



Pragas das brássicas

EDITORES

Anderson Mathias Holtz

Vando Miossi Rondelli

Flávio Neves Celestino

Luziani Rezende Bestete

José Romário de Carvalho

Anderson Mathias Holtz
Vando Miossi Rondelli
Flávio Neves Celestino
Luziani Rezende Bestete
José Romário de Carvalho
EDITORES

Pragas das brássicas

1ª Edição

Colatina, ES

IFES

2015

Copyright®: Anderson Mathias Holtz

Capa: José Romário de Carvalho

Editoração e Arte: José Romário de Carvalho

Revisão de Linguística: Georgea Garcia Queiroz

Impressão e Acabamento: Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo

OBS:

- Todas as informações técnico-científicas registradas em cada capítulo são de responsabilidade de seus autores.
- Nenhuma parte desta obra poderá ser reproduzida, armazenada ou transmitida por meio eletrônico, de fotocópia, gravação ou outro, sem autorização dos autores.

1ª edição: 2015

Dados Internacionais de Catalogação-na-publicação (CIP)
(Biblioteca Setorial do Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo,
Brasil)

P912d Holtz, Anderson Mathias, 1957 -
Pragas das brássicas / Anderson Mathias Holtz, Vando Miossi Rondelli, Flávio Neves
Celestino, Luziani Rezende Bestete e José Romário de Carvalho - editores. –
Colatina, ES: IFES, 2015.
230 p.: il.; 14x21cm.
Inclui bibliografia.

ISBN: 978-85-64937-07-9 (E-book)

1. Pragas agrícolas - Artrópodes. 2. Pragas agrícolas – Aspectos biológicos.
3. Pragas agrícolas - Hábitos e Ocorrência. 4. Pragas agrícolas – Culturas.
5. Pragas agrícolas - Danos. I. TÍTULO. II. HOLTZ, ANDERSON MATHIAS. III. Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES).

CDB: 630

ENDEREÇO DOS EDITORES:

Anderson Mathias Holtz - Professor Doutor, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, anderson.holtz@ifes.edu.br

Flávio Neves Celestino - Pesquisador Doutor, Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural (INCAPER), Centro Regional de Desenvolvimento Rural Norte, 29.900-190, Linhares, ES, fncelestino@yahoo.com.br

Luziani Rezende Bestete - Doutora em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, luziani004@hotmail.com

Vando Miossi Rondelli - Doutor em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, rondellimiossi@hotmail.com

José Romário de Carvalho - Doutorando em Produção Vegetal, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, jromario_carvalho@hotmail.com

ENDEREÇO DOS AUTORES:

Amanda Carlos Túler - Mestranda em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, amandatuller@hotmail.com

Adamastor Pereira Barros – Mestrando em Produção Vegetal, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, adamastor007@gmail.com

Anderson Mathias Holtz - Professor Doutor, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, anderson.holtz@ifes.edu.br

Danielle Inácio Alves - Graduanda em Agronomia, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, danielle.inacio@hotmail.com

Débora Ferreira Melo Fragoso – Doutora em Produção Vegetal, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, debmelo@gmail.com

Fernanda Pereira Andrade - Graduanda em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, nandapandrade@gmail.com

Flávio Neves Celestino - Pesquisador Doutor, Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural (INCAPER), Centro Regional de Desenvolvimento Rural Norte, 29.900-190, Linhares, ES, fncelestino@yahoo.com.br

Hágabo Honorato de Paulo - Graduando em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, hagabo2008@hotmail.com

Hígór de Souza Rodrigues - Mestrando em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Avenida Peter Henry Rolfs, s/n - Campus Universitário, 36570-900 Viçosa, MG, higorsr@live.com

Jéssica Mayara Coffler Botti - Graduanda em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, jessicabotti@hotmail.com

Johnatan Jair de Paula Marchiori - Graduando em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, johnatanmarchiori@gmail.com

José Romário de Carvalho - Doutorando em Produção Vegetal, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, jromario_carvalho@hotmail.com

Laerciana Pereira Vieira - Professora Doutora, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, laerciana.vieira@ifes.edu.br

Lauana Pellanda de Souza - Doutorando em Engenharia Agrícola, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Avenida Peter Henry Rolfs, s/n - Campus Universitário, 36570-900, Viçosa, MG, lauanaps@hotmail.com

Lorena Contarini Machado - Mestranda em Produção Vegetal, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo (CCA-UFES), caixa postal 16, 29500-000, Alegre, ES, lorenarini@hotmail.com

Luziani Rezende Bestete - Doutora em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, luziani004@hotmail.com

Mayara Loss Franzin - Graduanda em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, mayarafranzin@gmail.com

Tatiane Pereira Cofler - Graduanda em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, tatyanecofler@hotmail.com

Thais Coffler - Graduanda em Agronomia, Instituto Federal de Ensino, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo (IFES) - Campus Itapina, Rodovia BR 259, Km 70, Distrito de Itapina, 29709-910, Colatina, ES, thais-coffler@hotmail.com

Vando Miossi Rondelli - Doutor em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), 52171-900, Recife, PE, rondellimiossi@hotmail.com

Vitor Zuim - Doutorando em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Avenida Peter Henry Rolfs, s/n - Campus Universitário, 36570-900, Viçosa, MG, vitorzuim_es@hotmail.com

Wilson Rodrigues Valbon - Mestrando em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa (UFV), Avenida Peter Henry Rolfs, s/n - Campus Universitário, 36570-900 Viçosa, MG, wilsonvalbon@hotmail.com

Sumário

PREFÁCIO	8
CAPÍTULO 1 - BRÁSSICAS	10
<i>Lorena Contarini Machado, Vando Miossi Rondelli, Flávio Neves Celestino, Anderson Mathias Holtz, Laerciana Pereira Vieira</i>	
CAPÍTULO 2 - TRAÇA-DAS-CRUCÍFERAS (<i>Plutella xylostella</i>).....	30
<i>Flávio Neves Celestino, Lauana Pellanda de Souza, Wilson Rodrigues Valbon, Luziani Rezende Bestete, Vando Miossi Rondelli</i>	
CAPÍTULO 3 - PULGÕES (<i>Brevicoryne brassicae</i> e <i>Myzus persicae</i>).....	74
<i>Wilson Rodrigues Valbon, Lorena Contarini Machado, Vando Miossi Rondelli, Hágabo Honorato de Paulo, Mayara Loss Franzin</i>	
CAPÍTULO 4 - MOSCA-BRANCA (<i>Bemisia tabaci</i>)	100
<i>Vando Miossi Rondelli, Flávio Neves Celestino, Lorena Contarini Machado, Vitor Zuim, Luziani Rezende Bestete</i>	
CAPÍTULO 5 - CURUQUERÊ-DA-COUVE (<i>Ascia monuste orseis</i>)	120
<i>Anderson Mathias Holtz, Vitor Zuim, Lauana Pellanda de Souza, Hígor de Souza Rodrigues, Wilson Rodrigues Valbon</i>	
CAPÍTULO 6 - LAGARTA-MEDE-PALMO (<i>Trichoplusia ni</i>).....	142
<i>Vitor Zuim, Hígor de Souza Rodrigues, Anderson Mathias Holtz, Flávio Neves Celestino, Jéssica Mayara Coffler Botti</i>	
CAPÍTULO 7 - LAGARTA-ROSCA (<i>Agrotis ipsilon</i>).....	164
<i>Lauana Pellanda de Souza, Anderson Mathias Holtz, Jéssica Mayara Coffler Botti, Mayara Loss Franzin, Hágabo Honorato de Paulo</i>	

CAPÍTULO 8 - BROCA-DA-COUVE (*Hellula phidilealis*)..... 180

*Hígor de Souza Rodrigues, Anderson Mathias Holtz, Amanda Carlos Túler,
Danielle Inácio Alves, Laerciana Pereira Vieira*

CAPÍTULO 9 -LAGARTA-DAS-FOLHAS (*Spodoptera eridania*)..... 192

*Débora Ferreira Melo Fragoso, José Romário de Carvalho, Adamastor Pereira
Barros, Thais Coffler, Johnatan Jair de Paula Marchiori*

CAPÍTULO 10 - MOSCA MINADORA (*Liriomyza* sp.)..... 218

*José Romário de Carvalho, Adamastor Pereira Barros, Débora Ferreira Melo
Fragoso, Fernanda Pereira Andrade, Tatiane Pereira Cofler*

PREFÁCIO

Brassicaceae é uma família botânica de grande expressão na agricultura, principalmente quando se leva em consideração seus representantes, o valor nutritivo, comercial e econômico que possuem para algumas regiões do Brasil. São plantas que se desenvolvem melhor em clima frio, apesar de existir variedades adaptadas ao clima quente, cuja principal forma de irrigação, em 90% dos casos, é a aspersão.

O repolho, couve-flor, brócolis e couve-de-folha são alguns exemplos dessa família que na maioria das vezes apresentam ciclo curto e que poderiam apresentar alta produtividade se não fossem os problemas de ordem fitossanitária como doenças e pragas, sendo o último foco desta obra.

Dentre as pragas que assolam esta família estão descritos aqui os lepidópteros, como a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella*; o curuquerê-da-couve, *Ascia monuste orseis*; a broca-da-couve, *Hellula phidilealis*; e a falsa-medideira, *Trichoplusia ni*. Além destas são mencionadas hemípteras como a mosca-branca *Bemisia tabaci* e afídios (*Brevicoryne brassicae* e *Myzus persicae*), a díptera *Lirimyza* e a lagarta-das-folhas *Spodoptera eridania*. Os autores descrevem as principais características morfológicas desses insetos, assim como hábitos, biologia e injúrias deixados nos órgãos das plantas, que é uma forma simples de identificar a presença destes indivíduos.

Nos capítulos o leitor observará que tão importante quanto conhecer a praga é saber o momento certo de adotar uma prática de controle, que está intimamente relacionada

com artifícios que apontam o quanto a população da praga alvo impacta economicamente a produção.

A ferramenta importante para tal identificação populacional é o método de amostragem que pode variar para alguns insetos, justamente por estar ligado ao comportamento e hábitos. Esse procedimento, apresentado nessa obra, servirá de base para orientar o leitor na escolha da forma de controle das pragas das brássicas, onde poderão ser adotadas medidas de controle simples, como o mecânico ou mais elaborados como os químicos e biológicos.

CAPÍTULO 1

BRÁSSICAS

Lorena Contarini Machado
Vando Miossi Rondelli
Flávio Neves Celestino
Anderson Mathias Holtz
Laerciana Pereira Vieira

1. INTRODUÇÃO

As brássicas constituem a família botânica que abrange o maior número de culturas oleráceas (FILGUEIRA, 2003). São hortaliças com alto valor nutricional, principalmente pela presença de glicosinolatos, com reconhecidas propriedades anticancerígenas, além de apresentarem custo de produção relativamente baixo, quando comparado ao de outras espécies olerícolas (FILGUEIRA, 2000).

A família Brassicaceae contém aproximadamente 3.700 espécies, no entanto, apenas cerca de 20 são normalmente consumidas, sendo que muitas variedades contêm níveis suficientes de vitamina A, C, K e ácido fólico para atender a ingestão diária recomendada, além de ser boa fonte de fibras (CAMPBELL et al., 2012).

Acredita-se que o local de sua origem seja o Mediterrâneo (WARWICK, 2011). As características da família podem ser vistas no androceu, frequentemente com seis estames tetradínamos, algumas vezes numerosos. Em geral, apresentam inflorescência do tipo cacho (Figura 1), constituída por flores pedunculadas e perianto tetrâmero, ou seja, cálice e corola com quatro peças dispostas em forma de cruz, o que justifica o nome antigo da família (Cruciferae). Além da tipologia do

fruto, classificado para a maioria das espécies como sendo síliqua (Figura 2) (MOREIRA & BRAGANÇA, 2011).



Figura 1. Inflorescência do tipo cacho (Fonte: Joseph M. DiTomaso, University of California - Davis, Bugwood.org).



Figura 2. Frutos síliqua (Fonte: Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org).

Muitas são as brássicas que compõem a mesa do consumidor brasileiro, dentre elas o repolho, couve-flor, brócoles e couve-de-folha que serão abordadas neste capítulo.

No Brasil, dentre as espécies cultivadas o repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata* L.) se destaca como a mais consumida (SILVA et al., 2011). Esta cultura tem importância em grande parte do território nacional, com maiores concentrações de cultivos em cinturões verdes próximos de capitais e nas regiões serranas, sendo cultivada tanto pela agricultura familiar quanto por grandes produtores de hortaliças (SILVA et al., 2011; ARAGÃO et al., 2013).

O Estado do Espírito Santo possui potencial para o cultivo de brássicas, onde parte da produção é comercializada em outros Estados. Entretanto, alguns problemas fitossanitários tais como pragas e doenças, são frequentes em áreas cultivadas com brássicas, e acarretam perdas econômicas para o produtor. Segundo Cardoso (2010), dentre as pragas que assolam esta família destacam-se os lepidópteros, como a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758), o curuquerê-da-couve, *Ascia monuste orseis* (Latreille, 1819), a broca-da-couve, *Hellula phidilealis* (Walker, 1859), e a falsa-medideira, *Trichoplusia ni* (Hübner, 1802). Além dessas, Capinera (2001) destaca que cultivos de brássicas também podem ser atacados pela lagartas-das-folhas, *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) e pela mosca minadora, *Liomyza* sp.

Com relação às doenças fitossanitárias causadas por agentes fitopatogênicos, destacam-se a hérnia-das-crucíferas (*Plasmodiophora brassicae*), a podridão-negra (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*), a podridão-mole (*Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*) e o nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* sp.) (MARINGONI, 2005; REIS, 2009; PEREIRA et al., 2013).

Desta forma, o conhecimento destes possíveis problemas passíveis de ocorrência no campo permite um planejamento prévio, no qual potencializa o estabelecimento de um Manejo Fitossanitário durante a implantação e condução da lavoura.

2. FATORES EDAFOCLIMÁTICOS

As características físicas e químicas do solo e os agentes climáticos que atuam na região onde a cultura está implantada contribuem, juntamente com o potencial genético da planta e a prática de manejo, para o seu adequado crescimento e desenvolvimento. As brássicas em geral adaptam-se bem a climas frios, com faixa de temperatura entre 16 e 18 °C, entretanto, existem cultivares melhoradas para o cultivo de primavera/verão (PUIATTI, 2005).

Os aspectos edáficos da região de cultivo também devem ser levados em consideração, verificando a aptidão da área para produção. A área deve ser dividida em talhões homogêneos, e por meio de análise das características químicas realizarem as correções de calagem e adubação conforme a cultura que será implantada.

Em geral, para culturas cuja parte comercial desenvolve-se acima da superfície do solo, como repolho e couve-flor, são indicados solos com textura argilosa, e para aquelas em que a parte comercial desenvolve-se abaixo do solo, como rabanete e rábano, indica-se solos com textura média a argilosa (FONTES, 2005).

3. PRODUÇÃO DE MUDAS

Em geral, no cultivo de brássicas, a produção e o transplante de mudas torna-se uma prática muito utilizada, pois proporciona maior uniformidade nos stands, além de uma vantagem competitiva com as plantas daninhas em relação à semeadura direta a campo. Além disso, quando o cultivo é realizado em ambiente protegido, a produção de mudas torna-se imprescindível (REREIRA & PUIATTI, 2005).

A produção de mudas pode ser estabelecida em cultivo protegido, sendo as bandejas multicelulares o recipiente mais utilizado. O substrato pode ser animal (esterco, húmus), vegetal (serragem, pó de coco), mineral (vermiculita, areia) e artificial (espuma fenólica). Outra maneira é o sistema a céu aberto em canteiros para posterior plantio em local definitivo (BEZERRA, 2003).

4. PREPARO DO SOLO

O preparo do solo pode ser realizado pelo método convencional ou optar por um preparo reduzido, por meio de cultivo mínimo ou plantio direto. O método convencional consiste no revolvimento da leiva do solo através da aração e gradagem. Entretanto, o número de operações de cada implemento irá variar de acordo alguns aspectos, como a cultura que será implantada e o tipo de solo. Contudo, deve-se evitar o preparo exagerado para que não haja a destruição dos agregados do solo e compactação do mesmo (FONTES, 2005).

No preparo reduzido prioriza-se a movimentação mínima do terreno, recomendando-se aração e gradagem apenas no primeiro ano, e nos anos seguintes, reduzir a utilização de mecanização e manter o solo com cobertura. Algumas espécies de brássicas como repolho, couve-flor, brócolos e couve, adaptam-se facilmente ao sistema de plantio direto. Outras como o nabo forrageiro e nabijas são empregadas como cobertura morta, possuindo relação Carbono/Nitrogênio baixa, o que promove liberação mais rápida de nutrientes (ALCÂNTARA & MADEIRA, 2008).

5. IRRIGAÇÃO

Dentre os métodos de irrigação (superfície, aspersão e localizada), o realizado por aspersão é predominante no cultivo de brássicas, correspondendo 90% da área total de hortaliças irrigadas no Brasil (MAROUELLI et al., 2001).

O plantio e transplante de mudas devem ser realizados em solos previamente umedecidos. Assim, a irrigação deve seguir logo após a semeadura de maneira a atingir a capacidade de campo (MAROUELLI et al., 2001). No entanto, antes de estabelecer a técnica de irrigação, alguns fatores devem ser considerados, como o solo (capacidade de campo, taxa de infiltração, salinidade), água (disponibilidade e qualidade), planta (espécie, fase de desenvolvimento, evapotranspiração, espaçamento, entre outros), clima (precipitação, umidade relativa, radiação, velocidade do vento e temperatura) (BERNARDO et al., 2006; MANTOVANI et al., 2007).

Desta forma, deve-se estabelecer um manejo da irrigação com base em estudos prévios e monitoramento constante da planta, do clima e do solo. Para hortaliças em especial, esta prática deve ser implantada adequadamente para evitar perdas e queda de produtividade.

6. ALGUMAS CULTURAS DA FAMÍLIA BRASSICACEAE

6.1. REPOLHO

O repolho (*B. oleracea* var. *capitata*) é a hortaliça de maior importância econômica entre as variedades botânicas da espécie *B. oleracea* (SILVA et al., 2011). Caracteriza-se por possuir folhas cerosas, arredondadas, e a sobreposição das folhas centrais formando uma “cabeça” compacta (FILGUEIRA, 2003). O ideal é que apresentem cabeças grandes e compactas, e estas características irão variar de acordo com o material, um exemplo é a cultivar Chato de Brunswick e os híbridos Miray, Fuyutoyo, Natsumaki Risow, Kenzam e Matsukase que apesar de apresentarem um diâmetro semelhante os híbridos, apresentaram cabeças mais compactas (CARVALHO & IKUTA, 2003).

Outra característica importante é a suscetibilidade da cultura ao ataque de pragas, neste caso a *P. xylostella* destaca-se como a principal. Testes de atratividade com chance de escolha demonstraram que a cultivar Ruby Ball foi menos atraída por lagartas de primeiro ínstar de *P. xylostella* quando comparada a cultivar Chato de Quintal (BOIÇA JÚNIOR et al., 2013). Avaliando-se parâmetros biológicos de *P. xylostella* na média de duas gerações sucessivas possibilitou a classificação das cultivares Louco de Verão, Chato de Quintal, Toshin Takii e Roxo Mamuth Gigante como suscetíveis; Sessenta Dias como altamente suscetível; Ruby Ball, Coração de Boi e Matsukase Sakata como moderadamente resistentes (TORRES, 2004).

Em relação ao sistema para a produção de mudas o mais utilizado tem sido com copinhos ou bandejas de isopor. Quando as mudas atingem o estágio de quatro a cinco folhas e a altura de 10 a 12 cm, deve-se efetuar o transplante para covas, sulcos

ou canteiros com 15 cm de altura, no espaçamento de 0,7 a 0,8 m entre fileiras por 0,3 a 0,5 m entre plantas, o que resulta em populações de 25.000 a 47.000 plantas/ha (VIDIGAL et al., 2007). Filgueira (2003) recomenda o espaçamento de 70-80 x 30-40 cm em fileiras simples, e quando o objetivo é produzir cabeças menores, a indicação é realizar o plantio em fileiras duplas com espaçamento de 80 x 30 x 30 cm, dispondo as plantas em triângulo.

Avaliando o espaçamento entrelinhas e entre plantas no crescimento e produção de repolho roxo, cultivar Red Jewel, a máxima produtividade ($4,56 \text{ Kg m}^{-2}$) foi alcançada com o espaçamento de 0,60 m entrelinhas e 0,30 m entre plantas, e ainda, houve redução na área foliar e no número de folhas quanto menor o espaçamento entre plantas e entrelinhas (SILVA et al., 2011). Ainda segundo o autor, a menor massa fresca de cabeça (489,15 g) foi obtida no menor espaçamento entrelinhas e entre plantas, 0,40 x 0,30 m, porém esses repolhos estavam bem formados, compactos e sem defeito e não limitava a comercialização, uma vez que a tendência do mercado atualmente é por hortaliças de menores dimensões, pois o número de componentes familiar tem diminuído.

Quanto à temperatura, o repolho desenvolve-se bem sob temperaturas amenas (entre 15 e 25 °C) e frias, resistindo bem a geadas (EMBRAPA, 2010). Entretanto, há cultivares adaptadas a temperaturas mais altas (Tabela 1).

Tabela 1. Regiões brasileiras e épocas de plantio recomendadas para o repolho considerando cultivar de inverno e verão.

Espécie	ÉPOCA MAIS RECOMENDADA DE PLANTIO					Início da colheita (após o plantio)
	Sul	Sudeste	Nordeste	Centro-Oeste	Norte	
Repolho de inverno	FEV./SET.	FEV./JUL.	FEV./JUL.	FEV./JUL.	*	90-110 DIAS
Repolho de verão	NOV./JAN.	OUT./FEV.	ANO TODO	OUT./FEV.	MAR./SET.	90-110 DIAS

*Não recomendável. Fonte: Embrapa, 2010.

Atualmente existem cerca de 260 registros de cultivares de *B. oleracea* var. *capitata* encontradas no Registro Nacional de Cultivares (RNC) do Ministério da Agricultura (MAPA, 2013). Assim, estudos devem ser desenvolvidos para estabelecer a indicação de variedades adequadas conforme a região e época de plantio.

6.2. COUVE-FLOR

A couve-flor (*B. oleracea* var. *botrytis*) apresenta folhas alongadas, com limbo elítico e raízes concentrando-se de 20 a 30 cm de profundidade. A parte comestível é uma inflorescência imatura, constituindo uma “cabeça” de coloração branca ou creme, que se desenvolve sobre um caule curto (FILGUEIRA, 2003).

Sob condições favoráveis, o crescimento e desenvolvimento da couve-flor ocorre em quatro estádios: o primeiro (0-30 dias), que compreende a emergência das plântulas até a emissão de 5 a 7 folhas definitivas; o segundo (30-60 dias), no qual ocorre a expansão das folhas externas; o terceiro (60 a 90 dias), que caracteriza-se pela diferenciação e o desenvolvimento dos primórdios florais e das folhas externas; e o

quarto estágio (90-120 dias), quando ocorre o desenvolvimento da inflorescência (MAY et al., 2007).

Entre as brássicas, a couve-flor é a espécie mais exigente em clima e a temperatura é o fator mais importante. A baixa temperatura induz ao florescimento e determina dois grupos (cultivares de inverno e de verão). No grupo de verão a temperatura necessária para induzir ao florescimento não precisa ser tão baixa quanto no grupo de inverno. A temperatura necessária para induzir ao florescimento varia com a cultivar ou o híbrido em cada grupo e com o estágio de desenvolvimento da planta (VIDIGAL & PEREIRA, 2007).

Avaliando-se a produtividade da cultivar Verona 284, geneticamente melhorada para cultivo no verão, em função de diferentes densidades e épocas de plantio obteve-se a máxima massa de inflorescência da couve-flor de 1.122,5 g no período de primavera-verão com o espaçamento de 1,2 x 0,7 m, enquanto que no período de outono-inverno, 826,4 g, no espaçamento de 1,2 x 0,6 m (PÔRTO et al., 2012). Desta forma, a escolha da cultivar correta de acordo com a época de plantio é fundamental, pois há cultivares adaptadas a temperaturas mais quentes e a temperaturas mais amenas (15 a 25 °C) (EMBRAPA, 2010) (Tabela 2).

Tabela 2. Regiões brasileiras e épocas de plantio recomendadas para couve-flor considerando cultivar de inverno e verão.

Espécie	ÉPOCA MAIS RECOMENDADA DE PLANTIO					Início da colheita (após o plantio)
	Sul	Sudeste	Nordeste	Centro-Oeste	Norte	
Couve-flor de inverno	FEV./JUN.	FEV./ABR.	FEV./JUL.	FEV./JUL.	*	100-110 DIAS
Couve-flor de verão	DEZ./JAN.	OUT./FEV.	NOV./DEZ.	OUT./JAN.	NOV./FEV.	90-100 DIAS

*Não recomendável. Fonte: Embrapa, 2010.

Outro ponto importante é a adubação, pois alguns aspectos importantes para a comercialização da couve-flor estão relacionados, como o tamanho e a qualidade da cabeça que são influenciados pelos nutrientes absorvidos durante o ciclo, destacando-se o nitrogênio e o boro (CAMARGO et al., 2008). Assim, buscando-se aumentar a produtividade e a qualidade físico-química das “cabeças” foi realizada uma pesquisa com a cultivar de inverno Teresópolis Gigante em função de doses de nitrogênio em cobertura 0, 75, 150, 225 e 300 Kg ha⁻¹, sendo a dose recomendada em torno de 150 Kg ha⁻¹ para essa cultura. Os resultados demonstraram que a adubação nitrogenada favoreceu a obtenção de “cabeças” mais pesadas, entretanto não afetou o diâmetro das mesmas, o número de folhas, bem como a maioria das características físico químicas da couve-flor, com exceção do pH que obteve um pequeno aumento linear em função do aumento das doses de nitrogênio (KANO et al., 2010).

Além do nitrogênio, a cultura é exigente em boro e a deficiência provoca sintomas como pontuações de coloração bronzeada e caule oco, sendo fundamental a adequação do micronutriente, uma vez que uma adubação sem a utilização de B reduziu em 49% a produtividade em relação à adubação com 3 Kg ha⁻¹ e a ocorrência de caule oco de 46,9 para 4,1% (CAMARGO et al., 2008).

6.3. BRÓCOLIS OU BRÓCOLOS

O brócolis (*B. oleracea* var. *italica*) produz uma inflorescência central, compacta (tipo “cabeça”), ou então laterais (tipo “ramoso”), ambas de coloração verde-escura (FILGUEIRA, 2003). O cultivo está mais concentrado na região Centro-Sul do Brasil com destaque para o Distrito Federal, Rio Grande do Sul, Paraná e São Paulo (CECILIO FILHO et al., 2012). A comercialização no Brasil tem sido feita *in natura*

ou processada, sendo esta principalmente na forma congelada, proporcionando vantagens em relação à primeira, como a oferta regular do produto no mercado ao longo do ano em quantidade e preço (CECILIO FILHO et al., 2012).

O clima frio e úmido é ideal para o desenvolvimento do brócolis, com faixa de temperatura média ótima variando entre 12 e 16 °C, sendo que temperaturas acima de 20 °C interferem na formação da inflorescência e abaixo de 0 °C afetam o desenvolvimento da planta (PUENAYAN et al., 2010). Entretanto, existem cultivares adaptadas a clima mais quente. Assim, a escolha da cultivar ideal, em relação ao clima da região e altitude é fundamental (Tabela 3), um exemplo são as cultivares Centenário, AF649, BRO68 e Marathon com possibilidade de plantio entre junho a setembro em Campo Grande-MS devido a maior produtividade e adaptação a temperaturas mais altas (LALLA et al., 2010).

Tabela 3. Regiões brasileiras e épocas de plantio recomendadas para o brócolis considerando cultivar de inverno e verão.

