragas em cultivos protegidos, van Lenteren esclarece nesta entrevista várias questões a cerca da aplicabilidade do sistema.

Com uma experiência de mais de 40 anos no controle biológico de pragas em cultivos protegidos, a Holanda desponta como um dos maiores países produtores de plantas ornamentais e hortaliças neste sistema, reunindo estudos e pesquisas avançadas que garantem o sucesso de sua produção.



IA - O controle biológico em casas de vegetação parece ser muito popular na Europa e na América do Norte. Qual a razão para esta popularidade?

Joop C. van Lenteren – O fato de o controle biológico ter-se desenvolvido tão rápido em casas de vegetação também foi uma grande surpresa para mim. No início, poucos especialistas nesse controle anteciparam o fato de ser possível empregar inimigos naturais em casas de vegetação, porque a produção de vegetais e ornamentais neste sistema é muito cara. Isto significa que produtores bem treinados e envolvidos com a produção em casas de vegetação não correriam o risco de danos provocados por insetos, por razões ideológicas, tais como: efeitos colaterais ambientalmente reduzidos, comparados ao controle químico. Se este controle químico é melhor, certamente será usado. Em tomate, por exemplo, o controle de pragas representa menos de 2% de todos os custos

totais de produção. Portanto, custos não se constituem em um fator limitante para o controle químico. A mesma situação ocorre em ornamentais, onde o custo do controle de pragas, quando se empregam químicos (incluindo o material de aplicação), é usualmente menor do que 1% de todos os custos de produção da cultura.

Assim, apesar da séria coação de que o controle químico é comparativamente simples e não dispendioso, a adoção do controle biológico tem sido extremamente rápida em casas de vegetação. Hoje os produtores já podem ver claramente as vantagens específicas do controle biológico em casas de vegetação.

A principal razão para o uso de métodos de controle biológico nos anos 60 foi a resistência aos pesticidas em várias pragas-chave em casas de vegetação. Atualmente, outros importantes estímulos incluem a demanda por pessoas que façam uma política de ação

para redução do uso de pesticidas e por consumidores que requerem uma produção de alimentos e flores livres de resíduos.

IA - O senhor mencionou vantagens específicas do controle biológico para produtores em casas de vegetação. Quais são elas?

Joop C. van Lenteren – Existem muitas vantagens comparadas com o controle químico e algumas delas foram nomeadas pelos produtores e, inicialmente, não reconhecidas pelos pesquisadores.

Existem, de fato, vantagens gerais no emprego do controle biológico, tais como: exposição reduzida do produtor e aplicador aos pesticidas tóxicos; falta de resíduos nos produtos comercializados; riscos extremamente baixos de poluição ambiental. Entretanto, essas não são preocupações particulares para o produtor. Mais importantes são as razões específicas, que fazem com que

os produtores, que cultivam em casas de vegetação, preferem o controle biológico, tais como:

- com o controle biológico não há efeitos fitotóxicos em plantas jovens e não ocorre aborto prematuro de flores e frutos;
- a liberação de inimigos naturais leva menos tempo e é mais prazerosa do que aplicar químicos em casas de vegetação, que são úmidas e quentes;
- a liberação de inimigos naturais usualmente ocorre logo após o período do plantio, quando o produtor tem tempo suficiente para checar o sucesso do desenvolvimento desses inimigos. Diante disso, o sistema é confiável por meses, com checagem somente ocasional, já o controle químico requer contínua atenção;
- para algumas pragas-chave o controle químico é difícil ou impossível, devido à resistência aos pesticidas;
- com o controle biológico não há período de carência entre a aplicação e a colheita dos frutos. Já com o controle químico, devem-se esperar vários dias antes de a colheita ser permitida;
- o controle biológico é permanente: “uma vez um bom inimigo natural, sempre um bom inimigo natural”;
- o controle biológico é apreciado pelo público em geral.

Os custos do controle biológico são similares aos do controle químico. Isto, em combinação com as razões citadas, faz do controle biológico uma proposta atrativa do manejo de pragas.

IA - Dentro de uma perspectiva mundial, quão importante é o controle biológico em casas de vegetação?

Joop C. van Lenteren – A área total mundial coberta por casas de vegetação é cerca de 300 mil ha, dos quais 50 mil ha são cobertos com vidro e 250 mil ha, com plástico. Vegetais são produzidos em 195 mil ha e ornamentais em 105 mil ha. Desenvolvimentos do controle biológico neste sistema de produção têm sido inesperadamente rápidos e ilustram o grande potencial de métodos alternativos para o controle químico.

Em um período menor que 30 anos, muitos programas de controle biológico têm sido desenvolvidos para a maioria das pragas em casas de vegetação. Na Holanda, por exemplo, o controle biológico é usado em larga escala em todos os principais cultivos de vegetais: mais de 90% de todos os cultivos de tomate, pepino e pimentão são produzidos com o uso de controle biológico. Mundialmente, 5% das áreas com casas de vegetação estão sob controle biológico e existe potencial para um aumento de cerca de 20% da área, nos próximos 10 anos.

IA - O senhor pode dar um exemplo de um programa comercial de controle biológico usado na Europa?

Joop C. van Lenteren – Um bom exemplo de um programa de controle biológico é o utilizado para o cultivo de tomate, o mais importante cultivo de casas de vegetação em todo o mundo. O programa envolve dez inimigos naturais e vários outros métodos de controle, como resistência da planta hospedeira, controles climático e cultural. Quando o tomate é cultivado em solo, a esterilização deste é por vaporização, usada muito antes do plan-

to da cultura principal, para eliminar doenças que provêm do solo, ou seja, vírus-do-mosaico-do-tomateiro (TMV), fungos *Fusarium*, *Verticillium* e pragas, tais como, *Lacanobia oleracea* (mariposa-do-tomate) e três espécies de *Liriomyza* (mosca-minadora).

Cultivares resistentes ao vírus TMV são usadas para prevenir o desenvolvimento do vírus. Além disso, muitas cultivares de tomate, na Europa, são resistentes aos fungos *Cladosporium* e *Fusarium*. Algumas são também tolerantes ao fungo *Verticillium* e aos nematóides da raiz. Problemas com doenças provenientes do solo podem também ser grandemente reduzidos através do cultivo em meio inerte, o qual se tem tornado uma prática comum na Europa Ocidental. Em tomate, entretanto, somente pragas de folhagem e *Botrytis cinerea* requerem medidas diretas de controle. Dos poucos organismos que passam o inverno em casas de vegetação e sobrevivem à esterilização do solo, o ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*) e o *tomato looper* (*Chrysodeixis chalcites*) são alguns deles.

Transferência de mudas ou plantas jovens livres de outros organismos-praga para o interior da casa de vegetação é importante para prevenir o desenvolvimento inicial de pragas.

Cultivos de tomate em casas de vegetação crescem em sistemas de *rockwool* (mineral fibroso tipo lã de vidro), o qual torna a esterilização do solo redundante. Com o término da esterilização do solo mais organismos, tais como as espécies de *Liriomyza* e seus inimigos naturais, e *L. oleracea* passam o inverno em casas de vegetação. Um desenvolvimento recente, que deu grande estímulo à aplicação do controle biológico, foi o uso de vespas mamangavas para polinização.

IA - Quais fatores limitam a aplicação do controle biológico?

Joop C. van Lenteren – Isto depende grandemente da região onde você trabalha. Em países com programas de controle biológico bem desenvolvido, o principal e, freqüentemente, o único problema é o risco de que novas pragas, vindas de outras áreas, invadam a cultura. Se nenhum inimigo natural estiver disponível para esta praga, deve-se usar o controle químico, o que resulta em efeitos negativos sobre os inimigos naturais, que estão sendo usados para controle de outras pragas.

Fatores limitantes em países que estão iniciando o controle biológico são:

- produtores e pessoal do serviço de extensão necessitam ser treinados, assim, entenderão sobre o controle biológico e a introdução de inimigos naturais;
- qualidade e a quantidade suficientes de inimigos naturais;
- pesticidas seletivos precisam estar disponíveis para aquelas pragas, já que o mesmo não ocorre com os agentes de controle biológico.

O controle biológico é freqüentemente iniciado antes mesmo que todas as condições, para um completo programa desse controle, estejam definidas. Assim, falhas iniciais de controle biológico dificultam a aceitação desta espécie de proteção de cultivos pelos produtores. Para um bom começo, conclui-se que é necessária uma pesquisa confiável, realizada entre pesquisadores e produtores.

IA - O que o senhor diria para um produtor que quer iniciar uma atividade com o controle biológico?

Joop C. van Lenteren – Primeiro, tentaria saber o que ele pensa sobre a proteção de cultivos com químicos e o porquê de iniciar uma produção com o controle biológico. Também gostaria de ver suas casas de vegetação, para ter uma idéia sobre a higiene e os métodos de produção, se as condições nesse ambiente são boas e se o produtor confia no controle biológico. Discutiria um possível programa de controle biológico para seu cultivo, com base em sua experiência sobre as pragas que ocorrem em suas casas de vegetação. Deixaria claro que o controle biológico é mais complicado que o químico, e que é necessário aprender a biologia das pragas e dos inimigos naturais. O primeiro ciclo do plantio é, então, gasto para amostragem de pragas em um cultivo normal e, se possível, também em uma pequena parte dele, onde nenhum controle químico é aplicado. Nesta parte do cultivo, o produtor logo descobrirá que várias pragas são mantidas sob controle (por agentes que já estão na casa de vegetação) e que alguns novos organismos podem estar presentes, porque nenhum controle químico é aplicado. Após este primeiro ciclo do cultivo, um programa específico pode ser desenvolvido, o qual ao longo dos anos transformar-se-á em um confiável programa de controle.

IA - Que desenvolvimentos futuros o senhor espera para o controle biológico em casas de vegetação?

Joop C. van Lenteren – Mundialmente, que ocorra uma pesquisa contínua e uma avaliação de inimigos naturais (parasitóides, predadores e patógenos), de insetos e ácaros-praga, para melhorar o controle das pragas atuais ou para desenvolver o controle de novas pragas.

Os problemas mais sérios são atualmente causados por espécies de tripes, por mosca-branca do gênero *Bemisia* e por várias espécies de pulgões. Para o controle de tripes-praga, os produtores são forçados a aplicar intensivamente um largo espectro de pesticidas químicos, que indispõem comercialmente o sucesso de programas de controle biológico em casas de vegetação. Os perceijos predadores do gênero *Orius* e os ácaros predadores *Amblyseius* provêm cultivos como pimentão e pepino em casas de vegetação com o controle adequado de tripes. Fungos entomopatogênicos deverão ser úteis como agentes de controle adicionais. Um novo e interessante desenvolvimento para melhorar o controle biológico de tripes é o sistema de criação aberta do ácaro-predador *Amblyseius degenerans* em plantas de *Ricinus communis* em vasos. Essas plantas banqueiras podem ser colocadas na casa de vegetação para estabelecer colônias do predador em um cultivo que não tem ainda pólen.

A emergência de uma nova espécie de mosca-branca-praga, a mosca-branca-batata-doce, *Bemisia argentifolii*, tem complicado os programas de controle biológico na América, no Mediterrâneo e em outras partes do mundo. Como resultado, atualmente, *Bemisia* pode ser controlada pela liberação de uma mistura dos parasitóides *Encarsia formosa* e *Eretmocerus eremicus* (Norte da Europa e Norte da América) ou *Eretmocerus mundus* (Mediterrâneo). O predador *Macrolophus caliginosus* é geralmente adicionado aos parasitóides, tanto que esta mistura de dois parasitóides e de um predador resulta em melhor controle por um longo período.

Pulgões têm sempre criado problemas em programas de manejo de pragas,

superAgro

Minas 2005

Tempo bom pra semear oportunidades e colher resultados.



De 2 a 5 de junho, Belo Horizonte.

Minas está vivendo um novo tempo de realizações, muito trabalho e grandes acontecimentos. Se você quer fazer parte desse novo ciclo de desenvolvimento, a hora é agora. De 2 a 5 de junho de 2005, Belo Horizonte vai ser o novo centro de agronegócios do País. É a SuperAgro, um evento com diversas oportunidades para quem quer mostrar seus produtos e serviços para o Brasil. Pela primeira vez, o Estado vai reunir, num só espaço – Complexo Expominas/Parque da Gameleira – todas as cadeias produtivas, mobilizando as principais entidades de classe e retomando, em definitivo, a sua vocação natural para o agronegócio. São mais de 67 mil m² de pavilhões cobertos – a área total é de 145 mil m² – que vão receber, durante quatro dias, cerca de 100 mil pessoas ligadas aos negócios do campo. Se a sua empresa busca um terreno fértil para semear oportunidades e colher resultados, a SuperAgro é o lugar certo.

- 45ª Exposição Estadual Agropecuária (30 de maio a 5 de junho)
- MinasLáctea 2005 • Avicultor 2005 • Feira das Cadeias das Carnes Suínas e Bovinas • Feira da Cadeia do Café • 8ª Expocachaça • Mostra das Cadeias de Grãos, Frutas, Hortaliças, Florestas Plantadas, Açúcar e Álcool • Núcleo de Conhecimento (palestras, cursos e workshops) • Mostra da Indústria de Minas

Tel.: (31) 3213-6259 / (31) 3213-6300 - ramal 376
www.superagro.ima.mg.gov.br - superagro@ima.mg.gov.br

Federação da Agricultura e Pecuária do Estado de Minas Gerais
FAEMG



**GOVERNO
DE MINAS**

AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO

uma vez que suas populações podem desenvolver-se tão rapidamente, que a introdução de inimigos naturais é frequentemente muito tardia. Apesar de numerosos estudos de insetos afidófagos (parasitóides e predadores) e fungos entomopatogênicos, somente poucas espécies têm mostrado potencial em casas de vegetação em larga escala, porque poucos inimigos naturais têm condição de competir com as taxas reprodutivas e de desenvolvimento dos afídeos. O melhor método para prevenir que populações de afídeos escapem do controle é trazer os inimigos naturais para dentro das casas de vegetação, antes mesmo de esses afídeos serem descobertos. Isto pode ser feito de uma maneira bem efetiva, introduzindo unidades de criação aberta (plantas banqueiras), dentro das casas de vegetação, as quais consistem de plantas de trigo com pulgões do trigo (que não podem viver em cultivos de casas de vegetação), predadores e parasitóides.

Recentemente, apareceu uma atividade de grande expansão na área de geração de resistência a pragas e a doenças, para cultivos em casas de vegetação. Cerca de 30% de todas as atividades de produção de importantes companhias, visando à resistência para cultivos em casas de vegetação, são agora gastos com pragas e doenças. Isto é particularmente importante para pragas que não podem ser controladas facilmente com agentes de controle biológico.

Então, eu vejo um rápido desenvolvimento no controle biológico de doenças. Isto é um desenvolvimento essencial, porque alguns dos fungicidas estão matando agentes de controle biológico de insetos-praga. Os primeiros agentes

para controle de doenças já estão registrados e comercialmente disponíveis.

Finalmente, vários sistemas hábeis, ou sistemas de decisão e suporte estão sendo desenvolvidos para diagnose de pragas e controle biológico. Um importante fator que favorece o uso de tais sistemas na indústria relacionada com as casas de vegetação é o fato de este setor ser tecnologicamente avançado, com o uso difundido do controle computadorizado das condições ambientais. Recentemente, através de sistemas hábeis desenvolvidos neste campo têm-se incluído diagnoses de pragas e doenças, programas de controle biológico para cultivos específicos, e dados sobre os efeitos colaterais de pesticidas sobre os inimigos naturais. Este tipo de sistema de decisão e suporte ajuda os produtores a manejar grandemente os sistemas complexos de produção.

Concluindo, o controle biológico é agora um método de proteção de culturas, bem respeitado, confiável e sustentável usado por produtores progressistas pelo mundo.

IA - Quais são as possibilidades e as necessidades para implementação do controle biológico em casas de vegetação no Brasil?

Joop C. van Lenteren – Vejo excelentes possibilidades para o controle biológico em casas de vegetação no Brasil. Com base em observações e experimentos feitos pelo Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Lavras (Ufla), em Holambra (SP), e pelo que tenho visto nesta cidade e em Andradás (MG), acredito que o controle biológico desenvolver-se-á grandemente nos próximos cinco anos. O fato de a maioria das flores estar destinada ao

mercado interno e não à exportação, ajuda enormemente.

Na Europa, temos que conviver com tolerância zero de pragas e inimigos naturais, quando as plantas são exportadas, e este problema não existe, ainda, no Brasil. Além disso, em Holambra, a equipe da Ufla encontrou um grande número de agentes de controle biológico que ocorre naturalmente, e que se estabelecerá nas casas de vegetação tão logo as aplicações de químicos sejam interrompidas. O controle biológico resultou na mesma qualidade e quantidade de cultivos, além de ser financeiramente mais atrativo.

Estudos básicos relacionados com o desenvolvimento de populações de pragas e inimigos naturais são necessários para desenvolver programas de controle biológico confiáveis e isto é bem possível com a ajuda de estudantes de universidades. Tais estudos não só deverão ser realizados no laboratório, mas também nas casas de vegetação, e a intensiva colaboração com os produtores é essencial.

Como uma importante necessidade, vejo o aparecimento de um produtor comercial de agentes de controle biológico. Este produtor não deverá somente vender inimigos naturais, mas, o mais importante, deverá também providenciar orientações (extensão), para o produtor, sobre métodos de amostragem, determinação do momento de liberação dos inimigos naturais, qual tipo de pesticidas químicos deve ser usado em combinação com o controle biológico etc. Na Holanda, não vendemos simplesmente inimigos naturais, vendemos “serviço de proteção de cultivos”, o qual inclui o controle biológico.

■ Tradução: Vanda Helena Paes Bueno

Controle biológico de pulgões ou afídeos-praga em cultivos protegidos

Vanda Helena Paes Bueno¹

Resumo - Os pulgões ou afídeos são insetos de tamanho pequeno, com coloração variável, e que apresentam grande capacidade de reprodução, superposição de gerações e desenvolvimento de resistência à maioria dos produtos fitossanitários aplicados para o seu controle. São sugadores de seiva, podendo ser também transmissores de vírus às plantas. Os prejuízos ocasionados por esses insetos podem ser acentuados, porque na maioria das vezes atacam no início do ciclo vegetativo das plantas, com intensas infestações que podem dizimar totalmente a cultura. Entre as várias espécies que ocorrem em cultivo protegido, *Aphis gossypii* Glover é uma importante praga de vários cultivos em casas de vegetação, tanto de vegetais como de ornamentais. O controle biológico com o uso de parasitóides da família Aphidiidae, seja através da liberação inoculativa, seja através do uso de “plantas banqueiras” (unidades de criação aberta), tem demonstrado ser de grande eficiência na diminuição de populações de pulgões em níveis abaixo de dano econômico.

Palavras-chave: Pulgão. *Aphis gossypii*. *Aphidius* spp. Parasitóide. Predador. Casa de vegetação. Liberação inoculativa.

INTRODUÇÃO

Os pulgões estão entre as mais sérias pragas de cultivos em sistemas protegidos. Numerosas espécies que ocorrem no campo podem tornar-se pragas em casas de vegetação, uma vez que os fatores climáticos e as condições da planta são frequentemente ótimos para seu desenvolvimento e reprodução. Em casas de vegetação, a reprodução é contínua por partenogênese, ou seja, fêmeas vivíparas produzem novas gerações de fêmeas, com ciclo de vida anolocíclico (incompleto).

A temperatura também é um fator ecológico que tem grande influência no desenvolvimento e reprodução desses insetos. Embora a considerada ótima para o desenvolvimento dos afídeos seja de, aproximadamente, 25°C, que, na maioria das casas de vegetação, frequentemente excede durante o dia e diminui durante a noite. Essa

variação proporciona condições para que os afídeos sejam capazes de sobreviver e multiplicar nestes ambientes.

Assim, devido ao curto tempo para originar uma geração, rápida taxa reprodutiva e partenogênese, uma infestação de afídeos em um cultivo pode muito rapidamente atingir níveis bastante sérios. Uma fêmea produz entre 40 a 100 descendentes a uma taxa de 3 a 10 indivíduos/dia em várias semanas.

Cabe, ainda, ressaltar o crescente desenvolvimento de resistência desses insetos à maioria dos produtos fitossanitários aplicados para o seu controle. Portanto, a preocupação quanto às novas metodologias de controle de afídeos é crescente nestes ambientes, e o controle biológico, principalmente com o uso de parasitóides, tem demonstrado ser eficiente para manter as densidades populacionais abaixo do nível de dano econômico.

CARACTERIZAÇÃO DOS AFÍDEOS

Afídeos são insetos sugadores que possuem cinco estádios ninfais e o adulto. Tanto as ninfas quanto os adultos alimentam-se da seiva das plantas. As ninfas desenvolvem-se rapidamente e sofrem quatro mudas (trocas de pele) antes de tornarem-se adultas. Ela deixa a cada muda uma cutícula conspícua branca espalhada, revelando, assim, sua presença no cultivo. Os afídeos têm, no geral, cerca de 2 mm de comprimento e apresentam as formas ápteras e aladas. Os alados geralmente ocorrem, quando há um aumento populacional, ou quando há mudança de planta hospedeira, já que eles podem mover-se de uma planta para outra.

A reprodução desses insetos pode ser sexuada, normalmente em regiões de clima temperado, ou por partenogênese telítica,

¹Bióloga, D.Sc., Prof^{ta} Tit. UFLA - Dep^{to} Entomologia, Caixa Postal 3037, CEP 37200-000 Lavras-MG. Correio eletrônico: vhpbueno@ufla.br

na qual são originadas apenas fêmeas, sendo esta a mais comum em regiões tropicais, como o Brasil, e em casas de vegetação. Apresentam altas taxas reprodutivas. Inicialmente, os indivíduos são ápteros e a população cresce de forma mais intensa. Na falta de alimento, por exemplo, aparecem as formas aladas, que voam para outras plantas, constituindo novas colônias. Foi demonstrado, em casas de vegetação, que *M. persicae* e *A. gossypii* disseminam-se por uma área de 11,2 m²/dia, após infestar somente uma planta de crisântemo de vaso.

Os alados, após descerem em um cultivo, iniciam uma breve prova exploratória no floema da planta e, se não satisfatória, a pesquisa continua por meio de vôos curtos até que uma planta hospedeira adequada seja encontrada.

PRINCIPAIS ESPÉCIES

As principais espécies de afídeos que ocorrem em cultivos sob sistema protegido são *Myzus persicae* (Sulzer.), *Aphis gossypii* Glover, *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas), *Macrosiphum rosae* (L.), *Aulacorthum solani* (Kaltenbach). São espécies polífagas e apresentam uma ampla variedade de plantas hospedeiras.

As espécies *A. gossypii* (Fig. 1A) (primariamente em pepino, crisântemo e pimentão) e *M. persicae* (Fig. 1B) (primariamente em solanáceas e crisântemo) são de ocorrência mais comum em plantas ornamentais e vegetais cultivados em sistemas protegidos e apresentam algumas características morfológicas que as diferenciam (Quadro 1).

A espécie *M. euphorbiae* (Fig. 1C) pode atingir 4mm de comprimento, tem coloração verde, corpo e sifúnculos bem alongados. É encontrada especialmente nas partes jovens das plantas e é bastante ativa, podendo disseminar-se pelo cultivo rapidamente.

O afídeo *A. solani* (Fig. 1D) é extremamente polífago, uma praga comum em casas de vegetação, em plantas em vasos, no caso das ornamentais, e também em solanáceas. Apresenta-se com 1,8 a 3,0 mm de comprimen-

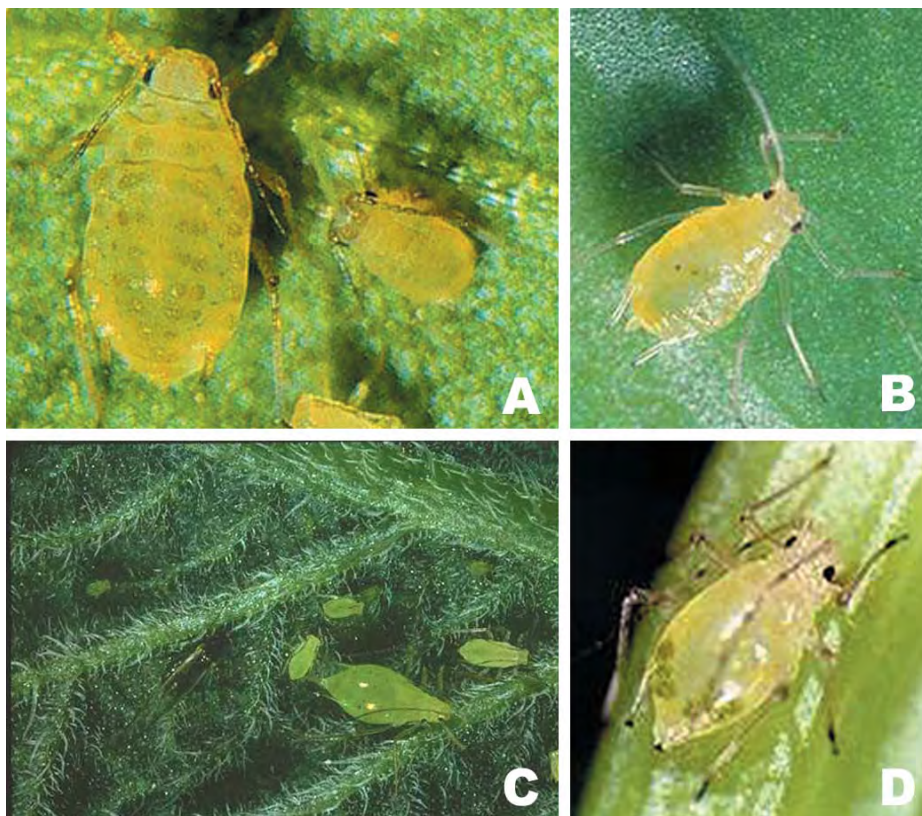


Figura 1 - Pulgões adultos ápteros

NOTA: Figura 1A - *Aphis gossypii* Glover. Figura 1B - *Myzus persicae* (Sulzer). Figura 1C - *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas). Figura 1D - *Aulacorthum solani* (Kaltenbach).

QUADRO 1 - Principais diferenças morfológicas entre os pulgões *Myzus persicae* (Sulzer) e *Aphis gossypii* Glover

<i>A. gossypii</i>	<i>M. persicae</i>
Coloração geral: café-amarelado.	Coloração geral: café-escuro.
Tamanho: 1,2 a 2,3 mm.	Tamanho: 0,9 a 1,8 mm.
Frente acanalada com tubérculos antenais convergentes.	Frente sinuosa.
Dorso abdominal com placa dorsal com área fusiforme não pigmentada.	Dorso abdominal com ou sem escleritos isolados.
Antenas quase do mesmo comprimento do corpo.	Antenas mais curtas do que o corpo.
Sifúnculo ligeiramente alargado no terço posterior.	Cauda pálida em relação ao sifúnculo.

to e coloração que varia de verde ou amarelo-brilhante pálido, com uma mancha verde-brilhante ou ferrugem na base de cada sifúnculo, para um verde-uniforme ou marrom-esverdeado.

A taxa de desenvolvimento dos afídeos é influenciada pela temperatura e pela planta hospedeira. Por exemplo, *A. gossypii* é adaptado a altas temperaturas. Adultos vivem de duas a três semanas e produzem

de 3 a 10 ninfas/dia. A uma temperatura de 27°C, o período ninfal é de sete dias, e os adultos produzem uma média de 40 ninfas em uma semana. Em casas de vegetação, há um crescimento desse pulgão de 4 vezes/semana, em cultivos de berinjela, e 12 vezes, em cultivos de pepino. Para *M. euphorbiae*, a temperatura mais favorável para o seu desenvolvimento é próxima de 15 a 18°C; e cada fêmea adulta é capaz de produzir cerca de 30 descendentes.

São insetos difíceis de controlar, devido à resistência a inseticidas e ao aparecimento de biótipos ou raças. A espécie *A. gossypii* ocorre em muitas plantas ornamentais, como crisântemos, nas quais têm adquirido resistência a inseticidas organofosforados e carbamatos.

M. persicae é caracterizado por uma habilidade de desenvolver altos níveis de resistência a inseticidas, o que, em combinação com um largo espectro de plantas hospedeiras e uma alta capacidade reprodutiva, faz desta espécie uma praga séria em várias plantas ornamentais e vegetais como tomate, pepino e pimentão em casas de vegetação.

DANOS

Os pulgões formam um grupo importante de insetos-vetores de viroses em várias plantas cultivadas. Causam danos diretos através da sucção da seiva em folhas e brotos novos (Fig. 2), provocando distorção, atrofiamento e queda prematura das folhas; podem também atacar flores e botões florais. Os danos indiretos são devido ao aparecimento do fungo fumagina, que causa redução da fotossíntese (devido à excreção do *honeydew*), contaminando frutos e plantas ornamentais, os quais se tornam impróprios para o mercado. A transmissão de vírus às plantas deprecia o valor estético das ornamentais. O vírus da batata Y (PVY) é transmitido por afídeos no tomate, assim como o é o vírus do mosaico-do-pepino (CMV) em pepino.

A infestação inicial em um cultivo ocorre, geralmente, com um pequeno número de focos isolados, mas que se espalha rapi-



Figura 2 - Ponteiro de crisântemo de corte com sintomas de ataque e colônias de pulgões

damente, devido à alta reprodução dos afídeos, através do cultivo. Se os focos são descobertos em tempo, os afídeos podem ser controlados por tratamento local, ou seja, no foco da infestação.

A. gossypii pode ser vetor do vírus do mosaico-do-pepino e também causa danos por meio da sucção da seiva, secreção do *honeydew* (mela). Tem preferência para se localizar no lado inferior das folhas e tecidos jovens.

M. euphorbiae ocorre em muitos cultivos como roseira, alstroemeria, crisântemo, tomate, berinjela e alface, causando danos e disseminando-se rapidamente pelos cultivos. Em tomate, ele é encontrado freqüentemente nas partes mais baixas da planta, nas folhas e no caule principal. Em roseiras instala-se imediatamente nos brotos e rapidamente causa danos. A maioria das colônias desenvolve-se no lado inferior das folhas. Em casos de infestações sérias, entretanto, pode instalar-se também nas superfícies superiores das partes jovens (em crescimento) das plantas.

A. solani ocorre especialmente em crisântemo, alface, pimentão, feijão e berinjela e os sintomas são iguais àqueles ocasionados por outros afídeos, como os das viroses em pimentão. Manchas e anéis negros,

também, podem aparecer nos frutos. Em crisântemo, causa manchas amarelas sobre as folhas jovens. Este afídeo é encontrado, principalmente, na parte baixa da planta.

Em crisântemo, *M. persicae* prefere as folhas superiores, mas se move para as folhas medianas em cultivares suscetíveis, quando a densidade populacional aumenta, e então migra para as flores, quando elas aparecem. Em Solanaceae, este afídeo prefere as folhas mais inferiores. No entanto, pode geralmente ser encontrado distribuído por toda a planta, embora a sua preferência seja por folhas jovens.

Os pulgões *A. gossypii*, *M. euphorbiae* e *M. persicae*, em cultivo de morango, causam danos, os quais resultam em severas infestações e produzem *honeydew* e fumagina sobre os frutos. As infestações tendem-se a concentrar em grupos de plantas, as quais têm maiores populações do que as plantas vizinhas. São importantes em mudas de morango.

MONITORAMENTO E AMOSTRAGENS

Os pulgões podem ser monitorados por contagem direta nas plantas, ou por meio de amostragens de folhas que contêm as

colônias, sendo os pulgões posteriormente avaliados e contados.

Como os alados são as formas de disseminação, o uso de armadilhas adesivas amarelas (Horiver[®]) no interior das casas de vegetação também pode constituir-se em uma forma de monitorar e de determinar a colonização inicial nos cultivos protegidos. Elas devem ser colocadas em áreas com mais alto risco de infestação, como próximas de entradas (portas), aberturas de ventilação. A armadilha adesiva amarela, como prevenção, deve ser colocada na taxa de 1 armadilha/200 m². Já visando à contribuição para controle em altas infestações (isto é, captura massal), usar pelo menos 1 armadilha/20 m², para um máximo de 1 armadilha/2 m². Em cultivos, cujas plantas atingem alturas consideráveis, como pepino, tomate e pimentão, as armadilhas devem ser posicionadas acima do topo da planta e elevadas de acordo com o crescimento delas. Em cultivos com canteiros baixos, as armadilhas devem ficar suspensas por fios de arame ou outro material, a um máximo de 30 cm acima do cultivo. Os tamanhos das armadilhas variam de pequenos (25 x 10 cm) a grandes (25 x 40 cm).

Com relação às amostragens de pulgões, ou seja, a contagem direta nas plantas (por exemplo, em crisântemo de corte, em casa de vegetação comercial de 600 m²), tiveram início uma semana após o plantio e consistiram na observação aleatória de 10 plantas/canteiro (de um total de 24 canteiros, com densidades de 40 plantas/m²). Da primeira à sexta semana foram contados os pulgões presentes em todas as folhas das plantas, uma vez que estas eram pequenas (cerca de 50 cm de altura) e apresentavam poucas folhas. Da sétima à décima terceira semana após o plantio (última semana do ciclo da cultura), foram amostradas três folhas distribuídas ao longo da região mediana e superior da planta e contados os pulgões. Da oitava à décima terceira semana foram amostrados também os botões florais e as flores. As amostragens foram realizadas semanalmente até o final do ciclo da cultura.

Os pulgões normalmente são pragas iniciais nos cultivos em casas de vegetação e devem, portanto, ser monitorados no transplante e também nas mudas durante o processamento delas.

CONTROLE BIOLÓGICO

Por um longo tempo, em cultivos onde os inimigos naturais eram liberados contra outras pragas, os afídeos puderam ser controlados eficientemente pelo uso de inseticidas seletivos, que possuíam muito pouco efeito adverso no controle biológico. Mas a resistência dos afídeos a esses inseticidas significou que um método diferente de controle fosse requisitado e, assim, o uso de inimigos naturais para esses pulgões tornou-se óbvio. Deve-se salientar, entretanto, que em vários cultivos em casas de vegetação, como o de tomate, de crisântemo, mesmo com o não uso de um largo espectro de produtos fitossanitários, os afídeos, normalmente, não atingem níveis de dano econômico, devido à presença de populações de inimigos naturais nativos, ou seja, eles são mantidos pelo controle natural.

Duas principais razões levaram ao uso do controle biológico para afídeos em casas de vegetação em diversos países: altos níveis de resistência a muitos produtos fitossanitários e uso crescente do controle biológico de outras pragas que ocorrem nos ambientes protegidos, conduzindo a medidas compatíveis contra esses afídeos.

Apesar de numerosos estudos com insetos afidófagos, somente poucas espécies têm mostrado potencial para controle

dos pulgões em condições de casas de vegetação, principalmente porque poucos inimigos naturais têm potencial para alcançar as taxas de reprodução e desenvolvimento dessas pragas.

Dentre os diversos critérios de seleção e avaliação de inimigos naturais, um agente de controle biológico será considerado efetivo contra uma determinada praga, se pelo menos as taxas intrínsecas de aumento (r_m) de ambos forem semelhantes. Neste caso, é necessário que introduções regulares de inimigos naturais sejam feitas, para que o controle desejado seja obtido.

Inimigos naturais

Dentre os inimigos naturais de afídeos podem-se destacar os insetos-predadores como joaninhas *Scymnus* sp., *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville, *Cycloneda sanguinea* Mulsant; crisopídeos *Chrysoperla* sp.; sirfídeos *Pseudodorus clavatus* (Fabricius); os parasitóides, principalmente vespínhas, ou seja, microhimenópteros das famílias Aphidiidae como *Aphidius colemani* Viereck, *Aphidius ervi* Haliday, *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) e *Praon volucre*; Aphelinidae como *Aphelinus abdominalis*; e fungos entomopatogênicos como *Verticillium lecanii*.

Parasitóides

A família Aphidiidae compreende um grupo de himenópteros, de cerca de 2 mm de comprimento. Esses himenópteros caracterizam-se biologicamente por serem solitários e exclusivamente endoparasitóides de pulgões (Fig. 3A e 3B).



Figura 3 - Parasitóide afidiídeo

NOTA: 3A - *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). Figura 3B - Parasitóide afidiídeo atacando pulgão.

Para o parasitismo em um afídeo, a fêmea o encontra, dobra o seu abdome por baixo do tórax e entre suas pernas anteriores, em direção ao afídeo hospedeiro. Movimenta seu abdome para frente (Fig. 3B) e através do ovipositor deposita um ovo no corpo do hospedeiro. A larva passa por quatro instares no interior do afídeo. Nos três primeiros, alimenta-se de substâncias líquidas (hemolinfa) e, no último instar, dos tecidos do hospedeiro. Corta, então, uma fenda na cutícula do afídeo grudando-o, por meio de seda, na superfície da folha onde ele se encontrava. No quarto instar, tece um casulo dentro do afídeo e forma a pupa. O afídeo parasitado é agora chamado múmia (devido à aparência) e, geralmente, apresenta coloração marrom-dourada (Fig. 4A e 4B). O adulto emerge dessa múmia, cortando um orifício circular no topo do abdome do afídeo mumificado.

Os parasitóides adultos dispersam-se por meio do vôo ou por caminhar pelas plantas, quando estas estão muito próximas. Na fase larval, dispersam-se através de seus hospedeiros. Múmias de pulgões também podem ser levadas a curtas distâncias por folhas que caem das plantas. Os afídeos adultos são bastante ativos e sua dispersão é mais eficiente que a dos afelinídeos.

Os parasitóides de afídeos (Aphidiidae) têm sido os mais investigados e usados como agentes de controle biológico em casas de vegetação. Eles têm apresentado características essenciais para um efetivo inimigo natural, como alta capacidade reprodutiva, curto tempo de geração, boa capacidade de dispersão e ciclo de vida bem sincronizado com aquele de seus afídeos hospedeiros. A fecundidade média de *L. testaceipes* no pulgão *Schizaphis graminum* (Rondani) é de 647 ovos. Este parasitóide tem condições de, em aproximadamente 10 dias, dobrar a sua população. Assim, no caso do uso de *L. testaceipes* como agente de controle biológico de pulgões, deve ser considerado que os pulgões são estrategistas *r*, aumentando suas populações rapidamente, com superposição

de gerações. No entanto, a infestação inicial de uma cultura por pulgões geralmente acontece através de um pequeno número e em focos isolados. Assim, a presença do parasitóide no início da infestação e um aumento também rápido de sua população poderão prevenir surtos nas populações de pulgões e exercer o seu controle.

Comercialização

Existe, atualmente, disponibilidade co-

mercial de muitas espécies de parasitóides (Quadro 2) produzidas por várias biofábricas ao redor do mundo, o que tem levado a um aumento no sucesso do controle biológico de afídeos em casas de vegetação. Também tem sido sempre uma característica do controle biológico de pragas que os custos dos inimigos naturais decrescem, quando o manejo integrado de pragas se expande e ocorre competição pelos suprimentos no mercado.



Figura 4 - Múmias (pulgões parasitados)

NOTA: 4A - Múmias presentes na planta de crisântemo. Figura 4B - Detalhe da múmia na planta.