Espécie	ÉPOCA MAIS RECOMENDADA DE PLANTIO					Início da colheita (após o plantio)
	Sul	Sudeste	Nordeste	Centro-Oeste	Norte	
Brócolis de inverno	FEV./SET.	FEV./JUL.	*	FEV./MAI.	*	90-100 DIAS
Brócolis de verão	OUT./DEZ.	SET./JAN.	OUT./FEV.	OUT./JAN.	ABR./JUL.	80-100 DIAS

*Não recomendável. Fonte: Embrapa, 2010

Em relação ao espaçamento e adubação, existem recomendações estabelecidas, entretanto são realizadas pesquisas com a finalidade de obter melhor produtividade e rendimento industrial, como o caso da Cultivar Mônaco que obteve maiores produtividades de inflorescências (22,1 t ha⁻¹) e de floretes (17,1 t ha⁻¹) com o espaçamento de 0,2 m entre plantas e 0,8 m entrelinhas e com 315 Kg ha⁻¹ de N e K₂O (CECILIO FILHO et al., 2012).

Outra possibilidade de adubação é a utilização de compostos orgânicos, principalmente em sistemas de produção orgânica de olerícolas. Avaliando-se doses de composto orgânico sobre a produção de brócolis, pode-se obter com o híbrido Domador no espaçamento de 0,9 x 0,5 m entre plantas e na dose de 25 t ha⁻¹ em base massa seca, 564 g planta⁻¹, o equivalente a 12,5 t ha⁻¹ (DINIZ et al., 2008). Ainda segundo o mesmo autor a ausência de ponto de máxima produção sugere que doses mais elevadas de compostos orgânicos poderiam resultar em maiores produtividades.

A colheita inicia-se por volta dos 50 a 80 dias após o transplante, dependendo da cultivar ou do híbrido utilizado. Os pedúnculos florais devem ser cortados quando com a coloração verde azulada for intensa e os botões estiverem fechados, deixando a haste o mais longo possível. O período de colheita pode durar até 40 dias (VIDIGAL & PEDROSA, 2007a).

6.4. COUVE-DE-FOLHA

A couve-de-folha (*B. oleracea* var. *acephala*) é a que mais assemelha-se à ancestral couve silvestre. Apresenta caule reto que suporta a planta e emite novas folhas continuamente, não havendo formação de “cabeça” (FILGUEIRA, 2003). A couve é

uma cultura típica dos períodos de outono e inverno, apresentando tolerância ao calor (EMBRAPA, 2010) (Tabela 4).

Tabela 4. Regiões brasileiras e épocas de plantio recomendadas para couve-de-folha.

Espécie	ÉPOCA DE PLANTIO					Início da colheita (após o plantio)
	Sul	Sudeste	Nordeste	Centro-Oeste	Norte	
Couve Manteiga	FEV./JUL.	FEV./JUL.	ABR./AGO.	FEV./JUL.	ABR./JUL.	80-90 DIAS

Fonte: Embrapa, 2010.

A couve-de-folha pode ser propagada por mudas formadas com as brotações das axilas ou por sementes. A semeadura deve ser feita em sulcos a 1,5-2 cm de profundidade, espaçados em 10 cm. As brotações são cortadas quando atingem 15 a 20 cm e plantadas em canteiros para enraizar, com espaçamento de 15 x 8 cm. Após 25 a 30 dias, as mudas são plantadas em área definitiva, com espaçamento de 1 m entre fileiras e 0,5 m entre plantas (VIDIGAL & PEDROSA, 2007b).

A semeadura também pode ser realizada em bandejas de poliestireno expandido com 128 células, sendo feito um orifício de 0,5 cm no centro de cada uma das células onde são colocadas as sementes. Estudos apontam que o substrato a base solo e húmus de minhoca, na proporção de 3:1 (v/v), para produção de mudas de couve manteiga proporcionou melhor desenvolvimento em relação ao substrato com esterco bovino, podendo ser transplantadas aos 40 dias após a semeadura (COSTA et al., 2011).

Com relação à adubação, além da aplicação de insumos químicos, a adubação verde torna-se uma alternativa interessante. Estudos avaliando o desempenho da sucessão entre couve e milho em consórcio com leguminosas para fins de adubação verde, sob plantio direto em manejo orgânico demonstrou que em monocultivo a produtividade da couve foi de 37,7 e 18,4 t ha⁻¹; consorciada com mucuna-anã (*Mucuna deeringiana*) foi de 40,3 e 38,8 t ha⁻¹ e com crotalária spectabilis (*Crotalaria spectabilis*) de 42,9 e 24,8 t ha⁻¹ em 2003 e 2004, respectivamente (SILVA et al., 2011).

A colheita é iniciada aos 80-90 dias do transplante, perdurando por um período de oito meses (SHINGO & VENTURA, 2009). Deve-se arrancar as folhas puxando-as para baixo, quebrando-as no ponto de inserção do caule. A couve selecionada por tamanho das folhas é agrupada em maços de quatro a seis folhas (VIDIGAL & PEDROSA, 2007b). Filgueira (2003) refere-se ao padrão de 25-30 cm de comprimento para comercialização das folhas.

7. REFERÊNCIAS

ALCÂNTARA, F.A. de; MADEIRA, N.R. **Manejo do solo no sistema de produção orgânico de hortaliça**. Embrapa Hortaliça, Brasília (Distrito Federal), 2008. (Circular Técnica, 64).

ARAGÃO, F.A.S. de; FEITOSA, F.A.A.; MORAES, C.A.P.; CORREA, M.C. de M. **Sistema de produção de repolho utilizando TNT como mulching e manta**. Disponível em:
<http://www.cnpat.embrapa.br/sbsp/anais/Trab_Format_PDF/237.pdf>. Acesso em: 07 jun. 2013.

BERNARDO, S.; SOARES, A.A.; MANTOVANI, E.C. **Manual de Irrigação**. Viçosa: UFV, 2006. p.625.

BEZERRA, F.C. **Produção de mudas de hortaliças em ambiente protegido**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2003. (Documentos, 72).

BOIÇA JÚNIOR, A.L.; JANINI, J.C.; SOUZA, B.H.S. de; RODRIGUES, N.E.L. Efeito de cultivares de repolho e doses de extrato aquoso de nim na alimentação e biologia de *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae). **Bioscience Journal**, v.29, n.1, p.22-31, 2013.

CAMARGO, M.S. de; MELLO, S. da C.; FOLTRAN, D.E.; CARMELLO, Q.A. de C. Produtividade e podridão parda em couve-flor de inverno influenciadas pelo nitrogênio e boro. **Bragantia**, v.67, n.2, p.371-375, 2008.

CAMPBELL, B.; HAN, D.Y.; TRIGGS, C.M.; FRASER, A.G.; FERGUSON, L.R. Brassicaceae: nutrient analysis and investigation of tolerability in people with Crohn's disease in a New Zealand study. **Functional Foods in Health and Disease**, v.1, n.2, p.460-486, 2012.

CAPINERA, J.L. **Handbook of Vegetable Pests**. Academic Press, New York, 2001.729p.

CARDOSO, M.O.; PAMPLONA, A.M.S.R.; FILHO, M.M. **Recomendações técnicas para o controle de lepidópteros-praga em couve e repolho no Amazonas**. Manaus: Embrapa, 2010. (Circular Técnica, 35).

CARVALHO, R.I.N. de; IKUTA, A.R.Y. Competição entre cultivar e híbridos de repolho no município de Piraquara, PR. **Revista Acadêmica: ciências agrárias e ambientais**, v.1, n.2, p.33-36, 2003.

CECILIO FILHO, A.B.; SCHIAVON JUNIOR, A.A.; CORTEZ, J.W.M. Produtividade e classificação de brócolos para indústria em função da adubação nitrogenada e potássica e dos espaçamentos entre plantas. **Horticultura Brasileira**, v.30, n.1, p.12-17, 2012.

COSTA, M.R. da S.; LEITE, D.T.; QUEIROGA, V. DE P.P.; LOPES, K.P.; COSTA, C.C. Desenvolvimento de mudas de couve em diferentes substratos e idade. **INTESA (Informativo Técnico do Semi-Árido)**, Pombal - Paraíba, v.4, n.1, p.01-06, 2011.

DINIZ, E.R.; SANTOS, R.H.S.; URQUIAGA, S.S.; PETERNELLI, L.A.; BARRELLA, T.P.; FREITAS, G.B. de. Crescimento e produção de brócolis em sistema orgânico em função de doses de composto. **Ciência e Agrotecnologia**, v.32, n.5, p.1428-1434, 2008.

EMBRAPA (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária). Brasília: Embrapa Hortaliça, 2010. 60p. Catálogo Brasileiro de Hortaliças.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa: UFV, 2000. p.402.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 2. ed. Viçosa: UFV, 2003. p.412.

FONTES, P.C.R. Preparo do solo para o plantio de hortaliça. In: FONTES, P.C.R. (Ed.). **Olericultura teoria e prática**. Viçosa: UFV, 2005. p.79-91.

KANO, C.; SALATA, A.C.; HIGUTI, A.R.O.; GODOY, A.R.; CARDOSO, A.I.I.; EVANGELISTA, R.M. Produção e qualidade de couve-flor cultivar Teresópolis Gigante em função de doses de nitrogênio. **Horticultura Brasileira**, v.28, n.4, p.453-457, 2010.

LALLA, J.G; LAURA, V.A.; RODRIGUES, A.P.D.C.; SEABRA JÚNIOR, S.; SILVEIRA, D.S.; ZAGO, H.V.; DORNAS, M.F. Competição de cultivares de brócolos tipo cabeça única em Campo Grande. **Horticultura Brasileira**, v.28, n.3, p.360-363, 2010.

MANTOVANI, E.C.; BERNARDO, S.; PALARETTI, L.F. **Irrigação: princípios e métodos**. 2. ed. Viçosa: UFV, 2007. p.358.

MARINGONI, A.C. Doenças das Crucíferas. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. p.663.

MAROUELLI, W.A.; SILVA, W.L.C.; SILVA, H.R. **Irrigação por aspersão em hortaliças. Qualidade da água, aspectos do sistema e método prático de manejo**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2001. p.111.

MAY, A.; TIVELLI, S.W.; VARGAS, P.F.; SAMRA, A.G.; SACCONI, L.V.; PINHEIRO, M. Q. **A cultura da couve-flor**. Campinas: Instituto Agronômico, 2007. (Série Tecnologia APTA, Boletim Técnico IAC, 200).

MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento). Registro Nacional de Cultivares. Disponível em:
<http://extranet.agricultura.gov.br/php/snpc/cultivarweb/cultivares_registradas.php>
> Acesso em: 27 set. 2013.

MOREIRA, H.J. da C.; BRAGANÇA, H.B.N. **Manual de identificação de plantas infestantes: hotifríti**. São Paulo: FMC, Agricultural Products, 2011.

PEREIRA, P.R.G.; PUIATTI, M. Produção de mudas de hortaliças para o cultivo em solo e hidroponia. In: FONTES, P. C. R. (Ed.). **Olericultura teoria e prática**. Viçosa, 2005. p.93-112.

PEREIRA, R.B.; PINHEIRO, B.J.; CARVALHO, A.D.F. de. **Diagnose e controle alternativo de doenças em alface, alho, cebola e brássicas**. Embrapa Hortaliça, Brasília (Distrito Federal), 2013. (Circular Técnica, 120).

PÔRTO, D.R. de Q.; CECÍLIO FILHO, A.B.; REZENDE, B.L.A.; BARROS JÚNIOR, A.P.; SILVA, G.S. da. Densidade populacional e época de plantio no crescimento e produtividade da couve flor cv. Verona 284. **Revista Caatinga**, v.25, n.2, p.92-98, 2012.

PUNAYAN, A.; CÓRDOBA, F.; UNIGARRO S. A. Respuesta del brocoli *Brassica oleracea* var. *Italica* L. Híbrido Legacy a la fertilización con N - P - K en el municipio de Pasto, Nariño. **Revista de Agronomía**, v.27, n.1, p.49-57, 2010.

PUIATTI, M.; FINGER, F.L. Fatores Climáticos. In: FONTES, P.C.R. (Ed.). **Olericultura teoria e prática**. Viçosa: UFV, 2005. p.17-30.

REIS, A. **Hérnia das Crucíferas**. Embrapa Hortaliça, Brasília (Distrito Federal), 2009. (Comunicado Técnico, 72).

SHINGO, G.Y.; VENTURA, M.U. Produção de couve *Brassica oleracea* L. var. *acephala* com adubação mineral e orgânica. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.30, n.3, p.589-594, 2009.

SILVA, E.E.; POLLI, H.; GUERRA, J.G.M.; AGUIAR-MENEZES, E.L.; RESENDE, A.L.S.; OLIVEIRA, F.L.; RIBEIRO, R.L.D. Sucessão entre cultivos orgânicos de milho e couve consorciados com leguminosas em plantio direto. **Horticultura Brasileira**, v.29, n.1, p.57-62, 2011.

SILVA, G.S. da; FILHO, A.B.C.; BARBOSA, J.C.; ALVES, A.U. Espaçamentos entrelinhas e entre plantas no crescimento e na produção de repolho roxo. **Bragantia**, v.70, n.3, p.538-543, 2011.

TORRES, A.L. **Efeito de cultivares de repolho e extratos aquosos vegetais na biologia de *Plutella xylostella* (L.) e no parasitoide *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov)**. 2004. 109f. Tese (Doutorado em Agronomia - Área de

Concentração em Entomologia). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

VIDIGAL, S.M.; PEREIRA, P.R.G. Couve-flor (*Brassica oleracea* L. var. *botrytis* L.). In: PAULA JÚNIOR, T.J. de; VENEZON, M. (Ed.). **101 Culturas Manual de Tecnologias Agrícolas**. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), 2007. p.301-304.

VIDIGAL, S.M.; PEDROSA, M.W. Brócolos (*Brassica oleracea* L. var. *italica* Plenck.). In: PAULA JÚNIOR, T.J. de; VENEZON, M. (Ed.). **101 Culturas Manual de Tecnologias Agrícolas**. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), 2007a. p.175-178.

VIDIGAL, S.M.; PEDROSA, M.W. Couve-comum (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* DC.). In: PAULA JÚNIOR, T.J. de; VENEZON, M. (Ed.). **101 Culturas Manual de Tecnologias Agrícolas**. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), 2007b. p.295-298.

VIDIGAL, S.M.; PEREIRA, P.R.G.; PEDROSA, M.W. Repolho (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.). In: PAULA JÚNIOR, T.J. de; VENEZON, M. (Ed.). **101 Culturas Manual de Tecnologias Agrícolas**. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), 2007. p.655-674.

WARWICK, S.I. Brassicaceae in Agriculture. In: SCHMIDT, R.; BANCROFT, I. (Ed.). **Genetics and Genomics of the Brassicaceae**. New York: Springer New York, 2011. p.33-65.

CAPÍTULO 2

TRAÇA-DAS-CRUCÍFERAS (*Plutella xylostella*)

Flávio Neves Celestino
Lauana Pellanda de Souza
Wilson Rodrigues Valbon
Luziani Rezende Bestete
Vando Miossi Rondelli

1. INTRODUÇÃO

As Brassicaceae (crucíferas) compreendem um grupo diversificado de 338 gêneros e 3709 espécies de plantas cultivadas e silvestres dicotiledôneas caracterizadas por flores hipóginas, completa e cruciforme (WARWICK et al., 2006). Os membros desta família representam culturas economicamente importantes, como oleaginosa comestível e industrial, vegetal, condimento e espécies de culturas forrageiras (WARWICK, 2011). Estas culturas ocorrem em climas tropicais e temperados e são os componentes mais comuns e importantes na dieta de várias populações (SHELTON, 2001). Contudo, inúmeros fatores fitossanitários tendem a reduzir a produção e produtividade dessas culturas (FILGUEIRA, 2008).

Dentre estes, destaca-se a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae), que é uma das pragas mais destrutivas para estas culturas em todo o mundo (TALEKAR & SHELTON, 1993). As larvas de *P. xylostella* alimentam-se de folhas das brassicas, como repolho, brócolis, couve-flor, couve, couve-rábano, couve-chinesa e couve-de-Bruxelas. Os custos de manejo, combinados às perdas de rendimento devido à praga, são estimados entre 4-5 bilhões de dólares anualmente em todo o mundo (FURLONG et al., 2013). Esta praga é

originária provavelmente do Mediterrâneo ou África do Sul, contudo atualmente encontra-se em todos os lugares onde as crucíferas são cultivadas (HARCOURT, 1963; KFIR, 1998; WEI et al., 2013). Estudos biológicos e levantamentos de campo descobriram que a traça-das-crucíferas não pode hibernar com sucesso em regiões temperadas, onde as crucíferas não são cultivadas durante todo o ano, como no oeste do Canadá e norte do Japão (HONDA, 1992; DOSDALL et al., 2001). Já nos trópicos e sub-trópicos, onde crucíferas são plantadas ao longo do ano, todas as fases do ciclo de vida da traça-das-crucíferas aparecem durante todo o ano (GU, 2009; MA et al., 2010). Apesar destas mariposas voarem pouco, estas são altamente migratórias, pois podem ser arrastadas pelo vento, havendo registros de cerca de 1500 km percorridos (CHAPMAN et al., 2002).

Nos últimos 50 anos, *P. xylostella* tornou-se um dos insetos mais difíceis de manejar, principalmente devido à evolução da resistência em algumas partes do mundo, para todas as classes de inseticidas amplamente utilizados contra esta praga (DHUMALE et al., 2009; LIN et al., 2013). Dentre estas classes, esta praga foi a primeira a desenvolver resistência a uma toxina *Cry*, devido às frequentes pulverizações foliares de produtos Bt (*Bacillus thuringiensis*) (TABASHNIK et al., 1990; SHELTON et al., 1993).

Diante do exposto, neste capítulo serão abordados aspectos morfológicos, hábitos e biologia, injurias e sintomatologia, amostragem, bem como, táticas de manejo da traça-das-crucíferas, *P. xylostella*.

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

A mariposa da traça-das-crucíferas é um microlepidóptero de coloração parda com uma envergadura de 7-10 mm (Figura 1A) (GALLO et al., 2002). Esta é marcada por uma ampla faixa de coloração creme ou castanho-claro ao longo da margem anal ou interna das asas que é, por vezes, constricta para formar um ou mais diamantes de cor clara, na parte posterior (CAPINERA, 2012). A longevidade do adulto da traça-das-crucíferas é variável de acordo com as condições climáticas e alimentares. Quando estes adultos foram criados em cultivares de repolho (chato-de-quintal e midori), repolho roxo (roxo precoce e híbrido roxo) e couve (Geórgia e híbrido HS20) apresentaram longevidade variando entre 6,6 e 7,7 dias (THULER et al., 2007a). Já em cultivares de couve-flor (Barcelona, Verona, Piracicaba Precoce, Sharon, Silver Streak e Teresópolis Gigante) a longevidade de machos e fêmeas variou entre 5,1 e 5,8 dias e 4,9 e 6,1 dias, respectivamente (CHAGAS FILHO et al., 2010). Estas mariposas voam pouco, geralmente a cerca de 2 m do solo, não voando a longas distâncias, no entanto, elas são facilmente levadas pelo vento, facilitando sua distribuição (CAPINERA, 2012).

As fêmeas depositam os ovos isolados ou em grupos na face abaxial das folhas, preferencialmente nas cavidades (TALEKAR & SHELTON, 1993). Em repolho, na fase de pré e pós-formação da cabeça as posturas predominam na parte basal ou na borda das folhas, junto à cabeça (ZAGO et al., 2010). Esses ovos são muito pequenos de coloração esverdeada e arredondados. Assim como a longevidade dos adultos, o número de ovos por fêmeas pode variar de acordo com a cultivar, sendo que para cultivares de couve, repolho, repolho roxo e couve-flor foram encontrados números médios variando entre 109,5 e 165,7 ovos/fêmea (THULER et al., 2007a; CHAGAS FILHO et al., 2010).

Após 3 ou 4 dias emergem as larvas, que penetram no interior da folha passando a alimentar-se do parênquima, durante 2 ou 3 dias. Em seguida, estas abandonam a galeria e passam a alimentar-se da epiderme da página inferior da folha, onde as mesmas podem atingir desenvolvimento máximo de 8 a 10 mm de comprimento, após 9 ou 10 dias da eclosão (Figura 1B) (GALLO et al., 2002). THULER et al. (2007a) e CHAGAS FILHO et al. (2010) relatam valores médios para a duração larval entre 6,8 a 8,2 dias em diferentes Brassicaceae.

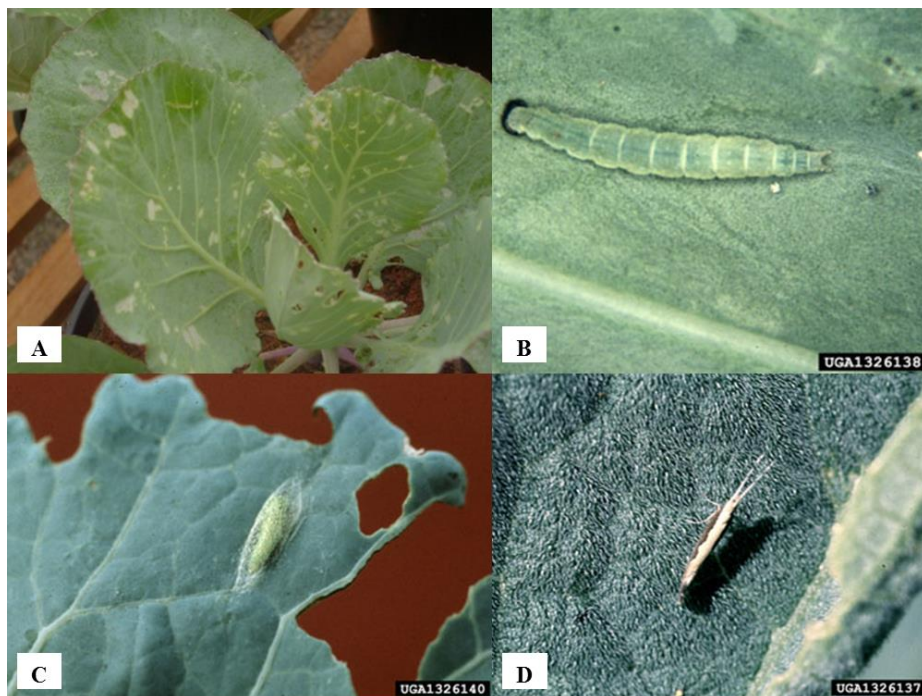


Figura 1. Estágios de desenvolvimento e danos traça-das-crucíferas, *P. xylostella*. Imagens obtidas das seguintes fontes: **(A)** Whitney Cranshaw, Colorado State University, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1326137#sthash.R1ozh4sE.dpuf>; **(B)** Whitney Cranshaw, Colorado State University, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1326138#sthash.0UfcHfID.dpuf>; **(C)** Whitney Cranshaw, Colorado State University, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1326140#sthash.ib8V8ayA.dpuf>

Para transformarem-se em pupas, tecem um pequeno casulo, facilmente reconhecido por ser constituído de pequenas malhas, na face inferior das folhas, e após cerca de 4 dias emerge o adulto (Figura 1C). A duração pupal também é variável, sendo encontrados valores médios entre 3,3 e 4,9 dias em diferentes Brassicaceae (THULER et al., 2007a; CHAGAS FILHO et al., 2010). O ciclo de vida de *P. xylostella* varia em função da qualidade do alimento e da temperatura, podendo durar de 12 a 20 dias (BARROS & VENDRAMIM, 1999; CARVALHO, 2010). Esta praga pode completar até 20 gerações por ano, dependendo das condições climáticas e da disponibilidade de alimento, o que faz com que as populações dessa praga variem muito de um ano para o outro (CASTELO BRANCO & VILLAS BÔAS, 1997; FERREIRA et al., 2003).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

A traça-das-crucíferas, *P. xylostella*, é uma praga cosmopolita, ocorrendo em todas as regiões onde é realizado o cultivo de brássicas no mundo, podendo causar perdas de mais de 90% na produção (TALEKAR & SHELTON, 1993; CASTELO BRANCO et al., 2001; VILLAS BÔAS et al., 2004; CHENG et al., 2008). O dano é causado pelas larvas que se alimentam das plantas. Embora as larvas sejam muito pequenas, elas podem ser muito numerosas, resultando em remoção completa de tecido foliar com exceção das nervuras (Figura 1D). Isto é particularmente prejudicial para mudas, e pode atrapalhar a formação de cabeça de repolho, brócolis e couve-flor (CAPINERA, 2012). A presença de larvas nas flores pode resultar na completa rejeição do produto, mesmo se o nível de remoção de tecido de planta for insignificante (CAPINERA, 2012).

4. AMOSTRAGEM

Amostragem geralmente envolve a inspeção visual das plantas para larvas da traças-das-crucíferas. Recomenda-se amostrar aproximadamente 50 plantas por área, uma vez ou duas vezes por semana. A medida de controle é recomendada a partir de 20% de plantas infestadas pela traças-das-crucíferas (CORDERO & KUHAR, 2009). Porém, para o brócolis e a couve, a medida de controle é recomendada quando 5% das plantas estão infestadas (CORDERO & KUHAR, 2009).

O monitoramento também pode ser realizado usando armadilhas contendo feromônio sexual sintético para atrair os machos. As armadilhas contendo as iscas devem ser colocadas no campo antes da semeadura. Estas devem ser verificadas e o número de adultos deve ser contado a cada três dias. Deve-se colocar uma armadilha por hectare em grandes áreas e no mínimo duas armadilhas para áreas pequenas, afastadas no mínimo 50 m umas das outras. As armadilhas devem ser instaladas sobre estacas, a 1 m do nível do solo, sempre acima dos ápices caulinares das plantas. No Brasil já tem sido comercializado o feromônio artificial Bio Plutella, que quando colocado em armadilhas adesivas do tipo Delta tem demonstrado ser eficiente na captura de machos da traça-das-crucíferas (IMENES et al., 2002). O Bio Plutella apresenta uma durabilidade de 4 semanas no campo (BIOCONTROLE, 2014a).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural deve sempre obedecer aos padrões técnicos recomendados para adubação, irrigação e tratos culturais, com objetivo de criar condições para a cultura competir com os insetos-praga (HAJI et al., 2002). Devido à falha no controle da traça-das-crucíferas por inseticidas, o interesse por outras formas de manejo vem crescendo na produção das Brassicaceae. Algumas das medidas de controle clássicas que tenham sido utilizadas com algum sucesso são as consorciações, o uso de irrigação por aspersão, cultura armadilha, cultura de cobertura e rotação de cultura e cultivo no limpo (TALEKAR & SHELTON, 1993).

Os efeitos do consórcio sobre *P. xylostella* foram investigados por mais de cinco gerações em laboratório, sendo os tratamentos, consórcio de couve chinesa (*Brassica chinensis*) com alho (*Allium sativum*) e alface (*Lactuca sativa*) e como controle a monocultura de couve chinesa (CAI et al., 2011). Neste estudo constatou-se que a fase larval foi significativamente maior para os tratamentos consorciados em comparação com a monocultura da couve chinesa. Além disso, a viabilidade pupal foi significativamente menor nos consórcios em relação ao controle. Assim sendo, o consórcio pode suprimir as populações da traça-das-crucíferas por um longo período, em vez de apenas por um curto período (CAI et al., 2011). Além disso, a consorciação não interferiu na capacidade de busca do parasitoide *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae), não havendo redução da taxa de parasitismo de larvas de *P. xylostella* em cultivos consorciados (SILVA-TORRES et al., 2011).