QUADRO 2 - Principais espécies de parasitóides, com o respectivo nome do produto comercial, usadas no controle biológico de afídeos-alvo em casas de vegetação

Espécies de parasitóides	Afídeos-alvo	Nome comercial	Empresa que comercializa
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Myzuz persicae</i>	Ahipar	Koppert
	<i>Aphis gossypii</i>	Aphiplan	Plant Protect
	<i>A. craceivora</i>	Aphidius-System	Biobest
	<i>A. fabae</i>		
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Aulacorthum solani</i>	Ervipar	Koppert
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	Aphi-erplan	Plant Protect
		Ervi-M-System	Biobest
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Myzus persicae</i>		
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Aphis gossypii</i>		
<i>Aphelinus abdominalis</i>	<i>A. solani</i>	Aphilin	Koppert
	<i>M. euphorbiae</i>	Apheplan	Plant Protect
		Aphelinus-System	Biobest

Os parasitóides são os inimigos naturais de pulgões mais eficientes e são utilizados em programas de controle biológico clássico, aplicado no mundo. Na Europa, a utilização de *Aphidius colemani*, *A. ervi*, *Aphelinus abdominalis* e *Lysiphlebus testaceipes* tem sido eficiente no controle biológico das principais espécies de pulgões praga em cultivos protegidos. Os parasitóides *A. colemani*, *A. ervi* e *A. abdominalis* são bastante específicos e as espécies de *Aphidius* são especialmente adequadas para liberações no início de uma infestação.

Liberações de parasitóides

Uma vez que os pulgões são estrategistas *r*, com alto poder de reprodução, devem ser controlados no início de sua infestação por liberações inoculativas de parasitóides (Fig. 5). A espécie de parasitóide deve ser escolhida de acordo com a espécie de pulgão a ser controlada. As taxas de liberação variam de 0,15 parasitóide/m² (controle preventivo) a 0,5 parasitóide/m² (controle curativo leve e pesado).

Por exemplo, duas liberações de *A. ervi*, correspondentes a 1,02 indivíduo/m², em cultivo de tomate, em uma casa de vegetação de 9 mil m², resultaram em efetivo controle. Também, quando os pulgões (*M. euphorbiae* e *M. persicae*), ou o dano são vistos pela primeira vez, liberar 0,5 – 1 *A. abdominalis*/m² em duas a três liberações, ou *A. ervi*, quando encontrar o primeiro foco de pulgões.

Em crisântemo de corte, duas liberações de *L. testaceipes*, uma na quarta semana após o plantio (0,15 fêmea/m²) e outra na oitava semana após o plantio (0,24 fêmea/m²), resultaram em efetivo controle do pulgão *Aphis gossypii* (Gráfico 1). No caso do uso de *A. abdominalis* (Aphelinidae), as taxas variam de 0,1 parasitóide/m² (controle preventivo) a 2 parasitóides/m² (controle curativo leve) e 4 parasitóides/m² (controle curativo pesado), e, como esses parasitóides não são muito ágeis (apresentam pouca mobilidade), a liberação deve ser feita diretamente em plantas infestadas.

Em cultivos de ornamentais, em geral, as taxas podem ser de 1 parasitóide/2m² a cada semana para cultivos propensos a maior ataque, ou uma taxa inicial de 250 parasitóides/casa de vegetação a cada 14 dias para cultivos de baixo risco. Acima de 4 parasitóides/m² em intervalos de duas semanas para tratamento de picos populacionais.

As liberações devem ser feitas nas horas mais frias do dia, espalhando-se o ma-

terial (múmias, cujos adultos estão próximos da emergência, ou adultos) por entre as plantas, nas folhas (Fig. 5).

Como avaliação do controle, observar que pulgões parasitados incham e endurecem, assemelhando-se a uma couraça, e transformam-se em múmias (Fig. 4A e 4B) de coloração amarronzada, ou preta, de acordo com a espécie de parasitóide liberada. Os adultos dos parasitóides emergem por meio de um orifício feito por eles na



Figura 5 - Liberação de parasitóide afidiídeo em cultivo em casa de vegetação

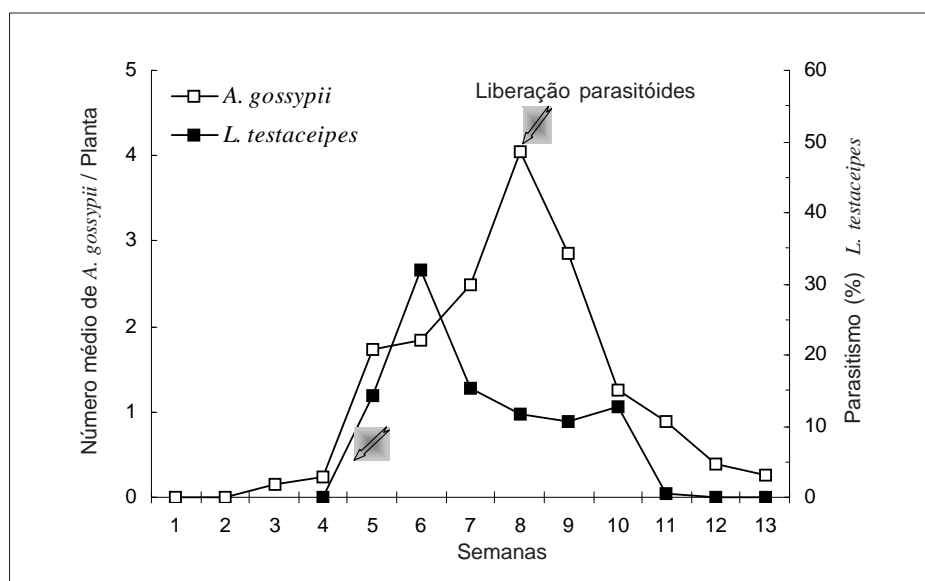


Gráfico 1 - Flutuação populacional do parasitóide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) e do pulgão *Aphis gossypii* Glover, em crisântemo de corte em casa de vegetação comercial

múmia. As primeiras múmias podem ser visualizadas no cultivo, aproximadamente, duas semanas após a primeira liberação (Fig. 4A e 4B).

Sistemas de criações abertas ou “plantas banqueiras”

Além das liberações de parasitóides para o controle biológico de pulgões, pode-se usar o sistema de criação aberta ou “plantas banqueiras” (Fig. 6). Este sistema permite a contínua presença do inimigo natural na casa de vegetação e consiste no uso de uma planta diferente daquela cultivada no local e infestada com um inseto hospedeiro ou presa (não praga do cultivo alvo), o qual serve como alimento e para a repro-

dução de parasitóides e predadores. Esses inimigos naturais presentes desde o início do cultivo exercerão o controle da praga, não permitindo o crescimento da população.

Plantas usadas como “banqueiras” em cultivos de vegetais como tomate (Fig. 6A), pepino, berinjela, melão, morango, ervas, abobrinha, em casas de vegetação, podem ser as de aveia, tabaco, milho, sorgo. Para cultivos de ornamentais, como rosa (Fig. 6B), crisântemo, kalanchoe, gérbera, gerânio, begônia, ciclamen, hibiscus, alstroemeria (Fig. 6C), são usadas as citadas acima, além de feijão castor.

A “planta banqueira” deve ser fácil de cultivar, diferente da planta a ser protegi-

da, ter tamanho reduzido, se possível, e as pragas e doenças devem ser diferentes daquelas do cultivo comercial.

O milho, *Eleusine coracana*, pode ser usado como planta hospedeira do pulgão *Ropalosiphum padi*. Este milho resiste muito bem às altas temperaturas da primavera e verão em casas de vegetação. O pulgão *R. padi* não infesta cucurbitáceas. Uma vez que *R. padi* infestou o milho, o parasitóide *A. colemani* é liberado para parasitar *R. padi*. Quando aparecer a primeira múmia na planta, ela já está pronta para ser usada e pode ser transportada para o interior da casa de vegetação. A “planta banqueira” é introduzida 15 dias após o plantio e essa introdução deve ser repetida 15 dias depois. Normalmente, é colocada uma “planta banqueira” por 100 m².

Em pepino, é usada uma “planta banqueira” de trigo infestada com o pulgão *Rhopalosiphum padi*, a qual permite o estabelecimento de *A. colemani* em adiantamento à infestação do cultivo de pepino pelo pulgão *A. gossypii*. Bennison e Corless (1993) obtiveram 90% do controle de *A. gossypii* três semanas após a sua infestação no cultivo de pepino, quando usaram o sistema de criação aberta com o pulgão *R. padi* e o parasitóide *A. colemani* para cada mil plantas em casas de vegetação.

Estudos feitos para comparar a efetividade de introduções de duas vezes/semana do parasitóide *A. colemani*, com uma unidade de criação aberta formada por uma planta de trigo colonizada pelo pulgão *R. padi*, parasitado por *A. colemani*, revelaram que o sistema de criação aberta propiciou um melhor controle do pulgão *A. gossypii* em cultivo de pepino. Dois dias após o início da infestação do pulgão, a taxa de parasitismo em suas colônias foi de 45%, enquanto que com o método de introduções repetidas, foi de aproximadamente 20% (STEENIS, 1995).

O sistema de criação aberta, que usa plantas de sorgo, colonizadas com o pulgão *Schizaphis graminum* e o parasitóide *L. testaceipes*, controlou satisfatoriamente o pulgão *A. gossypii*, em plantas de pimen-

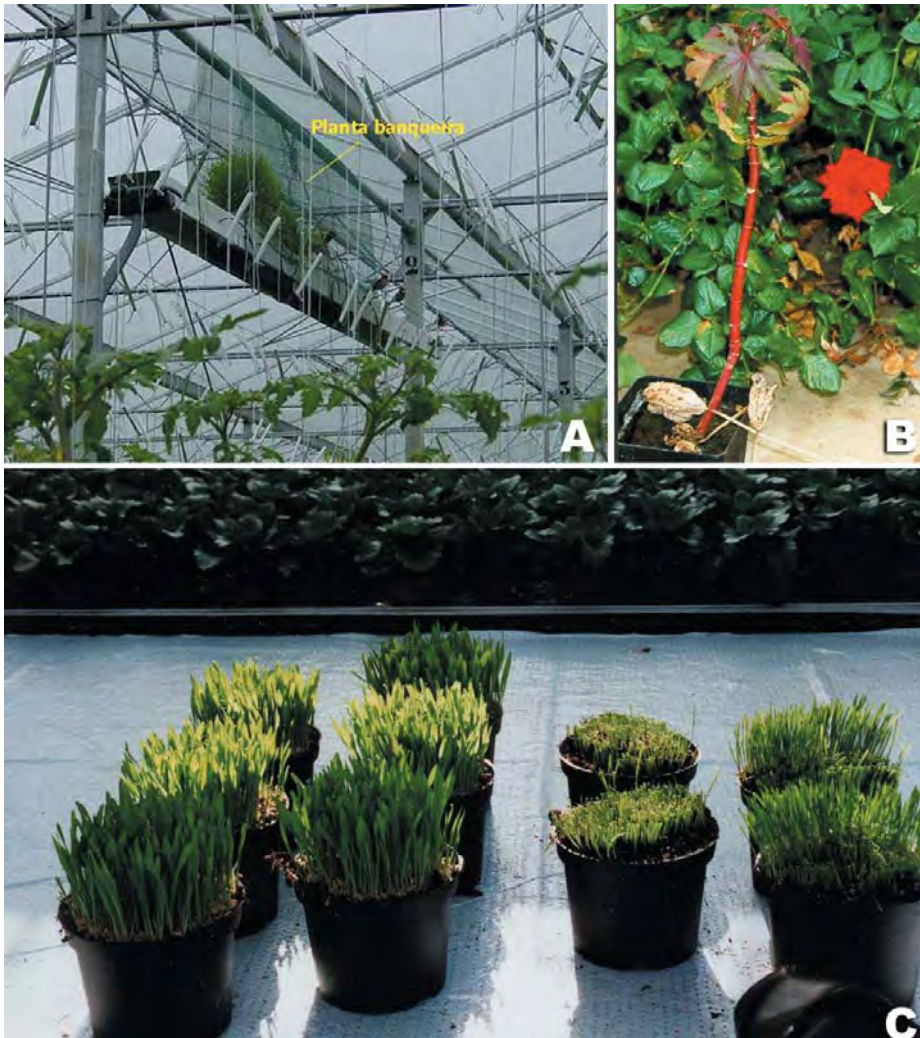


Figura 6 - “Plantas banqueiras” presentes em casas de vegetação

NOTA: Figura 6A - Cereal em cultivo de tomate. Figura 6B - Planta de mamona em cultivo de rosas de corte. Figura 6C - Cereal em cultivo da ornamental alstroemeria.

tão em condições experimentais de casa de vegetação. Cinco dias após a introdução das “plantas banqueiras”, as plantas de pimentão, que estavam a 0,5 e 1,0 m de distância da criação aberta, apresentaram 59% e 49%, respectivamente, de parasitismo, e, na maior distância (3,35m), 44% (RODRIGUES et al., 2001).

As “plantas banqueiras”, atualmente já comercializadas, são consideradas como um sistema normal de controle biológico. A empresa Koppert (holandesa) tem o produto denominado Ervibank®, que consiste de uma caixa de 3 mil mL, contendo uma planta de cevada com, aproximadamente, 500 pulgões dos cereais, *Sitobion avenae*, parasitados por *A. ervi* ou *A. abdominalis*. Recomendam-se cerca de 5 plantas/hectare, trocadas e recolocadas a cada duas semanas, em um lugar com presença de luz. Melhores resultados são obtidos, quando as “plantas banqueiras” são penduradas acima do cultivo (Fig. 6A), permitindo o maior crescimento, e tornam as plantas de cereais menos vulneráveis a doenças, como míldio. O nível de infestação de afídeos permanece baixo, devido à contínua presença de grandes quantidades de vespínguas parasitoides.

O uso de “plantas banqueiras”, portanto, apresenta algumas vantagens como menor número de parasitoides para liberação, presença de inimigos naturais antes da chegada dos pulgões e liberação permanente de parasitoides na casa de vegetação, além de custos iniciais de introdução baixos.

O controle biológico de pulgões com parasitoides, seja pela introdução, seja pelo uso de “plantas banqueiras”, é uma realidade promissora em cultivos protegidos, desde que as introduções de inimigos naturais sejam feitas na fase inicial da infestação dessas pragas.

Predadores

Predadores e parasitoides invadem naturalmente as casas de vegetação desde que as condições apropriadas sejam fornecidas.

Os predadores são mais adequados, quando a população dos afídeos já se encontra em alta densidade. Seu modo de ação é menos especializado do que os parasitoides, mas pode reduzir rapidamente, com frequência, um grande número de afídeos.

Entretanto, as joaninhas (Coccinellidae) tendem a voar para fora da casa de vegetação, quando se tornam adultas, sem terem consumido todas as presas. Sua introdução como inimigo natural somente é de valor nos casos de alta densidade da presa ou quando existem infestações concentradas, as quais elas podem controlar muito rapidamente. A maioria das espécies não é capaz de manter a população da praga em níveis baixos. Mas muitas espécies, como *Cycloneda sanguinea* Mulsant, *Scymnus* spp., *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, ocorrem naturalmente em cultivos em casas de vegetação e podem, assim, promover um bem-vindo controle suplementar no controle biológico de afídeos.

A eficácia dos crisopídeos e sirfídeos depende principalmente do cultivo no qual os afídeos estão estabelecidos. Adultos de crisopídeos não gostam de extremos de temperatura e em períodos quentes eles voam para fora das casas de vegetação. Larvas de *Chrysoperla carnea*, as formas predadoras do inseto, não se estabelecem muito bem em cultivos cujas plantas são mais altas, uma vez que são incapazes de atingir o topo delas, onde se concentram suas presas e facilmente caem das folhas.

Devido ao fato de as larvas de sirfídeos poderem consumir altos números de afídeos, a população destes pode mostrar um rápido declínio, assim que os sirfídeos aparecerem na casa de vegetação. Uma espécie promissora é *Episyrphus balteatus*, que ocorre naturalmente no norte da Europa e, desde 1999, vem sendo liberada para o controle de afídeos em cultivos de pimentão. A larva desse sirfídeo é freqüente também em cultivos de rosas. No caso de escassez de alimento, a larva cessa a procura e espera pela presa. Esse comportamento passivo contribui pouco para o controle de infestações do pulgão. A larva alimenta-se à noite.

Fungos entomopatogênicos

Sob condições favoráveis, os fungos entomopatogênicos ocorrem naturalmente e podem ter um impacto maior em uma população de pulgões. A maior umidade favorece o seu aparecimento. O uso de *V. lecani* somente é relevante em plantas ornamentais, por exemplo, quando a umidade da casa de vegetação é consistentemente alta (90%). Deve-se usá-la na taxa máxima em ocasiões freqüentes, como uma rotina para cultivos específicos.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As condições ambientais de uma casa de vegetação oferecem boas oportunidades para o uso do controle biológico. É freqüente dizer-se que elas seriam o primeiro passo para uso de estratégias de controle biológico com sucesso, por apresentarem o ambiente mais uniforme comparado com as freqüentes flutuações extremas em condições de campo, e devido às possibilidades de regular o ambiente em favor dos inimigos naturais, aonde eles podem ser introduzidos não somente durante o processo de formação de mudas, no transplante, mas também através de todo o período de cultivo.

O controle biológico de pragas, ou seja, o uso de parasitoides e/ou predadores para reduzir o número de pragas em casas de vegetação tem sido aplicado por mais de 30 anos com grande sucesso em muitos países. E, nas últimas décadas, seu uso vem aumentando consideravelmente uma vez que é um método sustentável, econômico e ambientalmente mais atrativo do que o controle químico. A liberação de parasitoides, como *Aphidius colemani* ou *Lysiphlebus testaceipes*, ou o uso de unidades de criação aberta têm sido uma constante em muitos programas de controle biológico de afídeos em vários cultivos em sistemas protegidos pelo mundo. No Brasil, isto se mostra promissor, uma vez que esses inimigos naturais estão naturalmente presentes nos agroecossistemas e têm demonstrado efetividade tanto em condições de

laboratório, como de campo, no controle de várias espécies de pulgões de importância econômica.

REFERÊNCIAS

BENNISON, J.A.; CORLESS, S.P. Biological control of aphids on cucumber: further development of open rearing units or “banker plants” to aid establishment of aphid natural enemies. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v.16, n.2, p. 5-8, 1993.

RODRIGUES, S.M.M.; BUENO, V.H.P.; BUENO-FILHO, J.S.S. Desenvolvimento e avaliação do sistema de criação aberta no controle de *Aphis gossypii* Golver (Hem.: Aphididae) por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphididae) em casa de vegetação. **Neotropical Entomology**, Curitiba, v.30, n.3, p.433-436, 2001.

STEENIS, M. van. **Evaluation and application of parasitoids for biological control of *Aphis gossypii* and glasshouse cucumber crops**. 1995. 211p. Thesis (Ph.D.) – University of Wageningen, Wageningen, The Netherlands.

BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

ALBAJES, R.; GULLINO, M.L.; LENTEREN, J.C. van; ELAD, Y. **Integrated pest and disease management in greenhouse crops**. Dordrecht: Kluwer Academic, 1999. 545p.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.F. **Aphids on the world's crops: an identification and information guide**. Chichester: J. Wiley, 1984. 466p.

BUENO, V.H.P. Desenvolvimento e multiplicação de parasitóides do gênero *Aphidius* Nees. In: _____. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. cap.8, p.137-152.

_____. Protected cultivation and research on biological control of pests in greenhouse in Brazil. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v.22, n.1, p.21-24, 1999.

_____; LENTEREN, J.C. van; SILVEIRA, L.C.P.; RODRIGUES, S.M.M. An overview of biological control in greenhouse chrysanthemums in Brazil. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v. 26, n. 10, p.1-5, out. 2003.

HAGVAR, E. B.; HOFVANG, T. Aphids parasitoids (Hymenoptera: Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. **Biocontrol News and Information**, London, v.12, n.1, p.13-41, Mar. 1991.

KOPPERS, B.V. **Product guide: with directions for use**. Rodentrijs, 2002. 66p.

LENTEREN, J.C. van. Critérios de seleção para avaliação de inimigos naturais em controle biológico. In: BUENO, V.H.P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. cap.1, p.1-19.

_____; ROSKAN, M. M.; TIMMER, R. Commercial mass production and pricing of organisms for biological control of pests in Europe. **Biological Control**, San Diego, v.10, p.143-149, 1997.

MALAIS, M.H.; RAVENSBERG, W.J. **Knowing and recognizing: the biology of glasshouse pests and their natural enemies**. 2.ed. The Netherlands: Koppert, 2003. 288p.

Tecnologias para o café



Broca-do-Café



Doenças do Cafeeiro



**Nutrição Mineral, Fertilidade do Solo
2ª Edição**



Interação entre as Doenças e o Estado Nutricional do Cafeeiro



Mudas de Cafeeiro



Manejo de Plantas Daninhas no Cafezal



Bicho-Mineiro do Cafeeiro



**Série Documentos
CAFÉ DO BRASIL
CAFÉS ESPECIAIS**



Nutrição Mineral, Fertilidade do Solo



Manejo de Plantas Daninhas no Cafezal

Pedidos: Telefax: (31) 3488 6688

Controle biológico da mosca-branca em cultivos protegidos

Odair Aparecido Fernandes¹
Antônia do Carmo Barcellos Correia²

Resumo - A mosca-branca é uma das principais pragas que atacam cultivos protegidos. Trata-se de uma praga que pode causar danos diretos, devido à sucção da seiva, e/ou indiretos, através da transmissão de agentes fitopatogênicos. O uso de inseticidas para controle dessa praga ainda é a principal estratégia adotada pelos produtores. Apesar do elevado número de inimigos naturais (114 predadores, 56 parasitóides e 11 microrganismos entomopatogênicos), já relatados em vários países, ainda não existe um programa consistente de controle biológico desta praga em condições brasileiras. Isso decorre, devido a uma série de fatores, tais como: elevado nível de dano causado pela praga mesmo em baixas infestações, baixo índice de dano permitido, garantia de desinfestação para produtos de exportação e desconhecimento do controle biológico. Assim, com a crescente demanda por produtos cultivados que consideram aspectos ambientais, sociais e toxicológicos, é possível prever o aumento na utilização do controle biológico na produção em cultivos protegidos.

Palavras-chave: Praga. *Bemisia tabaci*. *Trialeurodes vaporariorum*. Parasitóide. *Encarsia formosa*. Monitoramento. Planta hospedeira.

INTRODUÇÃO

As moscas-brancas são insetos diminutos que atacam diversas culturas. Em cultivo protegido, duas espécies destacam-se: *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) e *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). Essas duas espécies são bastante semelhantes, sendo que *T. vaporariorum* é um pouco maior do que *B. tabaci*. Esses insetos são sugadores e apresentam reprodução predominantemente sexuada (ZUCCHI et al., 1993). No Brasil, a partir de 1990, surtos populacionais *B. tabaci* passaram a causar sérios prejuízos em diversos cultivos (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). Verificou-se que estes surtos estavam relacionados com o biótipo B de *B. tabaci* ou *Bemisia argentifolii* de

acordo com Bellows et al. (1994), que, provavelmente, foi introduzido através de plantas ornamentais no estado de São Paulo. Atualmente, *B. tabaci* apresenta maior importância do que *T. vaporariorum* em cultivos protegidos.

Esses insetos apresentam ampla faixa de plantas hospedeiras (cultivadas ou não), colonizando principalmente plantas anuais e herbáceas. Brown et al. (1995) relataram que mais de 500 espécies vegetais já foram relacionadas como hospedeiras de *B. tabaci*. As fêmeas têm preferência por ovipositar em folhas jovens (GERLING et al., 1980). Assim, em virtude do crescimento das plantas, podem ser observados adultos e ovos nas folhas mais novas (ponteiro das plantas), ninfas de 1º e 2º instares na região

mediana e ninfas de 3º e 4º instares na região inferior da planta (folhas mais velhas). Todas as fases da praga são encontradas geralmente na face inferior das folhas.

O complexo *Bemisia* vem causando sério impacto na agricultura mundial. Estimam-se em vários bilhões de dólares os danos causados por este inseto às mais variadas plantas cultivadas, inclusive plantas ornamentais (BROWN et al., 1995; PERRING et al., 1993). Esta praga causa danos diretos e indiretos aos hospedeiros atacados. O dano direto ocorre devido à sucção contínua de seiva elaborada do floema, o que ocasiona o definhamento da planta e compromete a qualidade final da produção. O dano indireto ocorre pela transmissão de viroses para a planta hospedeira, que pode conduzir à

¹Eng^a Agr^a, Dr., Prof. Assist. UNESP-FCAV - Dep^o Fitossanidade, Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane s/n, CEP 14884-900 Jaboticabal-SP. Correio eletrônico: oaferman@fcav.unesp.br

²Eng^a Agr^a, Dr^a, Prof^a Assist. UNESP-FCAV - Dep^o Fitossanidade, Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane s/n, CEP 14884-900 Jaboticabal-SP. Correio eletrônico: antonia@fcav.unesp.br

sua morte. Além disso, este inseto, devido ao seu hábito alimentar, libera excreções ricas em açúcares (*honeydew*), que podem ser depositadas sobre as diversas partes das plantas, favorecendo o desenvolvimento da fumagina (fungo de coloração preta). Em consequência, há redução da área fotosinteticamente ativa das folhas e redução da produção (HILJE, 1996; FERNANDES, 1998). Desde a sua introdução no Brasil, o biótipo B de *B. tabaci* tem causado enormes prejuízos em várias culturas de importância socioeconômica. Hoje, essa praga já pode ser encontrada em praticamente todos os Estados brasileiros e tem causado perdas que podem chegar a 100%, em especial em cultivos de frutas e hortaliças. Este inseto também ocorre em plantas daninhas, tais como guanxuma, picão-preto e amendoim-bravo. Nos primeiros oito anos, desde a introdução desse inseto no Brasil, estima-se que os prejuízos causados por ele no País já haviam superado a cifra de 100 milhões de reais (HAJI et al., 1996).

O controle químico tem sido basicamente a única tática de controle utilizada pelos produtores. Em alguns casos, as aplicações são realizadas com bastante frequência. Isso acaba causando efeitos adversos, tais como resistência da praga e contaminação ambiental. Em condições de cultivo protegido, o sucesso no controle biológico pode ser alcançado. Todavia, particularmente para plantas ornamentais, o controle biológico é pouco utilizado em cultivo protegido por diversas razões, entre as quais, o elevado padrão de qualidade durante a comercialização, sendo que um mínimo de dano é aceito pelo consumidor; baixo custo do controle de pragas; intenso uso requerido de produtos químicos para garantir a eliminação das pragas antes da exportação e falta de pesquisa rigorosa, que documente o sucesso e a análise econômica do controle biológico em casa de vegetação (HOODLE et al., 1997a). Além disso, o custo do tratamento fitossanitário pode ser baixo em relação ao valor da produção (LENTEREN; WOETS, 1988) e ao risco de

perdas admitido pelos produtores. Isso acaba favorecendo a utilização exclusiva de inseticidas.

Nos últimos anos, ocorreu aumento na quantidade de pesquisas com agentes de controle biológico para o controle de pragas, inclusive da mosca-branca. Apesar de ainda haver necessidade de diversos estudos, há indícios de que agentes de controle biológico poderão ser utilizados no controle da mosca-branca em cultivo protegido.

AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO ASSOCIADOS À MOSCA-BRANCA

Diversos agentes de controle biológico (predadores, parasitóides e microrganismos entomopatogênicos) têm sido relatados associados à mosca-branca. Em recente revisão, Gerling et al. (2001) catalogaram 170 artrópodes, como agentes de controle biológico de mosca-branca no mundo. Os predadores (114) pertencem a nove ordens e 31 famílias, enquanto os parasitóides (56) pertencem a quatro famílias da ordem Hymenoptera. Faria e Wraight (2001) relataram 11 espécies de fungos entomopatogênicos (incluindo duas espécies não identificadas).

Parasitóides

Parasitóides são insetos que se desenvolvem dentro ou ao lado do hospedeiro. As fêmeas realizam a postura também no interior ou próximo do hospedeiro. Após a eclosão, a larva passa a se alimentar dele. Em geral, os parasitóides adultos são muito pequenos e passam despercebidos por pessoas sem treinamento adequado para reconhecê-los em condições de campo.

Os parasitóides do gênero *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) são os mais documentados, devido à produção, comercialização e sucesso de *E. formosa* (Fig. 1) em programas de controle biológico da mosca-branca da casa de vegetação (*T. vaporariorum*) em diversos países (HOODLE et al., 1998). Esses parasitóides são diminutos (cerca de 0,45 mm) e parasitam pre-



L. C. Hgley

Figura 1 - Fêmea de *Encarsia formosa* próxima de ninfa de mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B

ferencialmente ninfas de 3º ou 4º instar de moscas-brancas dos gêneros *Bemisia* e *Trialeurodes* (HOODLE et al., 1998). Entretanto, ainda há controvérsias sobre a eficiência de parasitóides do gênero *Encarsia* sobre populações de *Bemisia* (HOODLE; DRIESCHE, 1996; HOODLE et al., 1997b).

Nos países do Mediterrâneo e Ásia, Gerling (1986) menciona que *E. lutea*, principalmente, destaca-se como importante agente de controle biológico de *Bemisia*. Esta espécie é responsável por altas taxas de parasitismo de mosca-branca. Todavia, isto ocorre, principalmente, quando as populações da praga estão baixas. No Brasil, *E. lutea* foi detectada em cultivo de melão no Nordeste brasileiro.

Em Brasília, DF, foram encontradas 12 espécies de parasitóides associadas à mosca-branca, sendo que algumas delas foram relatadas pela primeira vez no Brasil (OLIVEIRA et al. 2003). Dentre essas espécies, 11 pertencem ao gênero *Encarsia*. Observou-se também a presença de *Signiphora aleyrodis* que é um hiperparasitóide, ou seja, a fêmea realiza o parasitismo apenas de ninfas de mosca-branca previamente parasitadas.

Outro grupo de parasitóides é o gênero *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), que também é referido como importante agente de controle biológico de mosca-branca em diversos países (GOOLSBY et

al., 1998). A espécie *E. mundus* é considerada uma das mais importantes para o controle de *Bemisia*, porém não ocorre no Brasil. Assim, trata-se de espécie que poderá eventualmente ser alvo de programa de introdução (controle biológico clássico). Todavia, levantamentos mais intensos precisam ser realizados, semelhantes àquelas que ocorreram em Brasília (OLIVEIRA et al., 2003), para determinação das espécies de parasitóides associadas à mosca-branca.

Em casas de vegetação, Parrella et al. (1991) avaliaram o controle biológico de *B. tabaci* no cultivo comercial de bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima*), utilizando *E. formosa*. Os parasitóides foram liberados semanalmente na quantidade de três a cinco insetos por planta. Com isso, observaram-se altas taxas de mortalidade que chegaram a atingir índices próximos a 60% de parasitismo. Por outro lado, os autores afirmam ainda que a liberação de cinco ou mais agentes de controle biológico por planta, por semana, pode ser considerada inviável economicamente. Além disso, o movimento de parasitóides para fora da área de liberação, principalmente nos primeiros estádios de desenvolvimento das plantas, indica que maior número de parasitóides pouco acrescentaria para maior eficiência no controle. Em novos estudos realizados em cultivos de bico-de-papagaio mantidos em casa de vegetação, porém utilizando a raça Beltsville de *E. formosa*, para o controle do biótipo B de *B. tabaci*, evidenciou-se que liberações semanais de um ou três parasitóides por planta resultaram em ótimo nível de controle da praga, com melhores resultados para a maior densidade de liberação. O nível de controle adotando o controle biológico foi semelhante ao obtido por aplicação de inseticidas (HODDLE et al., 1997a). Por outro lado, Hoddle et al. (1997b) discutem que maiores taxas de mortalidade podem ser obtidas com densidades menores de parasitóides liberados, pois altas densidades populacionais de *E. formosa*, principalmente quando as plantas são pequenas,

podem favorecer a ocorrência de interferência mútua entre os parasitóides.

Pesquisas básicas para compreensão da relação entre *E. formosa*, *T. vaporariorum* e plantas hospedeiras foram imprescindíveis para compreensão do comportamento de forrageamento do inimigo natural, bem como avaliação da influência do ambiente da casa de vegetação e a arquitetura da planta na eficiência de parasitismo (LENTEREN et al., 1996). Isso decorre do fato de a eficiência poder variar dependendo da espécie do parasitóide e da variedade da planta hospedeira, na qual a mosca-branca se alimenta (GERLING, 1986; SÜTTERLIN; LENTEREN, 1997).

Predadores

De acordo com revisão realizada por Lenteren et al. (1996), eram conhecidas 75 espécies de predadores. Todavia, nem todos os predadores, entre os quais antocorídeos, coccinélideos, crisopídeos, hemeróbidos e muitos dos mirídeos são capazes de manter a mosca-branca, *T. vaporariorum*, abaixo dos níveis de dano, a menos que um complexo de predadores seja utilizado.

Os predadores *Delphastus pusillus* (Coleoptera: Coccinellidae) (Fig. 2), *Geocoris* spp. (Heteroptera: Lygaeidae), *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) são relatados também como agentes de controle biológico de moscas-brancas pertencentes ao complexo *Bemisia* (FLINT;



Figura 2 - Coccinélideo adulto (prov. *Delphastus*) predando ninfa de mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B

DREISTADT, 1998). Entretanto, Gerling et al. (1997) observaram que *C. carnea*, espécie de crisopídeo encontrada apenas no Hemisfério Norte, não foi eficiente para reduzir a população de *B. tabaci* em algodão. Em casa de vegetação, Oliveira (1999) também não obteve sucesso na redução da infestação de *B. tabaci* raça B, em melão, após liberação de *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera: Chrysopidae). É possível que a densidade e o tipo de tricomas das folhas interfiram no forrageamento, reduzindo a eficiência de crisopídeos.

Estudos que envolveram análise de tabelas de vida da mosca-branca indicam que os predadores apresentam capacidade maior de regulação da população deste inseto em cultivo de algodão, no Arizona, EUA (NARANJO; HAGLER, 1998). Assim, esses agentes de controle biológico podem ser mais efetivos do que os parasitóides em determinadas situações.

Em Brasília, Oliveira et al. (2003) documentaram a predação de mosca-branca por joaninhas, sirfídeos e crisopídeos (num total de 14 espécies de predadores) em condições de casa de vegetação e campo. No Brasil, ainda não se criam predadores para controle da mosca-branca. Além disso, poucos laboratórios têm-se dedicado a essa pesquisa.

Microrganismos entomopatogênicos

Diversos microrganismos entomopatogênicos podem estar associados ao controle biológico da mosca-branca. Bactérias, vírus e principalmente fungos entomopatogênicos já foram relatados. Dentre os fungos entomopatogênicos, as espécies *Verticillium lecanii* (Zimmerman) Viegas (Fig. 3) e *Aschersonia aleyrodis* Webber (Fig. 4) destacam-se de acordo com Lenteren et al. (1996), embora *Paecilomyces farinosus* Brown & Smith, *Paecilomyces fumosoroseus* (Wise) Brown & Smith e *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin também possam ser comuns.

Em condições de campo, ninfas, adultos e, mesmo, ovos infectados podem ser



Figura 3 - Detalhe da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B infectada por *Verticillium lecanii*



Figura 4 - Detalhe da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B infectada por *Aschersonia*

facilmente observados. Os insetos ficam aderidos à folha e apresentam crescimento de micélio ou conídios, que conferem um aspecto de flocos de algodão, conforme Shannon (1996). A coloração pode variar em função da espécie de fungo. Insetos infectados por *B. bassiana* e *V. lecanii* apresentam coloração esbranquiçada. Aqueles infectados por *P. fumosoroseus* tornam-se rosados. Já os insetos infectados por *A. aleyrodís* tornam-se alaranjados.

Em condições brasileiras, Ramos (2001) avaliou diversos isolados de *B. bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces* sp. e *V. lecanii* no controle de *B. tabaci* biótipo B. Alguns isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae* mostraram-se bastante promissores para ser utilizados como bioinseticidas.

Os microrganismos entomopatogênicos podem ser utilizados como método inundativo de controle biológico, ou seja, a aplicação de grande número de esporos para reduzir significativamente a população da praga. Todavia, a ação desses agentes de controle biológico é lenta e a atividade dos entomopatógenos sobre adultos de mosca-branca não é elevada (FARIA; WRAIGHT, 2001).

Em comparação aos parasitóides e predadores, os entomopatógenos são mais facilmente encontrados para aquisição. Algumas biofábricas oferecem tanto *M. anisopliae* como *B. bassiana*. A aplicação é, em geral, feita através de pulverizadores normalmente utilizados para aplicação de inseticidas químicos. Todavia, é importante ressaltar que os produtores devem-se assegurar da qualidade do produto no momento da aquisição, bem como das precauções para transporte, armazenamento e aplicação desses agentes.

CONTROLE BIOLÓGICO NO CONTEXTO DO MIP CULTIVO PROTEGIDO

A proteção do cultivo comumente realizada através da construção de estufas com cobertura plástica favorece o desenvolvimento de pragas, mas pode também favorecer os inimigos naturais (PARRELLA et al., 1999). Afinal, os fatores abióticos que podem causar redução populacional de pragas em condições de campo também podem ser desfavoráveis aos agentes de controle biológico. Os entomopatógenos, particularmente os fungos, são bastante sensíveis aos raios UV, que causam a sua morte. Portanto, a aplicação desses agentes deve ser feita preferencialmente no final da tarde, quando a intensidade de raios UV é menor. Atualmente, há coberturas plásticas disponíveis no mercado com capacidade de absorção do UV, que amenizam bastante esse problema. Isso deverá aumentar a eficiência do controle biológico com entomopatógenos.

Em vários países, já é possível a aquisição e a liberação (ou aplicação) de agentes de controle biológico, para controle

da mosca-branca em ambientes protegidos. No Brasil, isso ainda não é possível, pois são poucos os laboratórios dedicados à criação de inimigos naturais. Com exceção de microrganismos entomopatogênicos, tais como *M. anisopliae*, produzidos e comercializados por algumas biofábricas nacionais, técnicas para criação de diversos agentes de controle biológico precisam ser aprimoradas para garantir a produção com qualidade e em grande quantidade.

Diante disso, é importante que os produtores mantenham as populações naturais de agentes de controle biológico, através da adoção de práticas culturais que garantam a sobrevivência dos inimigos naturais na área e/ou reduzam a mortalidade. A sobrevivência pode ser garantida através da manutenção de diversidade de plantas na área para garantir alimento alternativo aos agentes de controle biológico. Os predadores podem-se alimentar de presas alternativas (ex.: insetos presentes em plantas daninhas), enquanto os parasitóides adultos utilizam néctar das flores como alimento. Assim, a manutenção de flores ou plantas atacadas por pragas não importantes para a cultura principal pode facilitar a conservação dos inimigos naturais.

A mortalidade pode ser grandemente reduzida pela utilização de inseticidas seletivos, no caso de adoção de controle químico associado ao controle biológico. Isso acontece, já que diversos produtos podem ser altamente tóxicos para os agentes de controle biológico. Faria e Wraight (2001) mencionaram que há, em geral, incompatibilidade de entomopatógenos com fungicidas. Portanto, torna-se imprescindível conhecer a toxicidade dos produtos aos inimigos naturais, antes da tomada de decisão quanto ao controle. Para o caso da utilização de entomopatógenos em cultivos, nos quais há necessidade de uso de fungicidas, a aplicação deve ser feita com cautela para evitar o comprometimento do resultado final de controle (FARIA; WRAIGHT, 2001). Para tanto, tabelas com informação sobre a seletividade de produtos devem ser consultadas (Quadro 1).

QUADRO 1 - Seletividade de alguns inseticidas e fungicidas a alguns inimigos naturais associados à mosca-branca em cultivo protegido

Princípio ativo	Parasitóide	Predador	Entomopatógeno
	<i>Encarsia formosa</i> (Aphelinidae)	Crisopídeos (Chrysopidae)	<i>Verticillium lecanii</i> (Fungo)
Inseticida			
Acephate	A	A	M
Acetamiprid	M-A	?	?
Azadiractin	N-M	N	?
<i>B. thuringiensis</i>	N	N	N
Deltamethrin	A	A	N
Imidachloprid	A	A (larva)	?
Methamidophos	A	A	N
Parathion	A	A	?
Fungicida			
Chlorothalonil	N	N	A
Enxofre	M-A	N	A
Hidróxido de cobre	?	M	?
Metalaxyl	N-B	?	N
Oxicloreto de cobre	N	?	?
Pyrazophos	A	A	N
Tebuconazole	?	N	?
Thiophanato-metyl	N	N	N

FONTE: Dados básicos: BIOBEST (2003).

NOTA: ? - Não há informação; N - Praticamente não tóxico; B - Pouco tóxico; M - Medianamente tóxico; A - Altamente tóxico.

Naranjo (2001) enfatizou que o controle biológico de mosca-branca é uma estratégia-chave no manejo integrado desta praga e que, no entanto, o potencial dessa estratégia tem sido pouco concebido em diversos agroecossistemas. De acordo com o autor, isso decorre devido a fatores tais como dependência de inseticidas, como tática primária de controle, baixa tolerância a vetores de vírus e reduzida informação sobre controle biológico em comparação a outras táticas de controle. Além disso, o controle de mosca-branca, com utilização de parasitóides, tem recebido mais atenção do que os demais agentes.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar da importância do controle biológico como tática do manejo integrado de pragas, sua utilização em ambientes protegidos ainda não é comum. Além da mosca-branca, outras pragas importantes podem atacar e causar prejuízos às culturas. Todavia, com exceção do parasitóide de ovos *Trichogramma pretiosum*, que é comercializado e liberado, praticamente não se utiliza controle biológico aplicado (liberação ou aplicação) em cultivo protegido.

Os produtores também demonstram grande dificuldade para reconhecer os agentes de controle biológico. Isso acaba comprometendo a conservação desses

inimigos naturais. Desse modo, torna-se imprescindível a adoção de estratégias de informação, para que os produtores reconheçam e utilizem o controle biológico.

Além disso, é imperativo que se aprimore o controle biológico de mosca-branca através de pesquisas. A compreensão do efeito dos inimigos naturais sobre a dinâmica da praga, o desenvolvimento de técnicas baratas de criação e produção, práticas de liberação e aplicação, a implantação de programas de controle de qualidade para criação e produção de agentes de controle biológico, bem como a implementação da legislação adequada para este controle são requisitos essenciais para maior utilização e sucesso do controle biológico da mosca-branca, especialmente nos cultivos protegidos.

REFERÊNCIAS

- BELLOWS, T.S.; PERRING JUNIOR, T.M.; GILL, R.J.; HEADRICK, D.H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v.87, p.195-206, 1994.
- BIOBEST. **Side-effects manual**. 2003. Disponível em: <<http://www.biobest.be>>. Acesso em: 8 jan. 2003.
- BROWN, J.K.; FROHLICH, D.R.; ROSSEL, R.C. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.40, p.511-534, 1995.
- FARIA, M.; WRIGHT, S.P. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. **Crop Protection**, Surrey, v.20, p.767-778, 2001.
- FERNANDES, O.A. Pragas do meloeiro. In: BRAGA SOBRINHO, R.; CARDOSO, J.E.; FREIRE, F. das C.O. (Ed.). **Pragas de fruteiras tropicais de importância agroindustrial**. Brasília: SPI/Fortaleza: EMBRAPA-CNPAT, 1998. p.181-189.
- FLINT, M.L.; DREISTADT, S.H. **Natural enemies handbook: the illustrated guide to biological control**. Berkeley: University of California, 1998. 154p.

- GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*, biological characteristics and potential as biological control agents: a review. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v.17, n.1-2, p.99-110, 1986.
- _____; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. **Crop Protection**, Surrey, v.20, p.779-799, 2001.
- _____; KRAVCHENKO, V.; LAZARE, M. Dynamics of common green lacewing (Neuroptera: Chrysopidae) in Israeli cotton fields in relation to whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) populations. **Environmental Entomology**, College Park, v.26, p.815-827, 1997.
- _____; MOTRO, U.; HOROWITZ, R. Dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) attacking cotton in the coastal plain of Israel. **Bulletin of Entomology Research**, London, v.70, p.213-219, 1980.
- GOOLSBY, J.A.; CIOMPERLIK, M.A.; LEGASPI JUNIOR, B.C.; LEGASPI, J.C.; WENDEL, L.E. Laboratory and field evaluation of exotic parasitoids of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Biotype "B") (Homoptera: Aleyrodidae) in the Lower Rio Grande Valley of Texas. **Biological Control**, San Diego, v.12, p.127-135, 1998.
- HAJI, F.N.P.; LIMA, M.F.; ALENCAR, J.A. de; PREZOTTI, L. Mosca branca: nova praga na região do Submédio São Francisco. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.14, n.1, p.88, maio 1996.
- HILJE, L. (Ed.). **Metodologias para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus**. Turrialba: CATIE, 1996. 133p.
- HODDLE, M. S.; DRIESCHE, R. G. van. Evaluation of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) to control *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*): a life table analysis. **Florida Entomologist**, Gainesville, v.79, n.1, p.1-12, 1996.
- _____; SANDERSON, J.P. Biological control of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia with inundative releases of *Encarsia formosa* Beltsville strain (Hymenoptera: Aphelinidae): can parasitoid reproduction augment inundative releases? **Journal of Economic Entomologist**, Lanham, v.90, n.4, p.910-924, 1997a.
- _____; _____. Biological control of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia with inundative releases of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae): are higher release rates necessarily better? **Biological Control**, San Diego, v.10, p.166-179, 1997b.
- _____; _____. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.43, p.645-669, 1998.
- LENTEREN, J.C. van; ROERMUND, H.J.W. van; SÜTTERLIN, S. Biological control of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) with the parasitoid *Encarsia formosa*: how does it work? **Biological Control**, San Diego, v.6, p.1-10, 1996.
- _____; WOETS, J. Biological and integrated pest control in greenhouse. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.33, p.239-269, 1988.
- LOURENÇÃO, A.L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v.53, t.1, p.53-59, 1994.
- NARANJO, S.E. Conservation and evaluation of natural enemies in IPM systems for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, Surrey, v.20, p.835-852, 2001.
- _____; HAGLER, J.R. Characterizing and estimating the impact of heteropteran predation. In: THOMAS SAY SYMPOSIUM. **Proceedings...** Predatory Heteroptera: their ecology and use in biological control. Lanham: Entomological Society of America, 1998. p.170-177.
- OLIVEIRA, F.S. **Controle biológico da mosca branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) raça B (Hemiptera: Homoptera: Aleyrodidae) em melão, através de *Ceraeochrysa cincta* (Schneider, 1851) (Neuroptera: Chrysopidae)**. 1999. 35f. Trabalho (Graduação em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista "Julio de Mesquita Filho", Jaboticabal.
- OLIVEIRA, M.R.; AMANCIO, E.; LAUMANN, R.A.; GOMES, L.O. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, DF. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.32, n.1, p. 51-154, 2003.
- PARRELLA, M.P.; HANSEN, L.S.; LENTEREN, J.C. van. Glasshouse environments. In: FISHER, T.; BELLOWS, T.S.; CALTAGIRONE, L.; DAHLSTEN, D.; HUFFAKER, C.; GORDH, G. (Ed.). **Handbook of biological control: principles and applications of biological control**. Orlando: Academic Press, 1999. 1046p.
- _____; PAINE, T.D.; BETHKE, J.A.; ROBB, K.L.; HALL, J. Evaluation of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) for biological control of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia. **Environmental Entomology**, College Park, v.20, n.2, p.713-719, 1991.
- PERRING, T.M.; FARRAR, C.A.; BELLOWS, T.S.; COOPER, A.D.; RODRIGUEZ, R.J. Evidence for a new species of whitefly: UCR findings and applications. **California Agriculture**, Oakland, v.47, n.1, p.7-8, Jan./Feb. 1993.
- RAMOS, E.Q. **Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos para o controle de *Bemisia tabaci* biótipo B**. 2001. 57f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- SHANNON, P. J. Hongos entomopatogênicos. In: HILJE, L. (Ed.). **Metodologias para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus**. Turrialba: CATIE, 1996. p.60-68.
- SÜTTERLIN, S.; LENTEREN, J.C. van. Influence of hairiness of *Gerbera jamsonii* on the searching efficiency of the parasitoid *Encarsia formosa*. **Biological Control**, San Diego, v.9, p.157-165, 1997.
- ZUCCHI, R.A.; SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: FEALQ, 1993. 139p.

Controle biológico de cochonilhas-farinhentas em cultivos protegidos

Lenira Viana Costa Santa-Cecília¹

Brígida Souza²

Resumo - São caracterizadas as principais espécies de cochonilhas que ocorrem em plantas olerícolas, frutíferas e ornamentais cultivadas em casas de vegetação, especialmente aquelas da família Pseudococcidae, conhecidas como cochonilhas-farinhentas. Ênfase é dada às três espécies, consideradas de maior importância, pela elevada densidade populacional que normalmente atingem e pelos danos ocasionados em várias culturas. Dentre os vários agentes responsáveis pela redução da densidade populacional dessas cochonilhas, destacam-se o coccinelídeo *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant e o parasitóide *Leptomastix dactylopii* Howard. Esses inimigos naturais são produzidos em grande escala em vários países. Contudo, no Brasil, apenas *C. montrouzieri* está disponível comercialmente, pois a produção de *L. dactylopii* para fins comerciais ainda não foi estabelecida.

Palavras-chave: Praga. Casa de vegetação. Predador. Coccinellidae. Parasitóide. Encyrtidae. Planta ornamental. Olerícola. Frutífera. Monitoramento.

INTRODUÇÃO

Mais de quinze espécies de cochonilhas podem ocorrer em cultivos protegidos, contudo, as mais prejudiciais pertencem aos gêneros *Planococcus* e *Pseudococcus*, família Pseudococcidae, superfamília Coccoidea (COPLAND et al., 1985). Entre essas, *Planococcus citri* (Risso), *Pseudococcus longispinus* Targioni-Tozzetti e *Pseudococcus viburni* Signoret (= *obscurus*) são as mais importantes, por causarem danos econômicos em várias culturas, principalmente em plantas olerícolas, frutíferas e ornamentais. São conhecidas por cochonilhas-farinhentas, por apresentarem o corpo recoberto por uma secreção finamente granulada conferindo-lhes o aspecto de terem sido envolvidas em farinha. Esses insetos são sugadores de seiva e vivem em colônias constituídas por indivíduos em vários estádios de desenvolvimento.

Condições ambientais adequadas, ausência de fatores de mortalidade e adensamento de plantas em ambientes protegidos favorecem o aumento populacional dessas pragas, cujo controle com o uso de produtos químicos, nesses sistemas de cultivo, tem sido dificultado pelo número cada vez menor de inseticidas registrados a cada ano (MURPHY, 1998). Além disso, esses insetos vivem em locais protegidos na planta, apresentam uma densa cobertura cerosa no corpo e seus ovos são envolvidos por uma secreção lanuginosa branca que lhes confere proteção (COPLAND et al., 1985; PARRELLA, 1994). O uso desse método de controle é adequado somente no primeiro instar, quando não são recobertas por secreção cerosa protetora.

Esses fatores fazem desse grupo de insetos, excelentes candidatos para a utilização do Controle Biológico (PARRELLA,

1994; HENN et al., 1999). Trata-se de uma técnica específica e inócua, que não causa danos ao homem e ao ambiente, além de contornar o problema enfrentado na produção de ornamentais, relacionado com a presença de resíduos de produtos químicos nas plantas para exportação (SILVEIRA; MINAMI, 1999). Insetos-predadores e parasitóides têm sido os agentes de mortalidade mais efetivamente usados no controle biológico de cochonilhas em cultivos protegidos.

COCHONILHAS-FARINHENTAS

Planococcus citri

A cochonilha *P. citri*, também conhecida por cochonilha-branca, cochonilha-farinhenta ou cochonilha-dos-citros, encontra-se amplamente distribuída em todo o mundo, constituindo-se em importante praga em regiões tropicais, subtropicais e

¹Eng^a Agr^a, D.Sc., Pesq. EPAMIG-CTSM - EcoCentro, Caixa Postal 176, CEP 37200-000 Lavras-MG. Correio eletrônico: scecilia@epamig.ufla.br

²Eng^a Agr^a, D.Sc., Pesq. UFLA - Dep^o Entomologia, Caixa Postal 3037, CEP 37200-000 Lavras-MG. Correio eletrônico: brgsouza@ufla.br

temperadas. Possui uma ampla gama de hospedeiros, podendo ocasionar danos em citros e outras frutíferas, cafeeiros, soja (SILVA et al., 1968; GRAVENA, 2004) e ornamentais, tais como crisântemos e roseiras (PARRELLA, 1995), antúrios, orquídeas, cactáceas e bromeliáceas (BALACHOWSKY, 1935 apud GRAVENA, 2004) além daquelas dos gêneros *Bougainvillea*, *Gardenia* e *Nerium*, entre outras (RIPA; RODRIGUEZ, 1999). Podem ser encontradas na parte aérea e raízes das plantas (Fig. 1). Conforme estudos desenvolvidos por Martinez et al. (1991), em cafeeiros cultivados em Cuba, condições de temperatura do solo superiores a 23°C e umidade relativa do solo acima de 85% favorecem a concentração desse inseto na parte aérea da planta.

A fêmea adulta é relativamente imóvel e mede 2,5-4 mm de comprimento por 2-3 mm de largura, possui o corpo com tegumento mole, formato oval, coloração geral castanha amarelada e recoberto por uma secreção pulverulenta de cera branca. Caracteriza-se por apresentar 17 pares de filamentos dispostos lateralmente no corpo e um par posterior, de tamanho aproximado a ¼ do comprimento do corpo (RIPA; RODRIGUEZ, 1999; GRAVENA, 2004). Vivem cerca de 88 dias, iniciando a oviposição 15 a 26 dias após atingirem a fase adulta (COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT, 1984).

Os machos adultos são menores que as fêmeas, apresentam o corpo com segmentação distinta, destacando-se a ocorrência de um par de asas mesotorácicas e um par de filamentos caudais longos e brancos na extremidade do abdome. O aparelho bucal é atrofiado e, portanto, não se alimentam, desempenhando a única função de fertilizar as fêmeas. Vivem cerca de dois a quatro dias (COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT, 1984; MALAIS; RAVENSBERG, 1992).

As fêmeas fertilizadas põem os ovos no interior do ovissaco, uma estrutura lanuginosa branca que secretam junto ao seu corpo e que serve para protegê-los.

A capacidade de oviposição é cerca de 400 ovos (GALLO et al., 2002) e após dois a dez dias nascem as ninfas (GRAVENA, 2004). Aquelas que irão originar fêmeas passam por três estádios antes de atingir a fase adulta, enquanto as que originarão machos, passam por quatro estádios. O ter-

ceiro e o quarto instares ocorrem no interior de um casulo branco, onde passam as fases de pré-pupa e pupa (Fig. 2). As ninfas do primeiro instar, em ambos os sexos, têm maior atividade locomotora, apresentam coloração amarela e não são recobertas por secreção cerosa. Medem cerca de 0,5-0,7 mm



Jean Patrick Bonani

Figura 1 - Colônias de *Planococcus citri* em citros

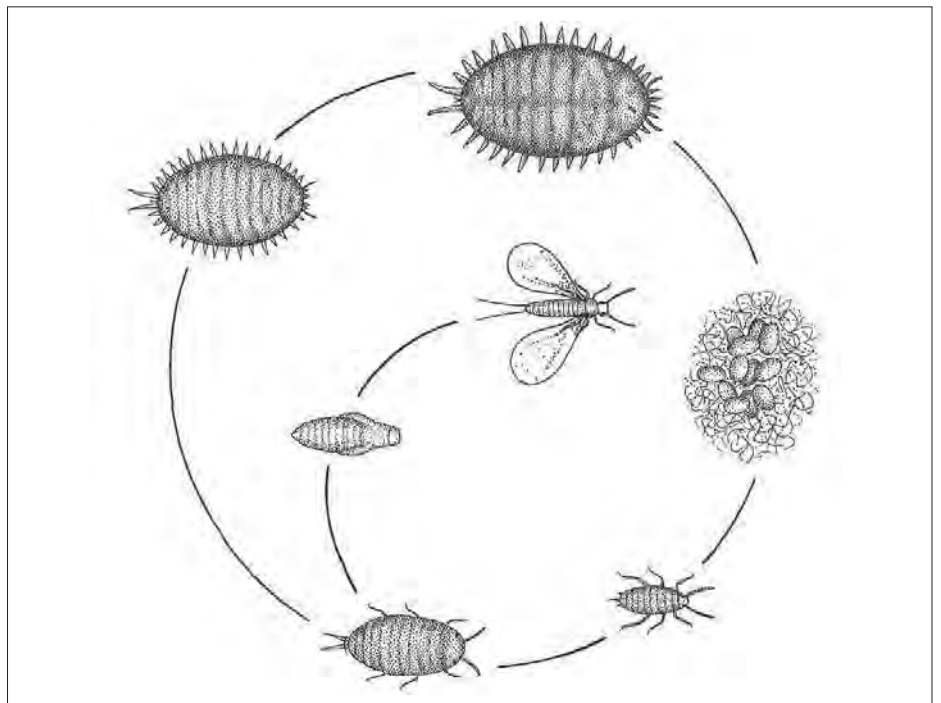


Figura 2 - Ciclo de vida de *Planococcus citri*

FONTE: Adaptado de: Ripa e Rodriguez (1999).

de comprimento, por 0,2-0,3 mm de largura e têm uma duração próxima a 10,5 dias. Aquelas do segundo instar são maiores, mais escuras e menos ativas que as do primeiro instar. Nesse estágio de desenvolvimento, os machos diferenciam-se das fêmeas, pois iniciam a construção de um casulo para completar sua metamorfose. A duração desse estágio é próxima a oito dias (COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT, 1984; REDDY; SEETHARAMA, 1997; RIPA; RODRIGUEZ, 1999; MALLESHAIAH et al., 2000).

As ninfas de terceiro instar da fêmea apresentam 17 pares de apêndices laterais e um par posterior, assemelhando-se ao adulto, tendo uma duração próxima a oito dias. Para os machos, esse instar ocorre no interior de um casulo branco, onde passam as fases de pré-pupa e pupa, com duração média de 2,5 e 3,0 dias, respectivamente. O desenvolvimento ninfal das fêmeas ocorre em 28 dias e o dos machos, em 24 dias (COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT, 1984; RIPA; RODRIGUEZ, 1999; MALLESHAIAH et al., 2000).

***Pseudococcus* spp.**

A espécie *P. longispinus* pode ocorrer em frutíferas e em uma gama de plantas ornamentais e espécies florestais, danificando folhas e frutos. Seu corpo tem formato oval, com até 4 mm de comprimento e encontra-se coberto por uma secreção pulverulenta branca. Possui 17 pares de filamentos laterais sendo os caudais tão longos quanto o comprimento do corpo, característica que permite sua rápida identificação à primeira vista (Fig. 3) (COPLAND et al., 1985; RIPA; RODRIGUEZ, 1999; PRADO et al., 2003). As fêmeas são vivíparas, podendo produzir 150 a 200 ninfas migratórias que se dispersam logo após o nascimento (RIPA; RODRIGUEZ, 1999).

P. viburni também é uma espécie polífaga e entre seus hospedeiros incluem as frutíferas, algumas olerícolas, plantas daninhas e ornamentais. Apresenta de 3 a 4 mm de comprimento e 17 pares de filamentos

laterais delgados, de tamanho menor que os caudais, sendo estes mais curtos que o comprimento do corpo (Fig. 4). A postura é realizada em ovissaco ceroso e pulverulento e os ovos têm coloração rosada (RIPA; RODRIGUEZ, 1999).

OUTROS GÊNEROS

Em amostras de plantas pertencentes à família Cactaceae, cultivadas em Holambra-SP, foram identificadas cochonilhas dos

gêneros *Rhizoecus* e *Hypogeococcus* (Pseudococcidae) (GRANARA DE WILLINK, 2002), porém, em baixa infestação. No Brasil, a ocorrência desses gêneros também foi registrada por Willians e Granara de Willink (1992), em diversas plantas cultivadas e invasoras, em condições de campo.

Em uma espécie de planta ornamental (*Encephalartos* sp.), cultivada em casa de vegetação na Itália, Mazzeo et al. (1999) registraram, pela primeira vez, a ocorrência



Figura 3 - Fêmea adulta de *Pseudococcus longispinus*

Ernesto Prado C.



Figura 4 - Fêmea adulta de *Pseudococcus viburni*

Ernesto Prado C.

da cochonilha *Phenacoccus solani* Ferris. Essa espécie possui filamentos muito curtos ao redor do corpo, ausência dos longos filamentos caudais e não produz massa de ovos ou ovissaco. Segundo Osborne (2004), espécies desse gênero, ao contrário das demais, não apresentam os característicos filamentos laterais, típicos dos pseudococcídeos.

DANOS

Ninfas e fêmeas adultas sugam a seiva, retardando o desenvolvimento das plantas, o que pode ocasionar o amarelecimento e queda das folhas, com a conseqüente redução da fotossíntese e produção. A queda de flores e frutos também é freqüente.

O excesso de seiva ingerido é excretado em forma de gotículas açucaradas denominadas *honeydew*, que constitui um substrato adequado para o desenvolvimento de fungos de coloração escura. Junto com a secreção cerosa branca das cochonilhas, essas gotículas reduzem o valor comercial das plantas ornamentais, bem como das flores e dos frutos atacados (COPLAND et al., 1985).

INIMIGOS NATURAIS DAS COCHONILHAS EM CULTIVOS PROTEGIDOS

Dentre os agentes de controle biológico de cochonilhas em cultivos protegidos, existem vários parasitóides, predadores e fungos (COPLAND et al., 1985). Os mais amplamente usados para o controle dessa praga são o predador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) e o parasitóide *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae).

Cryptolaemus montrouzieri Mulsant

Espécie nativa da Austrália, o *C. montrouzieri* foi o primeiro agente de controle biológico utilizado na Califórnia, EUA, para o controle de *P. citri* em citros. Desde então, tem sido introduzido em muitos países para a redução da densidade populacional de espécies de cochonilhas

em diversas culturas, sendo amplamente utilizado em cultivos em casa de vegetação (COPLAND et al., 1985; MALAIS; RAVENSBERG, 1992).

Esse inseto passa pela fase de ovo, quatro instares larvais, fases de pupa e adulta. Os ovos são de coloração amarelo-brilhante e cerca de dez vezes maiores do que os ovos da cochonilha. As larvas podem atingir até 13 mm de comprimento e possuem o corpo revestido por projeções cerosas brancas, o que as tornam, muitas vezes, semelhantes às suas presas, confundindo-se com elas. O adulto é uma joaninha com cerca de 4 mm de comprimento, de coloração marrom-escuro, com a cabeça, protórax e extremidade das asas anteriores e do abdome alaranjados (Fig. 5).

Os ovos do predador são colocados separadamente, junto à massa de ovos da cochonilha, em número de até 800, ao longo de todo o período de vida da fêmea. A duração média da fase embrionária é de cinco dias, da fase de larva, 15,5 dias, da fase de pupa, 7,3 dias e a longevidade é de 72,4 dias (SANCHES et al., 2001).

Possui alta capacidade predatória alimentando-se de cochonilhas em todas as fases de desenvolvimento. Adultos e larvas nos estádios iniciais têm preferência por ovos e ninfas da presa, enquanto que as larvas mais desenvolvidas poderão consumir cochonilhas em qualquer estágio de vida.

Uma larva durante seu desenvolvimento, a 21°C, pode consumir mais de 250



Figura 5 - Adulto de *Cryptolaemus montrouzieri*

ninfas de cochonilhas de segundo e terceiro instares, sendo mais eficiente quando a população da presa é alta (COPLAND et al., 1985), embora apresente alta capacidade de busca, quando a infestação é baixa (GRAVENA, 2004).

As condições ambientais exercem influência no desenvolvimento e reprodução de *C. montrouzieri*, sendo mais favoráveis as temperaturas entre 22°C e 25°C e umidade relativa de 70% a 80%. Conforme Malais e Ravensberg (1992), a capacidade de busca desse coccinélido é diminuída em temperaturas superiores a 33°C e inferiores a 16°C. De acordo com Henn et al. (1999), temperaturas inferiores a 20°C e fotoperíodos curtos reduzem sua taxa reprodutiva, mas, tais condições, não afetam a reprodução das cochonilhas. Dessa forma, *C. montrouzieri* pode não ser efetivo no controle dessa praga durante os meses de inverno, quando a temperatura e o comprimento do dia são reduzidos.

Trabalhos desenvolvidos pela Koppert têm evidenciado a seletividade de alguns produtos fitossanitários a larvas e adultos de *C. montrouzieri*, apresentando a possibilidade de uso desse predador de forma integrada com alguns pesticidas (GRAVENA, 2000).

Leptomastix dactylopii Howard

É um endoparasitóide solitário, específico de *P. citri*. Outros hospedeiros têm sido registrados, porém, na maioria dos casos, os ovos da vespinha não eclodem. Nativo da América do Sul, provavelmente do Brasil, foi introduzido na Califórnia, EUA, em 1934, e, desde então, dispersou-se para muitas outras regiões do mundo (MALAIS; RAVENSBERG, 1992).

Durante seu desenvolvimento, esse parasitóide passa pela fase de ovo, quatro estádios larvais, fases de pupa e adulta.

As fêmeas colocam apenas um ovo por hospedeiro e após um dia e meio a dois dias eclodem as larvas que duram cerca de oito dias. Nesse período, consomem todo o conteúdo do corpo da cochonilha e no interior do tegumento mumificado do

hospedeiro ocorre a fase de pupa que é de, aproximadamente, sete a oito dias. Após esse período, ocorre a emergência do inseto adulto, que possui coloração castanho-amarelada e cerca de 3 mm de comprimento, sendo os machos, um pouco menores que as fêmeas (Fig. 6). Uma fêmea pode produzir de 200 a 300 ovos ao longo de seu período de vida, que dura de 20 a 30 dias (COPLAND et al., 1985; MALAIS; RAVENSBERG, 1992; REDDY; SEETHARAMA, 1997).



Figura 6 - Adulto de *Leptomastix dactylopii*

O período de desenvolvimento depende principalmente da temperatura, sendo que a 20°C, o ciclo de ovo a adulto foi de 33,3 dias, e a 30°C, foi de 12,5 dias (MALAIS; RAVENSBERG, 1992).

Parasitam preferencialmente o terceiro instar e adultos de *P. citri*, pois, quando tentam colocar seus ovos em ninfas de segundo instar, seu ovipositor perfura completamente o corpo da vítima, impossibilitando a oviposição. Os adultos são bons voadores e possuem alta capacidade de busca, podendo controlar populações de cochonilhas mesmo em baixas densidades.

Outros inimigos naturais

Além de *C. montrouzieri*, outras espécies de coccinélídeos têm sido observadas associadas às cochonilhas-farinhas, podendo citar *Nephus reunioni* Chazeau, *Azya luteipes* (Mulsant) e *Hyperaspis notata* Mulsant (NARDO et al., 1999; COPLAND et al., 1985).

Entre os parasitóides, outras espécies da família Encyrtidae também estão asso-

ciadas a essas cochonilhas, destacando-se os gêneros *Aenasius*, *Anagyrus* e *Leptomastidea* (COPLAND et al., 1985; NARDO et al., 1999). Na França, grande sucesso foi obtido no controle de *P. viburni* em bromeliáceas e palmáceas do gênero *Kentia*, com o uso do parasitóide *Pseudaphycus maculipennis* (Mercet) (COPLAND et al., 1985).

Outro parasitóide, *Tetracnemoidea peregrina* (Compere), foi usado com sucesso no controle de *P. longispinus* em samambaias. Essa cochonilha também foi efetivamente controlada por *C. montrouzieri* em plantas ornamentais do gênero *Dracaena* e em plantas do gênero *Cactus* infestadas por *P. viburni*, a utilização desses dois inimigos naturais foi eficiente na redução da densidade populacional da praga, conforme relatado por Copland et al. (1985). Segundo esses autores, os parasitóides *L. dactylopii*, *Anagyrus pseudococci* (Girault) e *Leptomastidea abnormis* (Girault) podem coexistir com o predador *C. montrouzieri* em casa de vegetação, produzindo excelente controle das espécies de cochonilhas presentes, durante os meses do verão. O coccinélídeo é efetivo no controle de altas infestações da praga, particularmente de massas de ovos, enquanto os parasitóides são mais efetivos em infestações mais baixas, com taxas de parasitismo superiores a 90% em algumas plantas. Em ambientes protegidos, durante o inverno, quando as temperaturas médias ficam próximas a 20°C, as populações de *C. montrouzieri* praticamente desaparecem, e as populações dos parasitóides são mantidas em número reduzido, tornando-se incapazes de evitar o aumento populacional das cochonilhas.

CRIAÇÃO MASSAL DOS INIMIGOS NATURAIS

A criação de *C. montrouzieri* e *L. dactylopii* em laboratório é feita utilizando-se as próprias cochonilhas como presas ou hospedeiras e, para isso, devem-se conhecer as técnicas de criação dos pseudococídeos.

A colônia inicial de *P. citri* é obtida com a coleta de exemplares diretamente de

plantas infestadas. Em laboratório, pode ser criada em brotos de batata (*Solanum tuberosum* L.) ou em abóbora (*Cucumis maxima* L.), em estado inicial de maturação, sendo esta última mais utilizada por apresentar maior longevidade, conforme sugerido por Reddy e Seetharama (1997) e também por Sanches et al. (2001).

Deve-se evitar o contato da criação com o ambiente externo, restringir a movimentação de pessoas às “colônias-mãe” e manter a higiene do ambiente, com a finalidade de evitar a contaminação das colônias por organismos indesejáveis, tais como ácaros, fungos, formigas e parasitóides.

No Brasil, técnicas de multiplicação do predador *C. montrouzieri* foram desenvolvidas por Sanches et al. (2001), na Embrapa Mandioca e Fruticultura, em Cruz das Almas, Bahia, visando ao controle da cochonilha rosada, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), caso seja introduzida no território nacional, uma vez que essa praga já se encontra infestando plantas cultivadas no norte da América do Sul (MEYERDIRK et al., 1998).

A criação de *C. montrouzieri* em insetários comerciais é realizada em diversos países, para liberação em muitas culturas, visando ao controle especialmente das cochonilhas. Nas condições brasileiras, a criação comercial deste coccinélídeo é desenvolvida pela Gravena Manecol Ltda., sendo recomendado para liberação em pomares de frutíferas com ataques localizados ou generalizados de *P. citri*. A comercialização deste predador é feita na fase de pupa ou adulta, mas a liberação dos insetos é realizada no estágio adulto (GRAVENA, 2004).

Técnicas de criação massal do parasitóide *L. dactylopii* já estão definidas e encontram-se em prática em alguns países, sendo comercializado nas fases de pupa ou adulta. Embora essa espécie provavelmente seja nativa do Brasil e haja relatos de sua ocorrência predando *P. citri* (NARDO et al., 1999), sua produção em escala para uso aplicado neste país, ainda não foi estabelecida.

MONITORAMENTO

Para um manejo eficiente da cochonilha em ambientes protegidos, é necessário que medidas preventivas sejam adotadas no início do ciclo da cultura, uma vez que é mais fácil impedir a entrada das cochonilhas nesses ambientes do que controlá-las.

Recomenda-se a limpeza da casa de vegetação antes de um novo plantio, destruição de restos culturais e utilização de mudas livres da cochonilha. Também é recomendada a adoção de um sistema de amostragem, que vise monitorar a presença da praga, de modo que a infestação seja detectada bem no início, permitindo a adequação de medidas de controle.

Deve-se estar atento para a presença de *honeydew* na superfície foliar, além da ocorrência de formigas, que normalmente acham-se associadas a essas excreções.

LIBERAÇÃO

As taxas de liberação dos inimigos naturais em ambientes protegidos dependem de vários fatores, tais como a densidade da população da praga, indicada pelas amostragens periódicas.

Doutt (1951) relatou que liberações de *C. montrouzieri* são inadequadas para o controle de *P. citri*, quando utilizado isoladamente, porém, em suplementação com parasitóides, há uma redução satisfatória na densidade populacional da praga, recomendando o uso desse coccinélídeo com *L. dactylopii* para o controle de *P. citri*. O uso de *L. dactylopii* e *N. reunioni* também tem dado excelentes resultados em bromeliáceas e em cultivos de outras plantas ornamentais (COPLAND et al., 1985).

Como proposta geral, Copland et al. (1985) recomendaram a liberação de cinco parasitóides ou predadores/m² de área com plantas infestadas, repetidas semanalmente, para assegurar que todas as fases da cochonilha sejam parasitadas ou predadas. Na Inglaterra, resultados promissores foram obtidos com a liberação de um adulto de *C. montrouzieri*/m² (PARRELLA et al., 1999).

As liberações deverão ser efetuadas em plantas infestadas, preferencialmente nas

primeiras horas do dia ou no final da tarde, quando a intensidade de luz e a temperatura prevenirão a dispersão excessiva dos inimigos naturais.

MONITORAMENTO DO CONTROLE

Após as liberações, as plantas deverão ser monitoradas periodicamente, examinando-se especialmente as brotações para constatar a presença de cochonilhas mumificadas ou de larvas do predador, bem como indicar a dinâmica populacional tanto da praga como do inimigo natural. De acordo com essa dinâmica, podem ser sugeridas novas liberações para sanar eventuais falhas no controle (COPLAND et al., 1985).

REFERÊNCIAS

- COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT. Mealybug. In: ANNUAL DETAILED TECHNICAL, 36., [1983]. **Report 1982 - 1983...** Chikmagalur, India: Noresh Traders, 1984. p.66-68.
- COPLAND, M.J.W.; TINGLE, C.C.D.; SAYNOR, M.; PANIS, A. Biology of glasshouse mealybugs and their predators and parasitoids. In: HUSSEY, N.W.; SCOPES, N.E.A. (Ed.). **Biological pest control: the glasshouse experience**. New York: Cornell University, 1985. p.82-86.
- DOUTT, R.L. Biological control of mealybugs infesting commercial greenhouse gardenias. **Journal of Economic Entomology**, Menasha, v.44, n.1, p.37-40, Feb. 1951.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, S.B.; VENDRAMIN, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. São Paulo: FEALQ, 2002. 920p.
- GRANARA DE WILLINK, M.C. **Identificación cochinitas**. [mensagem pessoal]. Mensagem recebida por <scecilia@epamig.ufla.br> em 1 maio 2002.
- GRAVENA, S. Chegou a joaninha super predadora de *Planococcus citri*. **Gravena Manejo Ecológico de Pragas Agrícolas**, n.23, p.258-259, 2000.

_____. **Cochonilha branca**: descontrolada em 2001. Disponível em: <http://www.gravena.com.br/dicas_cochonilha_branca.htm>. Acesso em: 7 jan. 2004.

HENN, T.; WEINZIERL, R.; KOEHLER, P.G. **Beneficial insects and mites**. Apopka: University of Florida, 1999. Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/INO78>>. Acesso em: 7 abr. 2004.

MALAIS, M.P.; RAVENSBERG, W.J. Mealybugs and their natural enemies. In: _____; _____. (Ed.). **The biology of glasshouse pest and their natural enemies**. Rodenrijs: Koppert, 1992. cap.7, p.61-72.

MALLESHAIAH, B.; RAJAGOPAL, K.; GOWDA, N.M. Biology of citrus mealybug, *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Crop Research**, Edinburg, v.20, n.1, p.130-133, 2000.

MARTINEZ, M. de los A.; MESTRE, N.; FRAGA, N. Bioecology of *Planococcus citri* (Risso) (Homoptera: Pseudococcidae). **Revista de Protección Vegetal**, Havana, v.6, n.1, p.37-42, 1991.

MAZZEO, G.; RUSSO, A.; SUMA, P. *Phenacoccus solani* Ferris (Homoptera: Coccoidea) on ornamental plants in Italy. **Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura**, v.31, n.1, p.31-35, 1999.

MEYERDIRK, D.E.; WARKENLIN, R.; ATTAVIAN, B.; GERSABECK, E.; FRANCIS, A.; ADAMS, M.; FRANCIS, G. **Biological control of pink hibiscus mealybug**: project manual. Riverdale: USDA-APHIS-PPQ, 1998. Paginação irregular.

MURPHY, G. **How to succeed or fail with biological controls**. 1998. Entrevista concedida a David Kuack. Disponível em: <<http://www.greenbean.com/features/they010598.html>>. Acesso em: 12 abr. 1998.

NARDO, E.A.B. de; TAVARES, M.T.; SÁ, L.A. N. de; TAMBASCO, F.J. **Perspectivas do controle biológico da praga quarentenária cochonilha-rosada no Brasil: *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae)**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 1999. 38p. (Embrapa Meio ambiente. Documentos, 2).

OSBORNE, L. S. **Mealybugs**. Apopka: University of Florida, 2004. Disponível em:

<<http://mrec.ifas.ufl.edu/Iso/Mealybugs.htm>>. Acesso em: 16 jan. 2004.

PARRELA, M.P. **The development and implementation of integrated pest management strategies in floriculture**. Davis: University of Califórnia, 1994. Disponível em: <<http://www.endowment.org/pr/p0594pr2.html>>. Acesso em: 10 mar. 2004.

_____; HANSEN, L.S.; LENTEREN, J.C. van. Glasshouse environments. In: BELLOWS, T.S.; FISHER, T.W. (Ed.). **Handbook of biological control**. New York: Academic Press, 1999. p.819- 839.

PRADO, E.; LARRAIN, P.; VARGAS, H.; BOBADILLA, D. **Plagas del olivo, sus enemigos naturales y manejo**. [Santiago]: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, 2003. 74p. (INIA. Libros, 8).

REDDY, K.B.; SEETHARAMA, H.G. Integrated management of mealybugs in coffee. **Indian Coffee**, Bangalore, v.61, n.3, p.26-28, Mar. 1997.