Outra forma de manejo cultural, a irrigação, também pode apresentar impacto sobre populações de *P. xylostella*. Em experimento realizado para verificar o impacto da irrigação por aspersão sobre a infestação de *P. xylostella*, em repolho, observou-se redução populacional de 37,5-63,9% em comparação com a testemunha utilizando irrigação por gotejamento (MCHUGH & FOSTER, 1995). Em outro estudo realizado para verificar o impacto da irrigação por aspersão convencional na dinâmica populacional da traça-das-crucíferas em plantas de repolho, observou-se 52,0% de remoção de larvas de primeiro e segundo ínstares quando as plantas estavam com as folhas abertas (OLIVEIRA et al., 2000). Tal fato aumenta a importância do manejo da irrigação nestas culturas visando o manejo da traça-das-crucíferas.

Outro exemplo são as precipitações, as quais também podem afetar negativamente a abundância sazonal de *P. xylostella* (AHMAD & ANSARI, 2010). O efeito de uma hora de chuva simulada de 17,3 mm resultou em 95,3% de remoção de larvas de 1º ínstar, 72,0% de 2º ínstar, 60,7% de 3º ínstar e 42,7% de larvas de 4º ínstar em repolho (KOBORI E AMANO, 2003). Contudo, Sow et al. (2013) não encontraram correlação significativa entre a precipitação e os níveis de infestação de *P. xylostella*.

No que tange a utilização de cultura armadilha, esta consiste na semeadura antecipada ou não, em áreas marginais da lavoura de uma variedade mais precoce e/ou de plantas hospedeiras preferenciais, para atrair ou repelirem o inseto-praga e então impedir o dano à cultura a qual está sendo explorada economicamente. Dentro dessa perspectiva a planta *Barbarea vulgaris* (Brassicaceae) tem recebido atenção significativa devido à alta preferência de oviposição combinada a não sobrevivência larval de *P. xylostella*, podendo esta vir a ser explorada como uma cultura armadilha (BADENES-PEREZ et al., 2004).

Provavelmente, a alta preferência de oviposição de *P. xylostella* está relacionada com a presença de glicosinolatos encontrados, principalmente, em plantas da família Brassicaceae (SUN et al., 2009; BADENES-PEREZ et al., 2010; BADENES-PEREZ et al., 2011). Contudo, os glicosinolatos geralmente desempenham papel-chave na defesa da planta contra insetos herbívoros, contudo no caso de insetos especialistas de crucíferas, como a *P. xylostella*, estes são usados no reconhecimento da planta hospedeira para oviposição (RENEWICK et al., 2006; HOPKINS et al., 2009).

Como os glicosinolatos são um dos maiores grupos de metabólitos especiais contendo enxofre, Badenes-Perez et al. (2010) sugerem que a fertilização de enxofre poderia aumentar a eficácia de *B. vulgaris* como cultura armadilha para *P. xylostella*. Segundo estes autores, tal efeito estaria associada com um aumento quantitativo de glicosinolatos, no entanto outros compostos também podem estar envolvidos.

Com relação a não sobrevivência das larvas de *P. xylostella* sobre *B. vulgaris*, esta é causada pelas saponinas triterpenoides ácidas 3-O- β -celobiose-oleanólica e 3-O- β -celobiose-hederagenin, que atuam como anti-alimentares ou estão correlacionados com a deterência, sendo isolados de *B. vulgaris* var. *arcuata* e *B. vulgaris* var. *variegata*, respectivamente (SHINODA et al., 2002; AGERBIRK et al., 2003; BADENES-PEREZ et al., 2010).

A utilização de culturas de cobertura também pode auxiliar o manejo de *P. xylostella*. O centeio quando utilizado em cobertura na cultura do brócolis pode reduzir o número de ovos, larvas e pupa de *P. xylostella*, provavelmente, devido à interferência na localização do hospedeiro e nos processos de oviposição (BROAD et al., 2008). Cabe ressaltar que o centeio deve ser eliminado antes, para que não haja concorrência com a cultura do brócolis, não comprometendo assim a produtividade da cultura.

Além das medidas culturais citadas anteriormente, a rotação de cultura é uma das mais importantes, pois esta tem, dentro do manejo de pragas, a função de quebrar o ciclo da praga por utilizar outras espécies vegetais, que apresente um conjunto de pragas diferentes (ALVES et al., 2007). O objetivo principal do manejo de pragas por meio de rotação de culturas é interferir nas necessidades da praga durante seu ciclo de vida. Por isso, é importante conhecer o ciclo de vida do inseto-praga, hábitos alimentares e preferências de culturas (ALVES et al., 2007).

5.2. CONTROLE MECÂNICO

Consiste na utilização de medidas de controle que causem a destruição direta dos insetos ou que impeçam os danos por meio do uso de barreiras ou armadilhas (GALLO et al., 2002). Os principais são:

a) catação manual: baseia-se na coleta manual e na destruição direta dos insetos-alvo, no entanto é recomendada em pequenas áreas e quando a mão-de-obra é barata (GALLO et al., 2002).

b) barreiras: consistem no uso de qualquer prática que impeça ou dificulte o acesso dos insetos à planta. Tais barreiras podem ser compreendidas pelo uso de casa-de-vegetação, uso de sombrite, utilização de plantas arbustivas ou gramíneas de grande porte (ex: capim-napier), entre outros (GALLO et al., 2002).

c) armadilhas: os dispositivos de captura de insetos das armadilhas são considerados métodos mecânicos de controle, contudo na maioria dos casos, elas são associadas a outros métodos. Existem armadilhas luminosas e adesivas (métodos mecânico e físico); armadilhas de feromônio (métodos mecânico e etológico), entre outros (GALLO et al., 2002).

Armadilhas adesivas amarelas, faixa de reflectância espectral de 550 nm, foram mais atrativas às mariposas de *P. xylostella*, comparada a outras cores (SIVAPRAGASAM & SAITO, 1986). Pesquisas demonstraram que há uma correlação significativa entre o número de mariposas capturadas pelas armadilhas adesivas e o total de larvas ou pupas na cultura após duas semanas (SIVAPRAGASAM & SAITO, 1986; HALLETT et al., 1993). Assim sendo, as armadilhas adesivas amarelas podem ser uma ferramenta de monitoramento/controle de *P. xylostella* em Brassicaceae (SIVAPRAGASAM & SAITO, 1986; HALLETT et al., 1993).

A resposta fototóxica da traça-das-crucíferas a seis diodos emissores de luz (LEDs) foi avaliada e comparada com uma lâmpada comercial (BLB) (CHO & LEE, 2012). Esses autores verificaram com base na taxa de atração em condições ótimas, que o emissor LED verde (98,3%) apresentou melhor atividade de atração, seguido por UV (90,0%), vermelho (79,4%), amarelo (76,7%), azul (69,4%) e infravermelho (36,7%), enquanto que a BLB apresentou 86,7% de atração. O estudo indicou que a LED verde e UV são os mais adequados para o controle de *P. xylostella*. As LEDs verde e UV têm potencial para controlar *P. xylostella*, e pode proteger as crucíferas contra o inseto (OH et al., 2011).

A associação de métodos mecânicos a outros métodos como, físico e por comportamento, podem ser ferramentas importantes no monitoramento/controle da traça-das-crucíferas, e com isso facilitar a escolha do momento correto para entrada de outros métodos de manejo.

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

O controle biológico (ou biocontrole) é o uso de organismos vivos para reduzir a densidade populacional ou o impacto de um organismo praga específico, tornando-o menos abundante ou prejudicial do que seria de outra forma (EILENBERG et al., 2001). Deste modo, há quatro estratégias de controle biológico: o clássico, por inoculação, por inundação e por conservação. O *controle biológico clássico* tem sido definido como a “introdução intencional de um, geralmente co-evoluído, agente de controle biológico exótico para estabelecimento permanente e controle da praga a longo prazo” (EILENBERG et al., 2001). O *controle biológico por inoculação* é também a introdução intencional de um organismo vivo como um agente de controle biológico, com a expectativa de que se multipliquem e controlem a praga, por um período prolongado, mas não permanente (EILENBERG et al., 2001). O *controle biológico por inundação* é o uso de organismos vivos para controlar pragas em que o controle é conseguido exclusivamente pelos próprios organismos liberados (EILENBERG et al., 2001). O *controle biológico por conservação*, ao contrário de outras estratégias de controle biológico, não exige a introdução ou aumento de inimigos naturais (PELL et al., 2010). Este compreende a modificação do ambiente ou práticas correntes para proteger e aumentar os inimigos naturais específicos ou outros organismos, para reduzir o efeito das pragas (EILENBERG et al., 2001).

Para estas estratégias de controle, uma vasta gama de inimigos naturais, incluindo parasitoides, predadores de artrópodes, vírus, microsporídios, nematoides, fungos e bactérias patogênicos que atacam a traça-das-crucíferas podem ser utilizados. Pesquisas básicas e aplicadas consideráveis têm-se concentrado sobre esses organismos ao longo das últimas duas décadas, especialmente em programas de controle biológico utilizando himenópteros parasitoides (SARFRAZ et al., 2005).

5.3.1. Parasitoides e Predadores

Os parasitoides podem ser definidos, dentro da entomologia, como inseto que parasita um hospedeiro, mata este e exige somente um indivíduo para completar o desenvolvimento, sendo o adulto de vida livre (PARRA et al., 2002). Já os predadores são indivíduos de vida livre, usualmente maior do que as presas requerem um grande número de presas para completar o seu ciclo de vida, e podem apresentar o comportamento predatório, tanto no estágio ninfal (larval) como adulto (PARRA et al., 2002). Estes podem ser de hábito alimentar mastigadores ou sugadores (PARRA et al., 2002).

Inúmeros parasitoides e predadores atacam todos os estágios de desenvolvimento de *P. xylostella*, sendo os parasitoides os mais amplamente estudados (BORTOLI et al., 2013). Mais de 90 espécies de parasitoides foram registradas em todo o mundo atacando todos os estágios de desenvolvimento de *P. xylostella* (TALEKAR & SHELTON, 1993). Parasitoides larvais e pupais são os mais frequentes e efetivos no controle da traça-das-crcíferas (TALEKAR & SHELTON, 1993). Dentre estes parasitoides, destacam-se os gêneros *Diadegma* e *Diadromus*, (ambos Ichneumonidae), *Cotesia* (Braconidae), e a espécie *Oomyzus sokolowskii* (Eulophidae) (TALEKAR & SHELTON, 1993; WANG et al., 1999; SILVA-TORRES et al., 2009). Por outro lado, os parasitoides de ovos pertencentes ao gênero *Trichogramma* contribui pouco para o controle natural e necessita de liberações massais frequentes, no entanto, tal fato não reduz a importância destes no manejo de *P. xylostella* (PRATISSOLI et al., 2004; PRATISSOLI et al., 2008).

Há relatos da presença destes inimigos naturais em várias partes do mundo, seja por ocorrência natural ou por emprego no controle biológico clássico (FURLONG et al., 2013). No Brasil, na região de Brasília, sete espécies de parasitoides foram observadas em uma população de *P. xylostella* na cultura do repolho, sendo as duas

espécies mais comuns, *Diadegma liontinae* (Brethes) (Hymenoptera: Ichneumonidae) e *Apanteles piceotrichosus* (Blanchard) (Hymenoptera: Braconidae) (GUILLOUX et al., 2003). As demais espécies relatadas foram *O. sokolowskii*; *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Ichneumonidae); *Conura* (= *Spilochalcis*) *pseudofulvovariiegata* (Becker) (Hymenoptera: Chalcididae); *Actia* sp. (Diptera: Tachinidae); *Conura* (= *Spilochalcis*) *unimaculata* (Ashmead) (Hymenoptera: Chalcididae) (GUILLOUX et al., 2003). Já em Pernambuco, em um cultivo de couve orgânica, sete inimigos naturais de *P. xylostella* foram observados: três parasitoides, *C. plutellae*, *C. pseudofulvovariiegata* e *Tetrastichus howardi* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae), e quatro predadores, *Cheiracanthium inclusum* (Hentz) (Araneae: Miturgidae), *Pheidole* sp. Westwood (Hymenoptera: Formicidae), ninfas e adultos de *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) e uma espécie não identificada (SILVA-TORRES et al., 2010a).

Em pesquisa realizada com *O. sokolowskii* verificou-se que o número de larvas parasitadas aumentou de acordo com a densidade do hospedeiro e variou de 1,7 a 10,4, em laboratório, e de 0,61 a 7,0, em campo (SILVA-TORRES et al., 2010b). Estes mesmos autores constataram que o tempo de exposição aos parasitoides proporcionou maior taxa de parasitismo após 72h (24h, 52,4% e 72h, 80,7%) independentemente da densidade. Além da densidade do hospedeiro, a idade e o fotoperíodo são fatores que afetam o desempenho do parasitoide *O. sokolowskii* sobre a traça-das-crucíferas (SILVA-TORRES et al., 2009). Estes autores observaram que o número de encontros entre parasitoide e hospedeiro e a taxa de parasitismo aumentaram com a idade das fêmeas até 96h. Também verificaram que a atividade de parasitismo ocorreu até 20 dias de idade. Contudo, o número de descendentes por fêmea decresceu com a sua idade, sendo o mesmo observado para o número de parasitoides emergidos por larva parasitada. Com relação ao fotoperíodo, a exposição contínua do hospedeiro à luz ou ao escuro por 12h não

afetou a taxa de parasitismo, porém, os parasitoides apresentaram maior atividade após 3h de exposição à luz (SILVA-TORRES et al., 2009). De acordo com os pesquisadores, a possível utilização de *O. sokolowskii*, em campo, deverá considerar a liberações de parasitoides com idade entre 48h e 72h e, preferencialmente, na madrugada para maiores chances de sucesso de parasitismo.

Além das recomendações anteriores, outra característica importante para o sucesso deste parasitoide é que o mesmo sempre apresenta maior número de gerações do que o de *P. xylostella*, podendo *O. sokolowskii* desenvolver até 24 gerações por ano, enquanto que a *P. xylostella* pode chegar a 20 gerações anuais (FERREIRA et al., 2003). Além disso, o parasitoide *O. sokolowskii* é capaz de dispersar até 24 metros do ponto de liberação, na cultura da couve, e parasitar *P. xylostella* (SILVA-TORRES et al., 2011).

Com relação aos parasitoides de ovos do gênero *Trichogramma* inúmeras espécies e linhagens têm sido estudadas (PRATISSOLI et al., 2008; TABONE et al., 2010; MEIRA et al., 2011). Sendo que, variação na eficiência de controle *P. xylostella* pode ocorrer em função da espécie e/ou linhagem deste parasitoide (PRATISSOLI et al., 2008; TABONE et al., 2010; MEIRA et al., 2011). Espécies como *Trichogramma pretiosum* Riley, *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Planter, *Trichogramma evanescens* Westwood e *Trichogramma chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae) tem-se destacado como as mais promissoras para o manejo desta praga (PRATISSOLI et al., 2008; TABONE et al., 2010; ZAGO et al., 2010; MEIRA et al., 2011). Meira et al. (2011) verificaram que *T. pretiosum* pode parasitar até 27,8 ovos, sendo 80% destes parasitados após 5-6 dias de sua emergência. Tal característica pode variar em função da técnica de criação utilizada, do hospedeiro natural do parasitoide, da geração em laboratório, das condições laboratoriais, do

hospedeiro alternativo e das espécies e/ou linhagens utilizadas (PRATISSOLI et al., 2004; PEREIRA et al., 2007).

De acordo com Tabone et al. (2010) resultados de laboratório podem não condizer com o que realmente ocorrerá em campo, visto que, de 17 espécies e/ou linhagem de *Trichogramma* estudadas nem sempre as que tiveram maior parasitismo em condição de laboratório foram as melhores em campo. Além disso, o número de ovos parasitados pode estar relacionado com a densidade de ovos, bem como com o local de oviposição de *P. xylostella*, sendo no caso do repolho, superior nos locais de maior número de ovos depositados pela praga, como na folha da cabeça (ZAGO et al., 2010). Segundo estes autores, em plantas de repolho antes da formação da cabeça, onde houve distribuição homogênea dos ovos entre as folhas das plantas, não há diferença no parasitismo. No entanto, apesar do comportamento de parasitismo estar associado a locais de maior densidade do hospedeiro, sendo que no caso da planta de repolho esta ocorre na base das folhas, o parasitismo não se concentrou nesse local. Tal fato, provavelmente, se deve a maior acessibilidade na superfície superior da folha e a maior luminosidade incidente, indicando que locais de maior profundidade na copa da planta podem permitir, de certa forma, algum escape do parasitismo. Desta forma, fica evidente a importância da inclusão da planta hospedeira no estudo de seleção do parasitoide mais eficiente contra *P. xylostella*.

Além de se considerar fatores intrínsecos a praga, planta hospedeira e parasitoide, deve-se também atentar para o impacto de outros métodos de manejos sobre estes inimigos naturais. No caso do parasitoide de ovos *Trichogramma*, os inseticidas utilizados para o controle de *P. xylostella* devem ser analisados, pois alguns não são seletivos para estes parasitoides, como é o caso do Endosulfan e Etofenprox (GOULART et al., 2012). Contudo, segundo os mesmos autores, o Triflumuron é um produto seletivo a estes parasitoides, sendo mais recomendado quando

empregado ambos os métodos de manejos. Os bioinseticidas a base de *B. thuringiensis* utilizados para o controle de *P. xylostella*, também, podem influenciar negativamente o parasitoide *T. pretiosum* em ovos desta praga (BORTOLI et al., 2012).

Com relação aos predadores, alguns estudos têm sido realizados com *P. nigrispinus*, sendo o número de estudos entre a relação presa-predadores significativamente baixos, principalmente em campo (FURLONG & ZALUCKI, 2010). Pesquisa comparando ovos, larvas e pupas de *P. xylostella* como presas para *P. nigrispinus* evidenciou que ovos e larvas de 1º ínstar são alimentos inadequados ao desenvolvimento do referido predador (VACARI et al., 2013). Contudo, larvas de 4º ínstar e pupas são capazes de fornecer nutrientes adequados ao desenvolvimento desta espécie predadora (VACARI et al., 2013). Entretanto, quando se estudou a densidade e a preferéncia alimentar, observou-se um consumo de 10,5 larvas e 5,5 pupas em 24h, por *P. nigrispinus*, evidenciando a preferência por larvas de *P. xylostella* (VACARI et al., 2012).

5.3.2. Bactérias Entomopatogênicas

Com relação à utilização de bactérias entomopatogênicas, a principal é *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Berliner), que é uma bactéria gram-positiva de solo, que forma esporos, durante a fase estacionária do seu ciclo de crescimento (SANAHUJA et al., 2011). Os esporos contêm cristais, que compreende predominantemente uma ou mais proteínas Cry e/ou Cyt (também conhecida como δ -endotoxinas) que possuem atividade inseticida potente e específica (SANAHUJA et al., 2011). Apesar da imensa diversidade das cepas contendo diferentes genes de toxina cry apenas duas subespécies de Bt têm sido desenvolvidas em produtos pulverizáveis (*kurstaki* e

aizawai) para o controle de lepidópteros pragas, uma estirpe pertencente à subespécie *morrisoni* (conhecido como *tenebrionis*) para controle de coleópteros pragas e uma estirpe de Bt subespécies *israelensis* - conhecido como (Bti) - que é altamente tóxica para dípteros (SANCHIS & BOURGUET, 2008).

Quando se trata do manejo de *P. xylostella* com toxinas Bt, esta se destaca como a primeira praga a apresentar resistência a campo a esta toxina. Tal fato foi relatado no Havaí em 1990, quando populações de *P. xylostella* coletadas no campo exibiram níveis de resistência de 30 vezes a Dipel® (Btk, *B. thuringiensis* subsp. *kurstaki*) (TABASHNIK et al., 1990). Em triagem laboratorial desta colônia com Dipel®, esta teve rapidamente aumento de seleção da resistência, sendo que a colônia resultante se apresentou 6.800 vezes mais resistente a Cry1Ac (TABASHNIK et al., 1993). Esta resistência pode atingir níveis superiores a 60.000 vezes, como ocorrido em seleção laboratorial de uma população de *P. xylostella* coletada de campo Cry1C resistente (ZHAO et al., 2000).

Para contornar tais problemas inúmeros estudos de seleção e caracterização de estirpes de *B. thuringiensis* tem sido realizado, como por exemplo, no Banco de Germoplasma de *Bacillus* spp., da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, das 203 estirpes testadas, sete causaram 100% de mortalidade e foram semelhantes à estirpe padrão utilizada, *B. thuringiensis* subsp. *kurstaki* (MEDEIROS et al., 2005). Com a melhoria das estirpes a partir da década de 1960 ocorreu a substituição de muitos dos primeiros produtos por novas cepas de Bt que eram até 10 vezes mais potentes do que as anteriores, continuando a busca por novas e melhores variedades (SANAHUJA et al., 2011). A maioria dos produtos Bt são derivados de *kurstaki* HD1 como, por exemplo, as formulações Dipel e Thuricide (SANAHUJA et al., 2011). Pesquisas têm demonstrado que a adaptação a uma gama de hospedeiros pode ser alcançada não só através da descoberta de novas toxinas, mas também através da

criação de novas estirpes de bactérias que transportem combinações previamente desconhecidas de toxinas existentes, um processo que pode ser implementado por conjugação ou por transformação direta (GONZÁLEZ et al., 1982; KRONSTAD et al, 1983; THOMAS et al., 2002; SANTOS et al., 2010). Como exemplo, pode-se citar o biopesticida Agree® a base de *B. thuringiensis* var. *aizawai* GC 91, transconjugado (híbrido) com toxinas de *B. thuringiensis* var. *kurstaki*, recomendado para controle de *P. xylostella* (Tabela 1) (BIOCONTROLE, 2014b).

Em estudo para comparar a toxicidade e controle residual de *P. xylostella* com duas formulações de *B. thuringiensis*, constou-se que Agree® e Dipel® apresentaram taxas de controle semelhantes até 10 dias após a aplicação, porém após 15 dias, Agree® foi significativamente mais eficiente do que Dipel® (MORAES & FOERSTER, 2012). Contudo, ambas as formulações apresentaram uma redução na mortalidade larval quando as plantas foram expostas às condições climáticas em comparação aos mesmos tratamentos mantidos em casa de vegetação (MORAES & FOERSTER, 2012).

Algumas formulações contendo bactérias entomopatogênicas para o controle de *P. xylostella* estão devidamente registradas para determinadas Brassicaceae no Brasil (Tabela 1). Os produtos biológicos mais comumente encontrados contém *B. thuringiensis* var. *kurstaki*, expressam toxinas Cry1Aa, Cry1Ab e Cry1Ac (THULER et al., 2007b).

Tabela 1. Produtos comerciais à base de *Bacillus thuringiensis* recomendados para controle de *Plutella xylostella*, em Brassicaceae.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Able	Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	SC	III	IV
Agree	Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>aizawai</i> GC 91 + <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	III	IV
Bac Control	Brócolis, Couve-flor, Repolho e Couve.	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV
Dipel	Brócolis, Couve-flor, Repolho e Couve.	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	II	IV
Dipel	Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WG	II	IV
Thuricide	Brócolis, Couve-flor, Repolho e Couve.	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV
Xentari	Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>aizawai</i>	WG	II	III

Fonte: MAPA (2013).

¹Formulação: WP - Pó molhável; WG - Grânulos dispersíveis em água; e SC - Suspensão concentrada.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

Outra estratégia que tem sido utilizada para o manejo de *P. xylostella* é utilização de plantas transgênicas que expressam proteínas inseticidas de *B. thuringiensis* (plantas Bt) (ZHAO et al., 2005). Contudo, prevenir ou retardar a evolução da resistência de insetos (“manejo da resistência”) é fundamental para o uso sustentável de plantas Bt. Dentro deste contexto, plantas contendo dois genes da toxina Bt diferentes na mesma planta (“piramidado”) têm o potencial de retardar a resistência a insetos (STEWART et al., 2001; ZHAO et al., 2003; ZHAO et al., 2005). No entanto, plantas Bt piramidadas não deve ser implantada simultaneamente com plantas Bt que expressão uma única toxina se elas compartilham uma toxina Cry similar (ZHAO et al., 2005).

5.3.3. Fungos Entomopatogênicos

Entre os microrganismos, os fungos entomopatogênicos constituem o maior grupo de patógenos de insetos, sendo, os dois principais grupos pertencentes às ordens Entomophthorales e Hypocreales (anteriormente chamado Hyphomycetes) (HUSSAIN et al., 2012). Mais de 700 espécies de fungos são conhecidas por causar infecções em insetos (WRAIGHT et al., 2007). Dentre estas, isolados de *Zoophthora radicans* (Brefeld) Batko (PELL et al., 1993), *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown e Smith (ALTRE et al., 1999), *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin, espécies de *Fusarium* e *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin tem sido relatadas por infectar *P. xylostella* (IBRAHIM & LOW, 1993; VANDENBERG & RAMOS, 1997; SHELTON, et al., 1998; VANDENBERG et al., 1998).

No Brasil, aproximadamente, 48 micopesticidas já foram disponibilizados, sendo que 40 produtos se encontram atualmente disponíveis no mercado e aproximadamente 19 biofábricas (empresas com fins lucrativos) estão em funcionamento (MICHEREFF FILHO et al., 2009). Contudo, quando se trata das

Brassicaceae, não há bioinseticida à base de fungos registrados para esta cultura no Brasil. No entanto, alguns fungos entomopatogênicos têm sido estudados para determinar seu potencial como agente de controle biológico de *P. xylostella* (BORTOLI et al., 2013). No Brasil, as principais espécies estudadas são *M. anisopliae* e *B. bassiana* (SILVA et al., 2003; SANTOS JR. et al., 2006; RONDELLI et al., 2012).

Numa seleção entre 17 isolados de *B. bassiana*, quatro (CCA/UFES-4, CCA/UFES-18, CCA/UFES-31 e ESALQ-447) apresentaram viabilidade para serem utilizados no controle da traça-das-crucíferas, além destes o produto comercial Boveril® WP, também demonstrou ser eficiente (RONDELLI et al., 2012). Em casa de vegetação observou-se que o isolado ESALQ-447 reduziu tanto a viabilidade larval quanto a pupal, reduzindo significativamente os níveis da população da praga na geração seguinte (RONDELLI et al., 2013). Além disso, estes mesmos autores não descartam a utilização do produto comercial Boveril® WP no manejo de *P. xylostella*, apesar deste ter apresentado redução apenas na viabilidade larval. Tal fato justifica-se pela não disponibilidade de produtos registrados para *P. xylostella* no mercado, fazendo deste um produto útil para o manejo desta praga.

5.3.4. Nematoides Entomopatogênicos

Com relação aos nematoides entomopatogênicos (NEPs), as famílias Steinernematidae e Heterorhabditidae tem recebido maior atenção visando ao manejo de pragas (LEWIS & CLARKE, 2012; SHAPIRO-ILAN et al., 2012). Larvas de *P. xylostella* foram suscetíveis a *Heterorhabditis* sp. SL0708 que causou uma taxa de mortalidade de 95,6% das larvas na concentração de 600 juvenis infectantes (JIs)/mL (SÁENZ A., 2012). Já em um estudo de campo com *Steinernema*

thermophilum Ganguly & Singh (Rhabditida: Steinernematidae) observou-se redução dos danos causados por *P. xylostella*, que variou de 9,7 a 43,1% de acordo com a concentração de JIs (1000 a 3000 JIs/mL) (SOMVANSI et al., 2006).

5.4. CONTROLE POR RESISTÊNCIA DE PLANTAS

A interação inseto-planta é um sistema dinâmico, sujeito à variação e mudança contínua (SCHOONHOVEN et al., 2005). A fim de reduzir o ataque de insetos, as plantas desenvolveram mecanismos de defesa diferentes, incluindo as barreiras físicas e químicas, tais como a indução de proteínas de defesa, compostos voláteis que atraem predadores dos insetos herbívoros, metabólitos secundários e densidade de tricomas (BIRKETT et al., 2000; BALDWIN, 2001; FORDYCE & AGRAWAL, 2001; HARUTA et al., 2001; KLIEBENSTEIN et al., 2001). Em paralelo, os insetos desenvolveram estratégias para superar as barreiras das plantas, como a metabolização e o sequestro de compostos tóxicos, os mecanismos de fuga e alteração do padrão de expressão gênica (ZANGERL, 1990; SCOTT & WEN, 2001; SILVA et al., 2001; NISHIDA, 2002).