RIPA, R.; RODRIGUEZ, F. **Plagas de citros, sus enemigos naturales y manejo**. [Santiago]: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, 1999. 151p. (INIA, Libros, 3).

SANCHES, N.F.; CARVALHO, R. da S.; SILVA, E.S.; SANTOS, I.P. Técnica de multiplicação do predador exótico *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) em laboratório. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 7., 2001, Poços de Caldas. **Resumos...** Poços de Caldas: UFLA/EMBRAPA, 2001. p.428.

SILVA, A.G.A.; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M. do N.; SIMONI, L. de. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitas e predadores**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1968. 622p.

SILVEIRA, R.B. de A.; MINAMI, K. Qualidade de crisântemos (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) produzidos em diferentes regiões do estado de São Paulo: Grupo Polaris. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.56, n.2, p.337-348, abr./jun. 1999.

WILLIAMS, D.J.; GRANARA DE WILLINK, M. C. **Mealybugs of Central and South America**. Wallingford: CAB International, 1992. 635p.

Veja no próximo

INFORME AGROPECUÁRIO

PASTAGEM

- Situação das pastagens em Minas Gerais
- Importância da qualidade das sementes
- Degradação de pastagens
- Irrigação
- Insetos e pragas em pastagens tropicais

Leia e Assine o INFORME AGROPECUÁRIO
(31) 3488-6688
publicacao@epamig.br

Controle biológico de tripes: pragas sérias em cultivos protegidos

Vanda Helena Paes Bueno¹

Resumo - Tripes são insetos que, recentemente, mudaram seu *status* em cultivos protegidos, ou seja, passaram da condição de não praga (acidental nesses ambientes), para a de estar entre as mais importantes pragas de vários cultivos em casas de vegetação. São insetos estrategistas *r*, com alta capacidade reprodutiva, que, além de causarem danos diretos às plantas, também são vetores de vírus para elas. Várias espécies têm sido apontadas como pragas de importância econômica nos cultivos em casas de vegetação, entre elas o trips das flores *Frankliniella occidentalis* (Pergande), uma praga cosmopolita em cultivos de vegetais e ornamentais, com o seu controle extremamente dificultado, e que apresenta resistência a muitos inseticidas. O controle biológico de tripes com o uso de predadores do gênero *Orius* é atualmente uma realidade bastante promissora para o Brasil, com casos de sucesso em muitos países, e perfeitamente inserido nos princípios que regem o manejo integrado de pragas (MIP).

Palavras-chave: Casa de vegetação. Predador. *Frankliniella occidentalis*. Armadilha adesiva. Amostragem. Monitoramento. Liberação inoculativa. *Orius insidiosus*.

INTRODUÇÃO

Muitos fatores evoluíram e contribuíram para o desenvolvimento da agricultura moderna, entre eles os cultivos em casas de vegetação, que são sistemas únicos, com características próprias e peculiares. Várias características ecológicas fazem esses sistemas ser completamente diferentes de outros ecossistemas natural ou manejado. Apresentam condições climáticas que propiciam um ambiente favorável não só para as plantas, mas também para a sobrevivência e reprodução de pragas e doenças.

As espécies de pragas em cultivos, em casas de vegetação, têm aumentado e isto, na diversidade de herbívoros, é inevitável. Vários fatores têm contribuído para isso, entre eles, o tráfico global de produtos vegetais e ornamentais, que proporciona um mecanismo de dispersão de pragas; o aquecimento global que abre novos *habitats*

para as espécies de pragas e o aumento de cultivos em casas de vegetação, tornando-os mais disponíveis e visíveis para os herbívoros. Assim, os tripes têm-se tornado pragas extremamente sérias em vários cultivos em casas de vegetação. São insetos de diversas espécies, de difícil visibilidade a olho nu, por serem pequenos e moverem-se com rapidez. Têm capacidade de atingir altas populações e crescente desenvolvimento de resistência à maioria dos produtos fitossanitários aplicados para o seu controle.

Dessa maneira, mudanças de estratégias para o controle de tripes têm sido requeridas e o controle biológico através do uso de predadores, principalmente do gênero *Orius*, atualmente, é uma prática difundida em muitos países e com grandes possibilidades de implantação em sistemas de cultivos protegidos no Brasil.

CARACTERIZAÇÃO DOS TRIPES

Os tripes (Thysanoptera) são pequenos insetos (0,5 a 5 mm de comprimento) com seis estádios de desenvolvimento: ovo, dois estádios ninfais, pré-pupa, pupa e adulto (Fig. 1).

Os ovos têm um formato de meia-lua e são de coloração branca ou amarela. São inseridos nas folhas, botões, pétalas florais e partes macias do caule. A fêmea, antes de ovipositar, faz um buraco no tecido da planta. Em plantas de pimentão, por exemplo, colocam os ovos nas folhas e os locais de incisão são facilmente reconhecidos através do aparecimento de pequenas verugas. Já em plantas de pepino e em muitos outros cultivos, a localização dos ovos não é tão visível.

Ninfas e adultos são bastante móveis e alimentam-se de toda a parte aérea da planta. A fase de pupa, em muitas espécies,

¹Bióloga, Dr.Sc., Profª Tit. UFLA - Dep^o Entomologia, Caixa Postal 3037, CEP 37200-000 Lavras-MG. Correio eletrônico: vhpbueno@ufla.br

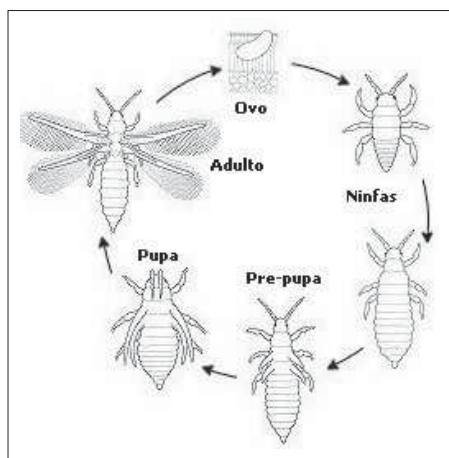


Figura 1 - Ciclo biológico do trips

ocorre no solo, assim, as plantas cultivadas no solo podem sofrer maiores ataques desses insetos. Podem pupar também em superfícies úmidas ou em fendas naturais a cerca de 15 mm abaixo da superfície do solo.

Os adultos apresentam dois pares de asas e nesse estágio as espécies de trips podem ser identificadas, com base na for-

ma, coloração e padrão de pêlos ou cerdas (Quadro 1). A reprodução pode ser sexuada ou assexuada. Em geral, as fêmeas não fertilizadas produzem machos, enquanto as fertilizadas produzem machos e fêmeas. Nas espécies onde os machos são raros, as fêmeas são produzidas por partenogênese, tal como em *T. tabaci*.

O desenvolvimento, a fecundidade e a longevidade desses insetos são influenciados por muitos fatores, incluindo temperatura, fotoperíodo e planta hospedeira. A presença de pólen é importante, pois este constitui uma fonte alimentar para os trips.

A 25°C o desenvolvimento de ovo a adulto ocorre por volta de 15 a 16 dias. A espécie *Frankliniella occidentalis* (Pergande), em baixas temperaturas (15°C), requer cerca de 13 dias para completar uma geração e a taxa de aumento populacional é bem baixa, em torno de 1,02. Já a 30°C, o tempo para completar uma geração é de 4,3 dias, e a taxa de aumento da população é de 8,5.

Os adultos podem sobreviver de 13 a 75 dias e colocar de 40 a 250 ovos, dependendo da temperatura e da planta hospedeira. A 25°C, uma fêmea de *T. tabaci*, tendo pepino como planta hospedeira, coloca um total de 70 a 100 ovos, com média de dois a cinco ovos/dia.

No inverno, ninfas e adultos, normalmente, procuram lugares mais quentes, como restos de cultivo, fendas nas paredes, nas estruturas das casas de vegetação ou no solo e ficam prontos para “aparecer”, quando uma nova cultura é instalada e a temperatura aumenta. Assim, é importante que os produtores tentem reduzir o número de trips presente na casa de vegetação no final do ciclo de cada cultivo, onde estes são pragas importantes. No início da manhã, eles tornam-se mais ativos e deixam seus abrigos, sendo vistos mais facilmente.

PRINCIPAIS ESPÉCIES

No Brasil, ocorrem de 500 a 1.000 espécies de trips, sendo nove consideradas pragas. Em cultivos em casas de vegetação, as principais espécies são *Frankliniella occidentalis* (Pergande), *Frankliniella schultzei* (Trybom), *Thrips tabaci* Linderman e *Thrips palmi* Karny. Todas as espécies de trips encontradas em casas de vegetação pertencem à família Thripidae, uma família que também contém as espécies que causam maiores danos às plantas.

Para *F. occidentalis* e *T. tabaci*, são apresentadas as principais diferenças (Quadro 1).

O trips-da-cebola (Fig. 2A), *T. tabaci*, é uma espécie altamente polífaga. Coloniza todas as partes das plantas, preferindo, entretanto, o lado inferior das folhas jovens no ponteiro delas, mas também podem ser encontrados em brotos e flores.

Já o trips-das-flores (Fig. 2B), *F. occidentalis*, é a praga mais séria em muitas plantas cultivadas em sistemas protegidos, tanto ornamentais como vegetais. É, o mais importante vetor dos vírus, *tomato spotted wilt virus* (TSWV) e *impatiens necrotic spot virus* (INSV), para muitas plantas. Está

QUADRO 1 - Principais diferenças morfológicas entre *Thrips tabaci* Linderman e *Frankliniella occidentalis* (Pergande)

<i>T. tabaci</i>	<i>F. occidentalis</i>
<p>Coloração do corpo</p> <p>Amarelo-amarronzado, algumas vezes com duas colorações: tórax mais claro do que a parte posterior do corpo.</p>	<p>Coloração do corpo</p> <p>Amarelo-amarronzado-claro; algumas vezes amarelo mais escuro, com manchas marrons irregulares sobre o tórax e a parte posterior do corpo.</p>
<p>Comprimento do corpo</p> <p>Fêmeas: 0,8 mm</p>	<p>Comprimento do corpo</p> <p>Fêmeas: 1,2 mm</p>
<p>Antenas</p> <p>7 segmentos</p>	<p>Antenas</p> <p>8 segmentos</p>
<p>Cabeça</p> <ul style="list-style-type: none"> - dois pêlos curtos entre os ocelos; - alguns pêlos curtos atrás dos olhos compostos. 	<p>Cabeça</p> <ul style="list-style-type: none"> - dois pêlos longos entre os ocelos; - um pêlo longo e alguns curtos atrás dos olhos compostos.
<p>Asas anteriores</p> <ul style="list-style-type: none"> - seis a sete pêlos na base da nervura principal; quatro (algumas vezes 3 a 5) no topo; - nervura secundária coberta com pêlos em todo o comprimento. 	<p>Asas anteriores</p> <ul style="list-style-type: none"> - nervura principal coberta com pêlos em todo o comprimento; - nervura secundária coberta com pêlos em todo o comprimento.

FONTE: Dados básicos: Malais e Ravensberg (2003).

presente, principalmente, na maioria das partes superiores e inferiores das plantas. Em gérbera e crisântemo, pode ser encontrado tanto na superfície inferior, como na superior das folhas. Em rosa, exibem uma preferência pelas zonas de crescimento e, tão logo os botões florais aparecem, migram para este local e instalam-se, posteriormente, nas flores. O crescimento populacional de *F. occidentalis* depende principalmente da temperatura, mas também é dependente de outros fatores ambientais, como a umidade relativa e a espécie de planta hospedeira.

A espécie de *T. palmi* apresenta coloração amarelo-clara, com cerdas grossas e pretas no corpo. É conhecida como tripes-do-melão, ou tripes-palmi (Fig. 2C) e é uma praga-chave de cucurbitáceas e solanáceas em várias regiões temperadas e tropicais.

O tripes *F. schultzei* ocorre na cor clara e escura. A fêmea, da cor clara, é amarela com manchas marrons, e a da cor escura, é uniformemente marrom-escura. Infesta uma grande variedade de plantas hospedeiras, principalmente tomate e abobrinha. Vive abrigado no interior das flores, nos botões florais e nos brotos ou sob as folhas novas ou velhas.

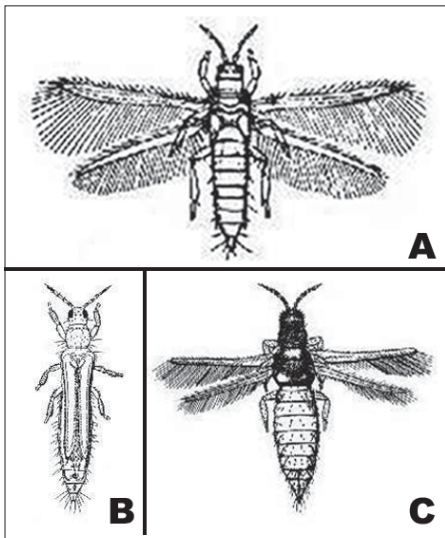


Figura 2 - Desenho esquemático das principais espécies de tripes

NOTA: Figura 2A - *Thrips tabaci*. Figura 2B - *Frankliniella occidentalis*. Figura 2C - *Thrips palmi*.

Identificar a espécie de tripes que infesta os cultivos na casa de vegetação é importante, assim como conhecer as espécies que infestam os cultivos e plantas invasoras vizinhas ou ao redor das casas de vegetação, bem como as suas abundâncias sazonais. O vírus TSWV pode ser conhecido, se ocorrer em uma determinada área. No entanto, esse vírus raramente atingirá níveis significativos, se os cultivos crescem em períodos, quando as espécies vetoras estão em baixos números.

DANOS

O tripes causa danos às plantas através de puncturas nas células superficiais dos tecidos e conseqüente sucção de seus conteúdos. São pragas sérias, devido ao seu hábito alimentar sobre flores, botões florais, folhas e ponteiros das plantas. São também importantes vetores de vírus, sendo os mais importantes os Tospovirus (INSV e TSWV). Os machos de tripes são vetores mais eficientes do que as fêmeas. Os vírus são adquiridos nos estádios ninfaís de *F. occidentalis*, ao se alimentarem de plantas doentes. Sua transmissão ocorre rapidamente em casas de vegetação com cultivos de ornamentais e de tomate e causam importantes perdas econômicas. Um tripes adulto de *F. occidentalis* pode infectar uma planta após alimentar-se dela, por somente 30 minutos. Os sintomas dessas doenças variam amplamente entre as plantas hospedeiras.

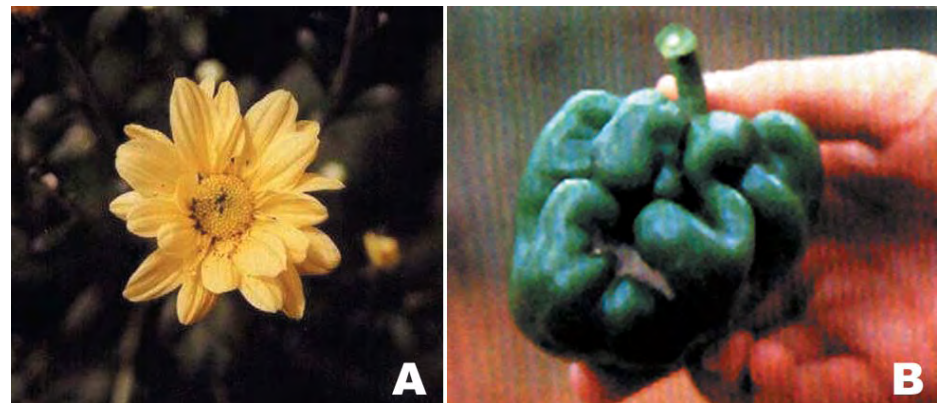


Figura 3 - Sintomas de ataque de tripes

NOTA: Figura 3A - Flor de crisântemo. Figura 3B - Fruto de pimentão.

Os danos em cultivos de ornamentais podem tomar várias formas, sendo os mais sérios os causados às flores (Fig. 3A). Os botões florais infestados podem não abrir e, particularmente em rosas, pode ser um problema bastante sério. Também nas ornamentais é inaceitável a distorção das folhas.

Estas pragas causam deformações de partes em crescimento, flores ou manchas prateadas. Em crisântemo e gérbera, a alimentação resulta em pétalas distorcidas, descoloração e estrias extensivas.

Em gerânio ocorre, deformação nas folhas jovens, enrolamento e áreas esbranquiçadas sobre a superfície superior da folha.

Em plantas jovens de poinsetia, causam distorção no desenvolvimento das folhas, e em violetas africanas, rompem os sacos de pólen, que se espalham sobre as flores.

Em cultivos de vegetais (hortaliças), causam danos principalmente nas flores e frutos, e *F. occidentalis*, particularmente, é a espécie mais importante. O vírus TSWV pode ocasionar perdas econômicas em vários cultivos de vegetais, especialmente de tomate, pimentão (Fig. 3B) e alface.

Em berinjela, o pico de infestação de tripes ocorre, quando a planta está em total florescimento. Nas folhas, o dano é particularmente evidente na folhagem superior da planta, onde se localizam os adultos. No início do ataque de *T. palmi*, especificamente em berinjela, observa-se uma

descoloração (coloração prateada) que começa ao longo da nervura principal. Em fase mais avançada, essa descoloração estende-se a toda a lâmina foliar.

Em pepino, a população de tripes aumenta progressivamente, à medida que as plantas crescem, sendo localizados nas folhas, frutos e acima de tudo nas flores, de modo particular nas pétalas. Dano ao fruto jovem de pepino pode alterar o crescimento, o que leva a uma séria redução na qualidade do produto final. O mercado dos frutos é particularmente comprometido, devido às manchas necróticas localizadas ao redor do pedúnculo ou em áreas que estiveram em contato com as folhas.

Em pimentão, a infestação é inicialmente restrita às folhas. Com o crescimento das plantas, os adultos progressivamente movem-se para as partes mais jovens e situam-se nas flores em desenvolvimento. Prateamento e conseqüente necrose são os danos mais evidentes nas folhas, das quais as mais velhas são mais afetadas. Ocasionalmente, grandes perdas tanto pelo prateamento e subsequente necrose das folhas e frutos, quanto pela transmissão de tospovirus. Concentram-se entre o cálice e o fruto, danificando aquele tecido, o que resulta na separação do cálice do fruto, e deformando sua aparência (Fig. 3B). O efeito combinado do dano de alimentação de *T. palmi*, nos pontos de crescimento e sobre as folhas jovens, pode atrofiar e deformar severamente cultivos mais sensíveis, como pimentão.

Em tomate, a maioria da população pode ser encontrada nas folhas inferiores da planta, onde a ninfa se situa, em particular, nas margens dobradas. Danos às folhas e aos frutos são causados por puncturas de alimentação e, ainda nos frutos, por puncturas de oviposição. A maior importância de *F. schultzei* é como vetor do vírus TSWV para o tomateiro (vírus vira-cabeça), e a forma escura é mais conhecida como transmissora da doença.

Em abobrinha, o maior dano é causado nas folhas nos estádios iniciais do crescimento das plantas. Em cultivo de morango, o dano de *F. occidentalis* nas folhas ocorre

muito raramente, enquanto os frutos são freqüentemente afetados. O trips alimenta-se sobre as flores (pólen é muito importante) e um grande número de insetos pode causar a queda dos botões florais e o fruto se apresenta pequeno e duro.

MONITORAMENTO E AMOSTRAGENS

A distribuição de tripes nas casas de vegetação ocorre tanto ativamente (através do vôo ou flutuação em correntes de ar), quanto passivamente (pelo movimento das pessoas, plantas e materiais). A infestação normalmente começa em poucas plantas e então se dissemina gradativamente através da casa de vegetação. Grandes números de tripes podem ser encontrados em uma folha ou flor. A detecção inicial de uma infestação de tripes é crítica, porque os sintomas de sua alimentação não são freqüentemente vistos até após o dano ter ocorrido. Também uma infestação pequena é mais fácil de ser controlada.

O monitoramento das populações de tripes é feito principalmente através do uso de armadilhas adesivas de coloração azul (Horiver-Tr[®]) e/ou amarela (Horiver[®]) (Fig. 4), ou *tapping method*, ou seja, batendo-se de leve a folhagem e/ou flores das plantas em uma bandeja, papel branco, ou no interior de um saco plástico, para desalojar os tripes e torná-los visíveis.

As armadilhas podem ser usadas para determinar se os tripes estão presentes, e para obter uma estimativa aproximada de



Figura 4 - Armadilhas adesivas (azul e amarela) para monitoramento de tripes em casas de vegetação

seu número. No entanto, nem sempre a captura reflete o nível populacional de tripes na planta, daí a importância das amostragens também nas plantas.

Os tamanhos das armadilhas podem variar de pequenos (25 x 10 cm) a grandes (25 x 40 cm). As armadilhas devem ser colocadas justo acima do topo das plantas e próximas das portas, entradas de vento e sobre plantas sensíveis aos tripes. As armadilhas vão sendo suspensas, à medida que as plantas crescem. Em cultivos com canteiros baixos, as armadilhas devem ser suspensas por fios de arame, ou outro material, a um máximo de 30 cm acima do cultivo. Normalmente, é recomendado o uso de uma armadilha (cartão de 10 x 25 cm), em média, a cada 200 m² na casa de vegetação, no caso de monitoramento preventivo. Quando elas têm também o propósito de contribuir para o controle em áreas intensamente infestadas (isto é, captura massal), usar pelo menos uma armadilha/20 m², para um máximo de uma armadilha/2 m².

Em cultivos de pimentão e berinjela, em casa de vegetação tipo túnel de 300 m², foi usada, aproximadamente, dez armadilhas adesivas azuis (cartão de 10 x 20 cm) colocadas 20 cm acima do topo das plantas. Em plantios de morango, particularmente nas áreas, ou nas casas de vegetação, onde *F. occidentalis* pode passar o inverno em quiescência, os tripes deverão ser amostrados semanalmente nas flores, tão logo elas se abram. Armadilhas adesivas azuis podem auxiliar na detecção inicial da praga.

Assim, o monitoramento, seja com armadilhas, seja com contagem nas plantas, deve ser realizado semanalmente, pois um dos mais importantes fatores que facilita o controle é a rápida detecção da presença da praga, ou seja, sua infestação inicial na cultura. Em pimentão, de acordo com Sánchez et al. (2000), o monitoramento de *F. occidentalis* envolveu a tomada de três amostras de 20 flores e 20 folhas cada, semanalmente, em casa de vegetação comercial. Tommasini (2003) relata que em pimentão e/ou berinjela, em casa de vegetação

de 300 m², as amostragens de tripses são realizadas em 200 folhas (50% de folhas superiores e 50% de folhas inferiores nas plantas) e em 100 flores escolhidas ao acaso em 100 plantas.

Flores amarelas e brancas parecem ser particularmente atrativas para tripses. Plantas que podem ser usadas como armadilhas incluem as seguintes variedades de petúnia: 'Summer Madness', 'Super Blue Magic' e 'Calypso'.

Níveis de dano de tripses em plantas têm sido publicados, no entanto, esses níveis são muito dependentes de condições particulares, como o cultivo, a variedade, os padrões do mercado local e, muito importante, se os vírus (INSV ou TSWV) estão presentes na área de cultivo. Assim, melhor do que confiar no valor desses níveis de dano, os produtores devem usar as contagens de tripses provenientes de seu próprio monitoramento em sua área de cultivo, ou seja, ter um inventário próprio de sua área quanto às populações de tripses.

Se a contagem de tripses e as informações sobre a qualidade do cultivo e perdas (devido ao dano do tripses ou tospovirose) são mantidas, este conhecimento ajudará cada produtor a identificar qual nível de tripses é suficiente para causar perdas ou danos, dando a ele as condições próprias e o nível desejado da qualidade da planta para o mercado local, ou seja, ele tomará suas próprias decisões quanto ao seu cultivo. Por exemplo, em rosas de corte, Casey e Parrella (2002) determinaram que 25 tripses/armadilha corresponderiam a 1 tripses/flor (variedades mais suscetíveis), e 50 tripses/armadilha, a 2 tripses/flor (variedades menos suscetíveis). Em pepino, segundo Hansen (1989), uma densidade de 25 tripses/folha pode ser tolerada, sem que ocorra redução na produção, ou dano no fruto, e em berinjela, o nível é de 2 tripses/flor, ou 4 tripses/folha (TOMMASINI, 2003). Em pimentão cultivado em túneis de plástico, foi observado que a densidade de 3-5 tripses/flor não pareceu causar prejuízos para a produção (TAVELLA et al., 2003).

CONTROLE BIOLÓGICO

A busca de práticas agrícolas que proporcionem alta produtividade, mas que também levem em consideração os diversos aspectos relativos à qualidade e à sustentabilidade ambiental, tem sido uma preocupação constante. Assim, o controle biológico é uma prática desejável e importante nestes sistemas de cultivo. Segundo Lenteren (2000), o número de hectares e de espécies-praga nos locais em que o controle biológico é praticado aumentou drasticamente em casas de vegetação comerciais, e, durante os últimos 25 anos, cerca de 80 espécies de inimigos naturais têm sido avaliadas para uso em cultivos protegidos.

Para combater o tripses, o controle biológico é atualmente, o método empregado em várias partes do mundo, em especial pelas características apresentadas por esses insetos, como resistência à maioria dos ingredientes ativos usados para o seu controle, e pela dificuldade de serem atingidos pelos produtos químicos, uma vez que vivem normalmente escondidos nas plantas.

Inimigos naturais

Os principais inimigos naturais de tripses são os percevejos predadores como *Orius insidiosus* (Say), *Orius thyeses* Herring, *Orius laevigatus* (Fieber), *Orius majusculus* (Reuter); os ácaros predadores *Amblyseius degenerans* Berlese, *Amblyseius cucumeris* (Oudemans) e *Hypoaspis* spp.; e os fungos entomopatogênicos *Verticillium lecanii* (A. Zimmern) Viégas e *Entomophthorales* spp.

Amblyseius spp. alimentam-se principalmente de ninfas de tripses, enquanto *Orius* spp. consomem também adultos de tripses. Os ácaros predadores *Hypoaspis* são usados principalmente no cultivo de ornamentais e predam pupas de tripses.

Percevejos predadores

São insetos pertencentes à família Anthocoridae, com estádios de ovo, ninfa (5 estádios) e adulto (Fig. 5). Espécies de *Orius* têm ampla distribuição e com frequência formam um importante elemento

em um programa de manejo integrado de pragas (MIP). Essas espécies, embora sejam consideradas políginas, frequentemente mostram uma forte preferência por uma espécie particular de presa, como é o caso por tripses.

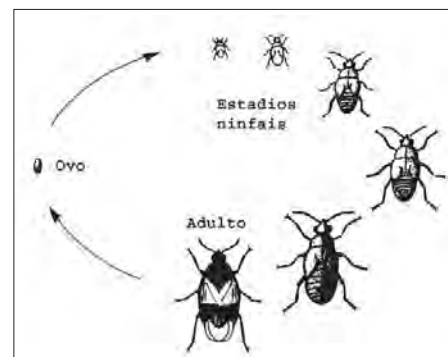


Figura 5 - Ciclo biológico de percevejos predadores do gênero *Orius*

As ninfas variam do amarelo-alaranjado a marrom (Fig. 6A). Os adultos de *Orius* são pretos com manchas brancas (Fig. 6B). Tanto as ninfas como os adultos são bastante ativos e rápidos em seus movimentos; vivem normalmente escondidos no meio das flores, da mesma forma que suas presas. Fêmeas colocam seus ovos inseridos no tecido vegetal (postura endofítica). Atacam todos os estádios do tripses e reagem a qualquer movimento de suas presas. Em cultivos com presença de pólen, os adultos são frequentemente encontrados nas flores (Fig. 6C), enquanto as ninfas estão, em sua maioria, nas folhas.

Uma fêmea adulta consome em média 12 tripses/dia. Temperatura e alimento são os principais fatores que influenciam a reprodução e o desenvolvimento de uma população de *Orius*. Para *O. insidiosus* e *O. thyeses*, a temperatura ótima situa-se em torno de 25°C e 28°C, respectivamente. É normal que temperaturas altas e uma boa qualidade do suprimento alimentar acelerem o crescimento populacional desses predadores (Quadro 2).

Os predadores do gênero *Orius* são considerados os principais agentes de controle dos tripses, devido a sua alta habilidade de busca, de estarem no mesmo habitat de



Figura 6 - Percevejos predadores do gênero *Orius*

NOTA: Figura 6A - Ninfas de 2º instar de *Orius insidiosus* (Say). Figura 6B - Adulto de *Orius insidiosus* (Say), predando tripses. Figura 6C - Flor de pimentão com presença de percevejos *Orius*.

QUADRO 2 - Parâmetros de desenvolvimento e reprodutivo dos predadores *Orius insidiosus* a 25°C e *Orius thyeses* a 28°C, alimentados com ovos de *Anagasta kuehniella*

Espécie	Desenvolvimento (dias)	Número diário de ovos	Número total de ovos	Longevidade (dias)	
				Machos	Fêmeas
<i>Orius insidiosus</i>	12	5,6	207	38	50
<i>Orius thyeses</i>	11	6,0	128	20	20

suas presas, de serem capazes de se manterem nos agroecossistemas em baixas densidades de presas e de terem alimento alternativo, como o pólen. A habilidade de as espécies de *Orius* usarem pólen como alimento alternativo ou adicional é um ponto importante em relação ao seu uso prático em programas de controle integrado. O florescimento de plantas é uma característica que leva ao aparecimento espontâneo de espécies de *Orius*, justificado pela presença de pólen. Também a importância das comunidades de plantas invasoras para a manipulação de populações de insetos em agroecossistemas é bastante grande com relação à sobrevivência e às atividades de inimigos naturais, especialmente para espécies desse predador.

Esses insetos ocupam uma grande variedade de habitats, em muitos ecossistemas naturais e manejados. Estão presentes em plantas invasoras como picão-preto, caruru, losna-branca e em plantas cultivadas, como pimentão, feijão, soja, milho, alfafa, entre outras (SILVEIRA et al., 2003).

Liberação de predadores (*Orius*) em casas de vegetação

A forma mais comum para liberação desses predadores é como adulto, e a recomendação do número a ser liberado varia em função da cultura e da infestação do tripses. De maneira geral, um a dois *Orius*/m² são recomendados para baixas infestações de tripses e acima deste valor, para altas infestações, de modo que venha a funcionar como controle curativo (Quadro 3). O intervalo das liberações vai depender da situa-

ção da praga e do grau do florescimento (flores) no cultivo.

Em plantios de pepino, pimentão e berinjela, as taxas de liberação podem variar de 0,3 a 7,5 *Orius*/m². O controle de *F. occidentalis* em cultivo de pepino, em casas de vegetação no Canadá, com a liberação de *O. tristicolor* na proporção de um inseto/planta, quando a população do tripses estava no início, foi suficiente para diminuir a infestação da praga nas flores, de 67% para 6% após dois meses. O uso de *O. insidiosus* no controle de *F. occidentalis*, em cultivo de pimentão, por meio de introduções múltiplas durante todo o ciclo da cultura, as quais variam de 0,15 a 0,25 insetos/planta, ou com a densidade de 0,3 *Orius*/flor, manteve a população desse tripses em níveis baixos desde o transplante até a colheita. O mesmo ocorreu com a liberação inoculativa sazonal desse predador, na taxa de 1,5 inseto/m², em crisântemo de corte.

QUADRO 3 - Taxa de liberação de *Orius insidiosus* em cultivos em sistemas protegidos

<i>Orius insidiosus</i>	Taxa de liberação	Intervalo de liberação	Frequência de liberação	Observação
Preventivo	0,5 <i>Orius</i> /m ²	Duas semanas	Duas vezes	Somente uma vez em cultivos com pólen.
Curativo leve	1 <i>Orius</i> /m ²	Duas semanas	Duas vezes	-
Curativo pesado	10 <i>Orius</i> /m ²	-	Uma vez	Introduzir somente em áreas infestadas.

FONTE: Dados básicos: Koppert Biological Systems (2002).

Em plantios de morango, a liberação desses predadores geralmente é feita na primeira abertura das flores; e em áreas mais quentes, *Orius* spp., são liberados adotando-se o nível de 1-2 tripes/flor.

As embalagens para esses predadores, ou seja, as unidades vendidas comercialmente, constituem-se de um frasco (500 mL), contendo 500 adultos e ninfas do predador misturados com vermiculite (serve de suporte para evitar problemas no transporte, como a morte dos insetos), ou pequenas caixas de papelão. Instruções do fabricante determinam que antes da liberação, deve-se virar o frasco para baixo e sacudir devagar, em seguida espalhar o material sobre as folhas (Fig. 7), em grupos de 25 a 50 insetos, para estimular o acasalamento.

Após a liberação, é recomendado fazer observações nas plantas, para ter certeza de que o material (predador) permanece no local de introdução por alguns dias. *Orius* coloca uma grande proporção de seus ovos em brotos (laterais), assim devem-se evitar perdas desnecessárias desses ovos introduzindo o predador di-



Figura 7 - Liberação de percevejos predadores *Orius* em cultivos em casas de vegetação

retamente após a remoção desses brotos laterais.

Os adultos e ninfas do predador picam adultos e ninfas de tripes com seu estilete e sugam os seus conteúdos internos. Como os tripes murcham após serem

atacados pelos percevejos predadores e tornam-se de difícil visualização, a avaliação do controle deve ser feita através de amostragens de tripes e *Orius* presentes no cultivo, conferindo suas populações (Gráfico 1).

??? PRAGAS E DOENÇAS ???

CONTROLE BIOLÓGICO

METARRIL (*Metarhizium anisopliae*) - controle das cigarrinhas da pastagem e da cana-de-açúcar e de pragas em hortaliças

BOVERIL (*Beauveria bassiana*) - controle da broca do café, de ácaros, da mosca-branca, entre outras pragas

VERTIRRIL (*Verticillium lecanii*) - controle da ortézia em citros e da mosca-branca em hortaliças

TRICHODERMIL (*Trichoderma* sp.) - controle de fungos de solo causadores de doenças em plantas

Produtos biológicos de fácil aplicação, não tóxicos ao homem e outros animais, não agridem o meio ambiente. Dispensa carência. Para uso na agricultura orgânica e convencional, no cultivo de hortaliças, ornamentais, frutíferas, etc.

ITAFORTE
BioProdutos

www.itafortebioproductos.com.br
Fone: (15) 3271 2971, Fax (15) 3271 0009 – Itapetininga - SP

Comercialização

Várias espécies de *Orius* são, atualmente, comercializadas para uso e controle biológico de tripes em plantios de flores e vegetais, em casas de vegetação, por empresas localizadas principalmente na Europa, Canadá e Estados Unidos. Por exemplo, *Orius laevigatus*, nome comercial Oriplan (Empresa Plant Protect), Thripor-L

(Empresa Koppert); *Orius insidiosus*, nome comercial Thripor-I (Empresa Koppert); *Orius majusculus*, nome comercial Thripor-M (Empresa Koppert).

Estudos com *Orius* no Brasil

No Brasil, a entomofauna desses predadores ainda é pouco conhecida, entretanto, levantamentos realizados mostraram a ocor-

rência de várias espécies do gênero, entre elas, *Orius insidiosus* (Say), *Orius thyestes* Herring (Fig. 8A) e *Orius perpunctatus* (Reuter) (Fig. 8B). *O. insidiosus* é a espécie mais comum em vários agroecossistemas, tanto em condições de campo como em casas de vegetação (BUENO, 2000). Um estudo da interação dessas espécies de *Orius* e tripes revelou que um total de 14 espécies de tripes co-ocorreram com as várias espécies de *Orius*, observando-se associações positivas e/ou negativas entre elas. Assim, a ocorrência de espécies do gênero *Orius*, associadas a diversas espécies de tripes e habitando várias plantas cultivadas e invasoras, possibilita a conservação e consequente manutenção desses predadores. São predadores que migram constantemente para o interior das casas de vegetação, desde que condições apropriadas sejam fornecidas.

Estes predadores estão sendo estudados em seus diversos aspectos, tanto biológicos como comportamentais, visando a sua criação massal, taxas de liberação e uso em programas de controle biológico de tripes em cultivos protegidos no País.

Em crisântemo de corte, cultivado em casa de vegetação comercial (Holambra, SP), a liberação de *O. insidiosus*, na taxa de 1,5 *Orius*/m², resultou em efetivo controle de tripes, principalmente *F. occidentalis*, durante um ciclo de cultivo de 13 semanas (Gráfico 1). As avaliações revelaram que,

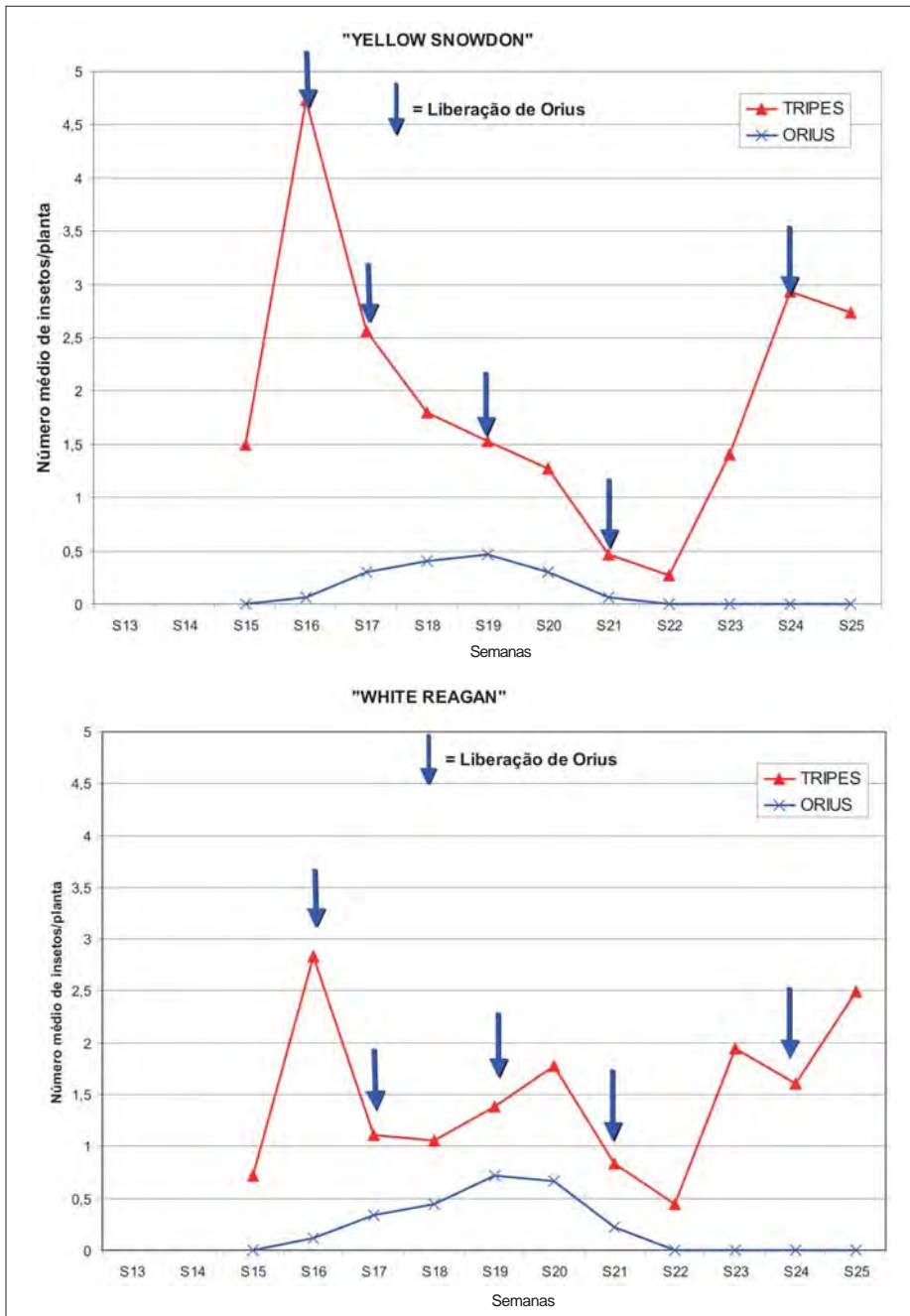


Gráfico 1 - Flutuação populacional do predador *Orius insidiosus* (Say) e de tripes em cultivares de crisântemo de corte em casa de vegetação comercial

NOTA: A - "Yellow Snowdon"; B - "White Reagan".