No caso específico da interação entre *P. xylostella* e Brassicaceae alguns resultados indicam que componentes de cera primárias, incluindo os componentes específicos de alquilo de cadeia longa, têm atividade aleloquímica que influenciam no comportamento de aceitação do hospedeiro por larvas de *P. xylostella* (EIGENBRODE & PILLAI, 1998). Além destas, os metabólitos secundários de plantas, como glucosinolatos, são utilizados no reconhecimento da planta hospedeira por insetos especializados em Brassicaceae, como *P. xylostella* (HALKIER & GERSHENZON, 2006; HOPKINS et al., 2009). Em pesquisa realizada com *Barbarea* spp. foi quantificado os glucosinolatos presentes na superfície das folhas

desta crucíferas, e demonstrado que as concentrações de glucosinolatos encontradas eram suficientes para atrair *P. xylostella* para ovipositar (BADENES-PÉREZ et al., 2011).

Em uma análise realizada para classificar cultivares de brássicas levando em consideração a resistência à traça-das-crucíferas e à presença de glucosinolatos, verificou-se que o repolho “Chato de Quintal” apresentou nível mais elevado da substância glucobrassicina, sendo consequentemente classificado como moderadamente resistente a *P. xylostella* (THULER et al., 2007a). Outro estudo avaliou diferentes genótipos de couve e constatou-se que genótipo Couve de Arthur Nogueira 2 foi menos favorável ao desenvolvimento de *P. xylostella* na 1ª e 2ª gerações. Já a Couve Comum demonstrou maior influência negativa ao inseto apenas na segunda geração (BOIÇA JUNIOR et al., 2011).

5.5. CONTROLE QUÍMICO

O controle químico baseia-se na utilização de inseticidas químicos sintéticos, produtos estes responsáveis pela revolução no controle dos insetos, que tem sido o meio mais eficiente e econômico de combatê-los, principalmente se o objetivo for maximização da produtividade das culturas em grandes áreas. Este método tem sido o mais utilizado nos campos produtores de crucíferas, por ser considerado prático, rápido e eficiente na redução populacional de praga, principalmente de *P. xylostella* (TALEKAR & SHELTON, 1993; CASTELO BRANCO & MELO, 2002; DIAS et al., 2004).

Os grupos químicos utilizados para o controle desta praga têm grande variabilidade em termos de ingrediente ativo, formulação e classes toxicológicas e ambientais (Tabela 2).

Tabela 2. Grupos químicos e ingredientes ativos registrados para controle de *Plutella xylostella* em diferentes culturas de brássicas.

Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
				Toxicológica ²	Ambiental ³
Brócolis	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
Canola	Piretroide	Bifentrina	EC	II	II
Couve-flor	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
	Piretroide	Permetrina	EC	III	II
	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
	Metilcarbamato de naftila	Carbaril	WP	III	II
Repolho	Antranilamida + Piretroide	Clorantraniliprole + Lambda-cialotrina	SC	II	I
	Tetranortriterpenoide	Azadiractina	EC	III	IV
	Benzoiluréia	Teflubenzurom	SC	IV	II
	Benzoiluréia	Lufenurom	EC	IV	II
	Benzoiluréia	Novalurom	EC	III	II
	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
	Piretroide	Permetrina	EC	I	II
	Metilcarbamato de benzofuranila	Carbofurano	GR	III	II
	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
	Análogo de pirazol	Clorfenapir	SC	III	II
	Feniltioureia	Diafentiurom	WP	I	II
	Antranilamida	Clorantraniliprole	SC	III	II
	Oxadiazina	Indoxacarbe	WG	I	III
	Metilcarbamato de naftila	Carbaril	WP	III	II
	Espinosinas	Espinosade	SC	IV	III

(Continua)

Tabela 2. Grupos químicos e ingredientes ativos registrados para controle de *Plutella xylostella* em diferentes culturas de brássicas. (Continuação).

Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
				Toxicológica ²	Ambiental ³
Couve	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
	Piretroide	Permetrina	EC	III	II

Fonte: MAPA (2013).

¹Formulação: EC - Concentrado emulsionável; SL - Concentrado solúvel; SP - Pó solúvel; WP - Pó molhável; SC - Suspensão concentrada; GR - Granulado; e WG - Grânulos dispersíveis em água.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

A mais de uma década no Brasil, inúmeros estudos têm sido desenvolvidos para avaliar a ação de inseticidas químicos sintéticos sobre *P. xylostella*, em diferentes populações e os níveis de resistência das populações a estes produtos (CASTELO BRANCO & GATEHOUSE, 1997; CASTELO BRANCO et al., 2003; OLIVEIRA et al., 2011; SANTOS et al., 2011; SILVA et al., 2012). Três populações de *P. xylostella* provenientes do Distrito Federal foram avaliadas em laboratório, para verificar os níveis de resistência aos inseticidas cartap, deltametrina e metamidofós (CASTELO BRANCO & GATEHOUSE, 1997). Estes pesquisadores constataram que os níveis de resistência a deltametrina variaram de 4 a 47 vezes quando comparados a uma população susceptível de laboratório, enquanto que para metamidofós se situaram entre 2 e 9 vezes. Já para o cartap não foi encontrada resistência (CASTELO BRANCO & GATEHOUSE, 1997).

Pesquisa realizada com populações de *P. xylostella* dos Estados do Ceará (Tianguá), Minas Gerais (Barroso), Bahia (Mucugê), Mato Grosso (Sinop) e no Distrito Federal (Brasilândia e Embrapa Hortaliças) visando avaliar a suscetibilidade a abamectin, acefato, *B. thuringiensis*, cartap, clorfluazuron, deltametrina e spinosad, constataram

que as populações da traça-das-crucíferas brasileiras são resistentes a um ou mais destes ingredientes ativos (CASTELO BRANCO et al., 2003). No Estado de Pernambuco, tendo os agricultores alegado falha no controle de *P. xylostella*, as razões de resistência de diferentes populações foram comparadas entre cinco ingredientes ativos diferentes: abamectina, metomil, lufenuron, indoxacarbe e diafenthiuron (SANTOS et al., 2011). A população do município de Bezerros exibiu os índices mais altos de resistência a indoxacarb (25,3 vezes), abamectina (61,7 vezes), e lufenuron (705,2 vezes), quando comparado com a população de referência (SANTOS et al., 2011). Já as populações dos municípios de Bonito e Jupi foram 33,0 e 12,0 vezes mais resistente ao lufenuron e abamectina, respectivamente, quando comparados com a população de referência (SANTOS et al., 2011).

Segundo Castelo Branco et al. (2013) tais problemas de resistências deste inseto a inseticida estão correlacionados com:

- ✓ As características biológicas desta espécie – visto que esta apresenta ciclo de vida curto, quando comparado com outros insetos;
- ✓ A não rotação de ingredientes ativos – constante aplicação de inseticidas com os mesmos ingredientes ativos em doses mais concentradas; e
- ✓ Não seguir a recomendação do fabricante – utilização de dosagem que não atende ao descrito no rótulo do produto fitossanitário utilizado.

Atualmente a preocupação com meio ambiente tem sido cada vez maior e a busca por alternativas de controle de praga que impactem cada vez menos tem sido o foco de inúmeras pesquisas. Dentro deste contexto, os inseticidas de origem vegetal têm ganhado cada vez mais destaque no manejo de pragas. Entre estes, o extrato de nim (*Azadirachta indica*) tem mostrado resultados significativos no controle de *P. xylostella*, afetando o crescimento, a mortalidade das larvas durante a ecdise, postura,

deformação em pupas e adultos, e os processos fisiológicos da reprodução, como a maturação do óvulo inadequada e infertilidade, que interferem na eclosão larval (MORDUE & BLACKWELL, 1993; BORTOLI et al., 2006; THULER et al., 2007c; THULER et al., 2008; JESUS et al., 2011).

O método químico é uma estratégia muito interessante para o manejo de *P. xylostella*, desde que utilizados de forma correta, pois há um grande número de grupos químicos com diferentes ingredientes ativos, o que permite rotação de molécula química e reduz o desenvolvimento de resistência (BORTOLI et al., 2013). Dentro do contexto do Manejo Fitossanitário de Pragas (MFP) este método deve ser integrado a outros métodos, visando assim reduzir o número de aplicações e obter um produto final de qualidade superior. Além disso, deve ser levado em consideração na escolha do produto químico a sua seletividade a inimigos naturais, o que contribui para a manutenção de populações consideradas benéficas para o manejo de *P. xylostella* (BORTOLI et al., 2013).

6. CONCLUSÃO

Conhecer a praga a ser manejada é ponto mais importante para se ter sucesso no controle da mesma. Além disso, os métodos de manejos disponíveis também devem ser conhecidos e dominados, para que possam ser integralizados, levando em consideração custo, impacto ambiental e social. Assim sendo, a probabilidade de se ter um produto final de alta qualidade e produzido de forma sustentável se tornam muito maiores.

7. REFERÊNCIAS

- AGERBIRK, N.; OLSEN, C.E.; BIBBY, B.M.; FRANDSEN, H.O.; BROWN, L.D.; NIELSEN, J.K.; RENWICK, J.A.A. A saponin correlated with variable resistance of *Barbarea vulgaris* to the diamondback moth *Plutella xylostella*. **Journal of Chemical Ecology**, v.29, n.6, p.1417-1433, 2003.
- AHMAD, T.; ANSARI, M.S. Studies on seasonal abundance of diamondback moth *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae) on cauliflower crop. **Journal of Plant Protection Research**, v.50, n.3, p.280-287, 2010.
- ALTRE, J.A.; VANDENBERG, J.D.; CANTONE, F.A. Pathogenicity of *Paecilomyces fumosoroseus* isolates to diamondback moth, *Plutella xylostella*: correlation with spore size, germination speed, and attachment to cuticle. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.73, n.3, p.332-338, 1999.
- ALVES, F.R.; POLANCZYK, R.A.; ZANUNCIO JUNIOR, J.S.; HOLTZ, A.M.; VIANNA, U.R. Manejo fitossanitário de doenças e pragas – novas perspectivas. In: JESUS JUNIOR, W.C. de; POLANCZYK, R.A.; PRATISSOLI, D.; PEZZOPANE, J.E.M.; SANTIAGO, T. **Atualidades em defesa fitossanitária**. Alegre: UFES, Centro de Ciências Agrárias, 2007. p.383-416.
- BADENES-PEREZ, F.R.; SHELTON, A.M.; NAULT, B.A. Evaluating trap crops for diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **Journal of Economic Entomology**, v.97, n.4, p.1365-1372, 2004.
- BADENES-PEREZ, F.R.; REICHELT, M.; HECKEL, D.G. Can sulfur fertilization increase the effectiveness of trap crops for diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae)? **Pest Management Science**, v.66, n.8, p.832-838, 2010.
- BADENES-PÉREZ, F.R.; REICHELT, M.; GERSHENZON, J.; HECKEL, D.G. Phylloplane location of glucosinolates in *Barbarea* spp. (Brassicaceae) and misleading assessment of host suitability by a specialist herbivore. **New Phytologist**, v.189, n.2, p.549-556, 2011.
- BALDWIN, I.T. An ecologically motivated analysis of plant-herbivore interactions in native tobacco. **Plant Physiology**, v.127, n.4, p.1449-1458, 2001.
- BARROS, R.; VENDRAMIM, J.D. Efeito de cultivares de repolho, utilizadas para criação de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), no desenvolvimento

de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.28, n.3, p.469-476, 1999.

BIOCONTROLE. **Bio Plutella**. 2014. Disponível em:
<<http://www.biocontrole.com.br/?area=produtos&id=12>>. Acesso em: 1 mai. 2014a.

BIOCONTROLE. **Agree**. 2014. Disponível em:
<<http://www.biocontrole.com.br/?area=produtos&id=1>>. Acesso em: 10 mai. 2014b.

BIRKETT, M.A.; CAMPBELL, C.A.M.; CHAMBERLAIN, K.; GUERRIERI, E.; HICK, A.J.; MARTIN, J.L.; MATTHES, M.; NAPIER, J.A.; PETTERSSON, J.; PICKETT, J.A.; POPPY, G.M.; POW, E.M.; PYE, B.J.; SMART, L.E.; WADHAMS, G.H.; WADHAMS, L.J.; WOODCOCK, C.M. New roles for cisjasmone as na insect semiochemical and in plant defense. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.97, n.16, p.9329-9334, 2000.

BOIÇA JUNIOR, A.L.; TAGLIARI, S.R.A.; PITTA, R.M.; JESUS, F.G.; BRAZ, L.T. Influência de genótipos de couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* DC.) na biologia de *Plutella xylostella* (L., 1758) (Lepidoptera: Plutellidae). **Ciência & Agrotecnologia**, v.35, n.4, p.710-717, 2011.

BORTOLI, A.S. de; THULER, R.T.; LOPES, B.S. Efeito de lufenuron e azadiractina sobre adultos de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **Científica**, v.34, n.1, p.53-58, 2006.

BORTOLI, A.S. de; VACARI, A.M.; MAGALHÃES, G.O.; DIBELLI, W.; de BORTOLI, C.P.; ALVES, M.P. Subdosagens de *Bacillus thuringiensis* em *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) e *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Caatinga**, v.25, n.2, p.50-57, 2012.

BORTOLI, S.A. de; POLANCZYK, R.A.; VACARI, A.M.; BORTOLI, C.P. de; DUARTE, R.T. *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae): Tactics for Integrated Pest Management in Brassicaceae. In: SOLONESKI, S.; LARRAMENDY, M. (Ed.), **Weed and Pest Control - Conventional and New Challenges**. Rijeka: InTech. 2013. p.31-51.

BROAD, S.T.; SCHELLHORN, N.A.; LISSON, S.N.; MENDHAM, N.J. Host location and oviposition of lepidopteran herbivores in diversified broccoli cropping systems. **Agricultural and Forest Entomology**, v.10, n.2, p.157-165, 2008.

CAI, H.J.; LI, S.Y.; RYALL, K.; YOU, M.S.; LIN, S. Effects of intercropping of garlic or lettuce with *Chinese cabbage* on the development of larvae and pupae of diamondback moth (*Plutella xylostella*). **African Journal of Agricultural Research**, v.6, n.15, p.3609-3615, 2011.

CAPINERA, J.L. **Diamondback Moth, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Insecta: Lepidoptera: Plutellidae)**. EENY-119 (IN276), one of a series of featured creatures from the entomology and nematology department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. 2012.

CARVALHO, J. da S.; BORTOLI, S.A. de; THULER, R.T.; GOULART, R.M.; VOLPE, H.X.L. Efeito de sinigrina aplicada em folhas de brássicas sobre características biológicas de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, v.32, n.1, p.15-20, 2010.

CASTELO BRANCO, M.; GATEHOUSE, A.G. Insecticide resistance in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae) in the Federal District, Brazil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.26, n.1, p.75-79, 1997.

CASTELO BRANCO, M.; FRANÇA, F.H.; MEDEIROS, M.A.; LEAL, J.G. Uso de inseticidas para o controle da traça-do-tomateiro e traça-das-crucíferas: um estudo de caso. **Horticultura Brasileira**, v.19, n.1, p.60-63, 2001.

CASTELO BRANCO, M.; MELO, C.A. Resistência a abamectin e cartap em populações de traça-das-crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.4, p.541-543, 2002.

CASTELO BRANCO, M.; FRANÇA, F.H.; PONTES, L.A.; AMARAL, P.S.T. Avaliação da suscetibilidade a inseticidas em populações de traça-das-crucíferas de algumas áreas do Brasil. **Horticultura Brasileira**, v.21, n.3, p.549-552, 2003.

CHAGAS FILHO, N.R.; BOIÇA JR, A.L.; ALONSO, T.F. Biologia de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) em cultivares de couve-flor. **Neotropical Entomology**, v.39, n.2, p.253-259, 2010.

CHAPMAN, J.W.; REYNOLDS, D.R.; SMITH, A.D.; RILEY, J.R.; PEDGLEY, D.E.; WOIWOD, I.P. High-altitude migration of the diamondback moth *Plutella xylostella* to the U.K.: a study using radar, aerial netting, and ground trapping. **Ecological Entomology**, v.27, n.6, p.641-650, 2002.

CHENG, L.; YU, G.; CHEN, Z.; LI, Z. Insensitive acetylcholine receptor conferring resistance of *Plutella xylostella* to nereistoxin insecticides. **Agricultural Sciences in China**, v.7, n.7, p.847-852, 2008.

CHO, K.-S.; LEE, H.-S. Visual preference of diamondback moth, *Plutella xylostella*, to light-emitting diodes. **Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry**, v.55, n.5, p.681-684, 2012.

CORDERO, R.J.; KUCHAR, T.P. Diamondback moth in virginia. **Virginia Cooperative Extension**, 444-007, p.1-3, 2009.

DIAS, D.G.S.; SOARES, C.M.S.; MONERAT, R. Avaliação de larvicidas de origem microbiana no controle da traça-das-crucíferas em couve-flor. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.3, p.553-556, 2004.

DOSDALL, L.; MASON, P.; OLFERT, O.; KAMINSKI, L.; KEDDIE, B. The origins of infestations of diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.), in canola in western Canada. In: ENDERSBY, N.M.; RIDLAND, P.M. (Ed.). **The fourth international workshop on the management of diamondback moth and other cruciferous pests**. Melbourne: Institute of Horticultural Development. 2001. p.95-100.

DHUMALE, U.M.; MOHARIL, M.P.; GHODKI, B.S. Geographical variations and genetics of pyrethroid resistance in diamondback moth *Plutella xylostella* L. **International Journal of Integrative Biology**, v.7, n.3, p.175-180, 2009.

EIGENBRODE, S.D.; PILLAI, S.K. Neonate *Plutella xylostella* responses to surfasse wax components of a resistant cabbage (*Brassica oleraceae*). **Journal of Chemical Ecology**, v.24, n.10, p.1611-1627, 1998.

EILENBERG, J.; HAJEK, A.; LOMER, C. Suggestions for unifying the terminology in biological control. **Biological Control**, v.46, n.4, p.387-400, 2001.

FERREIRA, S.W.J.; BARROS, R.; TORRES, J.B. Exigências térmicas e estimativa do número de gerações de *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae), para regiões produtoras de crucíferas em Pernambuco. **Neotropical Entomology**, v.32, n.3, p.407-411, 2003.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo Manual de Olericultura**. Viçosa: UFV, 2008. 421p.

FORDYCE, J.A.; AGRAWAL, A.A. The role of plant trichomes and caterpillar group size on growth and defense of the pipevine swallowtail *Battus philenor*. **Journal of Animal Ecology**, v.70, n.6, p.997-1005, 2001.

FURLONG, M.J.; ZALUCKI, M.P. Exploiting predators for pest management: the need for sound ecological assessment. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.135, n.3, p.225-236, 2010.

FURLONG, M.J.; WRIGHT, D.J.; DOSDALL, L.M. Diamondback moth ecology and management: problems, progress, and prospects. **Annual Review of Entomology**, v.58, p.517-541, 2013.

GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S.S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C.; BATISTA 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.

GONZÁLEZ, J.M.; BROWN JR, B.J.; CARLTON, B.C. Transfer of *Bacillus thuringiensis* plasmids coding for delta-endotoxin among strains of *B. thuringiensis* and *B. cereus*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.79, n.22, p.6951-6955, 1982.

GOULART, R.M.; VOLPE, H.X.L.; VACARI, A.M.; THULER, R.T.; DE BORTOLI, S.A. Insecticide selectivity to two species of *Trichogramma* in three different hosts, as determined by IOBC/ WPRS methodology. **Pest Management Science**, v.68, n.2, p.240-244, 2012.

GU, H. Cold tolerance and overwintering of the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) in Southeastern Australia. **Environmental entomology**, v.38, n.3, p.524-529, 2009.

GUILLOUX, T.; MONNERAT, R.; CASTELO-BRANCO, M.; KIRK, A.; BORDAT, D. Population dynamics of *Plutella xylostella* (Lep., Yponomeutidae) and its parasitoids in the region of Brasilia. **Journal of Applied Entomology**, v.127, n.5, p.288-292, 2003.

HAJI, 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. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. Piracicaba: Manole, 2002. p.477-491.

HALKIER, B.A.; GERSHENZON, J. Biology and biochemistry of glucosinolates. **Annual Review of Plant Biology**, v.57, p.303-333, 2006.

HALLETT, R.H.; ZILAH-BALOGH, R.; ANGERILLI, N.P.D.; BORDEN, J.H. Development of a pest management system for diamondback moth, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae) in a third-world country – considerations for sustainability. In: COREY, S.A.; DALL, D.J.; MILNE, W.M. (Ed.). **Pest Control and Sustainable**. Canberra: Agriculture Division of Entomology, 1993. p. 85-88.

HARCOURT, D.G. Biology of cabbage caterpillars in eastern Ontario. **Proceedings of the Entomological Society of Ontario**, v.93, p.61-75, 1963.

HARUTA, M.; MAJOR, I.T.; CHRISTOPHER, M.E.; PATTON, J.J.; CONSTABEL, C.P. A kunitz trypsin inhibitor gene family from trembling aspen (*Populus tremuloides* Michx.): cloning, functional expression, and induction by wounding and herbivory. **Plant Molecular Biology**, v.46, n.3, p.347-359, 2001.

HONDA, K. Hibernation and migration of diamondback moth in northern Japan. In: TALEKER, N.S. (Ed.). **Proceedings of the Second International Workshop**. Tainan: Asian Vegetable Research and Development Center, 1992. p. 43-50.

HOPKINS, R.J.; VAN DAM, N.M.; VAN LOON, J.J.A. Role of glucosinolates in insect-plant relationships and multitrophic interactions. **Annual Review of Entomology**, v.54, p.57-83, 2009.

HUSSAIN, A.; TIAN, M.-Y.; AHMED, S.; SHAHID, M. Current status of entomopathogenic fungi as mycoinsecticides and their inexpensive development in liquid cultures. In: GARCÍA, M.-D. (Ed.). **Zoologia**. Rijeka: InTech. 2012. p.103-122.

IBRAHIM, Y.B.; LOW, W. Potential of mass- production and field efficacy of isolates of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* against *Plutella xylostella*. **International Journal of Pest Management**, v.39, n.3, p.288-292, 1993.

IMENES, S.D.L.; CAMPOS, T.B.; RODRIGUES NETTO, S.M.; BERGMANN, E.C. Avaliação da atratividade de feromônio sexual sintético da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), em cultivo orgânico de repolho. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.69, n.1, p.81-84, 2002.

JESUS, F.G.; PAIVA, L.A.; GONÇALVES, V.C.; MARQUES, M.A.; BOIÇA JÚNIOR, A.L. Efeito de plantas inseticidas no comportamento e biologia de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v.78, n.2, p.279-285, 2011.

KFIR, R. Origin of the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.91, p.64-167, 1998.

KLIEBENSTEIN, D.J.; KROYMANN, J.; BROWN, P.; FIGUTH, A.; PEDERSEN, D.; GERSHENZON, J.; MITCHELL-OLDS, T. Genetic control of natural variation in arabidopsis glucosinolate accumulation. **Plant Physiology**, v.126, n.2, p.8811-8825, 2001.

KOBORI, Y.; AMANO, H. Effect of rainfall on a population of the diamondback moth, *P. xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **Applied Entomology and Zoology**, v.38, n.2, p.249-253, 2003.

KRONSTAD, J.W.; SCHNEPF, H.E.; WHITELEY, H.R. Diversity of locations for *Bacillus thuringiensis* crystal protein genes. **Journal of Bacteriology**, v.154, n.1, p.419-428, 1983.

LEWIS, E.E.; CLARKE, D.J. Nematode parasites and entomopathogens. In: VEGA, F.E.; KAYA, H.K. (Ed.). **Insect Pathology**. San Diego: Academic Press, 2012. p. 395-424.

LIN, Q.; JIN, F.; HU, Z.; CHEN, H.; YIN, F.; LI, Z.; DONG, X.; ZHANG, D.; REN, S.; FENG, X. Transcriptome analysis of chlorantraniliprole resistance development in the diamondback moth *Plutella xylostella*. **PLoS ONE**, v.8, n.8, p.e72314, 2013.

MA, C.S.; MA, G.; YANG, H.P. Overwintering of the diamondback moth, *Plutella xylostella* in temperate countries. **Acta Ecologica Sinica**, v.30, n.13, p.3628-3636, 2010.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 10 nov. 2013.

MCHUGH, J.J.; FOSTER, R.E. Reduction of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) infestation in head cabbage by overhead irrigation. **Journal of Economic Entomology**, v.88, n.1, p.162-168, 1995.

MEDEIROS, P.T.; FERREIRA, M. do N.; MARTINS, É.S.; GOMES, A.C.M.M.; FALCÃO, R.; DIAS, J.M.C. de S.; MONNERAT, R.G. Seleção e caracterização de estirpes de *Bacillus thuringiensis* efetivas no controle da traça-das-crucíferas *Plutella xylostella*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.40, n.11, p.1145-1148, 2005.

MEIRA, A.L.; PRATISSOLI, D.; SOUZA, L.P. de; STURM, G. Seleção de espécies de *Trichogramma* sp. em ovos da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella*. **Revista Caatinga**, n.2, v.24, p.1-8, 2011.

MICHEREFF FILHO, M.; FARIA, M.; WRAIGHT, S.P.; SILVA, K.F.A.S. Micoinseticidas e micoacaricidas no Brasil: Como estamos após quatro décadas? **Arquivos do Instituto Biológico**, v.76, n.4, p.769-779, 2009.

MORAES, C.P. de; FOERSTER, L.A. Toxicity and residual control of *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) with *Bacillus thuringiensis* Berliner and insecticides. **Ciência Rural**, v.42, n.8, p.1335-1340, 2012.

MORDUE, A.J.; BLACKWELL, A. Azadirachtin: an update. **Journal of Insect Physiology**, v.39, n.11, p.903-924, 1993.

NISHIDA, R. Sequestration of defensive substances from plants by lepidoptera. **Annual Review of Entomology**, v.47, p.57-92, 2002.

OH, M.S.; LEE, C.H.; LEE, S.G.; LEE, H.S. Evaluation of high power light emitting diodes (HPLEDs) as potential attractants for adult *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry**, v.54, n.3, p.416-422, 2011.

OLIVEIRA, A.T.; JUNQUEIRA, A.M.R; FRANÇA, F.H. Impacto da irrigação por aspersão convencional na dinâmica populacional da traça-das-crucíferas em plantas de repolho. **Horticultura Brasileira**, v.18, n.1, p.37-40, 2000.

OLIVEIRA, A.C., SIQUEIRA, H.Á.A., SILVA, J.E., OLIVEIRA, J.V., MICHEREFF FILHO, M. Resistance of brazilian diamondback moth populations to insecticides. **Scientia Agricola**, v.68, n.2, p.154-159, 2011.

PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. Controle biológico: terminologia. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p.1-16.

PELL, J.K.; WILDING, N.; PLAYER, A.L.; CLARK, S.J. Selection of an isolate of *Zoophthora radicans* (Zygomycetes: Entomophthorales) for biocontrol of the diamondback moth. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.61, n.1, p.75-80, 1993.

PELL, J.K.; HANNAM, J.J.; STEINKRAUS, D.C. Conservation biological control using fungal entomopathogens. **BioControl**, v.55, n.1, p.187-198, 2010.

PEREIRA, F.F.; BARROS, R.; PRATISSOLI, D.; PEREIRA, C.L.T.; VIANNA, U.R.; ZANUNCIO, J.C. Capacidade de parasitismo durante a fase adulta de *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner, 1978 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Plutella xylostella* (L., 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) em diferentes temperaturas. **Ciências Rurais**, v.37, n.2, p.297-303, 2007.