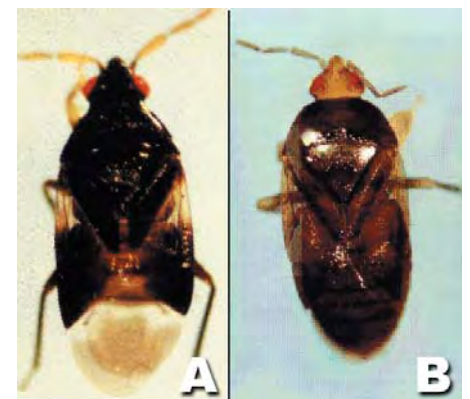


Figura 8 - Duas espécies do gênero *Orius*
NOTA: Figura 8A - Adulto de *Orius thyestes*.
Figura 8B - Adulto de *Orius perpunctatus*.

após a primeira liberação do predador, o número médio de tripes/planta decresceu de 4,7 para 2,5 na cultivar Yellow Snowdon e de 2,8 para 1,1 em 'White Reagan'. O número de *Orius*/planta atingiu o máximo de 0,5 em 'Yellow Snowdon' e 0,7 em 'White Reagan', na sexta semana após o transplante. Após a quarta liberação do predador (total de 7,5 *Orius*/m²), a população de tripes em 'Yellow Snowdon' e 'White Reagan' era, respectivamente, de 0,3 e 0,4 tripes/planta, não se observando injúrias na cultura de crisântemo ocasionadas pelo tripes.

Ácaros predadores

Também são empregados no controle biológico de tripes, sendo, em sua maioria, dependentes de pólen. Em cultivos que produzem pólen, como o pimentão, os ácaros predadores *A. cucumeris* e *A. degenerans* são introduzidos no estádio inicial de maneira que uma grande população desses predadores pode-se desenvolver em pólen e estar pronta para suprimir o tripes tão logo eles aparecerem. Os ácaros predadores permanecem na cultura durante todo o ciclo de cultivo, mesmo quando os tripes já tenham sido reduzidos a baixos níveis populacionais. Já em cultivo de pepino, que não produz pólen, esses ácaros são incapazes de desenvolver uma população tão explosivamente como o tripes. Unidades de criação aberta, ou seja, o ácaro predador *A. degenerans* em plantas de mamona, em vasos no interior da casa de vegetação, são usadas para estabelecer colônias de predadores em cultivos que ainda não têm pólen. Espécies de *Hypoaspis*, ácaros predadores que habitam o solo, estão sendo utilizadas para o controle de pupas de tripes. Estudos com *H. aculeifer* mostraram que a liberação deste predador, na taxa de 2.800 ácaros/m², significativamente aumentaram a mortalidade do tripes *F. occidentalis* de 51% para 78%, reduzindo, assim, a emergência dos adultos.

Fungos entomopatogênicos

O fungo *V. lecanii* não tem nenhum efeito sobre os inimigos naturais e pode ser empregado para o controle de tripes, co-

mo um reforço, quando os percevejos ou ácaros predadores não proporcionam por mais tempo um controle adequado.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Vários fatores negativos relacionados com o controle químico em cultivos comerciais de flores e hortícolas em sistemas protegidos vêm aumentando o interesse da comunidade científica e dos produtores, no Brasil e em outros países, pelo controle biológico de pragas. Assim, o controle biológico de tripes, principalmente com o uso de *Orius* spp., é nos dias atuais uma realidade em muitos países e, no Brasil, é promissor, uma vez que os estudos para criação massal e liberações já estão em franco desenvolvimento (BUENO et al., 2003). Esse método de controle, no entanto, deverá compor um programa de MIP, uma vez que outras pragas e doenças são também importantes em cultivos, onde os tripes são pragas. Hoje, muitos países têm a prática de controle biológico como uma constante em seus sistemas de cultivo, em casas de vegetação. O enorme sucesso encontrado nesses ambientes é de mais fácil obtenção do que em muitos outros segmentos da agricultura.

REFERÊNCIAS

- BUENO, V.H.P. Desenvolvimento e multiplicação de percevejos predadores do gênero *Orius* Wolff. In: _____. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. cap.5, p.69-90.
- _____; LENTEREN, J.C. van; SILVEIRA, L.C.P.; RODRIGUES, S.M.M. An overview of biological control in chrysanthemum greenhouse in Brazil. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v.26, n.10, p.1-5, Oct. 2003.
- CASEY, C.; PARRELLA, M. Demonstration and implementation of a reduced risk pest management strategy in fresh cut roses. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v.25, n.1, p.45-47, Feb. 2002.
- HANSEN, L.S. The effect of initial thrips density *Thrips tabaci* Lind. (Thysanoptera: Thripidae) on the control exerted by *Amblyseius barkeri* (Hughes) (Acarina: Phytoseiidae) on glasshouse

cucumber. **Journal of Applied Entomology**, Hamburg, v.107, p.130-135, 1989.

KOPPERS BIOLOGICAL SYSTEMS. **Product guide: with directions for use**. Roderrijs, 2002. 66p.

LENTEREN, J.C. van. Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In: GURR, G.; WRATTEN, S. (Ed.). **Biological control: measures of success**. Dordrecht: Kluwer Academic, 2000. cap.3, p.77-103.

MALAIS, M.H.; RAVENSBERG, W.J. **Knowing and recognizing: the biology of glasshouse pests and their natural enemies**. 2.ed. The Netherlands: Koppert Biological Systems, 2003. 288p.

SÁNCHEZ, J.A.; ALCAZAR, A.; LACASA, A.; LLAMAS, A.; BIELZA, P. Integrated pest management strategies in sweet pepper plastic houses in the Southeast of Spain. **IOIB/SROP Bulletin**, Dijon, v.23, n.1, p.21-27, Jan. 2000.

SILVEIRA, L.C.P.; BUENO, V.H.P.; PIERRE, L.S.R.; MENDES, S.M. Plantas cultivadas e invasoras como habitat para predadores do gênero *Orius* Wolff (Heteroptera: Anthocoridae). **Bragantia**, Campinas, v.62, n.2, p.261-265, 2003.

TAVELLA, L.; BOSCO, L.; FAURE, E. Distribution and population dynamics of *Orius* spp. in sweet pepper greenhouses in north-west Italy. **IOBC/WPRS Bulletin**, Dijon, v.26, n.10, p.153-157, 2003.

TOMMASINI, M.G. **Evaluation of *Orius* species for biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae)**. 2003. 215f. Thesis - Wageningen University, Wageningen, 2003.

BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

- ALBAJES, R.; GULLINO, M.L.; LENTEREN, J.C. van; ELAD, Y. **Integrated pest and disease management in greenhouse crops**. Dordrecht: Kluwer Academic, 1999. 545p.
- DRIESCHE, R. G. van; HEINZ, K. M.; LENTEREN, J. C. van; LOOMANS, A.; WICK, R.; SMITH, T.; LOPES, P.; SANDERSON, J. P.; DAUGTREY, M.; BROWNBRIDGE, M. **Western flower thrips in greenhouses: a review of its biological control and other methods**. Amherst: University of Massachusetts, 1998. 31p. (Floral Facts).

Controle biológico de pragas da ordem Lepidoptera com parasitóides de ovos em cultivos protegidos

José Roberto Postali Parra¹

Resumo - São apresentados resultados existentes e perspectivas de utilização de parasitóides de ovos de insetos da ordem Lepidoptera, em culturas selecionadas para cultivo protegido no País. Selecionaram-se culturas de tomate e outras solanáceas, cucurbitáceas, alface, flores e folhagens, mudas de citros, cafeeiro, fumo e hortaliças em geral, relacionadas com os mais importantes lepidópteros-pragas que nelas ocorrem. Discutem-se potencialidades de utilização dos parasitóides de ovos, *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya (Hym., Encyrtidae) e *Telenomus remus* (Hym., Scelionidae). São apresentadas técnicas de criação dos parasitóides, resultados concretos obtidos (para traças e brocas-do-tomateiro e para o minador-dos-citros) e potencialidades de uso de lepidópteros-pragas em cultivo protegido. E, ainda, como deve ser implantado um programa de controle biológico em cultivo protegido e as causas que podem levar estes programas ao insucesso.

Palavras-chave: Liberação inoculativa. Liberação inoculativa estacional. Liberação inundativa. *Trichogramma* spp. *Ageniaspis citricola*.

INTRODUÇÃO

Os insetos da ordem Lepidoptera representam cerca de 40% das pragas que atacam as plantas no Brasil (GALLO et al., 2002) e foram, por muito tempo, controladas exclusivamente com inseticidas. Nos últimos anos, tem crescido o interesse por controle biológico e as perspectivas deste controle, em condições de campo, através de inimigos naturais, são cada vez mais promissoras (PARRA et al., 2002a).

Por se tratar de uma região tropical, o desenvolvimento de cultivos protegidos no Brasil não mereceu a mesma atenção de países europeus ou de outras regiões de clima temperado, que têm tradição neste tipo de cultivo por necessidades climáticas. No Brasil, apenas nos últimos anos, começa

a crescer o interesse por cultivo protegido para algumas culturas como flores, hortaliças, etc.

Dessa forma, enquanto na Europa são tratados mais de 15 mil hectares de casas de vegetação e no mundo existem mais de 125 espécies de inimigos naturais disponíveis ao agricultor (LENTEREN, 2003), produzidos por 85 empresas comerciais, no Brasil começam a ser feitas as principais pesquisas, para se determinar a viabilidade da utilização do controle biológico, com parasitóides ou predadores, para diversas pragas que ocorrem em cultivos protegidos.

O objetivo deste trabalho é relatar os resultados existentes e as perspectivas de utilização de parasitóides de ovos de insetos da ordem Lepidoptera em algumas cul-

turas selecionadas em cultivo protegido no País.

PRAGAS POTENCIAIS EM CULTURAS SELECIONADAS

Foram selecionadas, com base em Gallo et al. (2002), algumas culturas e respectivos insetos-praga pertencentes à ordem Lepidoptera:

- a) tomateiro e outras solanáceas:
 - broca-pequena-do-fruto: *Neoleucinodes elegantalis* (Guen.);
 - broca-grande-do-fruto: *Helicoverpa zea* (Bod.), *Tuta absoluta* (Meirick, 1917) e *Phthorimaea operculella* (Zeller);

¹Eng^o Agr^o, Pós-Doutorado Entomologia Agrícola, Prof. Tit. USP-ESALQ - Dep^o Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola, Av. Pádua Dias, 11, CEP 13418-900 Piracicaba-SP. Correio eletrônico: jrpparra@esalq.usp.br

- lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) e *Mechanitis lysimnia* (Fabr.);
- b) cucurbitáceas (pepino, melão, etc.):
 - broca-das-cucurbitáceas: *Diaphania nitidalis* (Cramer) e *Diaphania hyalinata* (L.);
 - lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel);
- c) alface:
 - lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel);
 - lagarta-do-cartucho-do-milho: *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith);
- d) flores e folhagens:
 - lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Callopietria floridensis* (Guen.);
- e) mudas cítricas:
 - minador-dos-citros: *Phyllocnistis citrella* Stainton;
- f) mudas de cafeeiro:
 - bicho-mineiro-do-cafeeiro: *Leucoptera coffeella* (Guérin-Ménéville);
- g) mudas de fumo:
 - lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel);
 - lagarta-da-maçã-do-algodoeiro: *Heliothis virescens* (Fabr.);
- h) hortaliças em geral:
 - curuquerê-da-couve: *Ascia monuste orseis* (Latr.);
 - traça-das-crucíferas: *Plutella xylostella* L.;
 - lagarta-rosca: *Agrotis ipsilon* (Hufnagel);

- lagarta-mede-palmo: *Trichoplusia ni* (Hueb.);
- broca-da-couve: *Hellula phidilealis* (Walker).

Os danos das diferentes pragas podem ser consultados em Gallo et al. (2002). Assim, variam desde cortes de plantas novas (lagarta-rosca), secamento de folhas, caules e gemas apicais (traças-do-tomateiro, traça-das-crucíferas), destruição de ponteiros e botões florais (lagarta-da-maçã-do-algodoeiro), secamento de hastes (broca-da-couve), destruição de folhas (curuquerê-da-couve, lagarta-mede-palmo, *M. lysimnia*, *S. eridania*, *S. frugiperda*, *C. floridensis*), secamento de folhas (bicho-mineiro-do-cafeeiro), secamento de folhas novas (brotações), (minador-dos-citros) e destruição de frutos (broca-pequena-do-tomateiro, broca-grande-do-fruto, brocas-das-cucurbitáceas, traça-do-tomateiro).

INIMIGOS NATURAIS POTENCIAIS E TÉCNICAS DE CRIAÇÃO

Existem inúmeros inimigos naturais de ovos, muitos dos quais ainda não foram estudados e nem identificados pelos entomologistas brasileiros.

Serão aqui discutidas as potencialida-

des de utilização de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae), parasitóide abundante no Brasil, com mais de 200 espécies descritas em todo o mundo (PINTO, 1999; PARRA, 1997; PARRA; ZUCCHI, 1997; ZUCCHI; MONTEIRO, 1997), e os dois parasitóides importados *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya (Hym., Encyrtidae) e *Telenomus remus* Nixon (Hym., Scelionidae). O primeiro deles utilizado com sucesso para controle do minador-dos-citros, *P. citrella* (CHAGAS et al., 2002) e *T. remus* ainda em fase inicial de estudos no Brasil, especialmente para o controle de *S. frugiperda* em milho².

A seguir, são mostrados os esquemas de produção de ambos os parasitóides. As espécies de *Trichogramma* criadas em ovos de traças, que são hospedeiros alternativos, destacando-se as espécies *Anagasta kuehniella* (Zeller), *Corcyra cephalonica* (Stainton) e *Sitotroga cerealella* (Olivier) (Fig. 1) (PARRA, 2002) e *A. citricola* sobre ovos de *P. citrella*, criada em mudas cítricas mantidas em tubetes (CHAGAS et al., 2002) (Fig. 2). A produção é com base nas exigências térmicas da praga e do parasitóide (Quadro 1). Para *T. remus*, não existem estudos detalhados da sua criação em condições brasileiras.

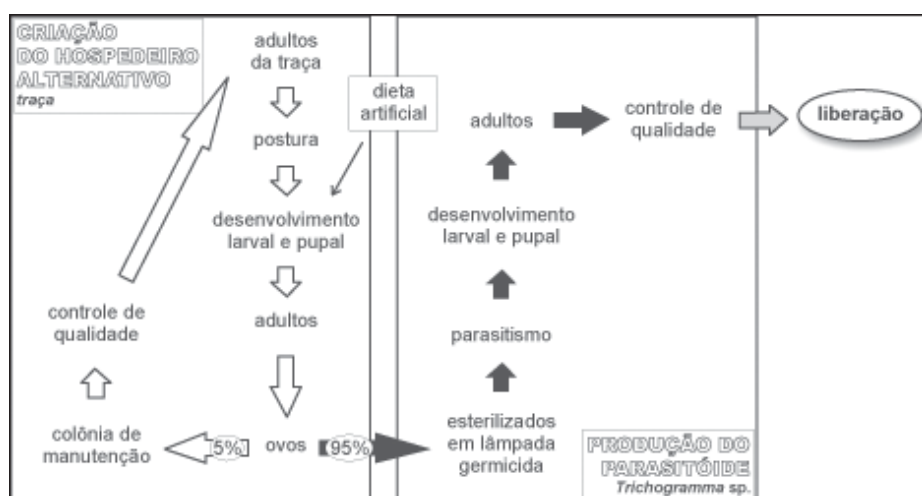


Figura 1 - Esquema de criação de *Trichogramma* spp. em hospedeiro alternativo
 FONTE: Parra (2002a).

²Informação obtida em 2003, através do engenheiro agrônomo Ivan Cruz, diretor da Embrapa Milho e Sorgo.

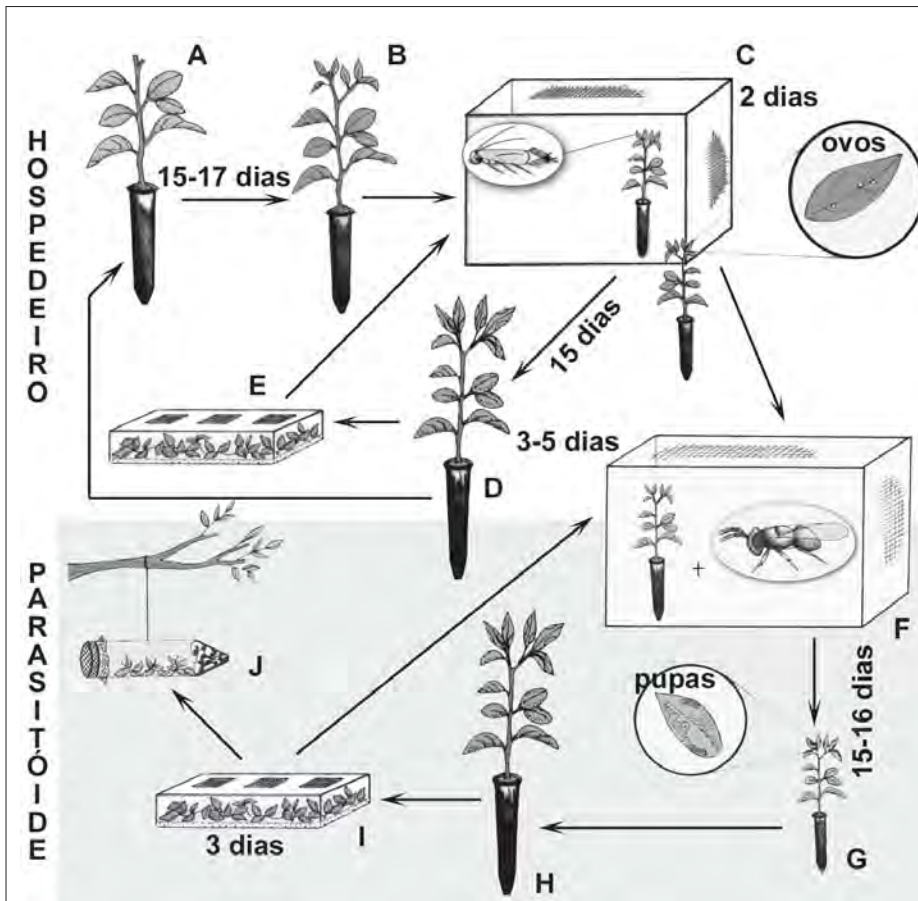


Figura 2 - Etapas de criação de *Phyllocnistis citrella* e seu parasitóide *Ageniaspis citricola*
 FONTE: Chagas et al. (2002).

QUADRO 1 - Exigências térmicas de *Phyllocnistis citrella* e *Ageniaspis citricola* para criação em laboratório, a partir de dados biológicos obtidos em diferentes temperaturas

Temperatura (°C)	<i>P. citrella</i>		<i>A. citricola</i>	
	Duração (dias)	Viabilidade (%)	Duração (dias)	Viabilidade (%)
18	32,7 ± 0,23 a	95,7 a	46,2 ± 0,02 a	97,2 a
20	26,9 ± 0,11 b	88,6 ab	31,5 ± 0,05 b	98,0 a
22	20,4 ± 0,08 c	85,7 ab	23,9 ± 0,04 c	96,1 a
25	16,5 ± 0,10 d	86,4 ab	17,5 ± 0,06 d	94,4 a
28	14,2 ± 0,13 e	91,4 ab	13,8 ± 0,07 e	96,3 a
30	12,1 ± 0,07 f	84,3 ab	12,1 ± 0,08 e	37,0 b
32	11,5 ± 0,10 g	67,2 a	-	-
Tb (°C)	10,6		13,7	
K (GD)	243,3		197,7	

FONTE: Chagas et al. (2002).

NOTA: Médias seguidas pelas mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey (5%).
 Tb – Limiar térmico inferior de desenvolvimento ou temperatura base (°C); K – Constante térmica expressa em graus dias.

Entretanto, em laboratório, além de *S. frugiperda*, o parasitóide tem-se desenvolvido em ovos de *S. eridania* e *C. cephalonica*³ entre outros hospedeiros como *T. ni*, *A. ipsilon* e *H. zea*.

Os ovos de diversas espécies de lepidópteros que podem ocorrer em cultivos protegidos, bem como alguns parasitóides, são mostrados nas Figuras 3 e 4.

RESULTADOS E PERSPECTIVAS

Tomateiro

Existem muitos trabalhos com *T. pretiosum*, visando ao controle de *T. absoluta* em tomateiro industrial (rasteiro) (HAJI et al., 2002) (Quadro 2) e industrial e estaqueado (PAPA, 1998) (Quadro 3), ambos em condições de campo. Recentemente, Domingues et al. (2003) demonstraram a possibilidade de controle desta traça em condições de casa de vegetação (Quadro 4), com 87% em relação a 42% obtidos com o regulador de crescimento lufenuron.

O tomateiro é, sem dúvida, uma das culturas mais promissoras para utilização de parasitóides de ovos, pois, além de *T. absoluta*, outra traça, *P. operculella* tem possibilidades de ser controlada com *T. pretiosum*, conforme demonstrado por Pratisoli (1995). Além desta praga, as brocas (*H. zea* e *N. elegantalis*) são potencialmente controladas por *T. pretiosum*.

Os resultados de Moreira (1999) com *H. zea*, em condições de campo, (Quadro 5) dão uma idéia deste potencial. Para *N. elegantalis*, o controle tem esbarrado na dificuldade de criar a broca-pequena em laboratório, para aprofundamento dos estudos, sendo, aparentemente, necessária a seleção de linhagens de *T. pretiosum* para cada condição microclimática. Na Colômbia, Haji et al. (2002) citaram que podem ocorrer parasitismos de ovos de *N. elegantalis* superiores a 80% por *T. pretiosum*.

³Informação concedida, em 2003, por Heraldo Negri de Oliveira, técnico de laboratório da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ).

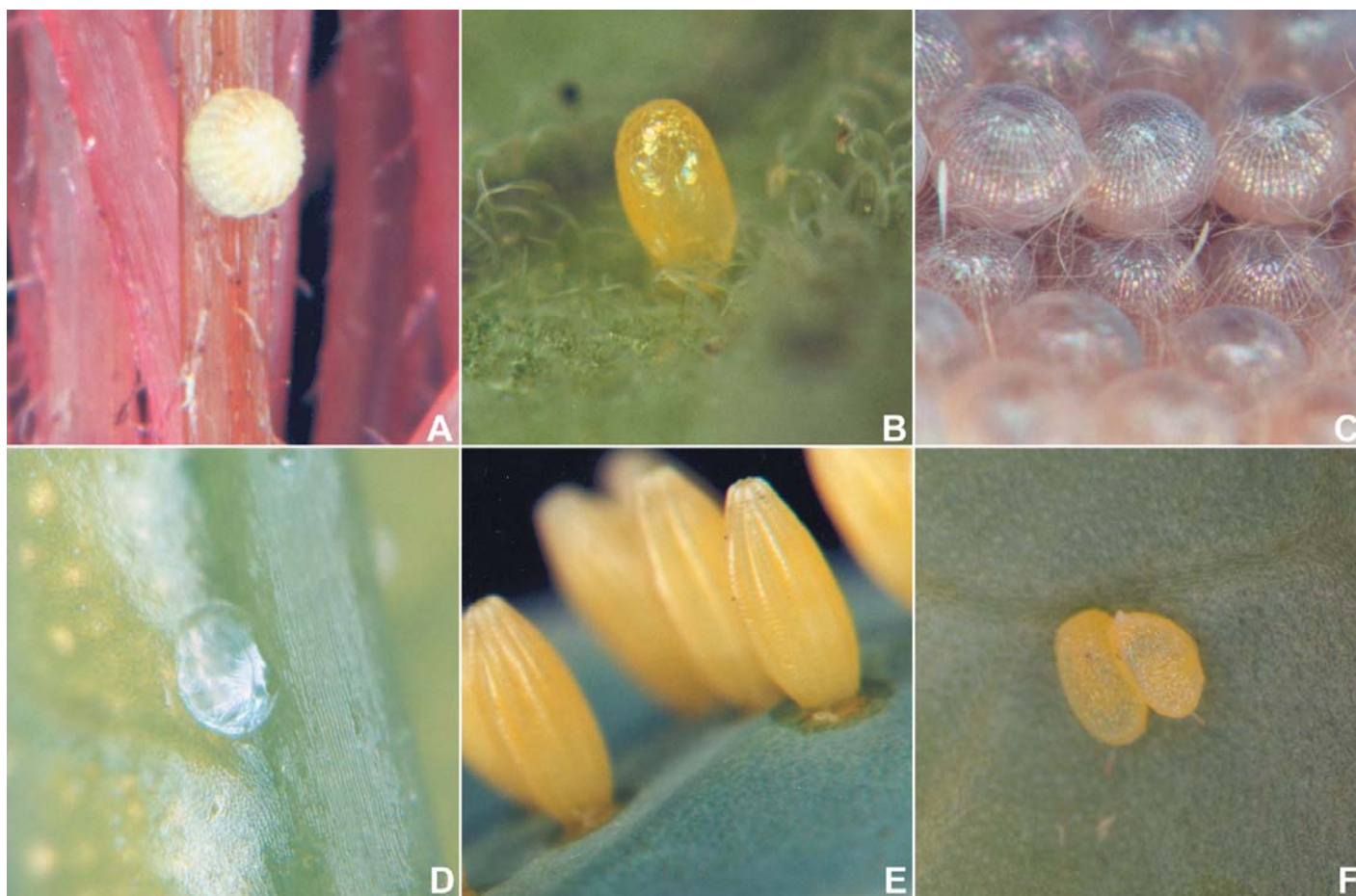


Figura 3 - Ovos de diversas espécies de lepidópteros que podem ocorrer em cultivos protegidos

NOTA: A - *Helicoverpa zea*; B - *Tuta absoluta*; C - *Spodoptera frugiperda*; D - *Phyllocnistis citrella*; E - *Ascia monuste orseis*; F - *Plutella xylostella*.

QUADRO 2 - Porcentagem de frutos de tomateiro industrial atacados por *Tuta absoluta*, após liberação de *Trichogramma pretiosum*, em relação ao controle químico

Tratamento	Frutos danificados (%)
Químico	8,6
<i>T. pretiosum</i>	1,4

FONTE: Haji et al. (2002).

QUADRO 3 - Porcentagem de controle de frutos de tomateiro industrial e estaqueado por meio de *Trichogramma pretiosum* na base de 800 mil parasitóides/ha

Tipo de plantio	Número de liberações	Controle (%)
Industrial	9	82
Estaqueado	10	85

FONTE: Papa (1998).

QUADRO 4 - Eficiência de controle de *Tuta absoluta* por *Trichogramma pretiosum* em tomateiro plantado em cultivo protegido

Tratamento	Frutos danificados (%)
<i>T. pretiosum</i>	13,0
Lufenuron	58,0

FONTE: Domingues et al. (2003).

QUADRO 5 - Porcentagem de frutos de tomate broqueados por *Helicoverpa zea* após liberação de diferentes quantidades de *Trichogramma pretiosum* - Juazeiro, BA

Número de parasitóides liberados	Frutos broqueados (%)	Eficiência de controle (%)	Número de parasitóides liberados	Frutos broqueados (%)	Eficiência de controle (%)
100.000	5,00	59,00	300.000	4,25	65,00
146.600	7,00	42,80	400.000	2,00	83,60
200.000	4,00	67,30	Sem liberação	12,25	-

FONTE: Moreira (1999).



Figura 4 - Parasitóides de ovos

NOTA: A - Adultos de *Trichogramma* sp.; B - *Telenomus remus*; C - *Aeniaspis citricola*; D - Ovos parasitados por *Trichogramma* sp.; E - Ovos parasitados por *Telenomus remus*; F - Pupas desenvolvidas a partir do parasitismo por *Aeniaspis citricola* em ovos do minador-dos-citros.

Para *A. ipsilon*, após o desenvolvimento de uma dieta artificial para mantê-la continuamente em laboratório (BENTO et al., 2003), os estudos devem ser acelerados, pois *T. pretiosum* parasita seus ovos. Resta saber a capacidade de busca do parasitóide em condições de cultivo protegido. Isto é válido para todas as culturas citadas além do tomateiro (cucurbitáceas, alface, folhas e folhagens, mudas de fumo e hortaliças em geral).

M. lysimnia é parasitada por *T. esalqueanum* Querino & Zucchi (QUERINO; ZUCCHI, 2003).

Cucurbitáceas

Segundo Pinto (1999), *D. hyalinata* é parasitada por *T. pretiosum*. Este conhecimento é importante, pela facilidade de criação de *T. pretiosum*. Entretanto, nenhum estudo desse parasitóide para controle desta praga foi realizado.

Alface

Diversas espécies de *Trichogramma* ocorrem em ovos de *S. frugiperda*, embora muitas vezes o número de camadas de ovos prejudique o parasitismo (BESERRA, 2000). Ainda que predomine *T. pretiosum* em

condições de campo, *T. atopovirilia* tem-se mostrado mais eficiente em condições de telado, proporcionando parasitismos variáveis de 40% (posturas com três camadas) a 66% em posturas com apenas uma camada de ovos (BESERRA; PARRA, no prelo).

Flores e folhagens

Em laboratório, *S. eridania* tem os ovos parasitados por *T. pretiosum* e *T. remus*⁴.

Não há registros de parasitismo de ovos de *Callopietria floridensis*.

⁴Informação concedida em 2003 por Heraldo Negri de Oliveira, técnico de laboratório da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ).

Mudas cítricas

O minador-dos-citros, *P.citrella*, é parasitado por *Ageniaspis citricola*. Houve bons resultados em diversos países do mundo. No Brasil, após a sua introdução em 1998, já se encontra disseminado em 100% das áreas citrícolas de São Paulo e outros Estados do Brasil (CHAGAS et al., 2002) (Fig. 5). Portanto, deverá ser eficiente também em cultivos protegidos, dada à agressividade do parasitóide. É importante salientar que o parasitóide tem preferência por locais mais úmidos, condição bastante freqüente em cultivo protegido.

Mudas de cafeeiro

Não existem registros de parasitóides de ovos de *L. coffeella*.

Mudas de fumo

Embora não existam registros de *Trichogramma* spp. em ovos de *H. virescens* em brotos de fumo, *T. pretiosum* é freqüentemente relatado em ovos da espécie em algodoeiro, sendo alta a sua eficiência em condições de campo, especialmente na Colômbia (GARCIA ROA; J. JIMÉNEZ, 1996). Sem dúvida, pelas experiências com *H. virescens* em algodoeiro, é de se esperar que *T. pretiosum* seja também eficiente em ovos da espécie colocados em mudas de fumo.

Hortaliças em geral

Barros (1998) demonstrou o potencial de utilização de *T. pretiosum* para controle de *P. xylostella* em repolho, com altas taxas

de parasitismo e emergência de parasitóides (71% a 94%), porém havendo efeito de cultivares no desenvolvimento do inimigo natural. Em condições de campo, em liberações realizadas na Bahia, o parasitóide tem-se mostrado eficiente no controle da praga. *A. monuste orseis* pode ter ovos parasitados por *T. pretiosum*.

Trichoplusia ni é parasitada por *T. brevicapillum* de acordo com Pinto (1999).

Não existem registros de parasitóides de ovos de *Hellula phidilealis*.

Estratégias de liberação e sistema-alvo

Segundo Williams e Leppla (1992), existem três formas de liberação de inimigos naturais: inoculativa, inundativa e

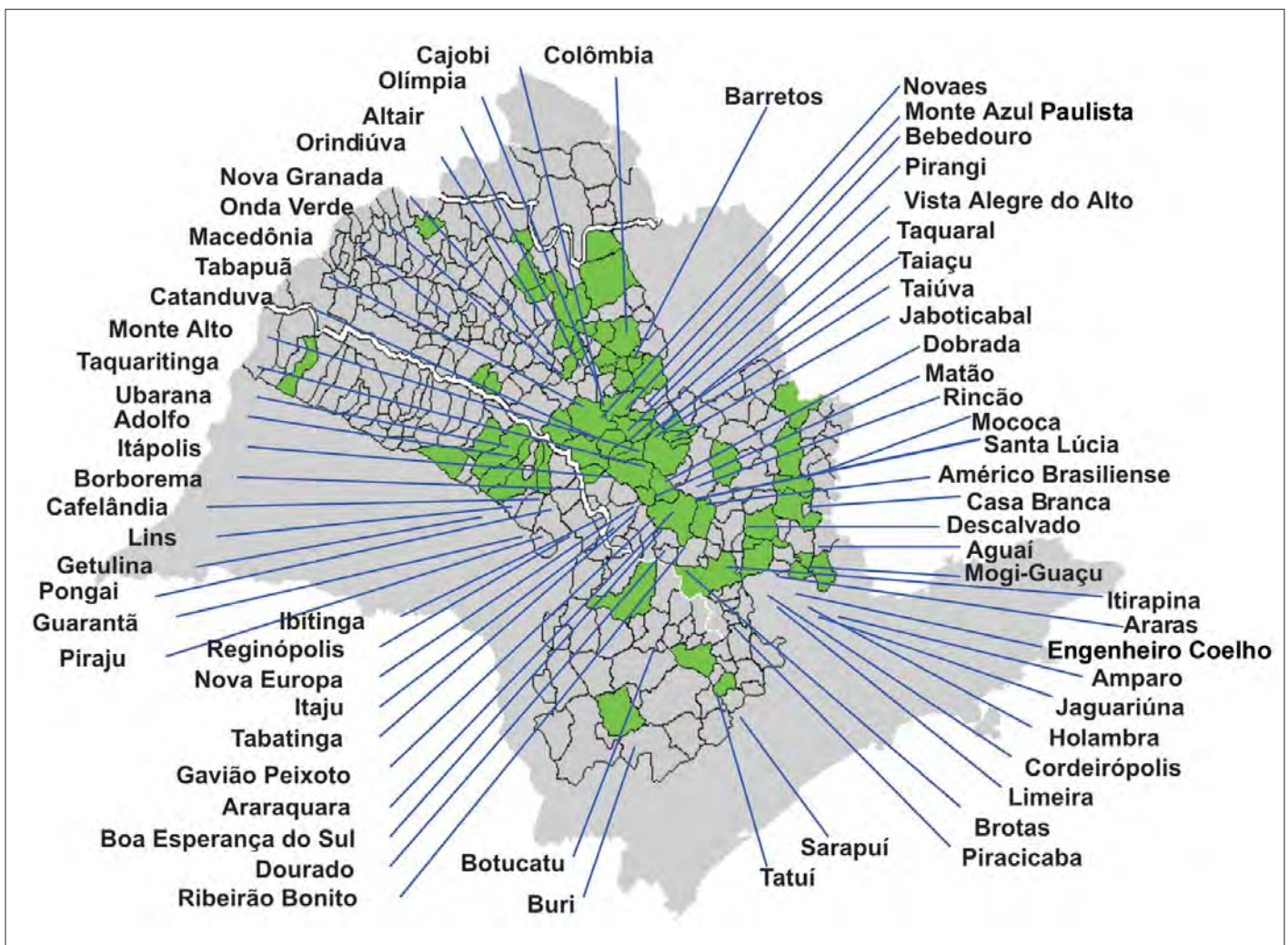


Figura 5 - Mapa do estado de São Paulo, com os locais de liberação de *Ageniaspis citricola*

FONTE: Chagas et al. (2002).

inoculativa estacional (ou sazonal), que são dependentes do sistema-alvo.

Assim, inoculação é para sistemas abertos com baixa variabilidade temporal. Aplica-se a culturas perenes ou semipereenes e a florestas. É, portanto, típica do controle biológico clássico.

Já a liberação inundativa é para sistemas (culturas) com alta variabilidade temporal (culturas anuais).

A liberação inoculativa estacional é normalmente realizada em casas de vegetação, no período de ocorrência da praga (cultivos de curta duração) (LENTEREN, 2000). Esperam-se efeitos por várias gerações de praga. É uma mistura do método inundativo e inoculativo, pois é liberada uma grande quantidade de insetos para se obter um controle imediato e espera-se o crescimento das populações de parasitóides para controle das gerações tardias de praga. É muito comum na Europa, por exemplo, para controle da mosca-branca, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), utilizando-se *Encarsia formosa* Gahan (LENTEREN, 2000).

Em sistemas fechados com baixa variabilidade temporal, como armazéns de cereais, o controle de pragas pode ser feito com liberações inundativas ou inoculativas estacionais. O mesmo se aplica a casas de vegetação, onde as liberações podem também ser inundativas. Existem exceções, por exemplo, para *Lymantria dispar* (L.), praga de florestas, excelentes resultados são obtidos com liberações inundativas.

CONSIDERAÇÕES GERAIS

Como pôde ser observado ao longo do texto, poucos são os trabalhos concretos sobre utilização de parasitóides de ovos para o controle de lepidópteros-praga em cultivo protegido. Existem os casos isolados de controle de traças e brocas-do-tomateiro e o de controle de *P. citrella*, o minador-dos-citros, por meio de *A. citricola*. As demais citações são registros e observações, mostrando a potencialidade de utilizarem tais parasitóides de ovos. Em muitos casos, no entanto, os parasitóides de ovos podem não ser os mais indica-

dos, havendo necessidade de estudos, caso a caso, para se definir o parasitóide (ou predador) mais adequado. Estudos de tabela de vida das espécies-praga podem indicar a direção correta a ser tomada, ou seja, o parasitóide ou o predador a ser escolhido em função do estágio-chave de crescimento populacional da espécie visada.

Caso se opte ou se defina ser o parasitóide de ovos o mais adequado, é fundamental que sejam feitos estudos básicos e aplicados, envolvendo diferentes etapas (PARRA et al., 2002b):

- a) coleta, identificação e manutenção de linhagens (no caso de *Trichogramma*);
- b) seleção de um hospedeiro para criação do parasitóide;
- c) estudos de aspectos biológicos e comportamentais do parasitóide;
- d) dinâmica de ovos de praga visada;
- e) liberação do parasitóide; número de parasitóides liberados; pontos de liberação; época e forma de liberação;
- f) seletividade de agroquímicos;
- g) avaliação da eficiência.