PRATISSOLI, D.; PEREIRA, F.F.; BARROS, R.; PARRA, J.R.P.; PEREIRA, C.L.T. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* em ovos da traça-das-crucíferas sob diferentes temperaturas. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.4, p.754-757, 2004.

PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R.A.; HOLTZ, A.M.; DALVI, L.P.; SILVA, A.F.; SILVA, L.N. Selection of *Trichogramma* species for controlling the diamondback moth. **Horticultura Brasileira**, v.26, n.2, p.259-261, 2008.

RENWICK, J.A.A.; HARIBAL, M.; GOUINGUENE, S.; STADLER, E. Isothiocyanates stimulating oviposition by the diamondback moth, *Plutella xylostella*. **Journal of Chemical Ecology**, v.32, n.4, p.755-766, 2006.

RONDELLI, V.M.; PRATISSOLI, D.; MARQUES, E.J.; SANTOS JR., H.J.G.; ALENCAR, J.R.C.C.; STURM, G.M.; PAES, J.P.P. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* potenciais para o controle da traça-das-crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.30, n.3, p.391-396, 2012.

RONDELLI, V.M.; PRATISSOLI, D.; SANTOS JR., H.J.G.; ZAGO, H.B.; MACHADO, L.C.; RODRIGUES, H. de S.; VALBON, W.R. Insecticide activity of *Beauveria bassiana* and castor bean oil against *Plutella xylostella* under greenhouse. **Bioscience Journal**, v.29, n.5, p.1187-1193, 2013.

SÁENZ, A.A. Susceptibilidad de *Plutella xylostella* a *Heterorhabditis* sp. SL0708 (Rhabditida: Heterorhabditidae). **Revista Colombiana de Entomología**, v.38, n.1, p.94-96, 2012.

SANAHUJA, G.; BANAKAR, R.; TWYMAN, R.M.; CAPELL, T.; CHRISTOU, P. *Bacillus thuringiensis*: a century of research, development and commercial applications. **Plant Biotechnology Journal**, v.9, n.3, p.283-300, 2011.

SANCHIS, V.; BOURGUET, D. *Bacillus thuringiensis*: applications in agriculture and insect resistance management. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v.28, n.1, p.11-20, 2008.

SANTOS, C.A.; VILAS-BÔAS, G.T.; LERECLUS, D.; SUZUKI, M.T.; ANGELO, E.A.; ARANTES, O.M.N. Conjugal transfer between *Bacillus thuringiensis* and *Bacillus cereus* strains is not directly correlated with growth of recipient strains. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.105, n.2, p.171-175, 2010.

SANTOS JR., H.J.G. dos; MARQUES, E.J.; BARROS, R.; GONDIM JR., M.G.C. Interação de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok., *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e o parasitóide *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae) sobre larvas da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). **Neotropical Entomology**, v.35, n.2, p.241-245, 2006.

SANTOS, V.C.; SIQUEIRA, H.A. de; DA SILVA, J.E.; DE FARIAS, M.J. Insecticide resistance in populations of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), from the state of Pernambuco, Brazil. **Neotropical Entomology**, v.40, n.2, p.264-70, 2011.

SARFRAZ, M.; KEDDIE, A.B.; DOSDALL, L.M. Biological control of the diamondback moth, *Plutella xylostella*: A review. **Biocontrol Science and Technology**, v.15, n.8, p.763-789, 2005.

SCHOONHOVEN, L.M.; VAN LOON, J.J.A.; DICKE, M. **Insect-plant biology**. New York: Oxford University Press Inc, 2005. 421p.

SCOTT, J.G.; WEN, Z.M. Cytochromes P450 of insects: the tip of the iceberg. **Pest Management Science**, v.57, n.10, p.958-967, 2001.

SHAPIRO-ILAN, D.I.; BRUCK, D.J.; LACEY, L.A. Principles of epizootiology and microbial control. In: VEGA, F.E.; KAYA, H. K. (Ed.). **Insect pathology**. San Diego: Academic Press. 2012, p.29-72.

SHELTON, A.M.; ROBERTSON, J.L.; TANG, T.D.; PEREZ, C.; EIGENBRODE, S.D.; PREISLER, H.K.; WILSEY, W.T.; COOLEY, R.J. Resistance of diamondback moth to *Bacillus thuringiensis* subspecies in the field. **Journal of Economic Entomology**, v.86, n.3, p.697-705, 1993.

SHELTON, A.M.; VANDENBERG, J.D.; RAMOS, M.; WILSEY, W.T. Efficacy and persistence of *Beauveria bassiana* and other fungi for control of diamondback

moth on cabbage seedlings. **Journal of Economic Entomology**, v.33, n.2, p.142-151, 1998.

SHELTON, A.M. Management of the diamondback moth: déjà vu all over again? In: ENDERSBY, N.M.; RIDLAND, P.M. (Ed.). **The management of diamondback moth and other crucifer pests**. Melbourne: The Regional Institute, 2001. p.3-8.

SHINODA, T.; NAGAO, T.; NAKAYAMA, M.; SERIZAWA, H.; KOSHIOKA, M.; OKABE, H.; KAWAI, A. Identification of a triterpenoid saponin from a crucifer, *Barbarea vulgaris*, as a feeding deterrent to the diamondback moth, *Plutella xylostella*. **Journal of Chemical Ecology**, v.28, n.3, p.587-599, 2002.

SILVA, C.P.; TERRA, W.R.; GROSSI-DE-SÁ, M.F.; SAMUELS, R.I.; ISEJIMA, E.M.; BIFANO, T.D.; ALMEIDA, J.S. Induction of digestive α -amylases in larvae of *Zabrotes subfasciatus* (Coleoptera: Bruchidae) in response to ingestion of common bean α -amylase inhibitor 1. **Journal of Insect Physiology**, v.47, n.11, p.1283-1290, 2001.

SILVA, V.C.A.; BARROS, R.; MARQUES, E.J.; TORRES, J.B. Suscetibilidade de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) aos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Neotropical Entomology**, v.32, n.4, p.653-658, 2003.

SILVA, J.E. da; SIQUEIRA, H.A.A. DE; SILVA, T.B.M.; CAMPOS, M.R. de; BARROS, R. Baseline susceptibility to chlorantraniliprole of Brazilian populations of *Plutella xylostella*. **Crop Protection**, v.35, p.97-101, 2012.

SILVA-TORRES, C.S.A. da; BARROS, R.; TORRES, J.B. Efeito da idade, fotoperíodo e disponibilidade de hospedeiro no comportamento de parasitismo de *Oomyzus sokolowskii* Kurdjumov (Hymenoptera: Eulophidae). **Neotropical Entomology**, v.38, n.4, p.512-519, 2009.

SILVA-TORRES, C.S.A.; PONTES, I.V.A.F.; TORRES, J.B.; BARROS, R. New records of natural enemies of *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) in Pernambuco, Brazil. **Neotropical Entomology**, v.39, n.5, p.835-838, 2010a.

SILVA-TORRES, C.S.A.; TORRES, J.B.; BARROS, R.; PALLINI, A. Parasitismo de traça-das-crucíferas por *Oomyzus sokolowskii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.45, n.7, p.638-645, 2010b.

- SILVA-TORRES, C.S.A.; TORRES, J.B.; BARROS, R. Can cruciferous agroecosystems grown under variable conditions influence biological control of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae)? **Biocontrol Science and Technology**, v.21, n.6, p.625-641, 2011.
- SIVAPRAGASAM, A.; SAITO, T. A yellow sticky trap for the diamondback moth *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Yponomeutidae). **Applied Entomology and Zoology**, v.21, n.2, p.328-333, 1986.
- SOMVANSHI, V.S.; GANGULY, S.; PAUL, A.V.N. Field efficacy of the entomopathogenic nematode *Steinernema thermophilum* Ganguly and Singh (Rhabditida: Steinernematidae) against diamondback moth (*Plutella xylostella* L.) infesting cabbage. **Biological Control**, v.37, n.1, p.9-15, 2006.
- SOW, G.; DIARRA, K.; ARVANITAKIS, L.; BORDAT, D. The relationship between the diamondback moth, climatic factors, cabbage crops and natural enemies in a tropical area. **Folia Horticulturae**, v.25, n.1, p.3-12, 2013.
- STEWART, S.D.; ADAMCZYK JR., J.J.; KNIGHTEN, K.S.; DAVIS, F.M. Impact of Bt cottons expressing one or two insecticidal proteins of *Bacillus thuringiensis* Berliner on growth and survival of noctuid (Lepidoptera) larvae. **Journal of Economic Entomology**, v.94, n.3, p.752-760, 2001.
- SUN, J.; SØNDERBY, I.; HALKIER, B.; JANDER, G.; DE VOS, M. Non-volatile intact indole glucosinolates are host recognition cues for ovipositing *Plutella xylostella*. **Journal of Chemical Ecology**, v.35, n.12, p.1427-1436, 2009.
- TABASHNIK, B.E.; CUSHING, N.L.; FINSON, N.; JOHNSON, M.W. Field development of resistance to *Bacillus thuringiensis* in diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). **Journal of Economic Entomology**, v.83, n.5, p.1671-1676, 1990.
- TABASHNIK, B.E.; FINSON, N.; JOHNSON, M.W.; MOAR, W.J. Resistance to toxins from *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* causes minimal cross-resistance to *B. thuringiensis* subsp. *aizawai* in diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). **Applied and Environmental Microbiology**, v.59, n.5, p.1332-1335, 1993.
- TABONE, E.; BARDON, C.; DESNEUX, N.; WAJNBERG, E. Parasitism of different *Trichogramma* species and strains on *Plutella xylostella* L. on greenhouse cauliflower. **Journal of Pest Science**, v.83, n.3, p.251-256, 2010.

TALEKAR, N.S.; SHELTON, A.M. Biology, ecology, and management of the diamondback moth. **Annual Review of Entomology**, v.38, p.275-301, 1993.

THOMAS, D.J.I.; MORGAN, J.A.W.; WHIPPS, J.M.; SAUNDERS, J.R. Transfer of plasmid pBC16 between *Bacillus thuringiensis* strains in non-susceptible larval. **FEMS Microbiology Ecology**, v.40, n.3, p.181-190, 2002.

THULER, R. T.; DE BORTOLI, S.A.; HOFFMANN-CAMPO, C. B. Classificação de cultivares de brássicas com relação à resistência à traça-das-crucíferas e à presença de glucosinolatos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, n.4, p.467-474, 2007a.

THULER, A.M.G.; THULER, R.T.; CÍCERO, E.S.; DE BORTOLI, S.A.; LEMOS, M.V.F. Estudo da variabilidade gênica em isolados brasileiros de *Bacillus thuringiensis* para emprego no controle biológico de *Plutella xylostella*. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**, v.33, n.3, p.409-417, 2007b.

THULER, R.T.; DE BORTOLI, S.A.; BARBOSA, J.C. Eficácia de inseticidas químicos e produtos vegetais visando ao controle de *Plutella xylostella*. **Científica**, v.35, n.2, p.166-174, 2007c.

THULER, R.T.; DE BORTOLI, S.A.; GOULART, R.M.; VIANA, C.L.T.P.; PRATISSOLI, D. Interação tritrófica e influência de produtos químicos e vegetais no complexo: brássicas x traça-das-crucíferas x parasitóides de ovos. **Ciência e Agrotecnologia**, v.32, n.4, p.1154-1160, 2008.

VACARI, A.M.; BORTOLI, S.A. de; TORRES, J.B. Relationship between predation by *Podisus nigrispinus* and developmental phase and density of its prey, *Plutella xylostella*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.145, n.1, p.30-37, 2012.

VACARI, A.M.; BORTOLI, S.A. de; GOULART, R.M.; VOLPE, H.X.L.; OTUKA, A.K.; VEIGA, A.C.P. Comparison of eggs, larvae, and pupae of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) as prey for *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v.106, n.2, p.235-242, 2013.

VANDENBERG, J.D.; RAMOS, M.R. Screening of fungal isolates against diamondback moth larvae. **Arthropod Management Tests**, v.22, p.420-421, 1997.

VANDENBERG, J.D.; RAMOS, M.R.; ALTRE, J. Dose-response and age and temperature-related susceptibility of the diamondback moth (Lepidoptera:

Plutellidae) to two isolates of *Beauveria bassiana* (Hyphomycetes: Moniliaceae). **Environmental Entomology**, v.64, p.1402-1412, 1998.

VILLAS BÔAS, G.L.; CASTELO BRANCO, M.; MEDEIROS, M.A.; MONNERAT, R.G.; FRANÇA, F.H. Inseticidas para o controle da traça-das-crucíferas e impactos sobre a população natural de parasitoides. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.4, p.696-699, 2004.

WANG, X.G.; LIU, S.S.; GUO, S.J.; LIN, W.C. Effects of host stages and temperatures on population parameters of *Oomyzus sokolowskii*, a larval-pupal parasitoid of *Plutella xylostella*. **BioControl**, v.44, n.4, p.391-402, 1999.

WARWICK, S.I.; FRANCIS, A.; AL-SHEHBAZ, I.A. Brassicaceae: species checklist and database on CD-Rom. **Plant Systematics and Evolution**, v.259, n.2-4, p.249-258, 2006.

WARWICK, S.I. Brassicaceae in agriculture. In: SCHMIDT, R.; BANCROFT, I. (Ed.). **Genetics and Genomics of the Brassicaceae**. New York: Springer New York, 2011. p. 33-65.

WEI, S.-J.; SHI, B.-C.; GONG, Y.-J.; JIN, G.-H.; CHEN, X.-X.; MENG, X.-F. Genetic structure and demographic history reveal migration of the diamondback moth *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) from the southern to northern regions of China. **PLoS ONE**, v.8, n.4, p.e59654, 2013.

WRAIGHT, S.P.; INGLIS, G.D.; GOETTEL, M.S. Fungi. In: LACEY, L.A.; KAYA, H.K. (Ed.). **Field manual of techniques in invertebrate pathology**. Dordrecht: Springer. 2007. p.223-248.

ZAGO, H.B.; BARROS, R.; TORRES, J.B.; PRATISSOLI, D. Distribuição de ovos de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) e o parasitismo por *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v.39, n.2, p.241-247, 2010.

ZANGERL, A.R. Furanocoumarin induction in wild parsnip: evidence for an induced defense against herbivores. **Ecology**, v.71, n.5, p.1926-1932, 1990.

ZHAO, J.Z.; COLLINS, H.L.; TANG, J.D.; CAO, J.; EARLE, E.D.; ROUSH, R.T.; HERRERO, S.; ESCRICHE, B.; FERRÉ, J.; SHELTON, A.M. Development and characterization of diamondback moth resistance to transgenic broccoli expressing high levels of Cry1C. **Applied and Environmental Microbiology**, v.66, n.9, p.3784-3789, 2000.

ZHAO, J.Z.; CAO, J.; LI, Y.; COLLINS, H.L.; ROUSH, R.T.; EARLE, E.D.; SHELTON, A.M. Transgenic plants expressing two *Bacillus thuringiensis* toxins delay insect resistance evolution. **Nature Biotechnology**, v.21, p.1493-1497, 2003.

ZHAO, J.Z.; CAO, J.; COLLINS, H.L.; BATES, S.L.; ROUSH, R.T.; EARLE, E.D.; SHELTON, A.M. Concurrent use of transgenic plants expressing a single and two *Bacillus thuringiensis* genes speeds insect adaptation to pyramided plants. **Proceedings of the National Academy of Sciences USA**, v.102, n.24, p.8426-8430, 2005.

CAPÍTULO 3

PULGÕES (*Brevicoryne brassicae* e *Myzus persicae*)

Wilson Rodrigues Valbon
Lorena Contarini Machado
Vando Miossi Rondelli
Hágabo Honorato de Paulo
Mayara Loss Franzin

1. INTRODUÇÃO

Os pulgões ou afídeos surgiram há 280 milhões de anos, no período Permiano, possui cerca de 4000 espécies no mundo e 250 são pragas na agricultura, e evoluíram como insetos-pragas em culturas de importância econômica (BLACKMAN & EASTOP, 2007).

Os pugões *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus, 1758) e *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) estão distribuídos mundialmente em regiões de clima temperado e tropical causando danos a diversas culturas (VAN EMDEN & HARRINGTON, 2007; AHMAD & AKHTAR, 2013). No Brasil, esses insetos são pragas importantes, sendo *B. brassicae* praga-chave de diversas espécies da família Brassicaceae, e *M. persicae*, além dessa, causa danos a outras famílias de importância econômica (VAN EMDEN, 2013; RONDELLI et al., 2013a).

A identificação correta desses insetos e o entendimento da sua biologia são importantes ferramentas para evitar que ocorram altas densidades populacionais no campo e possibilitem um manejo adequado (LIU & SPARKS JR., 2001).

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

Pulgões são insetos pequenos, de formato piriforme e corpo macio e frágil. O pulgão-da-couve (*B. brassicae*) possui coloração que varia de amarelo a verde-escuro, cabeça e tórax são mais escuros. O abdome é verde com manchas escuras na face dorsal e a forma alada mede cerca de 2,0 mm de comprimento (Figura 1). Apresentam secreção serosa recobrindo o corpo e as folhas infestadas (LIU & SPARKS JR., 2001; VAN EMDEN, 2013). Os indicativos microscópicos de *B. brassicae* são sífúnculos mais curtos que a cauda, essa em formato de cone contendo de 7-8 setas recurvadas (LIU & SPARKS JR., 2001).



Figura 1. Adultos e ninfas de *Brevicoryne brassicae* (Fonte: Alton N. Sparks, Jr., University of Georgia, bugwood.org).

B. brassicae é específico da família Brassicaceae, possui hábito gregário, preferem folhas jovens e geralmente são encontrados na face adaxial dessas, no entanto pode ser encontrado na superfície inferior das folhas e dentro das cabeças de repolho (LIU & SPARKS JR., 2001; GALLO et al., 2002). Em condições climáticas tropicais são vivíparos e se reproduz por partenogênese telítoca, ou seja, sem participação do macho na reprodução, originando apenas descendentes fêmeas. Apresenta desenvolvimento rápido e forma numerosas colônias que sob condições desfavoráveis, como baixa qualidade do alimento, alta densidade, temperatura e fotoperíodo, há o surgimento de indivíduos alados (LIU & SPARKS JR., 2001; BLACKMAN & EASTOP, 2007; AHEER et al., 2008; VAN EMDEN, 2013).

O ciclo de vida de *B. brassicae* em repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata* L.), consisti das fases de ninfa e adulto, e apresenta quatro ínstares antes de atingir a fase adulta (ABDEL-RAHMAN et al., 2011). Cividanes (2003) verificou que a duração da fase ninfal de *B. brassicae* em repolho é reduzida com o aumento da temperatura em laboratório e ocorre maior duração da fase ninfal a 15 °C, com 17,0 dias. A menor duração, nessa mesma condição, ocorre a 27 °C com 7,8 dias (CIVIDANES, 2003). Abdel-Rahman et al. (2011) também verificaram redução no desenvolvimento ninfal de *B. brassicae* com aumento da temperatura. No entanto, deve-se atentar que outros fatores climáticos, fatores nutricionais da planta hospedeira e o comportamento do inseto também podem afetar o seu desenvolvimento (DIXON, 1998; CIVIDANES, 2002b; CIVIDANES, 2003).

Assim, a fecundidade média diária de *B. brassicae* tende a reduzir na estação do ano com temperaturas baixas, contudo a longevidade desses insetos nessas condições é maior (DIXON, 1987; CIVIDANES, 2002b). Isso explica os valores de fecundidade média diária de 1,6; 1,4; 1,4 e 1,1 ninfas/fêmea/dia, na primavera, verão, outono e inverno, respectivamente. E correspondente à fecundidade total média por fêmea de

respectivamente 24,0; 19,3; 27,8; e 35,8 ninfas/fêmea sobre folha de couve (CIVIDANES, 2002b).

O pulgão-verde (*M. persicae*) mede 1,62 a 2,18 mm quando adulto, possui forma áptera com coloração verde-clara e alada verde-escuro com a cabeça, tórax e antenas escuros (Figura 2) (BLACKMAN & EASTOP, 2007; DEVI & SINGH, 2007). Os sifúnculos são dilatados na base e cilíndricos em sua extensão. Macroscopicamente essa espécie se diferencia pela presença de tubérculos frontais distintos e voltados para dentro na porção basal e sifúnculos da mesma cor do corpo e tão longo quanto à cauda (LIU & SPARKS JR., 2001).



Figura 2. Adultos e ninfas de *Myzus persicae* (Fonte: Rondelli, V. M.).

M. persicae é altamente polífago, cosmopolita e tem capacidade de transmitir mais de 100 viroses (BLACKMAN & EASTOP, 2007). Possui hábito gregário e tem

preferência pela face abaxial da planta (BLACKMAN & EASTOP, 2007; VAN EMDEN, 2013). As fêmeas têm alta prolificidade e proporcionam uma geração com cerca de 50 a 100 ninfas/fêmea. A reprodução dessa espécie ocorre da mesma maneira que *B. brassica*, sendo dependente das condições climáticas (LIU & SPARKS JR., 2001).

O ciclo de vida de *M. persicae* em repolho é similar com o de *B. brassicae* e consiste das fases de ninfa e adulto, e apresenta quatro ínstaes antes de atingir a fase adulta (DEVI & SINGH, 2007). A duração do desenvolvimento dos quatro ínstaes de *M. persicae*, em folhas de couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* DC.) diminui com o aumento da temperatura, no entanto entre 20 e 25 °C permanece constante (CIVIDANES & SOUZA, 2003).

Esses mesmos autores também verificaram que o tempo de desenvolvimento do primeiro ínstar é mais longo que os demais; a longevidade dos adultos reduz com o aumento da temperatura e a 30 °C ocorre 100% de mortalidade das ninfas. A fecundidade de *M. persicae* também reduz com aumento da temperatura. O número de ninfas produzidas por fêmea é de 30,7 ninfas a 25 °C, no entanto a 15 °C a produção é 2,25 vezes maior (CIVIDANES & SOUZA, 2003).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

As ninfas e os adultos de pulgões com seu aparelho bucal picador-suador (sugador-labial) sugam continuamente seiva nos tecidos floemáticos das plantas e essas perdem os compostos secundários necessários o seu desenvolvimento. Além disso, estes insetos injetam toxinas que podem acarretar a deformação dos tecidos foliares, a formação de galhas, e em alguns casos, essas injúrias podem levar a morte de

plantas jovens (LIU & SPARKS JR., 2001; SALVADORI et al., 2005; VAN EMDEN, 2013).

Os pulgões excretam uma substância açucarada (*honeydew*) que serve de substrato alimentar para o desenvolvimento de um fungo de coloração preta, conhecido como fumagina (*Capnodium* sp.). Em alta população da praga, a fumagina pode tornar-se espessa e bloqueia a luz solar, o que reduz a fotossíntese e afeta o rendimento da cultura (LIU & SPARKS JR., 2001; SALVADORI et al., 2005).

Folhas infestadas com pulgões tornam-se onduladas ou distorcidas, e quando em altas populações, as plantas tornam-se totalmente murchas, distorcidas ou amareladas (Figura 3). As plantas de repolho quando infestadas podem produzir pequenas cabeças não comercializáveis, e em couve as folhas ficam reduzidas e impróprias para consumo. A distorção da planta também agrava problemas de controle, pois os pulgões ficam protegidos de produtos com ação de contato dentro das folhas enroladas (LIU & SPARKS JR., 2001).



Figura 3. Desenvolvimento de couve (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) livre de infestação (A) e altamente infestada com *Myzus persicae* (B).

Outro problema ocasionado pelos pulgões é a transmissão de viroses. Estes insetos, ao se alimentarem podem introduzir microrganismos causadores de doenças virais às plantas. Os pulgões ao picarem uma planta doente adquirem o vírus, esses são retidos no aparelho digestivo, que em outra picada liberam as partículas virais, contaminando plantas saudáveis (NG & PERRY, 2004).

B. brassicae e *M. persicae* transmitem o vírus-do-mosaico-do-nabo (*Turnip mosaic potyvirus* - TuMV) que causa problemas em couve, repolho, couve-de-bruxelas, nabo e mostarda (NG & PERRY, 2004; MARINGONI, 2005). Os sintomas na couve caracterizam-se pelo clareamento, mosaico, mosqueado e distorções das folhas mais novas, no entanto folhas mais velhas não exibem sintomas (Figura 4). No repolho são observados anéis pretos, geralmente não precedidos por clareamento de nervuras. Em nabo, couve-de-bruxelas e mostarda, os sintomas são mosaicos, distorção foliar e subdesenvolvimento (MARINGONI, 2005).



Figura 4. Sintomas de vírus-do-mosaico-do-nabo (*Turnip mosaic potyvirus* – TuMV) em *Brassica oleracea* L. (Fonte: Gerald Holmes, California Polytechnic State University at San Luis Obispo, bugwood.org).

O mosaico-da-couve-flor (*Cauliflower mosaic caulimovirus* - CaMV) também é transmitido por esses insetos. Na couve-flor, os sintomas são clareamento das nervuras nas folhas novas; distorções foliares; pintas necróticas, perceptíveis na face inferior das folhas (Figura 5). Folha mais velha não apresenta sintomas (MARINGONI, 2005).



Figura 5. Sintomas de mosaico-da-couve-flor (*Cauliflower mosaic caulimovirus* – CaMV) em *Brassica oleracea* L. (Fonte: Hypp Pathology, <http://www7.inra.fr/hyp3/images/6030881.jpg>).

4. AMOSTRAGEM

O monitoramento de pulgões pode ser feito com auxílio de bandeja de água, armadilha adesiva e de sucção. No entanto, as armadilhas amarelas com água ou adesivas são as mais eficientes na amostragem e monitoramento de pulgões alados em couve (RESENDE et al., 2007a).

A bandeja amarela com água (50x32x8 cm) pode ser confeccionada com bandeja plástica ou chapa galvanizada, com capacidade de dois litros. A parte externa deve ser pintada de marrom e interna de amarelo ouro. Adiciona-se 500 mL de água e duas gotas de detergente incolor para quebra de tensão superficial da água. Deve ser feito um orifício (3x2 cm) próximo à borda da bandeja e fechado com uma tela organza, a fim de evitar o transbordamento de água em consequência de chuva ou irrigação.

A bandeja deve ser colocada fora do chão, na altura do dossel das plantas (RESENDE et al., 2007a).

A armadilha adesiva constitui de uma placa amarela (11,5x9,5 cm) com substância autoadesiva (cola entomológica). Pode ser presa a um suporte ou na própria planta na altura do dossel e a superfície adesiva deve ficar virada para a direção do vento principal. Esse tipo de armadilha destina-se também ao monitoramento de pulgão em casa de vegetação (RESENDE et al., 2007a)

Na cultura do repolho a amostragem é realizada por talhão e o nível de controle na fase de pré-formação e formação da cabeça é de 15% de plantas colonizadas (SALGADO, 1983). Contudo, não são estabelecidos limites econômicos de base científica para os pulgões nas brássicas e os limites de ação comumente utilizados variam dependendo do estágio da cultura, época do ano e o valor do produto da cultura (LIU & SPARKS JR., 2001).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

5.1. CONTROLE CULTURAL

As práticas culturais estão entre as mais antigas técnicas utilizadas para controle de pragas e nela utilizam-se artifícios que previnem ou reduzem a infestação de insetos-praga. Para isso, deve-se evitar o plantio em locais onde foi feito o cultivo de Brassicaceae; plantas hospedeiras nas imediações da cultura devem ser destruídas antes do plantio; quando possível, realizar o plantio na época em que a cultura escapa

das condições ambientais favoráveis para o desenvolvimento dos pulgões; após a colheita, destruir os resíduos culturais, a fim de impedir que os pulgões transitem para a próxima safra ou que os mesmos infestem culturas vizinhas (LIU & SPARKS JR., 2001; MORALES, 2002).

Essas práticas acima citadas também são úteis para prevenção das viroses das brássicas (vírus-do-mosaico-do-nabo e mosaico-da-couve-flor) (MARINGONI, 2005). No entanto, os cuidados com *M. persicae* devem ser maiores, pois esse apresenta diversas plantas hospedeiras (BLACKMAN & EASTOP, 2007; VAN EMDEN, 2013).

A adubação realizada de forma correta garante que a planta seja tolerante ao ataque de pragas e doenças. As alterações promovidas pelos nutrientes podem proporcionar às plantas certa tolerância ao ataque de insetos. No entanto, altos níveis de nitrogênio em adubações favorecem a capacidade reprodutiva de *B. brassicae* (BORTOLI et al., 2006). Assim sendo, o fornecimento adequado de adubos nitrogenados garante o desenvolvimento da cultura sem que haja interferência na biologia desse pulgão (BORTOLI et al., 2006; PITTA et al., 2007).

O consórcio de culturas pode ser uma alternativa para o manejo dos pulgões no cultivo de Brassicaceae, sendo a consorciação com coentro (*Coriandrum sativum* L.) uma opção, uma vez que, essa planta favorece a presença de joaninhas. Esses insetos são predadores de *B. brassicae* e *M. persicae* e usam o coentro como substrato para postura e refúgio de larvas e adultos, auxiliando no controle biológico natural (RESENDE et al., 2007b).

A palha de arroz pode ser utilizada como cobertura morta nas entrelinhas de cultivo, isso dificulta a localização da cultura pelos pulgões. O fornecimento de água deve

ser adequado, uma vez que o excesso de água modifica a concentração da seiva, podendo torná-la mais disponível ao inseto (SALGADO, 1983).

5.2. CONTROLE FÍSICO E MECÂNICO

O controle físico pode ser realizado com a utilização de armadilha adesiva de coloração amarela, da mesma forma que no monitoramento, citado anteriormente (RESENDE et al., 2007a). Os pulgões usam a luz solar refletida como sinais ópticos para constatação de hospedeiros. As propriedades ópticas, tamanho, forma e contraste da cor afeta grandemente a resposta destas pragas. Assim, a manipulação de sinais ópticos pode reduzir a chegada desses insetos à planta hospedeira. A coloração amarela funciona como um atrativo para pulgões e a manipulação óptica por essa cor pode reduzir os níveis de infestação e, conseqüentemente, a ocorrência de doenças virais (BEN-YAKIR et al., 2012).

Em áreas pequenas é possível realizar o controle mecânico por meio do esmagamento de ninfas e adultos dos pulgões. A instalação de barreiras naturais, que funciona como quebra ventos e impede a chegada de insetos alados à área de cultivo, também é um tipo de controle mecânico que pode ser empregado (SALGADO, 1983; GALLO et al., 2002).

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

O controle biológico de pragas é realizado através de inimigos naturais, dentre esses estão os predadores, parasitoides e entomopatógenos. Os pulgões estão entre as pragas que apresentam diversos inimigos naturais, possibilitando, com isso, o

controle biológico. No entanto, os inimigos naturais são afetados por diversos fatores, como condições ambientais, planta hospedeira e inseticida químico (LIU & SPARKS JR., 2001).

Os predadores mais comuns de pulgões são larvas e adultos de joaninhas. Estes se alimentam de até 200 pulgões por dia e 2.400 em sua vida útil (LIU & SPARKS JR., 2001). As espécies de joaninhas eficientes no controle de pulgões encontradas no Brasil são *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville, 1842), *Coleomegilla maculata* (DeGeer, 1775), *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) e *Eriopis connexa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Coccinellidae). Essas espécies realizam a postura próxima a colônias de pulgões devido aos estímulos químicos de seus odores ou de *honeydew* (TORRES et al., 2009; RESENDE et al., 2011).

Resende et al. (2011) encontram todas essas espécies de Coccinellidae predando *B. brassicae* e *M. persicae* em cultivo orgânico de couve consorciado com coentro. Larvas de moscas da família Syrphidae e crisopídeos também são predadores de pulgões. Além disso, os crisopídeos consomem cerca de 100 pulgões por dia (LIU & SPARKS JR., 2001).

Os parasitoides mais comuns de pulgões são *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) e *Diaeretiella rapae* (McIntosh, 1855) (Hymenoptera: Braconidae), *Aphidius* sp. (Hymenoptera: Aphidiidae) e o hiperparasitoide *Alloxysta* spp. (Hymenoptera: Figitidae). Esses himenópteros constituem importantes fatores de mortalidade natural de pulgões. Eles se desenvolvem dentro do pulgão e abre um orifício circular no abdômen do pulgão por onde emergem. Quando parasitados os pulgões ficam endurecidos e inchados, com aspecto de múmia (LIU & SPARKS JR., 2001; CIVIDANES, 2002a; CARNEVALE et al. 2003).

Em laboratório *D. rapae* apresentou alto potencial de parasitismo a *B. brassicae* e *M. persicae* (STARK & ACHEAMPONG, 2007). Adicionalmente, em campo este parasitoide foi o mais encontrado parasitando *B. brassicae* (93,2%) em cultivo de couve (VAZ et al., 2004). *D. rapae* também é encontrada em outras brássicas, sendo atraída pelo odor produzido por essa planta (READ et al., 1970).

Ainda dentro do controle biológico, outro agente que pode ser utilizado no manejo dos pulgões são os entomopatógenos. Esses são importantes agentes de controle natural de insetos-praga e são responsáveis por muitas das doenças que ocorrem em artrópodes. Além disso, apresentam seletividade a inimigos naturais, são econômica e biologicamente viáveis para utilização em programas de controle e associações em manejo integrado de insetos-praga (ALVES, 1998; ALMEIDA et al., 2007; CARDOSO et al., 2007).

Os fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., *Lecanicillium longisporum* (Zimmerman) Zare & Gams e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin., entre outros, apresentam patogenicidade a *B. brassicae* e *M. persicae* (ALMEIDA et al., 2007; RONDELLI et al., 2014). O isolado de *B. bassiana* presente no produto comercial Boveril® foi eficiente no controle de *B. brassicae* na concentração de 1,0 g/L, atingindo 85,0% de mortalidade, em folhas de repolho (ALMEIDA et al., 2007).

5.4. CONTROLE POR RESISTÊNCIA DE PLANTAS

A antibiose é um mecanismo encontrado nas plantas que apresentam resistência a insetos-praga, e as características morfológicas e anatômicas têm sido utilizadas como marcadores para seleção de plantas resistentes a pragas (ALEXANDER et al., 2004; COSTA et al., 2014).

As variedades de couve do banco de Germoplasma do IAC que apresentaram certa resistência a *B. brassicae*, em casa-de-vegetação, foram a Manteiga de Ribeirão Pires I-2620 e a Verde Escura. Essas apresentaram menores valores médios de número total de ninfas/colônia, ninfas/fêmea, sobrevivência ninfal, período reprodutivo e duração do ciclo total de *B. brassicae*, quando comparado a outras variedades. Quando avaliadas em campo verificou-se que as variedades Manteiga I-916, Manteiga de Ribeirão Pires I-2620 e Manteiga de Ribeirão Pires I-2446 foram resistentes ao pulgão (STEIN & TEIXEIRA, 2010).

As cultivares de repolho Chato de Quintal, Taishita e Ryuho foram menos infestadas por *B. brassicae* e os híbridos Taishita, Suki, Chiaki e Ryuho podem compor fontes de resistência a *B. brassicae* em experimentos em casa-de-vegetação (MELO et al., 2013). Costa et al. (2014) avaliaram o nível de resistência de genótipos de couve a *M. persicae* e verificaram que o clone UFLA-6, dentre os demais estudados, apresenta maior nível de resistência a *M. persicae* pelo mecanismo de antibiose, em condições de laboratório.

5.5. CONTROLE COM INSETICIDAS BOTÂNICOS

Atualmente alguns métodos de controle estão sendo adotados visando substituir os inseticidas sintéticos, como por exemplo, os extratos e óleos essenciais de plantas. Esses compostos botânicos possuem menor toxicidade para o homem, apresentam maior biodegradabilidade quando comparado aos sintéticos e são obtidos de recursos renováveis (DAYAN et al., 2009). Além dessas características, a facilidade de obtenção e o baixo custo da matéria-prima, fizeram com que estudos fossem

realizados a fim de comprovar a eficácia desses compostos e a associação com outros métodos de controle no manejo integrado de pragas (RONDELLI et al., 2013b).

O extrato aquoso de raiz de mandioca (*Manihot esculenta* C.), manipueira, na proporção de 1:5 (manipueira: água) causaram 100% de mortalidade de *B. brassicae*, 6 horas após a aplicação, e afetaram negativamente a atividade reprodutiva, em folhas de couve (JESUS & MENDONÇA, 2012).

Os extratos de plantas além de causarem a mortalidade e alterarem a biologia dos pulgões, podem ainda causar a repelência destes. Lovatto et al. (2004) verificaram que plantas da família Solanaceae causaram repelência e afetaram a sobrevivência de *B. brassicae*. Sendo que, a jurubeba (*Solanum fastigiatum* var. *acicularium*) destacou-se por apresentar repelência a partir do extrato de frutos verdes e maduros nas concentrações de 2,5 e 5% (m/v), quando aplicados sobre folhas de couve. Quando aplicado sobre o inseto, o extrato de folhas de jurubeba a 10% (m/v) apresentou atividade inseticida sobre *B. brassicae* (LOVATTO et al., 2004).

Óleos essenciais de plantas são compostos por monoterpenos e sesquiterpenos. Esses apresentam comprovada atividade inseticida, uma vez que interrompem o desenvolvimento dos insetos ou interferem no sistema nervoso desses, inibindo a acetilcolinesterase (KNAAK & FIUZA, 2010).

Pinheiro et al. (2013) verificaram que o óleo essencial de citronela (*Cymbopogon winterianus* J.) a 1% (m/v) causou mortalidade de 96% a *M. persicae*, com CL₅₀ e CL₉₀ de 0,36 e 0,66%, respectivamente. Já o capim-limão (*Cymbopogon citratus* DC.) apresentou CL₅₀ e CL₉₀ a *M. persicae* de 0,28 e 0,85% (COSTA et al., 2013). Com isso, *C. winterianus* e *C. citratus* são alternativas promissoras para o desenvolvimento de inseticidas visando ao manejo de *M. persicae*.

5.6. CONTROLE QUÍMICO

O controle químico de insetos-praga é uma alternativa eficaz e uma tática chave no manejo integrado de pragas devido sua rapidez de ação, no entanto deve ser realizado de acordo com as recomendações técnicas. O uso indiscriminado e de forma errônea de produtos químicos pode acarretar problemas ambientais, impactos negativos à saúde humana e seleção de populações de insetos resistentes. Assim, quando o uso dos inseticidas químicos for necessário deve-se selecioná-los com critério (LIU & SPARKS JR., 2001; DAYAN et al., 2009).

A escolha do produto deve basear-se na classe toxicológica, seletividade a inimigos naturais e a mamíferos, modo de ação, grupo químico do produto e seus efeitos potenciais, entre outros. O produtor deve dar preferência por produtos da classe toxicológica IV (faixa verde) ou III (faixa azul), por causarem menor desequilíbrio ao ambiente. Assim, deve-se dar importância a seletividade do produto, pois garante que o inseticida controle a praga sem afetar os inimigos naturais e outras espécies não-alvo, como polinizadores.

Os grupos químicos tradicionais e comumente utilizados no controle de insetos-praga (organofosforados, carbamatos e piretroides) apresentam ação de contato e ingestão (LIU & SPARKS JR., 2001). O uso excessivo e abusivo desses compostos pode acarretar em surgimento de populações de insetos resistentes. Em alguns países, *M. persicae* possui resistência a carbamatos e piretroides. Essa resistência é atribuída pela capacidade de produção de enzimas ou por mutações ocorridas no inseto (ELEFThERIANOS et al., 2008; ROY et al., 2013).

A cobertura de aplicação de inseticidas de contato pode ser comprometida devido à arquitetura das plantas das brássicas e a proteção dos pulgões nas distorções das

folhas. Com isso, os inseticidas de ação sistêmica podem ser mais eficazes, uma vez que penetram no tecido foliar ou raízes e translocam-se dentro da planta (LIU & SPARKS JR., 2001). Neste sentido, o produtor deve ficar atento na escolha do produto de maneira a alternar o grupo químico, além disso, conhecer o modo de ação desses produtos bem como a forma correta de aplicação, intervalo de pré-colheita e de reentrada na área de cultivo.

B. brassicae e *M. persicae* podem ser controlados por diversos inseticidas com ação de contato, ingestão ou sistêmico. Nas culturas do repolho, brócolis, couve e couve-flor os produtos químicos atualmente recomendados para o controle de *B. brassicae* encontram-se na Tabela 1; e os produtos químicos recomendados para o controle de *M. persicae* encontram-se na Tabela 2.

Tabela 1. Produtos comerciais registrados para controle de *Brevicoryne brassicae* em diferentes culturas de brássicas.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ₁	Classe	
					Toxicológica ₂	Ambiental ₃
Acefato Fersol	Couve-flor	Organofosforado	Acefato	SP	IV	III
Actara 250	Repolho	Neonicotinoide	Tiametoxam	WG	III	III
Akito	Repolho	Piretroide	Beta-cipermetrina	EC	I	II
AzaMax	Repolho	Tetranor-triterpenoide	Azadiractina	EC	III	IV
Bamako 700	Brócolis	Neonicotinoide	Imidacloprido	WG	I	III
Calypso	Couve	Neonicotinoide	Tiacloprido	SC	III	III
Chess 500	Couve	Piridina azometina	Pimetrozina	WG	III	IV
Centauro	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flore	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
Decis 25	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
Evidence 700	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Neonicotinoide	Imidacloprido	WG	IV	III
Imaxi 700	Brócolis	Neonicotinoide	Imidacloprido	WG	I	III
Kohinor 200	Repolho, Couve e Couve-flor	Neonicotinoide	Imidacloprido	SC	III	III
Lannate BR	Repolho e Brócolis	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II

(Continua)

Tabela 1. Produtos comerciais registrados para controle de *Brevicoryne brassicae* em diferentes culturas de brássicas. (Continuação)

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Magnific	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
Malathion Prentiss	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Organofosforado	Malationa	EC	III	III
Malathion 440	Repolho	Organofosforado	Malationa	EW	III	II
Orthene 750 BR	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
Pirate	Repolho	Análogo de pirazol	Clorfenapir	SC	III	II
Polytrin	Repolho	Piretroide + organofosforado	Cipermetrina + profenofós	EC	III	I
Provado 200	Couve	Neonicotinoide	Imidacloprido	SC	III	III

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: EC - Concentrado emulsionável; SL - Concentrado solúvel; SP - Pó solúvel; EW - Emulsão óleo em água; SC - Suspensão concentrada; e WG - Grânulos dispersíveis em água.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

Tabela 2. Produtos comerciais registrados para controle de *Myzus persicae* em diferentes culturas de brássicas.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Centauro	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flore	Organofosforado	Acefato	SP	II	III
Durivo	Repolho	Antranilamida + Neonicotinoide	Clorantraniliprole + tiametoxam	SC	III	II
Magnific	Repolho, Brócolis, Couve e Couve-flor	Organofosforado	Acefato	SP	II	III

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: SP - Pó solúvel; e SC - Suspensão concentrada.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

6. CONCLUSÃO

O conhecimento da biologia, do comportamento e das táticas de controle desses pulgões pode evitar o aumento da população, possibilitar um manejo eficiente com menor risco à saúde humana, impacto ambiental e não onerar os custos de produção das brássicas.

7. REFERÊNCIAS

ABDEL-RAHMAN, M. A. A.; AWAD, A. M. A.; OMAR, Y. M.; MAHMOUD, A. H. Development and life table parameters of the cabbage aphid, *Brevicoryne brassicae* (L.) (Homoptera, Aphididae) in relation to constant temperatures. **Assiut University Journal of Zoology**, v. 40, n. 1, p. 1-12, 2011.

AHEER, G. M.; AMJAD, A.; MANZOOR, A. Abiotic factors effect on population fluctuation of alate aphids in wheat. **Journal of Agricultural Research**, v. 46, n. 4, p. 367-371, 2008.

AHMAD, M. AKHTAR, S.; Developmente of insecticide resistance in field populations of *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Aphididae) in Pakistan. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 2, p. 954-958, 2013.

ALEXANDER, P. J.; JECHM L. F.; HENNEBERRY, T. J. Preliminary screening of diferente cottons for resistance to sweetpotato whitefly infestations. **Arizona Cotton Report**, v. 138, p. 209-212, 2004.

ALMEIDA, G. D. de; PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R. A.; HOLTZ, A. M.; VICENTINI, V. B. Determinação da concentração letal média (CL₅₀) de *Beauveria bassiana* para o controle de *Brevicoryne brassicae*. **Idesia**, v. 25, n. 2, p. 69-72, 2007.

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

BORTOLI, S. A.; FERNANDES, M. C.; ALBERGARIA, N. M. M. S. de; DÓRIA, H. O. S. Aspectos biológicos de *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus, 1758) (Hemiptera: Aphididae) em relação ao estado nutricional de *Brassica oleracea* L. var. *acephala*. **Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas**, v. 32, n. 4(2), p. 647-653, 2006.

CARNEVALE, A. B.; BUENO, V. H. P; SAMPAIO, M. V. Parasitismo e desenvolvimento de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae) em *Aphis gossypii* Glover e *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae). **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 2, p. 293-297, 2003.

CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Brevicoryne brassicae* e previsão de picos de populacionais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 5, p. 561-566, 2003.

CIVIDANDES, F. J. Impacto de inimigos naturais e de fatores meteorológicos sobre uma população de *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae) em couve. **Neotropical Entomology**, v. 31, n.2, p. 249-255, 2002a.

CIVIDANDES, F. J.; SOUZA, V. P. Exigências térmicas e tabelas de vida de fertilidade de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) em laboratório. **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 3, p. 413-419, 2003.

CIVIDANDES, F. J. Tabelas de vida de fertilidade de *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae) em condições de campo. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 3, p. 419-427, 2002b.

COSTA, A. V.; PINHEIRO, P. F.; RONDELLI, V. M.; QUEIROZ, V. T. de; TULER, A. C.; BRITTO, K. B.; STINGUEL, P.; PRATISSOLI, D. *Cymbopogon citratus* (Poaceae) essential oil on *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) and *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae). **Bioscience Journal**, v. 29, n. 6, p. 1840-1847, 2013.

COSTA, E. M. R.; MARCHESE, A.; MALUF, W. R.; SILVA, A. A. Resistência de genótipos de couve-manteiga ao pulgão-verde e sua relação com a cerosidade foliar. **Revista Ciência Agronômica**, v. 45, n. 1, p. 146-154, 2014.

DAYAN, F. E.; CANTRELL, C. L.; DUKE, S. O. Natural products in crop protection. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, v. 17, n. 12, p. 4022-4034, 2009.

DEVI, P. B.; SINGH, T. K. Studies on the morphometry of the green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulzer) (Homoptera: Aphididae). **Entomological Research**, v. 37, n. 2, p. 81-85, 2007.

DIXON, A. F. G. **Aphid ecology an optimization approach**. 2. ed. London: Chapman and Hall, 1998. 300p.

DIXON, A. F. G. Parthenogenetic reproduction and the rate of increase in aphids. In: MINKS, A.K.; P. HARREWIJN. (Ed.). **Aphids: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, v. 2A, 1987. p. 269-287.

ELEFThERIANOS, I.; FOSTER, S. P.; WILLIAMSON, M. S.; DENHOLM, I. Characterization of the M918Tsodium channel gene mutation associated with strong resistance to pyrethroid insecticides in the peach-potato aphid, *Myzus persicae* (Sulzer). **Bulletin of Entomological Research**, v. 98, n. 4, p. 183-191, 2008.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.;

ALVES, S.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.

JESUS, S. C. P. de; MENDONÇA, F. A. C. de. Atividade do extrato aquoso da mandioca sobre a mortalidade e reprodução do pulgão da couve. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 7, suplemento, p. 826-830, 2012.

KNAACK, N.; FIUZA, L. M. Potencial dos óleos essenciais de plantas no controle de insetos e microrganismos. **Neotropical Biology and Conservation**, v. 5, n. 2, p. 120-132, 2010.

LIU, T. X.; SPARKS JR. A. N. **Aphids on Cruciferous Crops Identification and Management**. 2001. Disponível em: <<http://agriLifebookstore.org>>. Acesso em: 14 mai. 2014.

LOVATTO, P. B.; GOETZE, M.; THOMÉ, G. C. H. Efeito de extratos de plantas silvestres da família Solanaceae sobre o controle de *Brevicoryne brassicae* em couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*). **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 971-978, 2004.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 19 jun. 2014.

MARINGONI, A. C. Doenças das crucíferas. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Org.). **Manual de fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. p. 297-306.

MELO, B. do S. C. DE; BLEICHER E.; BERTINI, C. H. C. de M.; SILVA, J. F. da. Divergência genética entre cultivares comerciais de repolho quanto à preferência do pulgão-da-couve. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 5, p. 459-465, 2013.

MORALES, H. Pest management in traditional tropical agroecosystems: lessons for pest prevention research and extension Integrated. **Pest Management Reviews**, v. 7, n. 3, p. 145-63, 2002.

NG, J. C. K.; PERRY, K. L. Transmission of plant viruses by aphid vectors. **Molecular Plant Pathology**, v. 5, n. 5, p. 505-511, 2004.

PINHEIRO, P. F.; QUEIROZ, V. T. de; RONDELLI, V. M.; COSTA, A. V.; MARCELINO, T. de P.; PRATISSOLI, D. Insecticidal activity of citronela grass essential oil on *Frankliniella schultzei* and *Myzus persicae*. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 37, n. 2, p. 138-144, 2013.

PITTA, R. M.; PEREIRA, M. F. A.; JUSTINIANO, W.; MENDES, D. F. de O. Efeito da adubação em couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*) sobre o desenvolvimento, fertilidade e longevidade de *Brevicoryne brassicae* (L., 1758) (Hemiptera: Aphididae). **Científica**, v. 35, n. 1, p. 39-45, 2007.

READ, D. P.; FEENY, P. P.; ROOT, R. B. Habital selection by the aphid parasite *Diaeretiella rapae* (Hymenoptera: Braconidae) and hiperparasite *Charips brassicae* (Hymenoptera: Cynipidae). **The Canadian Entomologist**, v. 102, n. 12, p. 1567-1578, 1970.

RESENDE, A. L. S.; SANTOS, C. M. A. dos; CAMPOS, J. M.; VIANA, A. J. da S.; OLIVEIRA, R. J.; AGUIAR-MENEZES, E. de L.; GUERRA, J. G. M. Efeito do consórcio couve e coentro, sob manejo orgânico, na população de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) predadoras de pulgões da couve. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2, n. 2, p. 925-928, 2007b.

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E. da; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. Amostragem de pulgões alados utilizando bandeja d'água e placa adesiva. **Circular Técnica 19**, Embrapa Agrobiologia, Seropédica – RJ, 4 p., 2007a

RESENDE, A. L. S.; LIXA, A. T.; SANTOS, C. M. A. dos; SOUZA, S. A. da S.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. Comunidade de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) em consórcio de couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*) com coentro (*Coriandrum sativum*) sob manejo orgânico. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 1, p. 81-89, 2011.

RONDELLI, V. M. **Extratos vegetais e fungos entomopatógenos no manejo de vetores de viroses no tomateiro**. 2014. 92p. Tese (Mestrado em Entomologia Agrícola) – Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2014.

RONDELLI, V. M.; MINAS, R. S. de; ROCHA, L. I. R.; OLIVEIRA, C. M. R.; BESTETE, L. R. Pulgões (*Myzus persicae* e *Macrosiphum euphorbiae*). In: MINAS, R. S. DE (Ed.); RONDELLI, V. M.; MELO, D. F.; OLIVEIRA, C. M. R.; BESTETE, L. R. **Solanáceas**: abordagem das principais culturas e suas pragas. Brasília: KIRON, 2013a. p. 81-108.

RONDELLI, V. M.; PRATISSOLI, D.; SANTOS JUNIOR, H. J. G. dos; ZAGO, H. B.; MACHADO, L. C.; RODRIGUES, H. de S.; VALBON, W. R. Insecticide activity of *Beauveria bassiana* and castor bean oil against *Plutella xylostella* under greenhouse. **Bioscience Journal**, v. 29, n. 5, p. 1187-1193, 2013b.

ROY, L.; FONTAINE, S.; CADDOUN, L.; MICOUD, A.; SIMON, J. Dramatic changes in the genotypic frequencies of target insecticide resistance in french populations of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) over the last decade. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 4, p. 838-1847, 2013.

SALGADO, L. O. Pragas das brássicas, características e métodos de controle. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 98, n. 9, p. 43-47, 1983.

SALVADORI, J. R.; PEREIRA, P. R. V. S.; SILVA, M. T. B. Manejo de pulgões. **Revenue Culture**, v. 75, n. 1, p. 32-34, 2005.

STARK, J. D.; ACHEAMPONG, S. A demographic and modeling approach to determine the suitability of two hosts, *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus) and *Myzus persicae* (Sulzer) (Heteroptera: Aphididae) of the aphid parasitoid, *Diaeretiella rapae* (McIntosh) (Hymenoptera: Aphididae). **The Pan-pacific Entomologist**, v. 83, n. 1, p. 75-79, 2007.

STEIN, C. P.; TEIXEIRA, E. P. Resistência de variedades de couve a *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae). **Bioikos**, v. 24, n. 2, p. 113-118, 2010.

TORRES, J. B.; BASTOS, C.S.; PRATISSOLI, D. Controle biológico de pragas com uso de insetos predadores. **Informe Agropecuário**, v. 30, p. 17-32, 2009.

VAN EMDEN, H. F. **Handbook of agricultural entomology**. Wiley-Blackwell, 2013. p. 311.

VAN EMDEN, H. F.; HARRINGTON, R. **Aphids as crop pests**. Wallingford: CAB International, 2007. 717p.

VAZ, L. A. L.; TAVARES, M. T.; LOMÔNACO, C. Diversidade e tamanho de himenópteros parasitoides de *Brevicoryne brassicae* L. e *Aphis nerii* Boyer de Fonscolombe (Hemiptera: Aphididae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 2, p. 225-230, 2004.

CAPÍTULO 4

MOSCA-BRANCA (*Bemisia tabaci*)

Vando Miossi Rondelli
Flávio Neves Celestino
Lorena Contarini Machado
Vitor Zuim
Luziani Rezende Bestete

1. INTRODUÇÃO

O primeiro relato da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), foi feito na Grécia, em 1889, em plantas de fumo. Nos Estados Unidos, na década de 80, observou-se um novo biótipo de *B. tabaci*, denominado de biótipo B (VILLAS BOAS & CASTELO BRANCO, 2009). No Brasil, em 1990, com a importação da planta ornamental poinsettia, *Euphorbia pulcherrima* (Euphorbiaceae), provavelmente infestada com ninfas de mosca-branca, esse novo biótipo foi introduzido no país (VILLAS BOAS & CASTELO BRANCO, 2009; FONTES et al., 2012).

B. tabaci difere muito das moscas verdadeiras (ordem Diptera) por possui dois pares de asas, aparelho bucal picador-sugador e metamorfose incompleta (ovo, ninfa e adulto). Trata-se de uma praga de importância mundial por ocasionar danos e prejuízos expressivos em diversas culturas, especialmente às famílias Cucurbitaceae, Fabaceae, Malvaceae, Solanaceae e olerícolas (BROWN et al., 1995; CABALLERO, 1996; HAJI et al., 2004). Estes mesmos autores relataram que a identificação morfológica é feita pelo quarto ínstar ninfal (também denominado de

pupa), no entanto acredita-se que no mundo existam mais de 20 biótipos de *B. tabaci*, em que a identificação é feita por meio de técnicas de biologia molecular. *B. tabaci* biótipo B, antigamente denominada de *Bemisia argentifolii*, adapta-se mais facilmente a hospedeiros, condições ambientais e inseticidas químicos sintéticos, sendo o mais agressivo (VILLAS BÔAS et al., 1997; GALLO et al., 2002).