Muitas vezes toda a tecnologia disponível não chega ao usuário. Assim, de todas as etapas mencionadas, algumas merecem destaque:

- a) domínio de técnicas de criação do parasitóide, produzindo-os comparáveis aos da natureza, ou seja, de boa qualidade e com sistemas de previsão de produção, utilizando-se técnicas de exigências térmicas (graus-dias);
- b) conhecimento de tabelas de seletividade para utilização de agroquímicos, quando necessário, que não afetem os inimigos naturais liberados;
- c) técnicas de liberação que evitem a predação, muito freqüente no Brasil e praticamente inexistente na Europa ou nos EUA, tomados como modelos na área; o número de parasitóides a ser liberado é importante para se ter bons resultados, sendo tal número variável, dependendo da quantidade de ovos na área (no caso de

parasitóides de ovos). Assim, em geral 1,6 parasitóide por ovo da praga é um número médio razoável a ser utilizado (LOPES, 1988), embora para *T. absoluta*, Domingues et al. (2003) tenham encontrado melhores resultados, liberando 6,4 parasitóides por ovo da praga;

- d) a época de liberação de parasitóides de ovos deve ser no início da infestação, ou seja, quando de 1% a 5% das estruturas utilizadas para postura pelas pragas contiverem ovos. As liberações devem ser repetidas a intervalos de quatro a sete dias, com número variável de liberações, dependendo do período de susceptibilidade do vegetal à praga. No caso do minador-dos-citros, as liberações de *A. citricola* deverão ser realizadas quando aparecerem as primeiras brotações (folhas pequenas) (Chagas et al., 2002).

Além disso, para que a tecnologia chegue ao usuário, é fundamental que existam empresas que comercializem tais inimigos naturais, com competência, e que disponham de assessoramento e/ou supervisão por universidades e institutos de pesquisas, para evitar que estas técnicas alternativas caiam no descrédito pelo usuário. Ainda que de forma tímida, tais empresas começam a surgir no Brasil.

De qualquer forma, existe a certeza de que dentro de pouco tempo o Brasil terá condições de oferecer diversas opções biológicas para o controle de pragas em cultivo protegido, pois o interesse pela área e a massa crítica técnica no assunto têm sido crescente no País.

AGRADECIMENTO

Ao professor Keigo Minami do Departamento de Produção Vegetal da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"/Universidade de São Paulo (ESALQ/USP), pela sugestão das culturas a serem utilizadas no texto; aos professores Roberto Antonio Zucchi e José Djair Vendramim do Departamento de Entomologia, Fitopa-

tologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP, pela revisão crítica do texto e à professora Vanda H.P. Bueno, pelo convite para participar desta obra inovadora no Brasil. Ao pesquisador Ivan Cruz da Embrapa Milho e Sorgo, pela cessão de material de *Telenomus remus*.

REFERÊNCIAS

- BARROS, R. **Efeito de cultivares de repolho *Brassica oleracea* var. *capitata* (L.) na biologia da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L., 1758) e do parasitóide *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879**. 1998. 98f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- BENTO, F.M.M.; IBELLI, T.; MAGRO, S.R.; ZÉRIO, N.G.; PARRA, J.R.P. Biologia de *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) em dieta artificial. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA USP - SIICUSP, 11., 2003, Piracicaba. **Resumos...** São Paulo: USP, 2003. p.19.
- BESERRA, E.B. **Biologia, etologia e capacidade de parasitismo de *Trichogramma* spp. visando ao controle biológico de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797)**. 2000. 132f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- _____; PARRA, J.R.P. Impacto do número de camadas de ovos de *Spodoptera frugiperda* no parasitismo por *Trichogramma atopovirilia*. **Scientia Agrícola**, Piracicaba. No prelo.
- CHAGAS, M.C.M.; PARRA, J.R.P.; MILANO, P.; NASCIMENTO, A.M.; PARRA, A.L.G.C.; YAMAMOTO, P.T. *Ageniaspis citricola*: criação e estabelecimento no Brasil. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p.377-394.
- DOMINGUES, G.R.; OLIVEIRA, H.N.; PARRA, J.R.P. Controle da traça-do-tomateiro - *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) em cultivo protegido de tomateiro, com liberações de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO - SICONBIOL, 8., 2003, São Pedro. **Resumo...** Piracicaba: Sociedade Entomológica do Brasil, 2003. p.115.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.
- GARCIA ROA, F.; J. JIMÉNEZ, V. Producción y manejo de *Trichogramma* em Colombia. In: ZAPATER, M.C. (Ed.). **Control biológico en América Latina**. Buenos Aires: OICB - Sección Neotropical, 1996. p.107-113.
- HAIJ, F.N.P.; PREZOTTI, L.; CARNEIRO, J.S.; ALENCAR, J.A. *Trichogramma pretiosum* para o controle de pragas no tomateiro industrial. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p.477-494.
- LENTEREN, J.C. Commercial availability of biological control agents. In: _____. (Ed.). **Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures**. London: CAB, 2003. p.167-179.
- _____. Critérios de seleção de inimigos naturais a serem usados em programas de controle biológico. In: BUENO, V.H.P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. p.1-19.
- LOPES, J. R. S. **Estudos bioetológicos de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hym: Trichogrammatidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) (Lep., Pyralidae)**. 1988. 141f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- MOREIRA, J.O.T. *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) como agente de controle de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lepidoptera: Noctuidae) em tomateiro, *Lycopersicon esculentum* Mill: aspectos biológicos e eficiência em campo. 1999. 84f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- PAPA, G. **Controle integrado de *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) com emprego de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 e inseticidas biológicos e fisiológicos**. 1998. 70f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- PARRA, J.R.P. Criação massal de inimigos naturais. In: _____. BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, p.143-164.
- _____. Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma*. In: _____. ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ/FAPESP, 1997. p.121-150.
- _____. BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002a. 609p.
- _____. _____. _____. _____. Controle biológico: uma visão inter e multidisciplinar. In: _____. _____. _____. _____. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002b. p.125-142.
- _____. ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ/FAPESP, 1997. 324p.
- PINTO, J.D. Systematics of the North American species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Memoirs of the Entomological Society of Washington**, Washington, v.22, p.1-287, 1999.
- PRATISSOLI, D. **Bioecologia de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1878, nas traças, *Scrobipalpaloides absoluta* (Meyrick, 1917) e *Phthorimaea operculella* (Zeller, 1879) em tomateiro**. 1995. 135f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- QUERINO, R.B.; ZUCCHI, R.A. New species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with lepidopterous eggs in Brazil. **Zootaxa**, v.163, p.1-10, 2003.
- WILLIAMS, D.W.; LEPPLA, N.C. The future augmentation of beneficial arthropods. In: KAUFFMAN, W.C.; NECHOLS, J.R. (Ed.). **Selection criteria and ecological consequences of importing natural enemies**. Lanham: Entomological Society of America, 1992. p.87-102. (Thomas Say Publications in Entomology: proceedings).
- ZUCCHI, R.A.; MONTEIRO, R.C. O gênero *Trichogramma* na América do Sul. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ/FAPESP, 1997. p.41-66.

Mosca-minadora em cultivos protegidos e seu controle biológico

Luís Cláudio Paterno Silveira¹

Resumo - O cultivo protegido é um sistema de produção que permite obter produtos de alta qualidade, seja hortaliças, frutas, seja plantas ornamentais, pelo fato de haver controle sobre os fatores climáticos desfavoráveis, sobretudo chuva, vento e insolação. Nesse sistema, o controle de pragas merece especial atenção, pois os artrópodes (insetos e ácaros) possuem plenas condições de desenvolvimento, uma vez que se encontram protegidos também contra os fatores climáticos. Faz-se necessário aplicar a estes organismos técnicas eficientes de regulação, perspectiva que ultrapassa em muito a simples utilização do controle químico, que tem sido aplicado como único método de controle. Dentre as principais pragas em cultivos protegidos encontram-se as moscas-minadoras (Diptera: Agromyzidae), cujo hábito alimentar provoca dano às folhas e, conseqüentemente, à área fotossintética. Tais insetos podem ser controlados adotando-se o Manejo Integrado de Pragas (MIP), dentro do qual o controle biológico, seja por introdução, seja por conservação de inimigos naturais das minadoras, está entre as técnicas de controle mais avançadas e que vêm sendo empregadas em todo o mundo.

Palavras-chave: Larva minadora. Parasitóide. Predador. Praga. Conservação. Liberação inoculativa. MIP. Amostragem.

INTRODUÇÃO

A família Agromyzidae (Diptera) possui cerca de 2.450 espécies descritas, das quais apenas 300 pertencem ao gênero *Liriomyza*, que têm ampla distribuição, sobretudo em áreas temperadas, e poucas espécies habitam os trópicos. Apenas cinco espécies desse gênero são polífagas e economicamente importantes (BAUCAS et al., 2001). São conhecidas por causar danos em plantas hortícolas e ornamentais, devido sua atividade minadora, e perdas de folhas, o que afeta a qualidade estética dos produtos tipo exportação (PARRELLA, 1986; MURPHY; LASALLE, 1999). Com o desenvolvimento de resistência aos inseticidas inorgânicos usados no controle da praga (PARRELLA et al., 1984), bem como com a sua proibição, iniciou-se a procura de alter-

nativas, como uso de extratos de sementes de nim (*Azadirachta indica* (A. Juss.), Meliaceae), possibilidade de controle com nematóides do gênero *Steinernema*, utilização de placas de acrílico amarelas para a captura de adultos de *Liriomyza* sp. e uso de microhimenópteros em casas de vegetação, os quais apresentam, atualmente, potencial de sucesso (CHRISTIE; PARRELLA, 1987; MURPHY; LASALLE, 1999).

Nota-se, portanto, que vários métodos de controle podem ser aplicados sobre as minadoras para conter seu aumento populacional. Segundo os conceitos mais modernos, objetiva-se conviver com a praga e não erradicá-la, aceitando determinados níveis populacionais definidos pelo manejo integrado de pragas (MIP) para várias culturas. Partindo desse princípio, é que

surgiu a possibilidade de utilizar o controle biológico como a principal arma de combate à minadora no sistema de cultivo protegido. O objetivo deste trabalho é expor e discutir o que de mais atual existe para o controle da mosca-minadora em cultivos protegidos, bem como analisar as perspectivas futuras.

CARACTERIZAÇÃO DA PRAGA

As moscas-minadoras (Diptera: Agromyzidae), de importância econômica no Brasil, são *Liriomyza sativae* (Blanchard, 1938), *Liriomyza huidobrensis* Blanchard, 1926 e *Liriomyza trifolii* (Burgess, 1880). Elas atacam diversas culturas hortícolas (chicória, cenoura, aipo, chuchu, ervilha, mostarda, alho-poró, quiabo, brócolis, abóbora, couve-flor, alface, repolho, rabanete,

¹Eng^o Agr^o, D.Sc., Pesq. APTA Regional, Caixa Postal 24, CEP 15830-000 Pindorama-SP. Correio eletrônico: lcp silveira@apta regional.sp.gov.br

pepino, pimentão, tomate, batata, batata-doce, alho, feijão, berinjela, dentre outras) e ornamentais (crisântemo, *Gypsophila* sp., *Dianthus*, alstromeria, aster, dália, impatiens, petúnia, cinerária, dentre outras), em toda a América Latina (SPENCER, 1973, 1981, 1990; MURPHY; LASALLE, 1999).

Adultos

Trata-se de insetos pequenos de 1,5 a 2,3 mm de comprimento com coloração geral preta e amarela (Fig. 1A, 1B e 1C). Existem diferenças nos adultos que permitem sua identificação (SPENCER, 1973), sobretudo porque *L. huidobrensis* é maior, de coloração mais escura (inclusive os fêmures, que nas outras espécies são amarelos), além de apresentar diferenças na genitália masculina. A asa apresenta célula discal maior e a seção distal da veia M_{3+4} é mais curta que nas outras duas espécies. A distinção entre *L. trifolii* e *L. sativae* é mais tênue, mas pode ser feita pela coloração do mesonoto (preto-brilhante em *L. sativae* e cinza-escuro em *L. trifolii*) e dos olhos, cuja margem posterior é preta em *L. sativae* e amarela em *L. trifolii* (Fig. 1D). Machos e fêmeas apresentam dimorfismo sexual evidente, pela presença de ovipositor nas fêmeas e por estas serem mais robustas, e a longevidade dos adultos pode chegar a 30 dias (PARRELLA, 1982, 1987; ISSA; MARCANO, 1991; MAU; KESSING, 1991ab; CAPINERA, 2001).

Ovos

As fêmeas adultas perfuram as folhas com o ovipositor na face superior ou inferior, para se alimentarem e colocar seus ovos endofiticamente (Fig. 2A). Os machos utilizam as perfurações feitas pelas fêmeas para também se alimentarem. Os ovos são elípticos e branco-leitosos (aproximadamente 0,23 mm de comprimento por 0,1 mm de diâmetro) e sua incubação dura de três a cinco dias. Alguns hospedeiros (como a batata) apresentam reação na presença do ovo, formando em torno dele um halo de crescimento anormal de células, o que acaba por expô-lo parcialmente. Esse fenôme-

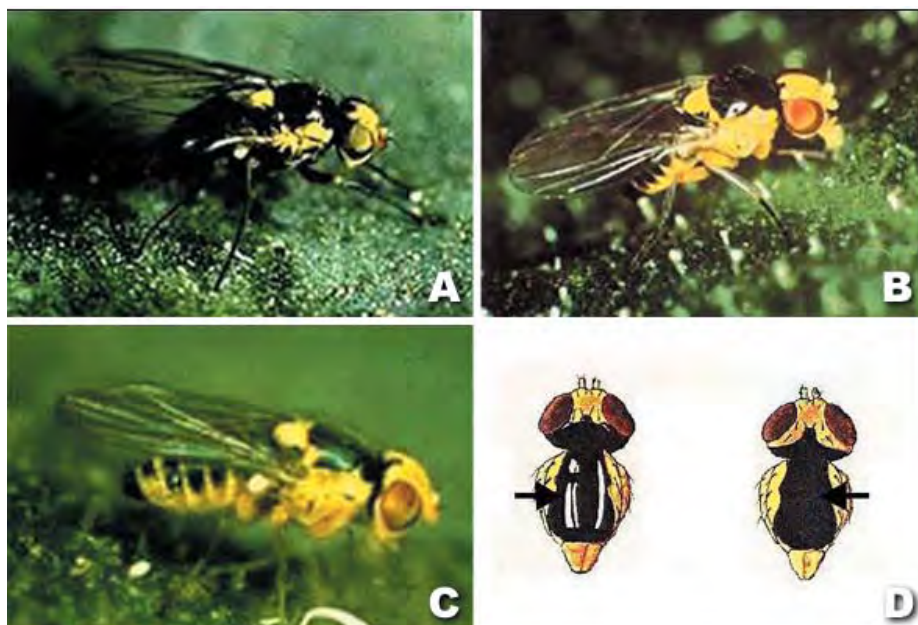


Figura 1 - Adultos de *Liriomyza*

NOTA: Figura 1A - *Liriomyza huidobrensis*. Figura 1B - *Liriomyza sativae*. Figura 1C - *Liriomyza trifolii*. Figura 1D - Diferenças no pronoto e parte posterior dos olhos entre *L. sativae* e *L. trifolii*.

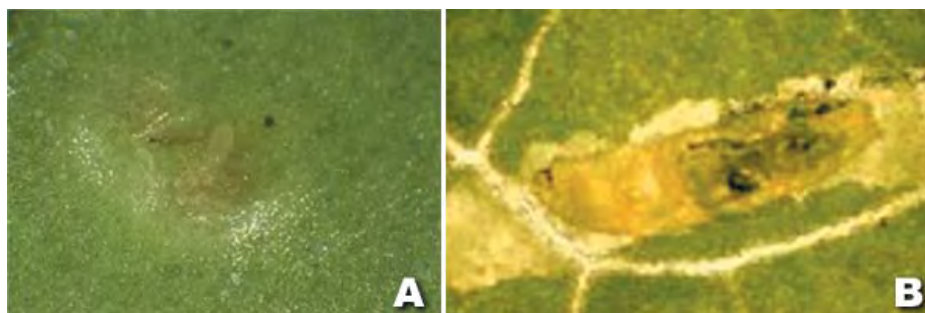


Figura 2 - Ovo e larva de *Liriomyza*

NOTA: Figura 2A - Ovo retirado da folha. Figura 2B - Larva de *Liriomyza* sp., abaixo da epiderme foliar.

no é chamado de extrusão. Quando isso acontece os ovos ficam mais sujeitos ao dessecação e à ação dos predadores (ISSA; MARCANO, 1991; CISNEROS; MUJICA, 1998).

Larvas

Alimentam-se do parênquima da folha (Fig. 2B) e constroem galerias características de acordo com a espécie. *L. huidobrensis* que constrói uns poucos milímetros de galeria na face superior da folha e migra para a porção inferior, onde ataca os tecidos clorofilados acompanhando as nervuras

principais e secundárias. Portanto suas galerias são mais lineares. As espécies *L. sativa* e *L. trifolii* fazem galerias apenas na porção superior da folha, normalmente espiraladas, e nos espaços internervais (Fig. 3). No interior das galerias da moscaminadora observa-se a deposição de fezes de cor escura. As larvas, que inicialmente são transparentes, adquirem com o tempo coloração esverdeada e ao final do ciclo ficam amareladas. Podem-se distinguir as larvas de *L. huidobrensis* das demais pela aparência dos espiráculos, que possuem entre seis e nove protuberâncias na sua

porção terminal, enquanto que as outras espécies apresentam apenas três (Fig. 4A e 4B). As minadoras passam por três estádios larvais e todo período dura cerca de nove dias (SPENCER, 1973; PARRELLA, 1987; MAU; KESSING, 1991ab; ISSA; MARCANO, 1991; PALUMBO, 1995; CAPINERA, 2001).

Pupa

Ao final do seu desenvolvimento, as larvas abrem com a mandíbula uma fissura na galeria, para que possam sair e empupar sobre a folha ou no solo (Fig. 4C). No interior da pupa (que é marrom-amarelada e de formato oblongo-retangular, nitidamente segmentada e com as extremidades cô-

nicas), a larva pode ter um último instar. O período pupal dura de cinco a 12 dias. Após a emergência dos adultos ocorre o acasalamento e o ciclo completa-se. Uma fêmea pode colocar até 500 ovos durante sua vida, mas o mais comum está entre 200 e 300 ovos, segundo Issa e Marcano (1991).

DANOS DE *LIRIOMYZA* SPP.

O hábito de as fêmeas perfurarem a epiderme da folha para se alimentar e ovipositar pode causar uma pequena injúria, que não é comparável àquela resultante da alimentação das larvas. As minas tornam-se visíveis após quatro dias da postura. Uma única larva numa folha provoca pouco dano, no entanto, quando a quantidade de larvas aumenta, toda folha pode ficar tomada por galerias, o que afeta a fotossíntese da planta, provoca dessecamento da folha e sua abscisão (Fig. 3 e 5). Além disso, as galerias são uma porta de entrada para doenças fúngicas e bacterianas (PARRELLA, 1987; PARRELLA; BETHKE, 1984; PARRELLA; JONES, 1985; MAU; KESSING, 1991a; ISSA; MARCANO, 1991; SPENCER, 1973; CAPINERA, 2001, 2004.). É importante salientar que nem todas as plantas hospedeiras de moscas-minadoras

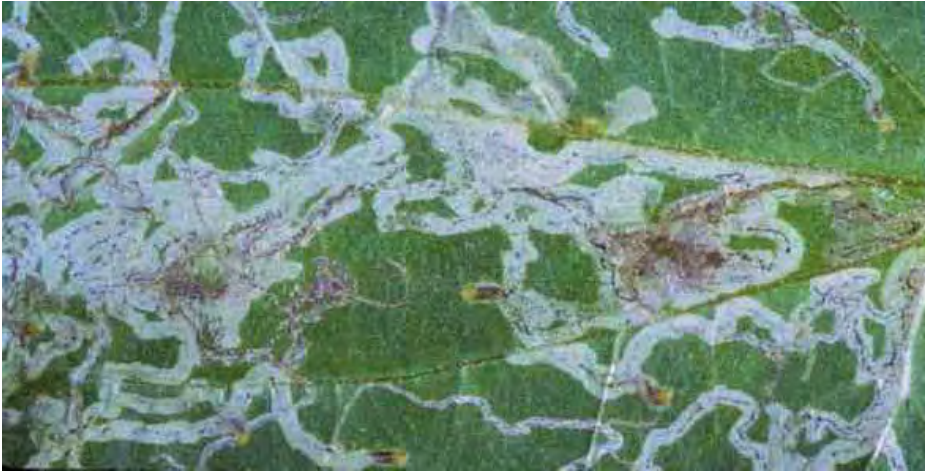


Figura 3 - *Liriomyza sativae* ou *Liriomyza trifolii*

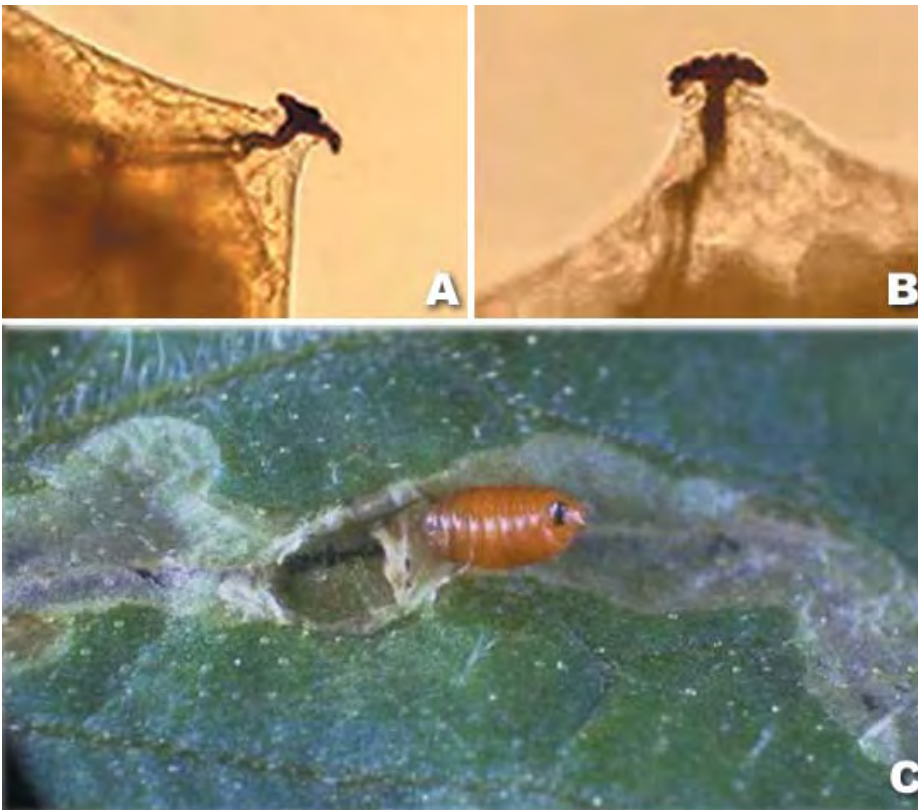


Figura 4 - Larva e pupa de *Liriomyza*

NOTA: Figura 4A - Espiráculo de *Liriomyza sativa* e *Liriomyza trifolii*. Figura 4B - *Liriomyza huidobrensis*. Figura 4C - Pupa de *Liriomyza* sp.



Figura 5 - Danos de *Liriomyza huidobrensis*

sofrem danos severos diante dessas injúrias, portanto, a adoção de qualquer medida de controle deve estar associada ao monitoramento da praga dentro dos preceitos do MIP.

MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS (MIP)

Diversos autores, na literatura recente, consideram os problemas ambientais como importantes na elaboração de programas de MIP de minadoras (ALTIERI, 1994; ALTIERI et al., 2003; BARBOSA, 1998; WOOD; LENNÉ, 1999). Nos casos em que esta praga faz parte de um complexo de espécies, o que é muito comum, esforços devem ser envidados para a substituição das substâncias químicas sintéticas utilizadas para controle, por bioinseticidas (como foi o caso do *Bacillus thuringiensis* para controle de lepidópteros). No começo de um programa de MIP é importante determinar a composição de espécies vegetais, incluindo as fases fenológicas das culturas, sazonalidade, presença de plantas espontâneas e o impacto das comunidades locais de parasitóides e predadores sobre a praga, bem como procurar conhecer os fatores principais que limitam a distribuição em pequena escala dos inimigos naturais nativos na região de estudo. Em particular, aplicações de inseticidas químicos tradicionais freqüentemente destroem estas comunidades de inimigos naturais nativos das minadoras (MURPHY; LASALLE 1999), o que deve ser considerado em qualquer programa de MIP.

Monitoramento e nível de controle

O monitoramento da mosca-minadora é fundamental para a convivência com a praga dentro do MIP. Consiste em amostrar periodicamente a cultura para identificar possíveis aumentos populacionais que necessitem de medidas de controle. Há muitos métodos para avaliar a abundância de minadores: a contagem de minas nas folhas é um bom índice para identificar quanto da área foliar já foi danificada, mas muitas

minas podem estar desocupadas, e esta contagem não revela informações para o futuro da cultura. A contagem de larvas vivas nas minas consome tempo, mas é um indicativo de dano futuro. Estas são facilmente reconhecidas através de sua coloração esverdeada ou amarelada (nunca marrom ou preta), e também pela movimentação das mandíbulas na extremidade anterior, o que pode ser facilmente observado colocando-se a folha contra a luz. Podem-se também coletar larvas ou pupários colocando-se bandejas embaixo da folhagem para captura, quando estas deixam as minas. Esses dados são altamente correlacionados com o número de larvas vivas nas minas, segundo Johnson et al. (1980). Os adultos podem ser capturados através de armadilhas adesivas tipo sticky ou similares. Zehnder e Trumble (1984) verificaram que, para *L. sativae*, a captura é maior na parte mediana de plantas de tomate, enquanto *L. trifolii* foi mais capturada na parte de baixo da planta. Estes autores confirmaram também que as contagens de pupários representaram uma boa predição do número de adultos que ocorreria duas semanas após. Além disso, as armadilhas de cola amarelas têm a vantagem de monitorar a entrada de adultos provenientes de áreas circunvizinhas. Planos seqüenciais de amostragem para determinar a necessidade de controle, com base no número de folhas minadas, foram desenvolvidos por Wolfenbarger e Wolfenbarger (1966), enquanto que Zehnder e Trumble (1985) basearam-se em contagens de pupários, ambos para a cultura do tomateiro, e obtiveram bons resultados.

Algumas culturas apenas têm definido o nível de controle para minadoras, como é o caso do tomateiro (SCHUSTER, 2003), onde se deve considerar também a fenologia da cultura. Deve-se amostrar a planta toda, quando esta apresenta até duas folhas verdadeiras e o nível de controle é de uma larva viva por planta. Quando o número de folhas verdadeiras é maior que dois, amostra-se do topo para baixo, o segundo ou o sétimo trifólio, sendo o nível

de ação de uma larva viva por trifólio. Desse modo, é possível saber se, a despeito da praga estar presente, sua população atingiu níveis suficientes para controle. O valor citado acima (uma larva viva) parece ser muito baixo, porém deve-se considerar que trata-se apenas das larvas que estarão provocando danos futuros, pois aquelas predadas, parasitadas ou mortas por outras causas não são contabilizadas para efeito dessas contagens. Este método permite uma certa tolerância à presença da praga, o que propicia uma diminuição no número de aplicações efetivas de produtos químicos.

Controle biológico

No Brasil, não existem atualmente programas de controle biológico para moscas-minadoras do gênero *Liriomyza*. No entanto, nos EUA, Europa e Ásia, o controle biológico é aplicado para minadoras em cultivos protegidos.

Existem duas linhas básicas de pesquisa em controle biológico de moscas-minadoras: uma é a clássica, que preconiza a prospecção de inimigos naturais no ambiente de ocorrência da praga ou em seu local de origem e desenvolve métodos de criação massal para promover a introdução sazonal daqueles inimigos naturais selecionados como mais eficientes nas casas de vegetação. A linha de controle biológico clássico tem trabalhado quase que exclusivamente com parasitóides das moscas-minadoras e alguns poucos trabalhos foram desenvolvidos com predadores e nematóides. Outra linha de pesquisa em controle biológico que vem sendo desenvolvida para regular minadoras é a da conservação de inimigos naturais nativos, cujo objetivo é conhecer as espécies que podem, naturalmente, vir a controlar as populações das pragas, desde que tenham onde se multiplicar no ambiente de cultivo. Neste caso, predadores, parasitóides e patógenos recebem atenção similar. Estas linhas de pesquisa não são ambíguas e devem-se somar para fornecer opções viáveis de regulação da praga a produtores de vários níveis técnicos.

Controle biológico clássico

Parasitóides

Existem muitas espécies de parasitóides que atacam moscas-minadoras em vários locais do Planeta. Segundo Murphy e LaSalle (1999), existem cerca de 77 gêneros de parasitóides distribuídos entre as famílias Eulophidae (22), Pteromalidae (25), Tetracampidae (3), Braconidae (17) e Eucoliidae (10). Muitos gêneros apresentam várias espécies, o que multiplica o número daquelas identificadas até hoje como parasitóides de minadoras. Na prática, é possível distinguir, após um certo tempo de parasitismo, as larvas parasitadas das sadias, olhando-se a folha contra a luz com uma lupa de bolso. Esta técnica é utilizada no monitoramento do parasitismo, porém só funciona quando o parasitóide está razoavelmente desenvolvido. Caso contrário, é necessária a dissecação da mina e a observação em microscópio estereoscópico de grande aumento (CURE; CANTOR, 2003). As espécies mais estudadas para criação massal e liberação nos países desenvolvidos são os microhimenópteros das famílias apresentadas a seguir:

a) Braconidae

- *Opius* spp. (Fig. 6)

São endoparasitóides de larva-pupa, pois depositam os ovos nas larvas de seus hospedeiros, mas só completam o desenvolvimento após as minadoras deixarem o local de alimentação e empuparem (SCHUSTER; WHARTON, 1993). O ciclo de vida do parasitóide é de cerca de 21 dias sobre *L. huidobrensis* em batata, em temperaturas de 22°C e 25°C (RODRIGUEZ, 1997). Seu ciclo possivelmente varia com o tipo de hospedeiro, planta e local. Bordat et al. (1995), após terem realizado experimentos com temperaturas de 10°C, 15°C, 20°C, 25°C e 30°C com *Opius dissitus* Muesebeck parasitando *L. trifolii*, concluíram que a temperatura ótima para seu desenvolvimento situou-se entre 20°C e 30°C, o que significa que o inseto foi capaz de adaptar-se a temperaturas relativamente altas, apesar de sua origem holártica.

b) Eulophidae

- *Diglyphus* spp. (Fig. 7)

Diglyphus begini (Ashmead) é um ecto-parasitóide de larvas de *Liriomyza* spp. (HEINZ; PARRELLA, 1989) e é o inimigo natural mais importante dessa espécie de minadora em oito das doze culturas avaliadas na América do Norte e no Havai (JOHNSON; HARA, 1987). *D. begini* tem sido criada para liberações inoculativas e inundativas contra *L. trifolii* e outras espécies desse gênero, utilizando a técnica de Parrella et al. (1989). Esta espécie apresenta alto potencial para controlar várias espécies de *Liriomyza*, porque, além do para-

sitismo, preda as larvas da minadora no interior da galeria para se alimentar (CURE; CANTOR, 2003). Cure e Cantor (2003) estudaram o efeito conjunto de parasitismo e predação de *D. begini* sobre *L. huidobrensis* em plantas de *Gypsophila paniculata* (ornamental), na Colômbia, verificando porcentagens de controle de 70% a 90%. Nesse caso, estes autores consideram que o efeito de predação tem sido subestimado nas amostragens de folhas no campo, pois apenas em laboratório pode-se separar uma larva predada de uma parasitada, nos estádios iniciais de desenvolvimento.

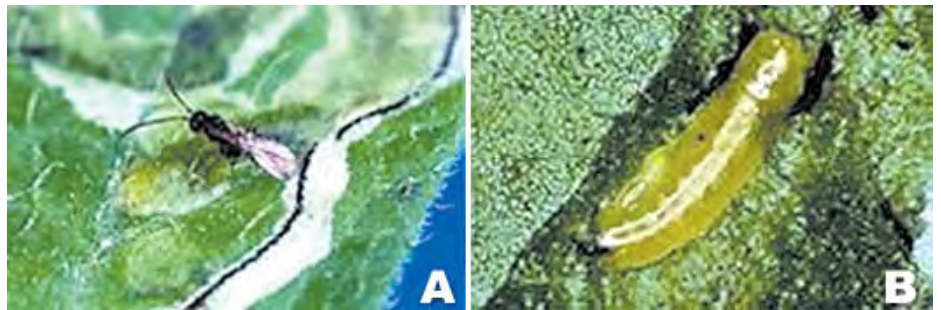


Figura 6 - *Opius* spp.

NOTA: A - Adulto de *Opius* sp. parasitando a larva de *Liriomyza*; B - Larva de *Liriomyza* sp. parasitada por *Opius*.



Figura 7 - *Diglyphus* sp.

NOTA: A - Ovo; B - Larva; C - Pupa; D - Adulto.

Outra espécie importante é *Diglyphus isaea* (Walker), cujos adultos são pequenos (2 mm) e pretos com brilho verde metálico. Uma fêmea põe uma média de 60 ovos durante sua vida e antes de ovipositar parasitam as larvas da minadora para então inserir vários ovos através da epiderme da folha, colocando-os próximos à larva. Dentro de dois dias eclodem as larvas do parasitóide, que passam a alimentar-se externamente sobre a larva da minadora, passando por três instares durante seis dias. Antes da pupação as larvas do parasitóide constroem com seu mecônio (fezes) uma estrutura típica e simétrica dos dois lados do seu corpo, cuja função é formar uma estrutura colunar para garantir posteriormente a emergência dos adultos. As pupas são pretas e este período dura entre seis a nove dias. Para essa espécie também é muito importante o efeito predatório sobre as larvas da minadora. Em laboratório sobre *L. trifolii* a 25°C, o número médio de larvas predadas por fêmea do parasitóide foi de 358, valor pelo menos duas vezes maior que o número de ovos depositados pela espécie, indicando a importância desta atividade no controle biológico (BEITIA et al., 2004). Este parasitóide, como muitos outros, está disponível comercialmente nos mercados americano e europeu, sendo as vespinhas acondicionadas em recipientes e liberadas de seus contêineres ao caminhar pelas entrelinhas da cultura alvo. Por exemplo, Minkenberg e Lenteren (1986) estudaram o uso dessa espécie criada massalmente no controle de *L. trifolii* em casas de vegetação na França, obtendo grande sucesso.

Outras espécies de eulofídeos, como *Diglyphus intermedius* (Girault), *D. pulchripes*, and *Chrysocharis parksi* Crawford foram muito citados e estudados na literatura americana, mas sua importância como produto comercial varia de acordo com a região de cultivo e com o decorrer do tempo, pois existe uma tendência de substituição de espécies, à medida que as pesquisas avançam (MINKENBERG; LENTEREN, 1986).

Registros de outras espécies relatadas como parasitóides de moscas-minadoras po-

dem ser encontrados no Quadro 1. Murphy e LaSalle (1999) consideram que quanto mais bem estudada é uma determinada região, mais parasitóides são adicionados à lista das espécies encontradas sobre minadoras. Desse modo, fica evidente que as pesquisas no Brasil têm que evoluir muito nesse sentido, para que, conhecendo as espécies nativas, possam-se efetivamente criar programas de controle biológico para mosca-minadora.

Predadores

Estudos com predadores para controle biológico clássico de moscas-minadoras é muito mais restrito, se comparado aos parasitóides. Alguns contemplam o uso de nematóides do gênero *Steinernema* para supressão da mosca-minadora. Hara et al. (1993) mostraram que foram necessários grandes valores de umidade relativa (UR) (pelo menos 92%) para atingir níveis altos de parasitismo (maior que 65%), e o uso de adjuvantes para aumentar a sobrevivência dos nematóides aumenta os níveis de mortalidade das minadoras (BROADBENT; OLTHOF, 1995), mas não se pode considerar que o uso desse inimigo natural seja uma solução prática para infestações da praga. Se se considerarem as condições climáticas do Brasil, tal técnica seria impossível em muitas regiões, devido à baixa UR do ar.

Estudos básicos sobre a ocorrência de predadores no Peru (CISNEROS; MUJICA, 1998), em Israel (FREIDBERG; GIJSWIJT, 1983) e na Indonésia (RAUF; SHEPHARD, 1999) revelaram que existem seis principais ordens de artrópodes predadores de minadoras (Quadro 2), sendo a maioria insetos. Excetuando-se as espécies das famílias Dolichopodidae e Empidiidae (Diptera), que apresentam preferência por se alimentar de adultos das minadoras, os demais representantes são generalistas. Os ovos extrusados nas folhas e as pupas no solo são as fases mais suscetíveis aos ataques dos predadores e poderiam ser exploradas com maiores chances de sucesso pelo controle biológico clássico. Por exemplo, segundo Rauf e Shephard (1999) *Orius insidiosus* e *Geocoris punctipes* (Hemiptera) são duas espécies

de percevejos predadores que atacam a fase de ovo da minadora; ambas são muito comuns no Brasil e poderiam ser avaliadas no controle de minadoras em casa de vegetação.

No entanto, segundo Murphy e LaSalle (1999), existem vários problemas a ser sanados no que se refere aos programas de controle biológico clássico da mosca-minadora, como necessidade de conhecer as espécies envolvidas de parasitóides e sobretudo de predadores, que são ainda muito pouco estudadas. Isto faz com que os programas falhem, devido a interferências de espécies não previstas. O número de inimigos naturais liberados depende também de outros fatores, que só podem ser diagnosticados localmente, como características climáticas e grupo de espécies de ocorrência natural. Outro problema a ser sanado é que estes autores julgam que devem existir diferentes raças para muitas espécies de parasitóides, o que possibilita estudos de eficiência comparativa, resistência a inseticidas entre esses grupos, a fim de ajudar os programas de controle biológico clássico.

Conservação de inimigos naturais

Um outro ramo do controle biológico tem-se moldado nos últimos anos, motivado também pela necessidade de preservação da biodiversidade no Planeta, conhecido como controle biológico por conservação de inimigos naturais. O objetivo desse método é fazer com que as espécies benéficas presentes em um determinado habitat tenham condições de sobreviver no ecossistema para controlar naturalmente as pragas. Muitas vezes é necessário aumentar a população de uma determinada espécie, para que, posteriormente, ela possa encontrar condições de estabelecer num nível populacional suficiente para controle de uma praga (ALTIERI, 1994; ALTIERI et al., 2003).