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

O conhecimento da biologia é muito importante na adoção de medidas de controle. A reprodução de *B. tabaci* pode ser sexuada ou partenogenética (HAJI et al., 2004). Os adultos de *B. tabaci* medem aproximadamente 1 mm de comprimento, no entanto as fêmeas são um pouco maiores em relação aos machos. São de coloração amarela clara com quatro asas membranosas recobertas por uma pulverulência branca (CABALLERO, 1996). Segundo Gallo et al. (2002), os ovos são depositados na face inferior das folhas, ficando presos por um pedúnculo curto (Figura 1). As ninfas são de coloração amarela pálida e a parte dorsal é lisa, plana ou levemente covexa, pois a forma varia de acordo com a planta hospedeira (CABALLERO, 1996). Ao eclodirem caminham durante aproximadamente 24 horas e escolhem um local para se fixarem e se alimentarem, geralmente na face inferior da folha (Figura 2), onde também se transformam em pupas (Figura 3) (GALLO et al., 2002; FORNAZIER et al., 2010).



Figura 1. Adulto e ovos de *Bemisia tabaci*.



Figura 2. Ninfa de *Bemisia tabaci* (Fonte: Charles Olsen, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org).



Figura 3. Pupas de *Bemisia tabaci*.

A diferenciação dos quatro ínstar de *B. tabaci* é feita pelo tamanho. A pupa (quarto ínstar), em certo momento, suspende a alimentação e forma o pupário para se transformar em adulto, o qual emerge por meio de uma fissura em forma de “T” invertido (SERRA, 1996a).

De acordo com Takahashi et al. (2008), o ciclo de *B. tabaci* biótipo B é de 19,8 dias em couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*) (Brassicaceae) a 25 °C, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. No entanto, ainda segundo esses autores, em soja e tomate o ciclo é maior (21,2 e 22,0 dias, respectivamente), indicando que a couve é o hospedeiro mais adequado para o desenvolvimento deste inseto. Além disso, a porcentagem de eclosão de ovos em couve (90,2%) é maior em relação à soja e tomate (72,0 e 63,9%, respectivamente).

O período de incubação dos ovos de *B. tabaci* biótipo B é de 6,4 dias e a duração do primeiro, segundo, terceiro e quarto ínstar é de 3,2, 2,8, 3,9 e 4,3 dias,

respectivamente, sendo assim o ciclo de 20,6 dias, em repolho 'Kenzan' (*Brassica oleracea* var. *capitata*) a 28 °C, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas (VILLAS BÔAS et al., 2002). Os mesmos autores verificaram que a viabilidade dos ovos, do primeiro, segundo, terceiro e quarto ínstaes foi de 91,3, 94,7, 92,4, 85,0 e 89,2%, respectivamente. Ao final, verificou-se que a viabilidade de ovo a adulto foi de 63,1%. A longevidade da fêmea foi de 21,3 dias e o número de ovos depositados por fêmea foi de 172 ovos (VILLAS BÔAS et al., 2002).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

Os adultos e as ninfas sugam seiva, reduzindo o vigor das plantas e a produtividade. Devido à excreção de substâncias açucaradas, favorece o desenvolvimento de fungos sobre as folhas, conhecidos como fumagina, que atrapalha a fotossíntese. Em brócolis e repolho causa o embranquecimento do caule (talo branco) (GALLO et al., 2002; HAJI et al., 2004).

4. AMOSTRAGEM

O monitoramento de adultos de *B. tabaci* pode ser feito com armadilhas adesivas de cor amarela (GALLO et al., 2002). De acordo com Serra (1996b), são superfícies amarelas que atraem os insetos, e a elas se impregna alguma substância adesiva (como vaselina ou cola) para os adultos ficarem presos. As armadilhas são colocadas verticalmente na altura do dossel da planta. Contudo, ainda segundo esse autor, existem outras técnicas para amostragem de adultos de *B. tabaci*, como a armadilha de balde de 20-25 L que tem um buraco no fundo, onde é colocado um recipiente

plástico transparente com o interior revestido com óleo. As armadilhas são colocadas sobre as plantas, que são sacudidas por baixo. Os adultos da mosca-branca voam para o recipiente, onde podem ser contados. Esta técnica pode ser bem aplicada às brássicas, pois possuem porte pequeno, no entanto funciona bem quando o nível populacional da praga está moderado a alto. Outra técnica é a contagem direta nas folhas, que é muito confiável, contudo trabalhoso. Pode ser usado um espelho para contar os adultos no lado inferior das folhas, ou virá-las com cuidado para eles não voarem. Já a amostragem dos ínstares ninfaís maiores pode ser feita com lupa de aumento de dez vezes (SERRA, 1996b).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

O controle da mosca-branca (*Bemisia* spp.) é difícil por apresentar fácil adaptação a diferentes ambientes, rapidez no desenvolvimento de resistência a grupos químicos de inseticidas e muitos hospedeiros, sendo eles plantas cultivadas, daninhas e silvestres (ALENCAR et al., 2004).

Dessa forma, métodos alternativos de controle visando o manejo de *B. tabaci* e que são menos prejudiciais a organismos não-alvo e ao ambiente têm sido estudados, objetivando implementar o Manejo Fitossanitário de Pragas (MFP), que visa estabelecer uma estratégia de controle com base no conhecimento do ciclo da cultura, das pragas e dos fatores ambientais (ALVES et al., 2007). Assim, muitas táticas de controle podem ser adotadas para o manejo da mosca-branca, para evitar que o nível populacional da praga atinja o nível de dano econômico, ou seja, quando o dano começa a provocar perdas e prejuízos econômicos.

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural consiste no uso de práticas agrícolas para prevenir o ataque dos insetos e prejudicar o seu desenvolvimento, destruí-los ou reduzir os seus danos (ALENCAR et al., 2004). As principais formas de controle cultural de *B. tabaci* são as seguintes:

5.1.1. Distribuição Espacial de Cultivos

Ao final do ciclo da cultura ou quando há escassez de alimento, a mosca-branca migra para colonizar plantas mais adequadas para seu desenvolvimento e o voo é auxiliado pelo vento, podendo se dispersar por longas distâncias. Assim, plantios mais novos localizados na direção do vento podem ser infestados precocemente. Dessa forma, recomenda-se que plantios escalonados sejam instalados no sentido contrário a direção predominante dos ventos (ALENCAR et al., 2004).

5.1.2. Distribuição Temporal de Cultivos

O plantio ao mesmo tempo em uma região favorece o manejo da mosca-branca, pois reduz a infestação da praga em cultivos novos proveniente de cultivos velhos (ALENCAR et al., 2004).

5.1.3. Interrupção de Plantio com Área no Limpo

A eliminação de restos de culturas no final do ciclo da planta e de plantas hospedeiras por período de 30 a 60 dias deixa a mosca-branca sem alimento, substrato para abrigo e reprodução. Isso causa a dispersão da praga e a redução da fonte de inoculo no próximo cultivo (GALLO et al., 2002; ALENCAR et al., 2004).

5.1.4. Plantas Armadilhas

Consiste no plantio de um hospedeiro muito atrativo para a mosca-branca na área de cultivo, no qual é feito o controle químico da praga. É importante ressaltar que se o controle da praga não for feito nas plantas armadilhas a praga se multiplicará nelas, e funcionará como fonte hospedeira (ALENCAR et al., 2004).

5.2. CONTROLE BIOLÓGICO

O controle biológico é a utilização e preservação dos agentes de controle biológico (entomopatógenos, predadores e parasitoides), visando à redução da população das pragas (GALLO et al., 2002). Segundo Villas Boas & Castelo Branco (2009) várias espécies de inimigos naturais estão presentes no campo e exercem um controle auxiliar e silencioso de *B. tabaci*.

5.2.1. Fungos Entomopatogênicos

Muitos trabalhos comprovam a importância de fungos entomopatogênicos no manejo de *B. tabaci*. A CL₅₀ (concentração letal a 50% dos insetos testados) do isolado Unioeste 57 de *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin (Ascomycota: Hypocreales) sobre ninfas de terceiro ínstar deste inseto, em folhas de couve, foi de apenas $1,8 \times 10^5$ conídios/mL (POTRICH et al., 2011). Em outro trabalho, a CL₅₀ do isolado EABb 01/110-Su de *B. bassiana* sobre ninfas de quarto ínstar de *B. tabaci*, em discos foliares de melão, foi de $6,5 \times 10^5$ conídios/mL (QUESADA-MORAGA et al., 2006). Santiago-Álvarez et al. (2006) observaram que *B. bassiana* na concentração de 1×10^7 conídios/mL causou quase 70% de mortalidade de *B. tabaci* no quarto ínstar, em discos foliares de couve após oito dias de incubação. Já a CL₅₀ do isolado Unioeste 43 de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Ascomycota: Hypocreales) sobre ninfas de terceiro ínstar de *B. tabaci* foi de $4,3 \times 10^5$ conídios/mL (POTRICH et al., 2011). Na Figura 4 observa-se ninfas de *B. tabaci* parasitadas pelos fungos entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae*.

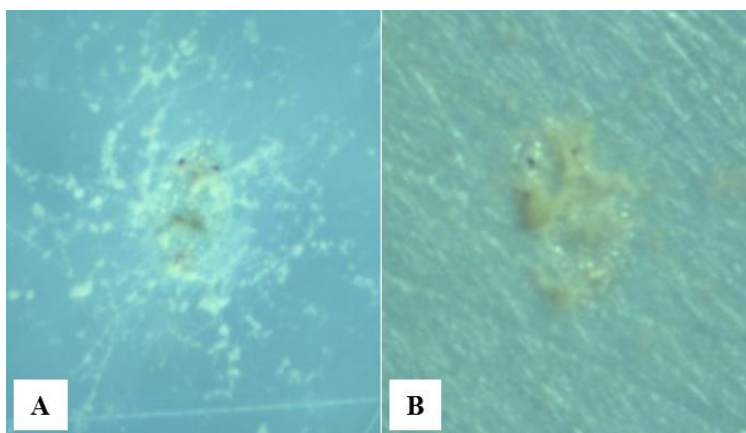


Figura 4. Ninfas de *Bemisia tabaci* parasitadas pelos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* (A) e *Metarhizium anisopliae* (B).

Além disso, a aplicação associada em mistura de *B. bassiana* (1×10^7 conídios/mL) com nim (azadiractina CE com 0,3% de ingrediente ativo) a 0,5% para o controle da *B. tabaci* no segundo ínstar, em berinjela, é compatível, sendo observada mortalidade próxima de 100% (ISLAM et al., 2010). Os entomopatógenos também podem ser associados com inseticidas químicos sintéticos no manejo da mosca-branca, como por exemplo, a mistura de imidacloprido (neonicotinoide) com *B. bassiana* (GALLO et al., 2002).

No entanto, as condições climáticas são determinantes para a ocorrência de doenças provocadas por fungos entomopatogênicos, como por exemplo, *M. anisopliae* em pastagens requer umidade relativa acima de 60% para causar epizootias (ALVES et al., 2008). Adicionalmente, fungos como *M. anisopliae* e *B. bassiana*, requerem de 23 a 30 °C para germinar, sendo a temperatura ideal de 26 °C (ALVES et al., 1998). No Brasil existem formulações de fungos entomopatogênicos, podendo ser adquiridas pelos agricultores.

5.2.2. Nematoides Entomopatogênicos

De acordo com Cuthbertson et al. (2003), todos os quatro ínstares de *B. tabaci* foram susceptíveis ao nematoide entomopatogênico *Steinernema feltiae* (Filipjev) (10.000 juvenis infectantes/mL) em plantas de tomate. Por exemplo, no primeiro ínstar foi observada mortalidade de aproximadamente 75%. *Steinernema carpocapsae* Weiser também causa mortalidade de 75% a ninfas de segundo ínstar de *B. tabaci* (CUTHBERTSON et al., 2008).

5.2.3. Bactérias entomopatogênicas

A respeito da utilização de bactérias entomopatogênicas, formulações a base de *Bacillus thuringiensis* (Berliner) (Bt) tiveram efeito sobre a mortalidade de *B. tabaci*. Por exemplo, o produto Dipel apresentou valor de CL_{50} de $1,7 \times 10^8$ e $9,1 \times 10^7$ unidades internacionais/L a ninfas e adultos, respectivamente (AL-SHAYJI et al., 1998). Além dessa bactéria, *Bacillus cereus* Frankland & Frankland e *Bacillus sphaericus* Neide também apresentaram patogenicidade a *B. tabaci* (EL-ASSAL et al., 2013).

5.2.4. Parasitoides e Predadores

Em Brasília-DF, sobre fumo, algodão, tomate, couve, soja, feijão, melão, jiló e a planta daninha *Emilia sonchifolia* (Asteraceae), foram observados vários inimigos naturais de *B. tabaci*. Entre os predadores seis espécies de Coleoptera da família Coccinellidae (*Cycloneda sanguinea* [L.], *Delphastus davidsoni* Gordon, *Eriopis connexa* [Germar], *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, *Nephaspis gemini* Gordon e *Nephaspis hydra* Gordon); três espécies de Diptera da família Syrphidae (*Allograpta exotica* [Wiedemann], *Ocyptamus mentor* [Curran] e *Toxomerus lacrimosus* [Bigot]); e quatro espécies de Neuroptera da família Chrysopidae (*Ceraeochrysa cincta* [Schneider], *Ceraeochrysa claveri* [Navás], *Chrysoperla defreitasi* Brooks e *Chrysoperla externa* [Hagen]). Entre os parasitoides foram observadas oito espécies de *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) e o hiperparasitoide *Signiphora aleyrodis* Ashmead (Hymenoptera: Signiphoridae) (OLIVEIRA et al., 2003).

C. externa e *C. cincta*, por exemplo, podem se desenvolvem sobre ovos e ninfas de *B. tabaci* (AUAD et al., 2001). Outros inimigos naturais, como por exemplo, o parasitoide *Adialytus* spp. (Hymenoptera: Braconidae) e as aranhas, podem ser agentes de controle biológico eficazes de *B. tabaci* em repolho (LEITE et al., 2006).

Com liberações inundativas semanais de *Coccinella undecimpunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla carnea* Stephen (Neuroptera: Chrysopidae) e *Macrolophus caliginosus* (Wagner) (Hemiptera: Miridae) em repolho obteve-se reduções de populações de *B. tabaci* de 40,7, 41,2 e 35,3%, respectivamente, quando o nível populacional da praga estava mais alto (durante as primeiras 15 semanas de amostragem), evidenciando a importância destes inimigos naturais no manejo de *B. tabaci* (SIMMONS & ABD-RABOU, 2011).

5.3. CONTROLE COM INSETICIDAS BOTÂNICOS

O uso de extratos de plantas com propriedades tóxicas a *B. tabaci* vem sendo muito estudados para o manejo alternativo desta praga. De acordo com Paula Neto & Bleicher (2003), vários óleos de origem vegetal têm atividade inseticida, como o óleo de soja a 2% que proporcionou eficiência de controle de ninfas de *B. tabaci* de 58,2%, em meloeiro. No entanto, ainda segundo esses autores, os óleos de mamona e gergelim, também na concentração de 2,0%, foram mais eficientes, pois foi observada eficiência de controle de 85,5 e 97,6%, respectivamente. Os óleos causam danos à camada de cera sobre a cutícula dos insetos, interferindo no metabolismo e na respiração, podendo também causar repelência (VILLAS BÔAS et al., 1997).

Os extratos aquosos de sementes de leucena, *Leucaena leucocephala* (Mimosidae) e de folhas de chicha, *Sterculia foetida* (Sterculiaceae), a 10%, em couve,

inviabilizaram os ovos de *B. tabaci* em 60 e 42%, respectivamente e o extrato de folhas de chicha proporcionou 74,6% de mortalidade ninfal em ensaio de imersão (VASCONCELOS et al., 2006). Outra planta com atividade inseticida sobre vários insetos é o nim, *Azadiracta indica* (Meliaceae), onde, por exemplo, o extrato aquoso de sementes desta planta apresentou ação translaminar, sistêmica e de contato sobre *B. tabaci* em tomateiro, sendo observado elevados índices de mortalidade (SOUZA & VENDRAMIM, 2005).

Uma vantagem do uso de extratos de plantas para o controle de pragas é que o surgimento de populações resistentes dos insetos aos extratos de plantas é um processo lento, pois são compostos da associação de várias substâncias bioativas, podendo ter diferentes modos de ação (ROEL, 2001).

5.4. CONTROLE POR RESISTÊNCIA DE PLANTAS

É recomendado o uso de variedades resistentes (GALLO et al., 2002). O “escape”, pelo uso de variedades precoces, também tem sido recomendado, apesar de não ser considerado um mecanismo clássico de resistência. Essa técnica reduz o número de gerações e conseqüentemente de insetos no final do ciclo da cultura (ALENCAR et al., 2004).

5.5. CONTROLE FÍSICO

A captura de adultos com armadilhas adesivas de cor amarela também pode ser usada no controle da mosca-branca (GALLO et al., 2002). Contudo, o uso dessa técnica

visando ao controle deve-se usar maior número de armadilhas em relação a quando se deseja apenas fazer a amostragem da praga.

5.6. CONTROLE QUÍMICO

O controle químico de *B. tabaci* deve ser adotado somente quando necessário e iniciado com um inseticida do grupo químico dos neonicotinoides, que afeta inclusive os adultos, inibindo a alimentação, voo e movimento, reduzindo a oviposição (VILLAS BOAS & CASTELO BRANCO, 2009). Esses autores ressaltam também que o intervalo de aplicação de inseticidas químicos sintéticos deve ser de pelo menos uma semana, para se evitar a rápida seleção de populações resistentes e a redução da vida útil desses produtos, isso devido à necessidade de aplicações frequentes. Villas Boas & Castelo Branco (2009) recomendam ainda fazer rotação de inseticidas, ou seja, aplicar inseticidas com grupos químicos diferentes a cada três semanas, não havendo o uso do mesmo inseticida por gerações consecutivas da praga.

Além disso, esses produtos podem ser tóxicos aos inimigos naturais de *B. tabaci*, como é o caso do ingrediente ativo imidacloprido sobre *Discodon* sp. (Coleoptera: Cantharidae), *Acanthinus* sp. (Coleoptera: Anthicidae), *Lasiochilus* sp. (Heteroptera: Anthocoridae) e *Encarsia* sp. (BACCI et al., 2007). No entanto, atualmente, esta técnica ainda não pode ser descartada. Atualmente existem poucos inseticidas químicos sintéticos recomendados para o controle de *B. tabaci* nas culturas de brássicas (Tabela 1). Em nabo, mostarda e rúcula não existe nenhum produto recomendado para o controle de *B. tabaci* (MAPA, 2014).

Tabela 1. Produtos comerciais recomendados para controle de *Bemisia tabaci* biótipo B, em brássicas.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Actara 250	Repolho	Neonicotinoide	Tiametoxam	WG	III	III
Cordial 100	Repolho	Éter piridiloxipropílico	Piriproxifem	EC	I	II
Epingle 100	Repolho	Éter piridiloxipropílico	Piriproxifem	EC	I	II
Evidence 700	Repolho, Couve, Couve-flor e Brócolis	Neonicotinoide	Imidacloprido	WG	IV	III
Tiger 100	Repolho	Éter piridiloxipropílico	Piriproxifem	EC	I	II

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: WG - Grânulos dispersíveis em água; e EC - Concentração emulsionável.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

Outra opção aos inseticidas é o uso de detergentes neutros em baixa concentração (0,5%), que interfere no metabolismo do inseto, causando transtornos no desenvolvimento das ninfas (VILLAS BOAS & CASTELO BRANCO, 2009).

Deve-se ressaltar que a aplicação dos produtos deve ser feitas na face inferior das folhas, pois os adultos e ninfas de *B. tabaci* se localizam na parte inferior das folhas. Assim, o jato de aplicação deve ser direcionado de baixo para cima, para que os produtos, que normalmente são de contato, atinjam os insetos (VILLAS BOAS & CASTELO BRANCO, 2009).

6. CONCLUSÃO

O controle de *B. tabaci* não é fácil, estando entre os principais motivos para isso o fato dessa praga apresentar muitos hospedeiros e rapidez no desenvolvimento de resistência a grupos químicos de inseticidas sintéticos. Assim, vários métodos de controle devem ser adotados concomitantemente visando implementar o Manejo Fitossanitário de Pragas (MFP), a saber o controle cultural, biológico, com inseticidas botânicos, por resistência de plantas, físico e o químico. Dessa forma, alimentos mais saudáveis serão produzidos e o risco de contaminação ambiental será reduzido.

7. REFERÊNCIAS

- ALENCAR, J.A.A.; HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E.; BARBOSA, F.R. Métodos gerais de controle da mosca-branca. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.). **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. p.43-49.
- ALVES, S.B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. p.289-381.
- ALVES, F.R.; JESUS JUNIOR, W.C. de; PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R.A.; ZANUNCIO JUNIOR, J.S.; HOLTZ, A.M.; VIANNA, U.R. Manejo fitossanitário de doenças e pragas – novas perspectivas. In: JESUS JUNIOR, W.C. DE; POLANCZYK, R.A.; PRATISSOLI, D. (Ed.). **Atualidades em defesa fitossanitária**. Alerge: UFES, 2007. p.383-415.
- ALVES, S.B.; LOPES, R.B.; VIEIRA, S.A.; TAMAI, M.A. Fungos Entomopatogênicos usados no controle de pragas na América latina. In: ALVES, S.B.; LOPES, R.B. (Ed.). **Controle microbiano de pragas na América Latina**. Piracicaba: FEALQ, 2008. p.69-110.
- AL-SHAYJI, Y.; SHAHEEN, N.; SALEEM, M.; IBRAHIM, M. The efficacy of some *Bacillus thuringiensis* formulations against the whitefly *Bemisia tabaci*

(Homoptera: Aleyrodidae). **Kuwait Journal of Science and Engineering**, v.25, n.1, p.222-229, 1998.

AUAD, A.M.; TOSCANO, L.C.; BOIÇA JÚNIOR, A.L.; FREITAS, S. de. Aspectos biológicos dos estádios imaturos de *Chrysoperla externa* (Hagen) e *Ceraeochrysa cincta* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentados com ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.30, n.3, p.429-432, 2001.

BACCI, L.; CRESPO, A.L.B.; GALVAN, T.L.; PEREIRA, E.J.G.; PICANÇO, M.C.; SILVA, G.A.; CHEDIAK, M. Toxicity of insecticides to the sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. **Pest Management Science**, v.63, n.7, p.699-706, 2007.

BROWN, J.K.; COATS, S.A.; BEDFORD, I.D.; MARKHAM, P.G.; BIRD, J.; FROHLICH, D.R. Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). **Biochemical Genetics**, v.33, n.7-8, p.205-214, 1995.

CABALLERO, R. Identificación de moscas blancas. In: Hilje, L. (Ed.). **Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y germinivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 1996. p.1-10.

CUTHBERTSON, A.G.S.; HEAD, J.; WALTERS, K.F.A.; GREGORY, S.A. The efficacy of the entomopathogenic nematode, *Steinernema feltiae*, against the immature stages of *Bemisia tabaci*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.83, n.3, p.267-269, 2003.

CUTHBERTSON, A.G.S.; MATHERS, J.J.; NORTHING, P.; PRICKETT, A.J.; WALTERS, K.F.A. The integrated use of chemical insecticides and the entomopathogenic nematode, *Steinernema carpocapsae* (Nematoda: Steinernematidae), for the control of sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Insect Science**, v.15, n.5, p.447-453, 2008.

EL-ASSAL, S.E.-D.; YOUSSEF, N.A.; AMIN, G.A. Isolation and identification of locally isolated bacterial strains effective against whitefly *Bemisia tabaci*. **Archives of Agronomy and Soil Science**, v.59, n.6, p.779-790, 2013.

FONTES, F.V.H.M.; COLOMBO, C.A.; LOURENÇÃO, A.L. Structure of genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations in Brazilian crops and locations. **Scientia Agricola**, v.69, n.1, p.47-53, 2012.

FORNAZIER, M.J.; PRATISSOLI, D.; MARTINS, D. dos S. Principais pragas da cultura do tomateiro estaqueado na região das montanhas do Espírito Santo. In: INCAPER (Ed.). **Tomate**. Vitória: INCAPER, 2010. p.185-226.

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

HAJI, F.N.P.; FERREIRA, R.C.F.; MOREIRA, A.N. Descrição morfológica, aspectos biológicos, danos e importância econômica. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.) **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. p.21-30.

ISLAM, M.T.; CASTLE, S.J.; REN, S. Compatibility of the insect pathogenic fungus *Beauveria bassiana* with neem against sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, on eggplant. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.134, n.1, p.28-34, 2010.

LEITE, G.L.D.; PICANÇO, M.; JHAM, G.N.; MOREIRA, M.D. Whitefly, aphids and thrips attack on cabbage. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, n.10, p.1469-1475, 2006.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20 jun. 2014.

OLIVEIRA, M.R.V. de; AMANCIO, E.; LAUMANN, R.A.; GOMES, L. de O. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v.32, n.1, p.151-154, 2003.

PAULA NETO, F.L. de; BLEICHER, E. Avaliação de óleos vegetais de diferentes características secantes sobre *Bemisia tabaci*, em melão. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, v.68, p.53-56, 2003.

POTRICH, M.; NEVES, P.M.O.J.; ALVES, L.F.A.; PIZZATTO, M.; SILVA, E.R.L. da; LUCKMANN, D.; GOUVEA, A. de; ROMAN, J.C. Virulência de

fungos entomopatogênicos a ninfas de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Semina: Ciências Agrárias**, v.32, n.1, p.1783-1792, 2011.

QUESADA-MORAGA, E.; MARANHÃO, E.A.A.; VALVERDE-GARCÍA, P.; SANTIAGO-ÁLVAREZ, C. Selection of *Beauveria bassiana* isolates for control of the whiteflies *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* on the basis of their virulence, thermal requirements, and toxicogenic activity. **Biological Control**, v.36, n.3, p.274-287, 2006.

ROEL, A.R. Utilização de plantas com propriedades inseticidas: uma contribuição para o desenvolvimento rural sustentável. **Interações**, v.1, n.2, p.43-50, 2001.

SANTIAGO-ÁLVAREZ, C.; MARANHÃO, E.A.; MARANHÃO, E.; QUESADA-MORAGA, E. Host plant influences pathogenicity of *Beauveria bassiana* to *Bemisia tabaci* and its sporulation on cadavers. **BioControl**, v.51, n.4, p.519-532, 2006.

SERRA, C.A. Biología de moscas blancas. In: Hilje, L. (Ed.). **Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y germinivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 1996a. p.11-21.

SERRA, C.A. Muestreo de moscas blancas. In: Hilje, L. (Ed.). **Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y germinivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 1996b. p.22-29.

SIMMONS, A.M.; ABD-RABOU, S. Inundative field releases and evaluation of three predators for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) management in three vegetable crops. **Insect Science**, v.18, n.2, p.195-202, 2011.

SOUZA, A.P. de; VENDRAMIM, J.D. Efeito translinar, sistêmico e de contato de extrato aquoso de sementes de nim sobre *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B em tomateiro. **Neotropical Entomology**, v.34, n.1, p.083-087, 2005.

TAKAHASHI, K.M.; BERTI FILHO, E.; LOURENÇÃO, A.L. Biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) B-biotype and parasitism by *Encarsia formosa* (Gahan) on collard, soybean and tomato plants. **Scientia Agricola**, v.65, n.6, p.639-642, 2008.