Uma das principais diferenças deste método, em comparação com o clássico, é que aqui procura-se ter à disposição o maior número possível de inimigos naturais da praga convivendo no mesmo habitat, de

QUADRO 1 - Famílias de parasitóides de moscas-minadoras (*Liriomyza* spp.) em diversas partes do globo

Superfamília				
Chalcidoidea			Ichneumonoidea	Cynipoidea
Família/Subfamília/Espécie			Família/Subfamília/Espécie	
Eulophidae	Pteromalidae	Tetracampidae	Braconidae	Eucoiliidae
Entedoninae	Ceinae	Platynochellinae	Alysiinae: Alysiini	<i>Agrostocynips</i>
<i>Apleurotropis</i>	<i>Cea</i>	<i>Platynochailus</i>	<i>Dapsilarthra</i>	<i>Disorygma</i>
<i>Asecodes</i>			<i>Epimicta</i>	<i>Ganaspidium</i>
<i>Chrysocharis</i>	Herbertiinae	Tetracampinae	<i>Oenonogastra</i>	<i>Gronotoma</i>
<i>Closterocerus</i>	<i>Herbertia</i>	<i>Epiclerus</i>	<i>Pseudopezomachus</i>	<i>Kleidotoma</i>
<i>Neochrysocharis</i>		<i>Tetracampe</i>	<i>Symphanes</i>	<i>Microstilba</i>
<i>Pediobius</i>	Miscogasterinae			<i>Nordlanderia</i>
<i>Pleurotroppopsis</i>	<i>Ceratetra</i>		Alysiinae:Dacnusiini	<i>Nordlandiella</i>
<i>Proacrias</i>	<i>Glyphognathus</i>		<i>Chorebus</i>	<i>Tobiasiana</i>
	<i>Halticoptera</i>		<i>Coloneura</i>	<i>Zaeucoila</i>
Eulophinae	<i>Heteroschema</i>		<i>Dacnusa</i>	
<i>Cirrospilus</i>	<i>Lamprotatus</i>		<i>Exotela</i>	
<i>Danuviella</i>	<i>Mauleus</i>		<i>Grandia</i>	
<i>Diaulinopsis</i>	<i>Merismus</i>		<i>Laotris</i>	
<i>Diglyphus</i>	<i>Miscogaster</i>		<i>Protodacnusa</i>	
<i>Hemiptarsenus</i>	<i>Schimitschekia</i>		<i>Symphyia</i>	
<i>Meruana</i>	<i>Seladerma</i>			
<i>Pnigalio</i>	<i>Sphaeripalpus</i>		Hormiinae:Exothecini	
<i>Sympiesis</i>	<i>Stictomischus</i>		<i>Colastes</i>	
<i>Zagrammosoma</i>	<i>Thinodytes</i>			
			Opiinae	
Tetrastichinae	Pteromalinae		<i>Bitomus</i>	
<i>Aprostocetus</i>	<i>Callitula</i>		<i>Eurytenes</i>	
<i>Baryscapus</i>	<i>Cyrtogaster</i>		<i>Opius</i>	
<i>Minotetrastichus</i>	<i>Oxyharma</i>			
<i>Pronotalia</i>	<i>Sphegigaster</i>			
<i>Quadrastichus</i>	<i>Stenomalina</i>			
	<i>Syntomopus</i>			
	<i>Toxeumorpha</i>			
	<i>Trichomalopsis</i>			
	<i>Trichomalus</i>			
	<i>Trigonogastrella</i>			

FONTE: Dados básicos: Murphy e LaSalle (1999).

modo que algum ou alguns deles possam efetivamente controlá-la. Tal método muitas vezes exige a adequação dos produtores, para que o ambiente deixe de ser hostil aos inimigos naturais e forneça abrigo, presas/hospedeiros alternativos, recursos para adultos (pólen, néctar), dentre outras necessidades, o que pode ser obtido através do aumento da diversidade vegetal na área, ou do arranjo espacial das plantas disponíveis para manejo numa determinada condição (LANDIS et al., 2000; CORTESERO et al., 2000). Tratando especificamente das moscas-minadoras, diversos casos de sucesso na convivência com essa praga podem ser encontrados na literatura internacional e também na brasileira.

Ao manejar o hábitat pode-se aumentar a ação de parasitóides de *Liriomyza* spp. Por exemplo, deixar faixas ou ilhas de plantas daninhas próximas às culturas, como sendo reservatórios importantes para parasitóides (GENUNG, 1981; SCHUSTER, 2003). Estas faixas de plantas espontâneas não são, provavelmente, as fontes principais de adultos de minadoras (SCHUSTER, 2003), tampouco de plantas invasoras danosas (GENUNG, 1981). É muito provável que determinadas espécies de planta influenciem a incidência de parasitóides em particular (COLL, 1998). Um importante exemplo de conservação é o citado por Zamzami (1999), na Indonésia, onde os extensionistas trabalharam com os produtores, capturando parasitóides em cultivos de couve-flor, com pouco uso de inseticidas, e redistribuindo-os em áreas onde estavam ausentes ou tinham baixa atividade. Esses trabalhos de prospecção de espécies, aumento e conservação têm de ser realizados antes de definir a favor da introdução de inimigos naturais exóticos.

Murphy e LaSalle (1999) revisaram diversos trabalhos e levantaram pontos importantes sobre a dinâmica natural de parasitóides e predadores e seu

QUADRO 2 - Artrópodes predadores que se alimentam de moscas-minadoras nas fases de ovo, larva, pupa ou adulto na região costeira central do Peru

Classe	Ordem	Família/Espécie	Presa	
Insecta	Coleoptera	Carabidae <i>Calsoma abbreviatum</i> <i>Pterostichus</i> sp.	Pupa Pupa	
		Cicindellidae <i>Megacephala carolina-chilensis</i>	Pupa	
		Staphilinidae Espécie não determinada	Pupa	
		Hemiptera	Anthocoridae <i>Orius insidiosus</i>	Ovo
			Nabidae <i>Nabis punctipennis</i>	Larva
	Lygaeidae <i>Geocoris punctipes</i>		Ovo	
	Dermaptera	Labiduridae Espécie não determinada	Pupa	
	Diptera	Dolichopodidae <i>Condylostylus similis</i>	Adulto	
		Empididae <i>Drapetis</i> sp.	Adulto	
	Hymenoptera	Formicidae	Pupa	
Arachnida	Araneida	Theridiidae	Pupa e adulto	
		Argiopidae	Pupa e adulto	
		Lycosidae	Pupa e adulto	
		Anyphaenidae	Pupa e adulto	
		Salticidae	Pupa e adulto	

FONTE: Cisneros e Mujica (1998).

controle sobre mosca-minadora. Estes autores exemplificam que, quando do surgimento dessa praga nos EUA, nas décadas de 50 e 60, a aplicação desenfreada de DDT, além de não ser eficiente contra a praga, afetou grandemente as populações de parasitoides, provocando altas infestações de minadoras. Normalmente, quando não há interferência maléfica ao sistema, a introdução de uma espécie qualquer de mosca-minadora numa área nova é, em poucos anos, controlada naturalmente por parasitoides e predadores nativos, o que, obviamente, depende também das espécies envolvidas e das culturas atacadas. A estra-

tégia seria conservar ou aumentar estes inimigos naturais locais, o que deve ser feito lado a lado com campanhas para redução da aplicação de inseticidas, do uso de inseticidas seletivos e da implementação de outros componentes do MIP. Diversos autores, em diversas regiões do mundo concluíram em seus trabalhos que a utilização de inseticidas não seletivos e ineficientes contra moscas-minadoras promove o aumento do problema pelo efeito nocivo aos inimigos naturais nativos da praga, sobretudo os parasitoides (MAU; KESSING, 1991b; CISNEROS; MUJICA, 1998; CURE; CANTOR, 2003; SCHUSTER, 2003).

Na Flórida, Schuster (2003) observou que em cultivo de tomate, sem aplicação de inseticidas, pelo menos 14 espécies de parasitoides da minadora foram coletados. Exerceu-se um controle natural de cerca de 90%, sendo predominantes *Diglyphus intermedius* (Girault), *D. begini* (Ashmead), *Neochrysocharis* (= *Chrysonotomyia*) *punctiventris* (Crawford) e *Opius dissitus* Muesebeck. Quando os produtores utilizaram produtos químicos realmente seletivos aos parasitoides, como por exemplo o abamectim, o controle da praga chegou a 100%. Além disso, diversos predadores foram coletados nessas áreas, sendo muito numerosa a espécie *Orius insidiosus*, apontada anteriormente como predadora também de ovos da mosca-minadora e que deve, portanto, contribuir no seu controle nessas condições.

Cisneros e Mujica (1998) estudaram a dinâmica populacional da mosca-minadora em diversas condições, no Peru. Observaram que o controle natural por parasitoides variou entre 33% e 100%, dependendo da época do ano e das condições climáticas preponderantes, sendo as três principais espécies o ectoparasitóide *Diglyphus* sp. e os endoparasitoides *Halticoptera arduine* e *Chrysochais* sp. No entanto, quando o surgimento de outras pragas forçou os produtores a aplicar inseticidas de largo espectro, os parasitoides desapareceram, juntamente com seu combate natural.

Johnson (1987) definiu para a cultura do melão, um programa de MIP com base na conservação de inimigos naturais da minadora, com excelentes resultados.

Finalizando, Pereira et al. (2002) estudaram o efeito de faixas de feijoeiro intercaladas na cultura da batata no Sul de Minas, para controlar, naturalmente, a mosca-minadora. A cultura do feijoeiro foi selecionada porque apresenta, naquela região, até 100% das minas parasitadas por *Opius* sp., e os resultados demonstraram que a utilização de faixas de feijoeiro dentro da cultura da batata aumentou o percentual de parasitismo em aproximadamente duas vezes. Tais resultados fizeram com que os tratamentos onde as faixas de feijoeiro estavam

presentes jamais apresentassem grandes danos, sendo desnecessário qualquer outro método de controle.

Resultados apresentados comprovam a grande possibilidade de sucesso no uso da conservação de inimigos naturais para controle de *Liriomyza* spp., em diversas partes do mundo, inclusive no Brasil. A grande maioria das casas de vegetação não é totalmente vedada, devido ao excesso de calor, o que permitiria que, uma vez nos arredores, estes insetos benéficos pudessem também colonizar o interior das estruturas. Este método de controle biológico, apesar de ser o que melhor se integra com a preservação ambiental, só poderá ser viabilizado mediante mudança de atitude e mentalidade dos produtores, bem como daqueles que os assessoram, para redução do uso de produtos fitossanitários de largo espectro.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As três principais espécies de *Liriomyza*, citadas neste trabalho, sempre serão invasoras de novas áreas no mundo, causando sérios danos para uma enorme gama de plantas cultivadas, ornamentais ou hortícolas. Também, grande é a gama de inseticidas utilizados para o manejo dessas espécies e populações resistentes surgem rapidamente, causando novos problemas para os produtores. A diversidade de inimigos naturais nos países continentais, onde as minadoras têm-se estabelecido, parece exercer grande supressão à praga apenas alguns anos após sua chegada, o que parece estar ligado à natureza polífaga dessas espécies. Porém, muito comumente, tem sido difícil determinar qual o efetivo controle dos parasitóides sobre *Liriomyza* spp., devido ao grande uso de defensivos agrícolas na maioria dos países. Apesar disso, existem evidências incontestáveis na literatura acerca do impacto significativo dos parasitóides locais sobre as minadoras. Outros inimigos naturais, como os predadores, podem também ser importante, mas não têm recebido muita atenção. Na verdade, o controle biológico não tem sido bem administrado contra espécies de *Liriomyza*

em situações práticas, a não ser em alguns casos, na forma de introdução de espécies. Maiores esforços deveriam ser envidados nos locais onde existe grande diversidade de espécies para entender, conservar ou aumentar inimigos naturais nativos antes da introdução de espécies exóticas. Caso isso seja necessário, devem-se entender as guildas existentes entre as espécies nativas a fim de encontrar um nicho ecologicamente seguro para a espécie exótica. É necessário, entretanto, entender, que o efeito de espécies exóticas sobre as nativas seja muito provavelmente menor que o efeito do uso indiscriminado de defensivos químicos, tal como presenciamos em muitos países, sobretudo no Brasil.

REFERÊNCIAS

- ALTIERI, M.A. **Biodiversity and pest management in agroecosystems**. New York: Haworth Press, 1994. 185p.
- _____; SILVA, E.N.; NICHOLLS, C.I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.
- BARBOSA, P. (Ed.). **Conservation biological control**. San Diego: Academic Press, 1998. 396p.
- BAUCAS, N.S.; JOSHI, R.C.; VERZOLA, E.A. **Exploratory survey of serpentine leafminers and its parasitoids in the Highlands of Cordillera**. 2001. Disponível em: <<http://www.potato-news.com/leafminers/survey.asp>>. Acesso em: 20 abr. 2004.
- BEITIA F.J.; ESTEBAN, J.R.; JIMÉNEZ, A. *Diglyphus isaea* (Walker), parasitoid del minador de las hojas *Liriomyza trifolii* (Burgess). **Terralia**, Madrid, n.7, p.30-33, 2004. Disponível em: <<http://www.terralia.com/revista7/pagina31.htm>>. Acesso em: 15 abr. 2004.
- BORDAT, D.; COLY, E.V.; LETOURMY, P. Influence of temperatura on *Opius dissitus* (Hym.: Braconidae), a parasitoid of *Liriomyza trifolii* (Dipt.: Agromyzidae). **Entomophaga**, Paris, v.40, n.1, p.119-124, 1995.
- BROADBENT, A.B.; OLTHOF, T.H.A. Foliar application of *Steinernema carpocapsae* (Rhabditida: Steinernematidae) to control *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) larvae in chrysanthemums. **Environmental Entomology**, College Park, v.24, p.431-435, 1995.
- CAPINERA, J.L. **American serpentine leafminer scientific name: *Liriomyza trifolii*** (Burgess) (Insecta: Diptera: Agromyzidae). 2004. Disponível em: <http://creatures.ifas.ufl.edu/veg/leaf/a_serpentine_leafminer.htm>. Acesso em: 21 abr. 2004.
- _____. **Vegetable leafminer - *Liriomyza sativae* Blanchard (Insecta: Diptera: Agromyzidae)**. 2001. Disponível em: <http://creatures.ifas.ufl.edu/veg/leaf/vegetable_leafminer.htm>. Acesso em: 10 mar. 2004.
- CHRISTIE, G.O.; PARRELLA, M.P. Biological studies with *Chrysocharis parksi* (Hymenoptera: Eulophidae) a parasite of *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae). **Entomophaga**, Paris, v.32, p.115-126, 1987.
- CISNEROS, F.; MUJICA, N. The leafminer fly in potato: plant reaction and natural enemy as natural mortality factors. In: CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA. **CIP Program Report: 1997-98**. Lima, 1998. p.129-130.
- COLL, M. Parasitoid activity and plant species composition in intercropped systems. In: UNIVERSITY OF CALIFORNIA. **Enhancing biological control**. Berkeley, 1998. p.85-119.
- CORTESERO, A.M.; STAPEL, J.O.; LEWIS, W.J. Understanding and manipulating plant attributes to enhance biological control. **Biological Control**, v.17, p.35-49, 2000.
- CURE J.R.; CANTOR, F. Atividade predadora e parasítica de *Diglyphus begini* (Ashm.) (Hymenoptera: Eulophidae) sobre *Liriomyza huidobrensis* (Blanch.) (Diptera: Agromyzidae) em cultivos de *Gypsophila paniculata* L. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.32, n.1, p.85-89, 2003.
- FREIDBERG, A.; GIJSWIJT, M.J. A list and preliminary observations on natural enemies of the leafminer, *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae) in Israel. **Israel Journal of Entomology**, v.17, p.115-116, 1983.
- GENUNG, W.G. Weed hosts of *Liriomyza* and parasite incidence in the celery agroecosystem at Belle Glade Florida. In: INDUSTRY CONFERENCE ON THE BIOLOGICAL CONTROL OF *LIRIOMYZA* LEAFMINERS, Lake Buena Vista, 1981. **Proceedings...** Lake Buena Vista: Institute of Food and Agricultural Sciences, 1981. v.3/4. p.61-69.
- HARA, A.H.; KAYA, H.K.; GAUGLER, R.; LEBECK, L.M.; MELLO, C.L. Entomopathogenic

- nematodes for biological control of the leaf-miner, *Liriomyza trifolii* (Dipt.: Agromyzidae). **Entomophaga**, Paris, v.38, p.359-369, 1993.
- HEINZ, K. M.; PARRELLA, M. P. Attack behavior and host size selection by *Diglyphus begini* on *Liriomyza trifolii* in chrysanthemum. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v.53, p.147-156, 1989.
- ISSA, S.; MARCANO, S. Ciclo de vida de *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: agromyzidae) en tomate *Lycopersicon esculentum* Mill. **Boletín Entomológico Venezolano**, v.6, n.1, p.37-45, 1991.
- JOHNSON, M.W. Parasitization of *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae) - infesting commercial watermelon plantings in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.80, n.1, p.56-61, 1987.
- _____; HARA, A.H. Influence of host crop on parasitoids (Hymenoptera) of *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae). **Environmental Entomology**, College Park, v.6, p.339-344, 1987.
- _____; OATMAN, E.R.; WYMAN, J.A.; STEENWYK, R. A. van. A technique for monitoring *Liriomyza sativae* in fresh market tomatoes. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.73, n.4, p.552-555, Aug. 1980.
- LANDIS, D.A.; WRATTEN, S.D.; GURR, G.M. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.45, p.175-201, 2000.
- MAU, J.L.; KESSING, M. *Liriomyza sativae* (Blanchard). 1991a. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/liriom_s.htm>. Acesso em: 30 out. 2003.
- _____; _____. *Liriomyza trifolii* (Burgess). 1991b. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/liriom_t.htm>. Acesso em: 20 ago. 2003.
- MINKENBERG, O.P.J.M.; LENTEREN, J.C. van. **The leafminers *Liriomyza bryoniae* and *L. trifolii* (Diptera: Agromyzidae), their parasites and host plants: a review.** Wageningen: Agricultural University Wageningen, 1986. 50p. (Agricultural University Wageningen Papers, 86-2).
- MURPHY, S.T.; LASALLE, J. Balancing biological control strategies in the IPM of New World invasive *Liriomyza* leafminers in field vegetable crops. **Biocontrol News and Information**, London, v.20, n.3, 1999.
- PALUMBO, J.C. Developmental rate of *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) on lettuce as a function of temperature. **Southwestern Entomology**, v.20, p.461-465, 1995.
- PARRELLA, M.P. A review of the history and taxonomy of economically important serpentine leafminers (*Liriomyza* spp.) in California. **Pan-Pacific Entomologist**, v.58, p.302-308, 1982.
- _____. Biology of *Liriomyza*. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.32, p.201-204, 1987.
- _____. Leafminers - part I: accurate identification. **FloraCulture International**, v.6, p.18-22, 1986.
- _____; BETHKE, J.A. Biological studies of *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) on chrysanthemum, aster, and pea. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.77, n.2, p.342-345, Apr. 1984.
- _____; JONES, V.P. Yellow traps as monitoring tools for *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) in *Chrysanthemum* greenhouses. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.78, p.53-56, 1995.
- _____; KEIL, C.B.; MORSE, J.G. Insecticide resistance in *Liriomyza trifolii*. **California Agriculture**, Berkeley, v.38, n.1/2, p.22-23, Jan./Feb. 1984.
- _____; YOST, J.T.; HEINZ, K.M.; FERRENTINO, G.W. Mass rearing of *Diglyphus begini* (Hymenoptera: Eulophidae) for biological control of *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.82, p.420-425, 1989.
- PEREIRA, D.I. da P.; SOUZA, J.C. de; SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; REIS, P.R.; SOUZA, M. de A.; Parasitismo de larvas da mosca-minadora *Liriomyza huidobrensis* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) pelo parasitóide *Opius* sp. (Hymenoptera: Braconidae) na cultura da batata com faixas de feijoeiro intercaladas. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.26, n.5, p.955-963, set./out., 2002.
- RAUF, A.; SHEPHARD, B.M. Leafminers in vegetables in Indonesia: surveys of host crops, species composition, parasitoids and control practices. In: WORKSHOP ON LEAFMINERS OF VEGETABLES IN SOUTHEAST ASIA, Tanah Rata, Malaysia. **Proceedings...** Serdang: CAB International Southeast Asia Regional Centre, 1999. p.25-35.
- RODRIGUEZ, C.L. La investigación en *Liriomyza huidobrensis* en el cultivo de papa en Cartago, Costa Rica. **Manejo Integrado de Plagas**, n.46, p.1-8, 1997.
- SPENCER, K.A. **A revisionary study of the leaf-mining flies (Agromyzidae) of California.** University of California - Division of Agricultural Sciences, 1981. p.1-489. (Special Publication, 3273).
- _____. **Agromyzidae (Diptera) of economic importance.** The Hague: W. Junk B.V., 1973. 418p.
- _____; _____. **Host specialization in the world Agromyzidae (Diptera).** Dordrecht: Kluwer Academic, 1990. 444p.
- SCHUSTER, D.J. **Scouting for insects, use of thresholds and conservation of beneficial insects on tomatoes.** 2003. Disponível em: <http://edis.ifas.ufl.edu/BODY_IN482>. Acesso em: 10 maio 2003.
- _____; WHARTON, R.A. Hymenopterous parasitoids of leaf-mining *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae) on tomato in Florida. **Environmental Entomology**, College Park, v.22, n.5, p.1188-1191, Oct. 1993.
- WOLFENBARGER, D.A.; WOLFENBARGER, D.O. Tomato yields and leaf miner infestations and a sequential sampling plan for determining need for control treatments. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.59, p.279-283, 1966.
- WOOD, D.; LENNÉ, J.M. (Ed.). **Agrobiodiversity: characterization, utilization and management.** Wallingford: CAB International, 1999. 490p.
- ZAMZAMI. Augmentation of parasitoids (*Hemiptarsenus* spp. and braconids) to control *Liriomyza* spp. In: WORKSHOP ON LEAFMINERS OF VEGETABLES IN SOUTHEAST ASIA, Tanah Rata, Malaysia. **Proceedings...** Serdang: CAB International Southeast Asia Regional Centre, 1999. p.54-56.
- ZEHNDER, G.W.; TRUMBLE, J.T. Sequential sampling plans with fixed levels of precision for *Liriomyza* species (Diptera: Agromyzidae) in fresh market tomatoes. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v.78, n.1, p.138-142, Feb. 1985.
- _____; _____. Spatial and diel activity of *Liriomyza* species (Diptera: Agromyzidae) in fresh market tomatoes. **Environmental Entomology**, College Park, v.13, p.1411-1416, 1984.

Controle biológico de ácaros em cultivos protegidos

Paulo Rebelles Reis¹
Ester Azevedo da Silva²
Maurício Sergio Zacarias³

Resumo - Principais ácaros-praga encontrados em cultivos de olerícolas (hortaliças) e plantas ornamentais comumente realizados no interior de casas de vegetação: ácaro-rajado, ácaro-branco, ácaro-do-morangueiro, microácaro-do-tomateiro e ácaro-dos-bulbos. Os principais ácaros predadores pertencem à família Phytoseiidae. O controle biológico de ácaros no Brasil ainda é incipiente. Não se tem conhecimento da produção em escala comercial de predadores para uso em cultivos protegidos no Brasil. A difusão de técnicas de como controlar os ácaros, através da utilização de predadores, tem como objetivo estimular sua aplicação em cultivos protegidos nas condições brasileiras.

Palavras-chave: Casa de vegetação. Pragas. Predador. Phytoseiidae. Ácaro-rajado. *Tetranychus urticae*. Ácaro-branco. *Polyphagotarsonemus latus*. Ácaro-do-morangueiro. *Phytonemus pallidus*. Planta ornamental. Olerícola. Hortaliça. Cultivo protegido.

INTRODUÇÃO

As casas de vegetação, de qualquer tipo, usadas principalmente em horticultura (especialmente olerícolas ou hortaliças) e floricultura (plantas ornamentais), por si só já representam proteção dos cultivos ao ataque de pragas e doenças. Entretanto, esta proteção é limitada e há necessidade de outras intervenções, entre as quais o controle biológico de ácaros.

As principais plantas de valor econômico, cultivadas em casa de vegetação, em geral são o pepino (*Cucumis sativus* L.) e outras cucurbitáceas; tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), pimentão (*Capsicum annuum* L.), berinjela (*Solanum melongena* L.) e demais solanáceas; morangueiro (*Fragaria vesca* L.); alface, couve, aipo, aspargo, ra-

banete, flores (crisântemo, rosa, cravo, gérbera, gerânio, orquídeas, etc.), além de outras ornamentais. Árvores frutíferas e videira também são cultivadas com esse tipo de proteção. Em plantas ornamentais, especialmente flores, o controle biológico de ácaros-praga pode ser dificultado em virtude da exigência de aparência sadia que o produto deve apresentar, o que estimula o uso de produtos fitossanitários. O controle de outras pragas e doenças pode eliminar os ácaros predadores.

Neste trabalho são apresentadas principalmente as possibilidades de controle biológico, aplicado, de ácaros fitófagos por ácaros-predadores, em especial aqueles predadores pertencentes à família Phytoseiidae.

ÁCAROS-PRAGA EM CULTIVOS PROTEGIDOS

As boas condições que as casas de vegetação oferecem para o desenvolvimento das plantas também favorecem o desenvolvimento de pragas. O tipo de cultivo que geralmente se adota é favorável à ocorrência de pragas, como por exemplo o monocultivo. Outros fatores que favorecem o ataque de pragas são a resistência adquirida aos produtos fitossanitários, devido ao número excessivo de aplicações e, por ser um ambiente fechado, à ausência de inimigos naturais.

Os principais ácaros-praga que ocorrem em cultivos protegidos são:

- a) *Tetranychus urticae* Koch, 1836 (Acari: Tetranychidae), conhecido

¹Eng^o Agr^o, D.Sc., Pesq. EPAMIG-CTSM-EcoCentro, Caixa Postal 176, CEP 37200-000 Lavras-MG. Correio eletrônico: paulo.rebelles@epamig.ufla.br

²Eng^a Agr^a, M.Sc., Prof^a UEMA, Caixa Postal 9, CEP 65077-970 São Luiz-MA.

³Eng^o Agr^o, D.Sc., Pesq. Embrapa Café, Caixa Postal 176, CEP 37200-000 Lavras-MG.

como ácaro-rajado, é praga de tomateiro, cucurbitáceas, morangueiro, feijoeiro, pimentão, roseira, cravo, gerbera, etc.;

b) *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae), conhecido como ácaro-branco, é praga de pimentão, rúcula, plantas ornamentais, etc.;

c) *Phytonemus pallidus* (Banks, 1898) (Acari: Tarsonemidae), conhecido como ácaro-do-morangueiro, é praga de morangueiro, gerbera, begônia, etc.;

d) *Aculops lycopersici* (Tryon, 1917) (Acari: Eriophyidae), conhecido como ácaro-do-bronzeamento ou micro-ácaro-do-tomateiro, é praga de tomateiro, berinjela (solanáceas em geral), etc.;

e) *Rhizoglyphus echinopus* (Fumouze & Robin, 1868) (Acari: Acaridae), conhecido como ácaro-dos-bulbos por ser praga de plantas que produzem bulbos, como lírio, cebola, alho, entre outras, embora também ataque a parte subterrânea de plantas que não produzem bulbo.

ÁCAROS PREDADORES EM CULTIVOS PROTEGIDOS

Os ácaros predadores, um importante grupo de inimigos naturais, também encontram condições favoráveis em cultivos protegidos, o que possibilita o seu uso em controle biológico aplicado. As principais espécies de ácaros predadores pertencem à família Phytoseiidae e, atualmente, as mais importantes para uso em casas de vegetação são as relacionadas no Quadro 1.

OUTROS AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO DE ÁCAROS EM CULTIVOS PROTEGIDOS

Em casa de vegetação, o controle biológico de ácaros-praga, principalmente da família Tetranychidae, além de ácaros predadores, pode ser feito também por insetos

QUADRO 1 - Principais espécies de ácaros predadores de importância econômica para uso no controle biológico de ácaros fitófagos em casa de vegetação e encontrados comercialmente em especial na Europa e América do Norte

Espécies	Famílias	Pragas controladas
<i>Galendromus occidentalis</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae
<i>Hypoaspis aculeifer</i>	Laelapidae	Tripes, ácaros Acaridae
<i>Hypoaspis miles</i>	Laelapidae	Tripes, ácaros Acaridae
<i>Iphiseius degenerans</i>	Phytoseiidae	Tripes, pulgões, ácaros Tetranychidae
<i>Mesoseiulus longipes</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae
<i>Neoseiulus barkeri</i>	Phytoseiidae	Tripes, Tarsonemidae
<i>Neoseiulus californicus</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae
<i>Neoseiulus cucumeris</i>	Phytoseiidae	Tripes, ácaros Tarsonemidae
<i>Neoseiulus fallacis</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae
<i>Phytoseiulus macropilis</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae
<i>Phytoseiulus persimilis</i>	Phytoseiidae	Ácaros Tetranychidae

predadores como a larva-da-mosquinha *Feltiella acarisuga* (Vallot, 1827) (Diptera: Cecidomyiidae) (Fig. 1 e 2), também produzida comercialmente na Europa e América do Norte. A larva de *F. acarisuga* alimenta-se de todos os estádios de ácaros tetraniquídeos, mas tem preferência por ovos e formas imaturas. Outros insetos predadores que também podem ser utilizados são a minúscula joaninha-preta *Stethorus punctillum* Weise, 1891 (Fig. 3) e *Stethorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae), também para Tetranychidae; os crisó-

pídeos *Chrysoperla* spp. (Neuroptera: Chrysopidae) (Fig. 4), para predação de ovos e ácaros imaturos e o percevejo-pirata, *Orius insidiosus* Say, 1832 (Fig. 5) e *Orius* spp. (Hemiptera: Anthocoridae), para predação de pulgões, lagartas, tripes, mosca-branca e ácaros.

A joaninha, *S. punctillum*, alimenta-se do ácaro em todos os seus estádios. Um adulto pode consumir até 100 ácaros por dia e uma larva desenvolvida, cerca de 70 ácaros no mesmo período. Já o percevejo *O. insidiosus*, tanto o imaturo quanto o



Figura 1 - *Feltiella acarisuga* (larva)
FONTE: Biobest Biological Systems (2004).



Figura 2 - *Feltiella acarisuga* (adulto)
FONTE: Syngenta Bioline (2004).

adulto, pode consumir 30 ou mais ácaros por dia.

Fungos e vírus entomopatogênicos também são inimigos naturais de ácaros. Os fungos, em especial, podem encontrar condições favoráveis de temperatura e umidade em casa de vegetação. Os principais fungos que podem controlar ácaros pertencem aos gêneros *Hirsutella*, *Neozygites* e *Beauveria*.



Figura 3 - *Stethorus punctillum* (larva)
FONTE: Biobest Biological Systems (2004).



Figura 4 - Larva de *Crysoperla externa* prestando ovo de *Brevipalpus* sp.



Figura 5 - *Orius insidiosus*
FONTE: Biobest Biological Systems (2004).

DESCRIÇÃO E NOTAS BIONÔMICAS DAS PRINCIPAIS ESPÉCIES DE ÁCAROS-PRAGA EM CULTIVOS PROTEGIDOS

Ácaro-rajado

Tetranychus urticae Koch, 1836
Acari: Tetranychidae

É um ácaro de coloração esverdeada, que exibe duas manchas laterais no idiossoma (Fig. 6). É conhecido, como ácaro-rajado, ou *two spotted spider mite*.



Figura 6 - Ácaro- rajado (*Tetranychus urticae*)

É encontrado sobre mais de 150 plantas de valores econômicos diferentes, nas quais se constitui em praga. É uma espécie amplamente distribuída no mundo e, devido a isso, apresenta variações morfológicas. Esse fato causou a existência de inúmeras sinonímias (cerca de 50). *Tetranychus cinnabarinus* Boisduval, 1867, é uma das espécies que, às vezes, é considerada *T. urticae* por alguns autores e a distinção é feita pela cor verde do *T. urticae* e vermelha do *T. cinnabarinus*. Na Europa, *T. urticae* é chamado ácaro-vermelho, por entrar em hibernação no inverno (hiberna na forma adulta no solo e na base das plantas), época em que adquire coloração vermelha.

O ciclo biológico de ovo a adulto dura, aproximadamente, 10 dias. Uma fêmea adulta coloca em média 100 ovos. Apresenta facilidade de adaptação e alta capacidade em adquirir resistência aos produtos fitossanitários.

Ácaro-vermelho

Tetranychus cinnabarinus
Boisduval, 1867
Acari: Tetranychidae

Esta espécie é considerada por muitos autores como sinonímia de *T. urticae*. A coloração vermelha a separa do ácaro-rajado. Ocorre principalmente em regiões de clima quente. É importante praga de citros, na região do Mediterrâneo, e algodoeiro em vários países. Desenvolve-se bem em temperaturas em torno de 30°C a 32°C.

Ácaro-branco

Polyphagotarsonemus latus
(Banks, 1904)
Acari: Tarsonemidae

A espécie *P. latus* é conhecida como ácaro-branco. Recebe os nomes de *broad mite*, nos EUA, e *yellow tea mite*, nas Filipinas, além de outros nomes vulgares. Como seu próprio nome diz, apresenta uma gama muito grande de hospedeiros, ou seja, é polífago ou heterófago. Causa problemas em países de clima tropical e em casas de vegetação em países de clima temperado. Apresenta cerca de 50 hospedeiros conhecidos. No Brasil, recebe diversos nomes comuns além de ácaro-branco. Os ovos são transparentes e apresentam um grande número de protuberâncias esbranquiçadas (Fig. 7). Conhecem-se, até o momento, apenas ácaros Phytoseiidae (gêneros *Euseius* e *Amblyseius*), como predadores do ácaro-branco. As perspectivas de controle biológico com ácaros predadores não são

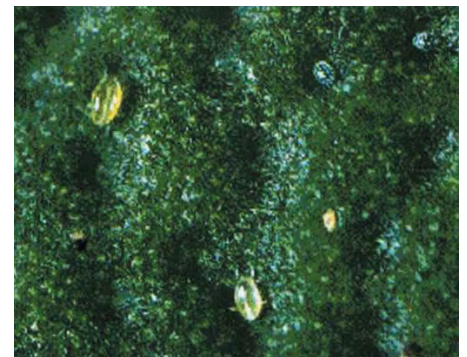


Figura 7 - Ácaro- branco (*Polyphagotarsonemus latus*)

grandes, devido ao diminuto tamanho do ácaro-branco e ao fato de bastarem poucos deles para alterar o desenvolvimento normal das plantas. Este ácaro ataca preferencialmente as folhas mais tenras nas brotações, que acabam por apresentar deformações e rasgaduras.

Ácaro-do-morangueiro

Phytonemus pallidus (Banks, 1898)
Acari: Tarsonemidae

Anteriormente, era classificado no gênero *Steneotarsonemus*. É uma espécie de tarsonemídeo muito comum em morangueiro e plantas ornamentais (gerbera, begônia, etc.). É conhecido como *cyclamen mite* por esta planta, *cyclamen*, ser também sua hospedeira. Pode ser encontrado em todas as Américas, Havaí, Europa e Ásia. Ataca tanto folhas novas quanto folhas velhas e, como os demais tarsonemídeos, também ataca as brotações, deformando as folhas novas. Em morangueiro, o sintoma é de folhas escurecidas, pequenas, muito pilosas, deformadas, nervuras com erupções e pecíolos curtos, conhecido como enfezamento do morangueiro. Este ácaro sobrevive melhor sob condições de alta umidade e ausência de luminosidade. A dispersão é facilitada pelo plantio por estolões. Antes do plantio, seu controle pode ser feito mantendo-se as mudas em água quente a 43,5°C, durante 30 minutos. O ácaro suporta muito bem baixas temperaturas, porém não suporta as altas. Condições de alta umidade são essenciais para o desenvolvimento desta espécie de ácaro e, nesse ponto, com o ácaro-branco, difere das demais espécies.

Ácaro-do-bronzeamento ou microácaro

Aculops lycopersici (Tryon, 1917)
Acari: Eriophyidae

É conhecido como ácaro-do-bronzeamento ou microácaro-do-tomateiro. É uma espécie cosmopolita, originalmente descrita na Austrália, e sua ocorrência tem sido restrita apenas a plantas da família Solanaceae, como tomateiro, berinjela, batatinha, fumo, maria-pretinha, etc. Seu desenvolvi-

mento é mais rápido em temperaturas acima de 30°C e umidade relativa em torno de 30%, com um ciclo evolutivo de, aproximadamente, seis dias. Os sintomas de ataque ocorrem geralmente dos 30 a 45 dias após o transplante das mudas. As plantas atacadas apresentam, inicialmente, um escurecimento na parte basal da haste, que, em seguida, adquire aspecto vítreo brilhante, e os ácaros movem-se para as folhas basais que se tornam amareladas (bronzeamento da página superior) e, posteriormente, secam sem murchar (mantêm a posição ereta). O ataque não provoca nenhuma modificação fisiológica na planta, geralmente raspam somente a epiderme. Após ocorrer a queda das folhas secas, conseqüentemente haverá uma exposição dos frutos ao sol, com prejuízos para a sua comercialização. A queda da produção pode ultrapassar 50% na época de ocorrência do ácaro.

Ácaro-dos-bulbos

Rhizoglyphus echinopus
(Fumouze e Robin, 1868)
Acari: Acaridae

A espécie *R. echinopus*, assim como outras do mesmo gênero, vive no solo, principalmente em áreas com grande quantidade de matéria orgânica. É de coloração branco-leitosa e apresenta movimentos lentos. Pode atacar cebola, bulbos de meliáceas ornamentais, batatinha, raiz de videira, trigo, aveia, etc. Ataca o tecido sadio, por onde, posteriormente, penetram patógenos, mesmo dentro de armazéns. O ciclo biológico é de 9 a 13 dias, em temperatura de 25°C. Em condições desfavoráveis podem produzir *hypopus*, que é uma forma de resistência à adversidade.

DESCRIÇÃO E NOTAS BIONÔMICAS DOS PRINCIPAIS PREDADORES DE ÁCAROS-PRAGA EM CULTIVOS PROTEGIDOS

Ácaro-chileno

Phytoseiulus persimilis Athias-Henriot, 1957
Acari: Phytoseiidae

Embora tenha sido descoberto pela primeira vez em 1957, na Argélia, em roseiras

cultivadas em casa de vegetação, seu nome comum, ácaro-chileno, deve-se ao fato de ter sido introduzido em 1958, acidentalmente, na Alemanha, em raízes de orquídea oriundas do Chile. Posteriormente, foi introduzido na Califórnia e Flórida, nos EUA, proveniente da Alemanha, e, atualmente, encontra-se largamente distribuído em todo o mundo, pela importância que adquiriu para o controle biológico de Tetranychidae em casa de vegetação.

Sua coloração alaranjada, seu tamanho relativamente grande e de formato piriforme, cerca de 0,5 mm de comprimento, e pernas longas facilitam seu reconhecimento (Fig. 8). É predador de ácaros da família Tetranychidae, subfamília Tetranychinae, ou seja, ácaros que produzem teia, em especial *T. urticae*. Esta espécie de predador procura as teias produzidas pelos tetraniquídeos, atraídos por cairomônios, e nela coloca seus próprios ovos, onde as larvas eclodidas encontrarão alimento para seu desenvolvimento. Cada fêmea de *P. persimilis* pode colocar até 50 ovos durante sua vida. O ciclo de ovo a adulto é de, aproximadamente, sete dias, a 25°C, mais curto que o de sua presa, o que pode ser o principal motivo de sua eficiência como predador, além de ser excelente caçador e apresentar boa capacidade de dispersão. O ácaro-chileno desenvolve-se bem entre 20°C e 30°C e 70% e 80% de umidade relativa (UR), não resistindo a temperaturas inferiores a 10°C e UR abaixo de 60%. A umidade do ar afeta significativamente a eficiência do *P. persimilis*. Por possuir movimentos rápidos, tem facilidade de buscar ovos, lar-



Figura 8 - *Phytoseiulus persimilis*
FONTE: Biocontrol Network (2004).

vas e adultos de *T. urticae* em suas próprias teias. Uma fêmea adulta ou ninfa do ácaro-chileno pode consumir por dia de cinco a dez adultos, ou 24 imaturos, ou acima de 20 ovos do ácaro-rajado. Em baixas infestações, o controle de *T. urticae* é realizado em duas a três semanas. *P. persimilis* morre na ausência de presa, fato que gerou a tecnologia chamada *pest in first*, a qual consiste em introduzir o ácaro-rajado na cultura, caso ainda não esteja infestada, para depois liberar o predador. Apresenta também o canibalismo, ou seja, preda sua própria espécie. Após o controle, se houver reinfestação, *P. persimilis* deve ser reintroduzido, de preferência a cada três a cinco semanas, só ou em combinação com outros ácaros da família Phytoseiidae. É um excelente predador de ácaros da família Tetranychidae em casas de vegetação com alto teor de umidade, temperaturas moderadas e alta densidade de plantas. Apesar de ser utilizado em muitos cultivos, pode ter dificuldade de fixação em plantas de superfície muito lisa, ou, ao contrário, em tomateiro e gérbera este ácaro tem dificuldade para se locomover entre os tricomas e ainda pode ser afetado por compostos tóxicos do tomateiro.

Ácaro-tropical

Phytoseiulus macropilis (Banks, 1904)
Acari: Phytoseiidae

Ácaro semelhante ao *P. persimilis*, com 0,5 mm de comprimento, formato de pêra e coloração alaranjada. Uma fêmea coloca em média 2,5 ovos por dia em um período aproximado de 30 dias. A razão sexual é de quatro fêmeas para um macho. Em condições ideais de 20°C a 25°C e 70% a 80% de UR, uma fêmea pode consumir sete adultos, ou 20 imaturos, ou 25 ovos de tetraniquídeo por dia. Assim como *P. persimilis*, não se alimenta de outros artrópodes ou pólen, somente de ácaros da família Tetranychidae. Pode apresentar bom desempenho como predador de *T. urticae* em plantas ornamentais cultivadas em casa de vegetação sob temperatura inferior a 35°C e umidade entre 60% e 80%. Este ácaro ocorre naturalmente,

em baixas populações, em condições de campo, em muitas espécies vegetais na maioria das regiões do Brasil.

Ácaro-sul-africano

Mesoseiulus longipes (Evans, 1958)

Acari: Phytoseiidae

Completa uma geração em cerca de uma semana, dependendo da temperatura. A razão sexual é de quatro fêmeas para um macho. É um ácaro semelhante ao *P. persimilis* e *P. macropilis* em biologia e atividade, porém tolera baixa umidade, 40% a 21°C, motivo pelo qual pode ser utilizado em cultivos cujas plantas são altas, as quais não propiciam microclima úmido e não se tocam (baixa densidade de plantas). É muito eficiente também em altas temperaturas (acima de 38°C), desde que a umidade relativa também seja alta. O uso desta espécie deve ser em casa de vegetação com temperatura elevada e luminosidade artificial. As espécies *P. persimilis*, *N. californicus* e *M. longipes* podem ser utilizadas misturadas e podem assegurar bom controle de ácaros em casas de vegetação, onde as condições de temperatura e umidade apresentam variações.

Ácaro-californiano

Neoseiulus californicus (McGregor, 1954)

Acari: Phytoseiidae

O ácaro-californiano é pequeno em relação ao ácaro-chileno e apresenta coloração palha (Fig. 9). O ácaro adulto vive cerca de 20 dias e durante 14 dias do período de



Figura 9 - *Neoseiulus californicus*

FONTE: Biocontrol Network (2004).

oviposição coloca em média três ovos por dia. A razão sexual é de quatro fêmeas para um macho. Embora não reduza a população de ácaros tetraniquídeos tão rapidamente quanto *P. persimilis*, é considerado um excelente predador generalista para o controle de ácaros em roseiras e hortaliças, sobrevivendo também por longos períodos sem a presença de presas. Em morangueiro pode ser utilizado também no controle de ácaros da família Tarsonemidae (*P. pallidus* e *P. latus*). Tolerar altas temperaturas e baixa umidade, ao contrário de *P. persimilis*. Necessita de um mínimo de 60% de umidade e temperatura entre 15°C e 30°C, podendo tolerar até 35°C. O consumo de presas é mais lento do que aquele apresentado por *M. longipes* e *P. persimilis*, apenas consome um adulto ou seis ovos ao dia, porém esta característica permite que tenha maior sobrevivência sob condições de ausência de alimento, podendo também sobreviver do consumo de pólen. É uma espécie que pode ter mais sucesso em controle biológico em casa de vegetação em cultivos semipermanentes como roseiras e gardênia do que em cultivos de ciclo muito curto como as olerícolas.

Ácaro-ocidental

Galendromus occidentalis
(Nesbitt, 1951)

Acari: Phytoseiidae

Adultos de *G. occidentalis*, menores que *P. persimilis*, predam de um a três ácaros ou cerca de seis ovos por dia. De ovo a adulto leva de 7 a 14 dias, dependendo da temperatura, e o seu desenvolvimento dá-se entre 27°C e 43°C. Embora seu desenvolvimento seja melhor nas menores temperaturas, tolera bem as altas e UR de 60%-85%. Apresenta a versatilidade de poder ser usado tanto em ambiente fechado de casa de vegetação como em campo. Apesar de ser menos eficiente que o ácaro-chileno, apresenta boa eficiência em baixas infestações de tetraniquídeos, sobrevivendo também por longos períodos sem a presença de presas. Além de ácaros da família Tetranychidae, pode ser usado no controle do ácaro-do-

bronzamento do tomateiro (*A. lycopersici*), entre outros. A exemplo de *N. californicus* é também uma espécie que pode ter mais sucesso em controle biológico em casa de vegetação em cultivos semipermanentes como roseiras e gardênia do que em cultivos de ciclo muito curto como as hortícolas.

Iphiseius degenerans (Berlese, 1889)

Acari: Phytoseiidae

É uma espécie generalista, que se alimenta de pequenos insetos (primeiro estágio larval de tripses), ácaros e pólen. Apresenta formato oval, coloração marrom-escuro e menos de 0,5 mm de comprimento (Fig. 10). Uma fêmea coloca em média três ovos por dia e cerca de 25 durante sua vida. De ovo a adulto leva cerca de sete dias e uma fêmea vive em média mais de 30 dias. O seu uso em controle biológico em casa de vegetação tem sido desenvolvido principalmente para o controle de tripses. Aparece ser mais voraz que *P. persimilis*.



Figura 10 - *Iphiseius degenerans*

FONTE: Biobest Biological Systems (2004).

Neoseiulus fallacis (Garman, 1948)

Acari: Phytoseiidae

É mais conhecido para o controle biológico em condições de campo. É uma espécie predadora de ácaros, especialmente tetraniquídeos, embora se alimente de ácaros de outras famílias e pólen. Apresenta o formato de pêra e coloração variável, conforme a presa que se alimenta. Em sua biologia é semelhante ao *N. californicus*, mas pre-

ferre locais mais úmidos e é mais resistente aos agroquímicos. De ovo a adulto leva cerca de sete dias e uma fêmea pode colocar mais de 100 ovos durante sua vida. Não tolera umidade abaixo de 60%. Além de tetraniquídeos, é considerada eficiente predadora de *P. pallidus* (Tarsonemidae) e *A. lycopersici* (Eriophyidae).

Ácaro-pepino

Neoseiulus cucumeris (Oudemans, 1930)

Acari: Phytoseiidae

Apresenta coloração creme transparente, corpo piriforme ou em forma de gota, com cerca de 0,5 mm de comprimento e movimentos rápidos (Fig. 11). É considerado bom predador de ovos e estágios imaturos de tripses (gêneros *Frankliniella* e *Thrips*) e também de ácaros tetraniquídeos, ácaro-branco (*P. latus*), ácaro-do-morangueiro (*P. pallidus*) e eriofídeos. Ainda, pode-se alimentar de fungos e de pólen, o que pode auxiliar sua sobrevivência na ausência de presas. Desenvolve-se bem entre 20°C e 25°C e em 65% a 70% de UR. Não se desenvolve em umidade abaixo de 65%, entretanto pode ser favorecido pelo microclima fornecido pelas plantas, especialmente a cultura de pepino. A 20°C e 25°C, leva de ovo a adulto 12 a 8 dias, respectivamente. O ácaro fêmea adulto vive cerca de 25 dias, colocando de um a três ovos/dia, com uma média de 35 ovos nesse período.



Figura 11 - *Neoseiulus cucumeris*

FONTE: Syngenta Bioline (2004).

Neoseiulus barkeri Hughes, 1948

Acari: Phytoseiidae

É um fitoseídeo de coloração marrom-brilhante, que se desenvolve bem em temperaturas acima de 20°C e alta umidade. Coloca ovos na página inferior das folhas, em grupos de dois ou três. As formas imaturas e adultos do ácaro alimentam-se de pólen, ovos de ácaros e imaturos de tripses. É uma espécie de ácaro-predador promissora para o controle biológico de Tarsonemidae (ácaro-branco e o ácaro-do-morangueiro) em casa de vegetação.

Ácaro-marrom

Hypoaspis miles (Berlese, 1892)

Hypoaspis aculeifer (Canestrini, 1881)

Acari: Laelapidae

São ácaros da subordem Gamasida, assim como os Phytoseiidae. Algumas espécies constituem-se em predadores generalistas comumente encontrados em solo e podem ser utilizados no controle de ácaros da família Acaridae como o ácaro-dos-bulbos (*R. echinopus*) e insetos como pupas de tripses no solo, larva da mosca-do-cogumelo ou *fungus gnats* [*Bradysia paupera* Tuom., *Bradysia* spp. e *Sciara* spp. (Diptera: Sciaridae)] e Collembola, que habitam o solo nas casas de vegetação. Apresentam tamanho médio a grande, entre 0,6 (*H. miles*), (Fig. 12), e 1 mm (*H. aculeifer*), (Fig. 13), de comprimento, formato de gota e coloração marrom-brilhante, com a placa



Figura 12 - *Hypoaspis miles*

FONTE: Biobest Biological Systems (2004).



Figura 13 - *Hypoaspis aculeifer*

dorsal bem esclerotizada. Na ausência de presas, sobrevive alimentando-se de algas e/ou restos de plantas.

Mosquinha-da-galha

Feltiella acarisuga (Vallot)
Diptera: Cecidomyiidae

O inseto adulto é uma mosquinha de coloração alaranjada, com apenas 1 a 2 mm de comprimento e longas pernas (Fig. 2), que vive apenas três a quatro dias alimentando-se de água e néctar. É conhecida como *gall-midge*.

Ao encontrar colônias de ácaros tetraniquídeos, ela coloca cerca de 30 ovos. As larvas eclodem de cinco a sete dias, possuem coloração amarela e crescem até cerca de 2 mm (Fig. 1). As larvas é que são predadoras e podem consumir cerca de 300 ovos de ácaros em uma semana, tempo de seu completo desenvolvimento. Podem-se alimentar de ácaro em qualquer estágio de desenvolvimento, sendo que uma larva pode consumir 15 ácaros adultos, 30 imaturos ou 80 ovos por dia.

criação massal e liberação de ácaros predadores em casas de vegetação

Serão abordados os principais aspectos que envolvem uma criação em escala de inimigos naturais e posterior liberação para o controle biológico de ácaros-praga em cultivos protegidos.

Criação massal

A produção em escala massal de inimigos naturais para uso aplicado produz

uma extraordinária quantidade de espécimens para a implementação ou manutenção do controle biológico inundativo. Neste tipo de controle biológico, os sistemas de criação massal de ácaros da família Phytoseiidae têm por base a necessidade de produção de um número de espécimens suficiente para a realização de liberações sucessivas, a fim de manter o equilíbrio entre o nível populacional do ácaro predador com o nível populacional dos ácaros-praga. Um sistema de produção massal de ácaros da família Phytoseiidae sempre visa obter uma quantidade máxima de espécimens com o mínimo de investimento (custos, espaço e trabalho), envolvendo quatro etapas:

- a) manutenção de fitoseídeos em populações puras;
- b) cultivo de plantas hospedeiras de ácaro-presa em casa de vegetação, das quais o feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* D.C.) e a soja (*Glycine max* (L.) Merr.) são as espécies mais utilizadas;
- c) criação do ácaro-presa, nas plantas hospedeiras, como alimento para o fitoseídeo (*T. urticae* como presa é o mais utilizado);
- d) criação do ácaro predador sobre plantas infestadas pelo ácaro-presa em casa de vegetação.

No Brasil, ainda não se conhecem publicações que relatem a criação e a liberação de ácaros predadores em cultivos protegidos para o controle de ácaros e/ou insetos-praga. Entretanto, trabalhos realizados em campo com macieira (*Pyrus malus* L.), na Região Sul do País, podem servir de modelo para uso em casa de vegetação.

Diversos métodos de criação massal, atualmente em uso principalmente em países da América do Norte e Europa, para criação de ácaros fitoseídeos originaram-se daqueles desenvolvidos para uso geralmente em pesquisas. O método de criação a ser escolhido deve ser selecionado com cuidado de forma que se evite a ocorrência

de fatores que podem interferir negativamente nesse processo. Nas fases iniciais da multiplicação, devem-se preferir métodos mais rigorosos, desenvolvidos em condições mais controladas, mesmo que estes impliquem em maiores cuidados e, conseqüentemente, maiores gastos de manutenção. A maioria baseia-se na multiplicação dos predadores sobre um substrato inerte colocado no interior de uma bandeja, em cima de uma esponja constantemente umedecida, onde os ácaros são alimentados principalmente com ovos de ácaros fitófagos e/ou pólen provenientes de várias plantas.

Criações em dietas artificiais puras são raras, em primeiro lugar porque esta tecnologia é insuficientemente desenvolvida para produção massal e, em segundo, porque este caminho de produção pode levar a um pobre desempenho dos inimigos naturais em seus hospedeiros-alvo.

A produção de predadores diretamente sobre as plantas, onde suas presas também são criadas, constitui-se em método eficiente e menos oneroso dentre outros que podem ser utilizados. Para isso usam-se plantas de feijão e de feijão-de-porco. Este último muito propício a essa finalidade por ser menos afetado por enfermidades de raízes que o feijão comum. Sobre estas plantas mantêm-se uma população de ácaros fitófagos (ácaro-rajado, por ex.) e, quando atingem níveis elevados, liberam-se sobre as plantas a população inicial do ácaro-predador que se multiplica até praticamente exterminar a população de sua presa. Nesse ponto, os predadores podem ser coletados, ou levados com as folhas do feijoeiro, e distribuídos sobre as plantas, onde se quer controlar o ácaro-praga. As condições ambientais no local de criação devem ser as mais próximas possíveis das condições em que os organismos estarão sujeitos por ocasião da liberação, incluindo as climáticas, as características do substrato em que os predadores serão produzidos, a alimentação oferecida etc., para evitar riscos de ocorrência de modificações indesejáveis nas características genéticas e biológicas desses predadores.

Mesmo sendo *P. persimilis* o ácaro-predador mais amplamente utilizado entre todos os predadores comercializados direcionados ao controle de ácaros, um fator crítico, que provavelmente altera a utilização deste predador em escala comercial, é o custo da produção massal do ácaro, pois este pode ser criado apenas em ácaros da família Tetranychidae.

Em um processo de criação massal, um dos aspectos fundamentais a ser considerado é a condição ambiental, como a temperatura que interfere no rendimento da planta e dos ácaros predadores e fitófagos em função de sua variação. Maior rentabilidade é conseguida em um sistema de produção massal, quando todas as etapas da produção estão sob controle, principalmente aquelas diretamente afetadas por fatores como temperatura e umidade. Tanto que a produção destes inimigos naturais, durante o ano todo, só pode ser conseguida, se as casas de vegetação onde se criam ácaros predadores, não sofrerem diretamente a influência do clima. É importante que se faça uma avaliação do desenvolvimento dos ácaros e do rendimento em cada etapa da criação, através de levantamentos semanais. Estes possibilitam quantificar os valores médios de ácaros produzidos na casa de vegetação, acompanhar o desenvolvimento dos ácaros e identificar possíveis problemas nas etapas de produção. Essas informações possibilitam determinar a quantidade necessária de predadores no sistema de criação, para obter o máximo de rendimento em menor tempo.

Na condução de uma criação massal, podem-se enfrentar problemas, como a morte do ácaro fitófago, devido a entomopatógenos, excesso de umidade do ar, a morte do ácaro predador, devido à inadequada aplicação de produtos químicos ou à falta de alimento, entre outros, ou mesmo ocorrer uma produção desuniforme de ácaro predador e/ou presa. O domínio da metodologia de criação de ácaro é essencial para o sucesso do controle biológico inudativo.

Liberação

As taxas de introdução do ácaro predador em relação à praga dependerão de uma série de fatores, como o tipo de cultivo, da população da praga e das condições climáticas prevalentes. Embora não se constitua em regra geral para todas as espécies de ácaros predadores, elas devem ser introduzidas antes ou logo após os primeiros sinais de dano do ácaro-praga, ou seja, quando a população ainda é baixa. Já foi demonstrado que as liberações iniciais são mais eficientes e de menor custo. Insucessos no controle biológico podem ocorrer, se os predadores forem liberados tardiamente.

Programas de controle biológico bem-sucedidos tiveram como base pré-liberações mensais dos predadores, ou mesmo duas vezes ao mês, supondo-se que a cultura está sendo constantemente infestada. A proporção de introdução padrão de dois a 20 predadores/planta depende do nível de infestação e da cultura envolvida. O mais efetivo e econômico sistema de introdução é aplicado para *P. persimilis* ao primeiro sinal do ácaro Tetranychidae ou de sinais da sua alimentação na proporção de dois ácaros predadores por planta infestada.

Os inimigos naturais não fazem um suficiente e rápido controle das pragas que estão causando sérias perdas e, geralmente, não erradicam uma infestação. Em alguns casos a utilização de produto químico seletivo, ou outro não residual, é recomendável para reduzir a infestação antes da liberação do inimigo natural. Conhecimentos da biologia da praga e monitoramento de suas populações são críticos para determinação de quando fazer as liberações.

A determinação da quantidade de predador, distribuição e frequência das liberações é difícil, mas importante, porque, se poucos predadores são liberados, o controle é obtido tarde, depois de ser atingido o nível de dano da praga; se muitos são introduzidos pode correr o risco de exterminar a praga e conseqüentemente também

o inimigo natural, seguido da freqüente ressurgência da praga.

Existem diferentes métodos de introdução de ácaros predadores, utilizados para *P. persimilis*:

- a) *Patch introduction* é o método em que os predadores são introduzidos no local da infestação inicial dos tetraniquídeos;
- b) *Pest-in-first* baseia-se na infestação voluntária de *T. urticae*, logo após o plantio, e com 10 dias a liberação de *P. persimilis* nas mesmas plantas;
- c) *Simultaneous introduction*, neste método é realizada uma distribuição uniforme de presa e predador, antes que seja observada a presença da praga, ou ao primeiro sinal de dano na folha;
- d) *Blind release* é o método no qual a introdução *P. persimilis* é realizada antes de ser observada a presença de *T. urticae*, através do sistema chamado de liberação lenta (*slow*), isto é, utilizando um recipiente contendo diferentes estádios do predador e uma fonte alternativa de alimento.

A biofábrica Biobest Biological Systems (Bélgica) recomenda a introdução preventiva de *Neoseiulus californicus*, devendo começar com um a dois ácaros-predadores/m² e deve ser repetida a introdução a cada duas a três semanas. Devem-se fazer ensaios antes da escolha do método mais adequado para controlar biologicamente determinada praga, pois as condições gerais do local, onde estão localizadas as casas de vegetação, podem ser variáveis e diferentes daquelas onde a experiência neste tipo de atividade já ocorre há algum tempo. As experiências de cada produtor devem ser valorizadas.

Os ácaros predadores devem ser liberados sobre as plantas cultivadas junto com as folhas de feijoeiro e ácaros-praga.

Apesar de, na maioria dos casos, os inimigos naturais em casa de vegetação serem liberados, quando a praga já se encontra sobre a cultura, ácaros fitoseídeos do gênero *Amblyseius* devem ser introduzidos antes que a praga seja detectada. A quantidade de material depositado por área de cultivo deve ser proporcional à massa foliar das plantas cultivadas e a porcentagem de presença do ácaro, previamente determinada através de monitoramento. As folhas do feijoeiro permanecem mais tempo túrgidas e abertas no período da tarde, o que facilita a passagem do ácaro predador para a cultura infestada com o ácaro fitófago, horário mais indicado para realizar as liberações. O monitoramento das formas móveis do ácaro pode ser realizado, utilizando-se a metodologia na presença/ausência do ácaro fitófago sobre as folhas. A detecção e a diagnose antecipadas de infestações de pragas permitirão tomar decisão de controle no momento certo. É aconselhável fazerem-se inspeções semanais em todas as seções da casa de vegetação, com uma seleção de plantas que representem as diferentes espécies vegetais ali cultivadas, com atenção especial para aquelas que se localizam próximas de aberturas como portas, janelas e de ventiladores.

As primeiras liberações devem ser conduzidas de forma que haja um aumento na população do predador, disponibilizando alimento suficiente para o desenvolvimento de várias gerações.

Estudos têm mostrado que a resposta de *P. persimilis* para a densidade de *T. urticae* não é afetada pelo tipo de planta, entretanto, a morfologia da planta pode ter efeito sobre a distância que *P. persimilis* terá para se dispersar. E, se repetidas introduções de *P. persimilis* são usadas como uma estratégia de controle, o movimento da praga não será tão importante quanto a habilidade do predador em localizar a presa, este será o principal fator que manterá a eficiência do controle.

Em países da América do Norte e Europa existem várias empresas especializa-

das em produzir e comercializar ácaros predadores para uso no controle biológico de insetos e ácaros-praga em sistema de cultivo protegido. Como exemplos têm-se a Koppert B.V. (Holanda), Syngenta Bioline Ltda (Inglaterra) e Biobest Biological Systems (Bélgica), que, entre outros predadores, produzem *P. persimilis*, *N. californicus* para controle de *T. urticae* e *N. cucumeris* para controle de tripes e ácaros tetraniquídeos e *I. degenerans* para tripes, pulgões e ácaros tetraniquídeos. Além de ácaros Phytoseiidae, as empresas produzem outros inimigos naturais como a mosquinha *F. acarisuga* (Cecidomyiidae), o percevejo *Orius* spp. (Anthocoridae), o crisopídeo *Chrysopela* spp. (Chrysopidae), os ácaros *H. miles* e *H. aculeifer* (Laelapidae). Esses inimigos naturais são acondicionados em farelos diversos, dentro de frascos ou sachê, que permitem seu transporte e distribuição sobre as plantas em casas de vegetação.

Até 1997, existiam cerca de 64 companhias que produziam e comercializavam inimigos naturais, em todo o mundo, sendo 34 na Europa e 10 na América do Norte. E o número de espécies de inimigos naturais avaliados para o controle biológico de pragas em casas de vegetação tem aumentado consideravelmente nos últimos 30 anos. A criação massal desses inimigos não é fácil e as firmas que os comercializam procuram preservar esses conhecimentos para si. Em geral, a quantidade inicial para a criação massal deve preferencialmente ser maior do que mil espécimens e deve consistir de material genético diversificado, no entanto para algumas espécies essa quantidade inicial pode ser bastante baixa, como para *P. persimilis*, que pode ser de pelo menos 20 espécimens.

Talvez, o maior entrave para o estabelecimento de empresas de criação em escala de inimigos naturais de pragas no Brasil seja a ausência de estabilidade na demanda por esses organismos para uso no controle biológico. Em geral, as empresas européias trabalham com demandas mais constantes

e encomendas com bons prazos para entrega, fazendo com que elas possam programar sua produção com um mínimo de perdas. O tipo de produto (organismos vivos) impede seu armazenamento por períodos em geral maiores que uma semana, então a produção tem que ser intensiva e concentrada em períodos de demanda. As incertezas econômicas e as oscilações nos mercados de *commodities* são as maiores limitações ao estabelecimento destas empresas e os maiores desafios para quem deseja entrar neste mercado, seja na própria empresa, seja nas associações com empresas estrangeiras.

REFERÊNCIAS

BIOBEST BIOLOGICAL SYSTEMS. **Californicus - System**. Disponível em: <<http://www.biobest.be>>. Acesso em: 7 jan. 2004.

BIOCONTROL NETWORK. Disponível em: <<http://www.biconet.com>>. Acesso em: 7 jan. 2004.

SYNGENTA BIOLINE. **Feltiella acarisuga**. Disponível em: <<http://syngenta-bioline.co.uk/home.asp?flash=1>>. Acesso em: 7 jan. 2004.

BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

ALVES, S.B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. 2.ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. p.289-381.

BAKER, E.W.; TUTTLE, D.M. **A guide to the spider mites (Tetranychidae) of the United States**. West Bloomfield: Indira, 1994. 347p.

BEARD, J.J. Taxonomy and biological control: *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae): a case study. **Australian Journal of Entomology**, Orange, v.38, n.2, p.51-59, jun. 1999.

BESSIN, R.; TOWNSEND, L.H.; ANDERSON, R. G. **Greenhouse insect management**. Lexington: University of Kentucky, 1997. 6p.

BRITISH COLUMBIA. Ministry of Agriculture, Food and Fisheries. Mites of floriculture crops: biology and control. **Floriculture Factsheet**, Abbotsford, p.1-5, Aug. 1999. Disponível em:

- <<http://www.agf.gov.bc.ca/cropprot/mites.pdf>>. Acesso em: nov. 2004.
- BUENO, V.H.P. Controle biológico em cultivos protegidos: importância e perspectivas. In: SILVA, L.H.C.P. da; CAMPOS, J.R.; NOJOSA, G.B. de A. (Ed.). **Manejo integrado de doenças e pragas em hortaliças**. Lavras: UFLA, 2001. p.309-327.
- _____. Desenvolvimento e multiplicação de percevejos predadores do gênero *Orius* Wolff. In: _____. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. p.69-90.
- CROFT, B.A.; PRATT, P.D.; KOSKELA, G.; KAUFMAN, D. Predation, reproduction, and impact of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) on cyclamen mite (Acari: Tarsonemidae) on strawberry. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.91, n.6, p.1307-1314, 1998.
- FAN, Y.Q.; PETITT, F.L. Biological control of broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks), by *Neoseiulus barkeri* Hughes on pepper. **Biological Control**, Orlando, v.4, n.4, p.390-395, 1994.
- FLECHTMANN, C.H.W. **Ácaros de importância agrícola**. 6.ed. São Paulo: Nobel, 1985. 189p.
- GAGNE, R.J. Revision of tetranychid (Acarina) mite predators of genus *Feltiella* (Diptera: Cecidomyiidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v.88, p.16-30, 1995.
- GEEST, L.P.S. van de. Pathogens of spider mites. In: HELLE, W.; SABELIS, M.W. (Ed.). **Spider mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1985. p.247-258. (World Crop Pests, 1B).
- GERSON, U. Biology and control of the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v.13, p.163-178, 1992.
- GRAFTON-CARDWELL, E.E.; OUYANG, Y.; STRIGGOW, R.A. Predacious mites control of citrus thrips, *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae) in nursery citrus. **Biological Control**, Amsterdam, v.14, n.1, p.29-36, 1999.
- GREER, L.; DIVER, S. **Integrated pest management for greenhouse crops**. Fayetteville: ATTRA, 1999. 34p. Disponível em: <<http://attra.ncat.org/attra-pub/pdf/greenhouseipm.pdf>>. Acesso em: 6 jan. 2004.
- HAMLEN, R. A. Biological control of spider mites on greenhouse ornamentals using predaceous mites. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, v.91, p.247-249, 1978.
- HELLE, W.; SABELIS, M.W. (Ed.). **Spider mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1985a. 405p. (World Crop Pests, 1A).
- _____; _____. **Spider mites: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1985b. 458p. (World Crop Pests, 1B).
- HESSEIN, N.A.; PARRELLA, M.P. Predatory mites help control thrips on floriculture crops. **California Agriculture**, Oakland, v.44, n.6, p.19-21, 1990.
- HUGHES, A.M. **The mites of stored food and houses**. London: Ministry of Agriculture, Food and Fisheries, 1976. 400p. (Technical Bulletin, 9).
- JEPPSON, L.R.; KEIFER, H.H.; BAKER, E.W. **Mites injurious to economic plants**. Berkeley: University of California, 1975. 614p.
- KEIFER, H.H.; BAKER, E.W.; KONO, T.; DELFINADO, M.; STYER, W.E. **An illustrated guide to plant abnormalities caused by eriophyid mites in North America**. Washington: United State Department of Agriculture, 1982. 178p.
- KOPPERT BIOLOGICAL SYSTEMS. **Pest control products: spider-mite - *Feltiella acarisuga***. Disponível em: <<http://www.koppert.nl/e002.shtml>>. Acesso em: 7 jan. 2004.
- KRIPS, O.E.; KLEIJN, P.W.; WILLEMS, P.E.L.; GOLS, G.J.Z.; DICKE, M. Leaf hairs influence searching efficiency and predation rate of the predatory mite *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v.23, n.2, p.119-131, Feb. 1999.
- LENTEREN, J.C. van. A greenhouse without pesticides fact or fantasy? **Crop Protection**, Surrey, v.19, n.6, p.375-384, July 2000.
- _____; ROSKAM, M.M.; TIMMER, R. Commercial mass production and pricing of organisms for biological control of pests in Europe. **Biological Control**, Amsterdam, v.10, n.2, p.143-149, Oct. 1997.
- _____; WOETS, J. Biological and integrated pest control in greenhouses. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.33, p.239-269, 1988.
- LINDQUIST, E.E. **The world genera of Tarsonemidae (Acari: Heterostigmata): a morphological, phylogenetic, and systematic revision, with a reclassification of family-group taxa in the Heterostigmata**. Ottawa: The Entomological Society of Canada, 1986. 517p. (Memoirs Entomological Society of Canada, 136).
- MANSON, D.C.M. A contribution to the study of the genus *Rhizoglyphus* Claparède, 1869 (Acarina: Acaridae). **Acarologia**, Paris, v.13, n.4, p.621-650, 1972.
- MCMURTRY, J.A.; CROFT, B.A. Life-styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.42, p.291-321, Jan. 1997.
- _____; HUFFAKER, C.B.; VRIE, M. van de. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies - a review - I: tetranychidae enemies - their biological characters and the impact of spray practices. **Hilgardia**, Berkeley, v.40, n.11, p.331-390, 1970.
- _____; SCRIVEN, G.T. Insectary production of phytoseiid mites. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.58, n.2, p.282-284, 1965.
- _____; _____. Populations increase of *Phytoseiulus persimilis* on different insectary feeding programs. **Journal of Economic**

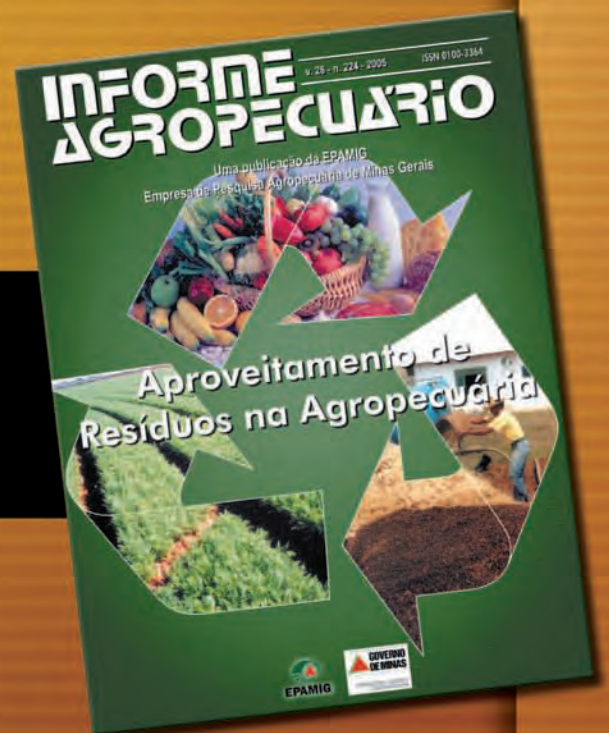
- Entomology**, Lanham, v.68, n.3, p.319-321, 1975.
- MESA, N.C.; BELLOTTI, A.C. Ciclo de vida y hábitos alimenticios de *Neoseiulus anomymus*, predador de ácaros Tetranychidae en yuca. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v.12, n.1, p.54-66, 1968.
- MONETTI, L. N.; CROFT, B. A. *Neoseiulus californicus* (McGregor) and *Neoseiulus fallacis* (Garman): larval responses to prey and humidity, nymphal feeding drive and nymphal predation on phytoseiid eggs. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v.21, n.4, p.225-234, 1997.
- MONTEIRO, L.B. Criação de ácaros fitófagos e predadores: um caso de produção de *Neoseiulus californicus* por produtores de maçã. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002a. p.351-365.
- _____. Manejo integrado de *Panonychus ulmi* em macieira: primeiras experiências com a introdução de *Neoseiulus californicus*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v.16, n.1, p.46-53, 1994.
- _____. Manejo integrado de pragas em macieira no Rio Grande do Sul – II: uso de *Neoseiulus californicus* para o controle de *Panonychus ulmi*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.24, n.2, p.395-405, 2002b.
- MORAES, G.J. de. Controle biológico de ácaros fitófagos com ácaros predadores. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p.225-237.
- _____. Controle de qualidade de ácaros Phytoseiidae (Acari) para uso em controle biológico de ácaros praga. In: BUENO, V.H.P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: UFLA, 2000. p.57-67.
- _____; MCMURTRY, J.A.; DENMARK, H.A. **A catalog of the mite family Phytoseiidae: references to taxonomy, synonymy, distribution and habitat**. Brasília: EMBRAPA, 1986. 353p.
- OPIT, G.P.; ROITBERG, B.; GILLESPIE, D.R. The functional response and prey preference of *Feltiella acarisuga* (Vallot) (Diptera: Cecidomyiidae) for two of its prey: male and female twospotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v.129, n.2, p.221-227, Mar./Apr. 1997.
- OSBORNE, L.S.; EHLER, L.E.; NECHOLS, J.R. **Biological control of the twospotted spider mite in greenhouses**. Apopka: University of Florida, 1999. (Bulletin, 853). Disponível em: <<http://www.mrec.ifas.ufl.edu/Iso/SpMite/b853a1.htm>>. Acesso em: 19 dez. 2003.
- PARRELLA, M.P.; HANSEN, L.S.; LENTEREN, J. van. Glasshouse environments. In: BELLOWS, T.S.; FISHER, T.W. (Ed.). **Handbook of biological control**. New York: Academic Press, 1999. p.819-839.
- PASCHOAL, A.D. Revisão da família Tetranychidae no Brasil (Arachnida: Acarina). **Anais da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**, Piracicaba, v.27, p.457-483, 1970.
- PEÑA, J.E.; OSBORNE, L. Biological control of *Polyphagotarsonemus latus* (Acarina: Tarsonemidae) in greenhouses and field trials using introductions of predaceous mites (Acarina: Phytoseiidae). **Entomophaga**, Paris, v.41, n.2, p.279-285, 1996.
- PRASAD, V. Biology of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* in Hawaii (Acarina: Phytoseiidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v.60, p.905-908, 1967.
- PRITCHARD, A.E.; BAKER, E.W. **A revision of the spider mite family Tetranychidae**. San Francisco: Pacific Coast Entomological Society, 1955. 472p. (Memoirs Series, 2).
- ROTT, A.S.; PONSONBY, D.J. The effects of temperature, relative humidity and host plant on the behaviour of *Stethorus punctillum* as a predator of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. **BioControl**, Netherlands, v.45, n.2, p.155-164, 2000.
- SCHAUSBERGER, P.; WALZER, A. Combined versus single species release of predaceous mites: predator-predator interactions and pest suppression. **Biological Control**, Amsterdam, v.20, n.3, p.269-278, 2001.
- SKIRVIN, D.J.; WILLIAMS, M. de C. Differential effects of plant species on a mite pest (*Tetranychus urticae*) for biological control. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v.23, n.6, p.497-512, June 1999.
- TUTTLE, D.M.; BAKER, E.W. **Spider mites of southwestern United States and a revision of the family Tetranychidae**. Tucson: The University of Arizona, 1968. 143p.
- VRIE, M. van de; MCMURTRY, J.A.; HUFFAKER, C.B. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies - a review - III: biology, ecology, and pest status, and host-plant relations of tetranychids. **Hilgardia**, Berkeley, v.41, n.13, p.343-432, 1972.
- WALZER, A.; SCHAUSBERGER, P. Cannibalism and interspecific predation in the phytoseiid mites *Phytoseiulus persimilis* and *Neoseiulus californicus*: predation rates and effects on reproduction and juvenile development. **BioControl**, Netherlands, v.43, n.4, p.457-468, 1999.
- WATANABE, M.A.; MORAES, G.J. de; GASTALDO JUNIOR, I.; NICOLELLA, G. Controle biológico do ácaro rajado com ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) em culturas de pepino e morango. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.51, n.1, p.75-81, jan./abr. 1994.
- WEEDEN, C.R.; SHELTON, A.M.; LI, Y.; HOFFMANN, M.P. (Ed.). **Biological control: a guide to natural enemies in North America**. Cornell: Cornell University [2003?]. Disponível em: <<http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/>>. Acesso em: 24 dez. 2003.
- ZHANG, Z.Q. **Mites of greenhouses: identification, biology and control**. Oxon: CAB, 2003. 244p.

INFORME AGROPECUARIO



Tecnologias para o agronegócio

Assinatura e vendas avulsas
(31) 3488-6688
publicacao@epamig.br



XXII Congresso Nacional de Laticínios

EPAMIG - Instituto de Laticínios Cândido Tostes

Maior evento de difusão de tecnologias sobre leite e derivados do País!

Inserção do Brasil no Mercado Internacional de Lácteos

18 a 21/07/2005

Juiz de Fora-MG

Eventos Paralelos:

XXXII EXPOLAC - Exposição de Produtos Lácteos

*XXXIII EXPOMAQ - Exposição de Máquinas, Equipamentos,
Embalagens e Insumos para a indústria laticinista*

XXXII Concurso Nacional de Produtos Lácteos

Informações: (32) 3224-3116

www.epamig.br