VASCONCELOS, G.J.N. de; GONDIM JÚNIOR, M.G.C.; BARROS, R. Extratos aquosos de *Leucaena leucocephala* e *Sterculia foetida* no controle de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Ciência Rural**, v.36, n.5, p.1353-1359, 2006.

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; ÁVILA, A.C. de; BEZERRA, I.C. Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolli*. **Circular Técnica 9**. EMBRAPA Hortaliças, Brasília, 11p., 1997.

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; MACEDO, N. Potencial biótico da mosca-branca *Bemisia argentifolii* a diferentes plantas hospedeiras. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.1, p.71-79, 2002.

VILLAS BOAS, G.L.; CASTELO BRANCO, M. Manejo integrado da mosca branca (*Bemisia tabaci* Biótipo B) em sistema de Produção Integrada de Tomate Indústria (PITI). **Circular Técnica 70**. EMBRAPA Hortaliças, Brasília, 16p., 2009.

CURUQUERÊ-DA-COUVE (*Ascia monuste orseis*)

Anderson Mathias Holtz
Vitor Zuim
Lauana Pellanda de Souza
Hígor de Souza Rodrigues
Wilson Rodrigues Valbon

1. INTRODUÇÃO

O curuquerê-da-couve, *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae), é nativo da região neotropical, ocorrendo desde o sul dos EUA até o sul da América do Sul (DE VRIES, 1987; LAMAS, 2004). Esse inseto se alimenta, na fase jovem, principalmente de plantas da família Brassicaceae, mas também há relatos de ataques em espécies de outras famílias como Malvaceae e Caparidaceae (CHEW, 1988; PRATISSOLI et al., 2007; LARA et al., 2012).

Imediatamente após a eclosão, as lagartas iniciam o ataque às folhas das plantas. Em alta população, essa espécie pode atingir o nível de dano econômico, podendo, em alguns casos, chegar a 100% de perdas da produção (NOMURA & YAMASHITA, 1975; VENDRAMIM & MANTINS, 1982).

Mediante ao exposto, torna-se necessário o entendimento da biologia e comportamento dessa praga, para que métodos de manejo possam ser selecionados de forma adequada.

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

A oviposição de *A. monuste orseis* ocorre em sua maioria durante a manhã (SALGADO, 1983). Plantas sem presença de postura são selecionadas pelas fêmeas para oviposição, demonstrando importante estratégia de proteção a prole, reduzindo a competição intraespecífica. As folhas são preferidas em relação ao caule, estando as posturas concentradas no limbo posicionadas no terço médio superior das plantas (folhas mais tenras). A postura é feita predominantemente na face inferior das folhas e os ovos distanciam-se aproximadamente 1 mm um do outro (BASTOS et al., 1997; SANTANA, 2012).

O ovo é alongado, afilando-se para as extremidades. A extremidade basal é aderida nas folhas por uma substância gelatinosa. O córion é ornado por estrias longitudinais espessas e estrias transversais delicadas observadas somente em estereoscópio (LORDELLO & RODRIGUES, 1952).

Os ovos são amarelos claros e tornam-se escuros até a eclosão das lagartas, por volta de três a cinco dias após a oviposição (SANTANA, 2012).

A. munuste orseis apresenta cinco ínstares larvais, inicialmente com 3 mm de comprimento e coloração amarelo-pálida brilhante. Com as ecdises a tonalidade verde escura é adquirida e o corpo coberto por pelos (Figura 1). No quinto ínstar as lagartas podem atingir 35 mm de comprimento (LORDELLO & RODRIGUES, 1952). A duração média do período larval é de 10,43 dias (CATTAPRETA & ZUCOLOTO, 2003).

Próximo a se transformarem em pupas, as lagartas suspendem a alimentação e tecem fios de seda por onde se fixam na planta ou no solo (LORDELLO & RODRIGUES,

1952; GALLO et al., 2002). A duração média da pupa é de 6 a 7 dias (LORDELLO & RODRIGUES, 1952).

A longevidade dos adultos gira em torno de cinco a nove dias, quando apresentam uma envergadura de 45 a 55 mm (LORDELLO & RODRIGUES, 1952). Apresentam corpo preto e asas branco-amareladas, com bordas marrom-escuras (Figura 1) (SALGADO, 1983).

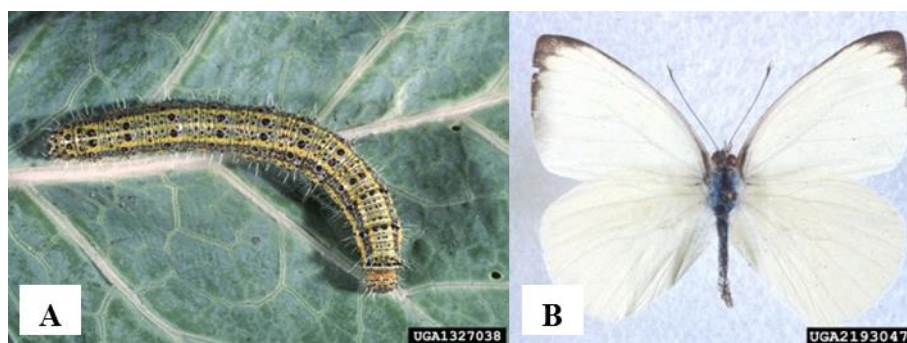


Figura 1. Lagarta (A) e adulto (B) de *Ascia monuste orseis*. Imagens obtidas das seguintes fontes: (A) Alton N. Sparks, Jr., Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1327038#sthash.Egdrh40u.dpuf>; (B) Charles T. and John R. Bryson, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=2193047>.

As lagartas recém-eclodidas ingerem o córion do ovo que a originaram, bem como seu exoesqueleto após a ecdise (BARROS-BELLANDA & ZUCOLOTO, 2001). Lagartas em estádios finais podem praticar o canibalismo de ovos (ZAGO-BRAGA & ZUCOLOTO, 2004). Geralmente, apresentam hábito gregário nos primeiros ínstaes, se alimentando exatamente no local onde foram ovipositadas e, com o aumento da herbivoria, as lagartas, se isolam, devido o esgotamento dos recursos alimentares (CATTAPRETA & ZUCOLOTO 2003; SANTANA, 2012). Porém, essa praga pode se desenvolver alternando o hospedeiro ao logo do desenvolvimento.

Tal fato foi comprovado quando três hospedeiros, couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), rúcula (*Eruca sativa*) e repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), foram alternados durante o desenvolvimento de lagartas de *A. munuste orseis* (SANTANA & ZUCOLOTO, 2011). No entanto, lagartas de quinto ínstar alimentadas com couve, independente do alimento oferecido nos primeiros ínstaes, apresentaram melhor desempenho (SANTANA & ZUCOLOTO, 2011).

Plantas de couve apresentam teor de água inferior e teor de nitrogênio superior quando comparadas com plantas de mostarda (*Brassica juncea*), mostrando-se ser uma fonte alimentar mais adequada para o desenvolvimento de *A. monusteorseis* (BARROS & ZUCULOTO, 1999). Em geral, folhas com maiores teores de nitrogênio, maior concentração de proteínas e teor mínimo de água, mostram os melhores resultados para o desenvolvimento de *A. monuste orseis* (CATTAPRETA & ZUCOLOTO, 2003).

Naturalmente as fêmeas apresentam preferência de ovipositar em couve do que em mostarda (BARROS & ZUCULOTO, 1999). Entretanto, cultivares de uma mesma cultura podem ser selecionadas pelo inseto-praga tanto na fase adulta (oviposição) quanto na fase imatura (herbivoria), podendo esta escolha ser diferente em cada fase (SCHLICK-SOUZA et al., 2011).

Com relação à preferência na planta, tanto a oviposição dos adultos, quanto a alimentação das lagartas, foram maiores em folhas jovens de couve (BITTENCOURT-RODRIGUES & ZUCOLOTO, 2005). Contudo, lagartas que se alimentam de folhas mais velhas nos primeiros estádios larvais, são capazes de compensar nos ínstaes finais, a falta de alimento com alto valor nutritivo (BITTENCOURT-RODRIGUES & ZUCOLOTO, 2009).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

O curuquerê-da-couve constitui uma praga grandemente prejudicial a algumas brássicas, pois as lagartas, logo após a eclosão dos ovos, iniciam o ataque às folhas, que perdura por todo o período larval (PICANÇO & MARQUINI, 1999; PICANÇO et al., 2000).

As lagartas iniciam o ataque das bordas para o centro da folha, muitas vezes deixando apenas as nervuras (LATORRE, 1990). Devido ao hábito gregário da espécie, o dano normalmente se inicia em setores bem definidos dentro do cultivo ou ainda se limita à planta atacada. Porém, por ser uma praga extremamente voraz, conforme o aumento da população pode ocasionar prejuízos de até 100% na produção, especialmente em regiões de temperatura elevada, por reduzir o período de desenvolvimento (HERZOG et al., 2005; BIERMANN, 2009).

4. AMOSTRAGEM

Para realização da amostragem do curuquerê-da-couve em brássicas é preciso dividir a lavoura em talhões e em cada um deles devem-se examinar quatro plantas em dez pontos distribuídos aleatoriamente, totalizando 40 plantas por talhão. A amostragem deve ser realizada semanalmente e o número de plantas atacadas deve ser contabilizado. As medidas de controle para evitar prejuízos econômicos devem ser tomadas quando o nível de ataque da praga na lavoura chegar a 10% das plantas (PICANÇO et al., 2005).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural de pragas se inicia pela aplicação dos padrões técnicos recomendados para adubação, irrigação e tratos culturais de cada cultura, objetivando estabelecer condições para a cultura competir com a praga (HAJI et al., 2002). Algumas das medidas de controle cultural de pragas que vêm sendo empregadas são: seleção do local adequado para a instalação do cultivo, destruição de restos culturais, rotação de cultura e densidade de plantio, adubação e irrigação adequados (PICANÇO et al., 2005).

Antes mesmo da instalação do cultivo, medidas preventivas de controle de pragas devem ser tomadas, como a seleção de local adequado para o plantio, evitando locais próximos a espécies de plantas hospedeiras da praga e dando preferência a locais próximos a matas, uma vez que estas geralmente possuem ninhos de Vespidae, importantes predadores de lagartas desfolhadoras (GALLO et al., 2002).

A destruição de restos culturais e de plantações abandonadas próximo ao cultivo também podem ser técnicas importantes no controle do curuquerê-da-couve, uma vez que esses podem se tornar abrigo e alimento para a praga em períodos de ausência da cultura, mantendo-a na área até a instalação do novo cultivo (GALLO et al., 2002). Juntamente com essas técnicas, a rotação de cultura, alternando plantio de culturas que não sejam hospedeiras da praga, pode reduzir de forma significativa sua população (PICANÇO et al., 2005).

Partindo do princípio que plantas equilibradas nutricionalmente apresentam menor suscetibilidade a pragas, o uso de adubação desequilibrada, sobretudo o excesso de

nitrogênio, pode acarretar em aumento das populações de pragas. Tal fato ocorre devido ao aumento da concentração de nutrientes, principalmente de aminoácidos livres na planta, fato que ocorre também quando a planta se encontra em déficit hídrico. O excesso de adubação e umidade podem também prolongar a duração do período vegetativo e reduzir as defesas morfológicas das plantas o que aumenta o ataque de pragas, principalmente, de desfolhadores como *A. monuste orseis* (PICANÇO et al., 2005).

Outra prática a ser observada na implantação da cultura é a densidade de plantio. Em plantios mais densos, geralmente ocorre elevação da umidade do ar no microclima da cultura, o que pode provocar o aumento da mortalidade das pragas pela ação de fungos entomopatogênicos (TRECENTE, 2010).

5.2. CONTROLE MECÂNICO

A catação manual e o esmagamento de ovos e lagartas facilmente visíveis de *A. monuste orseis* em brássicas é uma técnica muito utilizada em pequenos cultivos. Porém, em grandes cultivos, esta técnica demanda um gasto elevado com mão-de-obra, tornando a técnica economicamente inviável (PICANÇO et al., 2005).

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

Atualmente tem se investido cada vez mais em alternativas à utilização de inseticidas químicos, como o emprego de predadores, parasitoides e microorganismos entomopatogênicos, visto que o uso indiscriminado desses inseticidas químicos tem causado grande prejuízo ao ambiente e ao homem. A utilização do controle

biológico, além de apresentar alta especificidade, possui a vantagem da produção sem resíduos tóxicos, como pode ser observado na agricultura orgânica (FIGUEIREDO et al., 2011).

5.3.1. Parasitoides e Predadores

Os parasitoides são insetos que se desenvolvem no corpo de outros insetos (BOLFARINI et al., 2005). A maioria dos insetos parasitas pertence às famílias Vespidae, Chrysopidae, Syrphyidae, Coccinellidae, Tachinidae, Braconidae, Eulophidae, Encyrtidae, Pteromalidae e Chalcididae (PICANÇO et al., 2005).

Já os predadores são indivíduos de vida livre que requerem um grande número de presas para completar o seu ciclo de vida (PARRA et al., 2002). Como predadores de *A. monuste orseis* podemos citar o percevejo *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Heteroptera: Pentatomidae) (PICANÇO et al., 1997) e as vespas *Brachygastra lecheguana* Latreille (Hymenoptera: Vespidae) e *Protonectarina sylveirae* (Saussure) (Hymenoptera: Vespidae) (BUENO & SOUZA, 1993; PICANÇO et al., 1998).

5.3.2. Bactérias Entomopatogênicas

O uso de bactérias entomopatogênicas, como *Bacillus thuringiensis* Berlinier (Bt), apresenta uma série de vantagens em comparação com inseticidas químicos, como a preservação do controle biológico natural e baixíssima toxicidade ao homem. Entretanto sua ação é lenta, se comparado com os inseticidas químicos, dificultando

assim, o controle da praga quando o ataque é alto e a população é formada principalmente por lagartas de ínstares finais (PICANÇO et al., 2005).

B. thuringiensis é uma bactéria pertencente à família Bacillaceae que produz inclusões protéicas cristalinas (proteínas Cry), classificadas como delta-endotoxinas, no intervalo do ciclo de desenvolvimento (SCHNEPF et al., 1998). Após a ingestão das proteínas Cry pelo inseto, essas são solubilizadas, e na condição de pH alcalino intestinal da praga as mesmas são ativadas causando alterações na permeabilidade da membrana celular, levando a um choque osmótico e, conseqüentemente, paralisa e morte do inseto por septicemia e inanição (CRICKMORE et al., 1998).

Embora exista uma grande diversidade de cepas contendo diferentes genes de toxina Cry, duas subespécies de *B. thuringiensis* (var. *kurstaki* e var. *aizawai*) têm sido utilizadas em produtos comerciais para o controle de *A. monuste orseis* (PICANÇO et al., 2005). Atualmente, seis produtos com formulação a base de *B. thuringiensis* para o controle do curuquerê-da-couve estão devidamente registradas para algumas Brassicaceae no Brasil (Tabela 1).

Tabela 1. Produtos comerciais à base de *Bacillus thuringiensis* recomendados para controle de *Ascia monuste orseis*, em Brassicaceae.

Nome comercial	Culturas	Grupo químico	Ingredientes ativos	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Able	Couve	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	SC	III	IV
BacControl	Brócolis Couve-flor Repolho Couve	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV
Dipel	Brócolis Couve-flor Repolho Couve	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	II	IV
Dipel	Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	SC	IV	IV
Thuricide	Brócolis Couve-flor Repolho Couve	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV
Xentari	Brócolis Couve	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>aizawai</i>	WG	II	III

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: WP - Pó molhável; WG - grânulos dispersíveis em água; e SC - suspensão concentrada.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

5.3.3. Fungos Entomopatogênicos

Os fungos, especialmente os das ordens Entomophthorales e Hypocreales, constituem o maior grupo de patógenos de insetos dentre os microrganismos entomopatogênicos (HUSSAIN et al., 2012). No entanto, atualmente não existem produtos comerciais à base de fungos registrados para o controle de *A. monuste orseis* em brássicas no Brasil (MAPA, 2014).

Contudo, estudos vêm sendo realizadas para determinar o potencial de alguns fungos entomopatogênicos como agente de controle biológico (FIGUEIREDO et al., 2011; BORTOLI et al., 2013). Em pesquisas realizados por Figueiredo et al. (2011), por exemplo, o fungos *Paranomureae* sp. e *Trichoderma* sp. e o produto comercial Trichoplus®, também a base de *Trichoderma* sp., fora capazes de causar 100% de mortalidade em lagartas de terceiro ínstar de *A. monuste orseis*.

5.4. CONTROLE COM INSETICIDAS BOTÂNICOS

O uso de produtos naturais derivados de plantas pode ser considerado uma alternativa ao uso de inseticidas químicos sintéticos, visto que, muitas espécies vegetais são fontes de substâncias secundárias que podem ser utilizadas no controle de insetos, sendo na maioria dos casos compatíveis com programas de manejo fitossanitário de pragas (VENDRAMIM & SCAMPINI, 1997; SAITO, 2004). Os inseticidas botânicos são menos agressivos ao ambiente, reduzindo a contaminação ambiental e produzindo alimentos mais saudáveis, livres de resíduos de agrotóxicos (SAUSEN et al., 2007). Porém, apresentam como limitações a falta de dados, principalmente no Brasil, relacionados à fitotoxicidade, à persistência e aos efeitos sobre organismos benéficos (COSTA et al., 2004).

Os derivados botânicos podem causar efeitos sobre os insetos, tais como repelência, inibição de oviposição e da alimentação, alteração no sistema hormonal, deformações, infertilidade e mortalidade nas diversas fases, podendo penetrar no organismo por ingestão, contato e pelas vias respiratórias (ROEL, 2001; ISMAN et al., 2006). No entanto, a mortalidade dos insetos é apenas um dos efeitos causados pelos inseticidas botânicos e nem sempre esse deve ser o objetivo, sendo que o ideal

é reduzir a oviposição e a alimentação dos insetos e, consequentemente, o crescimento populacional da praga (BRUNHEROTTO, 2000).

Diversos pesquisadores e institutos vêm trabalhando para desenvolver fórmulas e métodos que permitam a utilização crescente dos inseticidas de origem vegetal (MENEZES, 2005; BIERMANN, 2009). Segundo Sausen et al. (2007), os extratos aquosos de *Nicotiana tabacum* (Solanaceae), de folha e de fruto de cinamomo foram capazes de provocar 100, 96,7 e 93,3% de mortalidade em lagartas de *A. monuste orseis*, respectivamente. Em testes de livre escolha constataram que a aplicação de extrato de *Sapindus saponaria* (Sapindaceae) em folhas de couve que seriam oferecidas como alimento para *A. monuste orseis*, houve ação de repelência das lagartas de terceiro ínstar (MEDEIROS & BOIÇA JÚNIOR, 2005). Entretanto, quando as lagartas foram submetidas a testes sem opção de escolha, o consumo de folhas tratadas foi menor, reduzindo assim, os danos causados às plantas (BIERMANN, 2009).

Biermann (2009) afirmou ainda, que a aplicação de extrato de *N. tabacum* sobre ovos de *A. monuste orseis* inibiu a eclosão de 100% das lagartas e quando tratadas por contato ou ingestão, as lagartas morreram antes mesmo de atingirem a fase de pupa. No mesmo estudo, o autor afirma que quando tratadas com extrato de *Melia azedarach* (Meliaceae), as lagartas sobreviventes deram origem a pupas com menor peso em relação à testemunha, e posteriormente foi observado adultos com mal formação das asas.

5.6. CONTROLE QUÍMICO

Baseado na utilização de produtos sintéticos, o controle químico tem sido o meio mais eficiente de controle aos insetos-praga, principalmente em grandes áreas, sendo considerado prático e rápido na redução da população da praga (CASTELO BRANCO & MELO, 2002; DIAS et al., 2004).

A utilização dos produtos químicos deve seguir alguns critérios, como sua aplicação em horários de menores temperaturas, sua utilização somente quando as intensidades de ataque de pragas forem iguais ou superiores aos níveis de controle, deve-se preferir produtos de menor toxicidade ao homem e ao meio ambiente, deve-se respeitar o período de carência do produto para preservação da saúde dos consumidores, deve ser levado em consideração na escolha do produto químico a sua seletividade a inimigos naturais, além da necessidade do registro do produto junto ao Ministério da Agricultura, tanto para a praga quanto para a cultura em questão, o que garante que sua utilização de forma correta não causará danos ao meio ambiente bem como ao consumidor final (PICANÇO & MARQUINI, 1999; PICANÇO et al., 2005; BORTOLI et al., 2013).

Dentre os produtos químicos registrados para *A. monuste orseis* em algumas brássicas existe uma grande variação em relação aos grupos químicos, ingrediente ativo, formulação e classes toxicológicas e ambientais (Tabela 2).

Tabela 2. Produtos comerciais registrados para de *Ascia monuste orseis* em diferentes culturas de brássicas.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológico ²	Ambiental ³
Atabron 50	Repolho	Benzoiluréia	Clorfluazurom	EC	I	II
Brigade 25	Couve	Piretroide	Bifentrina	EC	III	II
Bulldock 125	Couve	Piretroide	Beta-ciflutrina	SC	II	I
Cartap BR 500	Couve	Bis (tiocarbamato)	Cloridrato de cartape	SP	III	II
Danimen 300	Repolho	Piretroide	Fenpropatrina	EC	I	II
Decis 25	Couve Brócolis Repolho Couve-flor	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
Ducat	Couve	Piretroide	Beta-ciflutrina	SC	II	II
Evolution	Repolho	Organofosforado	Acefato	SG	III	II
Extreme	Couve Brócolis Repolho	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
Fentrol	Couve	Piretroide	Gama-cialotrina	CS	III	II
Full	Couve	Piretroide	Beta-ciflutrina	EC	II	II
Ishipron	Repolho	Benzoiluréia	Clorfluazurom	EC	I	II
KarateZeo n 50	Couve	Piretroide	Lambda-cialotrina	CS	III	II

(Continua)

Tabela 2. Produtos comerciais registrados para de *Ascia monuste orseis* em diferentes culturas de brássicas. (Continuação).

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológico ²	Ambiental ³
Lannate BR	Couve Brócolis Repolho	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
Lecar	Couve	Piretroide	Lambda-cialotrina	CS	III	II
Majesty	Couve Brócolis Repolho	Metilcarbamato de oxima	Metomil	SL	I	II
Malathion 440	Repolho	Organofosforado	Malationa	EW	III	II
Malathion Prentiss	Couve Brócolis Repolho Couve-flor	Organofosforado	Malationa	EC	III	III
Meothrin 300	Repolho	Piretroide	Fenpropatrina	EC	I	II
Mimic 240	Couve	Diacilhidrazina	Tebufenozida	SC	IV	III
Mustang 350	Couve	Piretroide	Zeta-cipermetrina	EC	II	II
Pirate	Couve	Análogo de pirazol	Clorfenapir	SC	III	II
Pounce 384	Couve Repolho Couve-flor	Piretroide	Permetrina	EC	III	II
Stallion 60	Couve	Piretroide	Gama-cialotrina	CS	III	II
Talcord 250	Couve	Piretroide	Permetrina	EC	I	II
Thiobel 500	Couve	Bis (tiocarbamato)	Cloridrato de cartape	SP	III	II
Turbo	Couve	Piretride	Beta-ciflutrina	SC	II	II

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: EC - Concentrado emulsionável; SL - Concentrado solúvel; SP - Pó solúvel; SC - Suspensão concentrada; SG -Granulo solúvel; EW - Emulsão óleo em água; e CS - Suspensão de encapsulado.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

O grande número de grupos químicos com diferentes ingredientes ativos dos produtos registrados permite que seja realizada a rotação de moléculas químicas na lavoura, reduzindo assim, problemas gerados pelo desenvolvimento de resistência a determinada molécula química por parte do inseto (BORTOLI et al., 2013).

O consórcio de inseticidas sintéticos, agentes entomopatogênicos e outras técnicas de controle também tem se tornado foco de estudos no meio acadêmico (MORAIS et al., 2007). O estudo da interação entre inseticidas sintéticos e produtos formulados com agentes de controle biológico é baseado no princípio de que o inseticida sintético age como fator capaz de causar estresse ao inseto, levando-o a adquirir ou ativar doenças infecciosas, tornando-o mais suscetível às toxinas ou parasitismo dos agentes entomopatogênicos (SILVA et al., 2005).

6. CONCLUSÃO

Dentro do contexto do Manejo Fitossanitário de Pragas (MFP), o ponto principal para se alcançar o sucesso no controle das pragas agrícolas em geral é conhecer a biologia e os hábitos da mesma, além de dominar os métodos de controle disponíveis, devendo estes serem utilizados de forma integrada, observando sempre a viabilidade e o impacto gerado por sua utilização, possibilitando assim a produção sustentável de alimentos com qualidade.

7. REFERÊNCIAS

BARROS, H. C. H.; ZUCOLOTO, F. S. Performance and host preference of *Ascia monuste* (Lepidoptera, Pieridae). **Journal of Insect Physiology**, v.45, n.1, p.7-14, 1999.

BASTOS, C. S.; PICANÇO, M.; LÔBO, A.P.; SILVA, E. A. da.; NEVES, L. L. M. Oviposição de *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera, Pieridae) em couve comum. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.14, n.1, p.187-193, 1997.

BIERMANN, A. C. S. **Bioatividade de inseticidas botânicos sobre *Ascia monuste orseis* (Lepidoptera: Pieridae)**. 2009. 72f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2009.

BITTENCOURT-RODRIGUES, R. de S.; ZUCOLOTO, F. S. Effect of host age on the oviposition and performance of *Ascia monuste* Godart (Lepidoptera: Pieridae). **Neotropical Entomology**, v.34, n.2, p.169-175, 2005.

BITTENCOURT-RODRIGUES, R. de S.; ZUCOLOTO, F. S. How feeding on young and old leaves affects the performance of *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera, Pieridae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v.53, n.1, p.102-106, 2009.

BOLFARINI, M. P.; CINACHI, J. V.; LOPES, K. A. R.; CAMPOS-VELHO, N. M. R. Parasitismo em *Ascia monuste orseis*: relação parasito-hospedeiro e controle biológico da praga da couve (*brassica*). In: ENCONTRO LATINO AMERICANO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2005, São José dos Campos. **Anais...** São José dos Campos: Universidade do Vale do Paraíba. 2005. p.164-166.

BORTOLI, S. A. de; POLANCZYK, R. A.; VACARI, A. M.; BORTOLI, C. P. de; DUARTE, R. T. *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Plutellidae): Tactics for integrated pest management in Brassicaceae. In: SOLONESKI, S.; LARRAMENDY, M. (Ed.). **Weed and Pest Control** - Conventional and New Challenges. Rijeka: InTech, 2013. p.31-51.

BRUNHEROTTO, R. **Bioatividade de extratos aquosos de *Melia azedarach* L. e *Azadirachta indica* A. Juss (Meliaceae) sobre *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lep., Gelechiidae) criadas em diferentes genótipos de tomateiro**. 2000. Dissertação (Mestrado na Área de Entomologia) – Programa de Pós-Graduação na Área de Entomologia, Escola Superior de Agricultura “Luiz Queiroz”, Universidade de São Paulo. Piracicaba, 2000.

BUENO, V. H. P.; SOUZA, B. M. Ocorrência e diversidade de insetos predadores e

parasitóides na cultura de couve *Brassica oleracea* var. *acephala* em Lavras, MG, Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Porto Alegre, v. 22, n. 1, p. 5-18, 1993.

CASTELO BRANCO, M.; MELO, C. A. Resistência a abamectin e cartap em populações de traça-das-crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.20, n.4, p. 541-543. 2002.

CATTA-PRETA, P. D.; ZUCOLOTO, F. S. Oviposition behavior and performance aspects of *Asciamonuste* (Godart, 1919) (Lepidoptera, Pieridae) on kale (*Brassica oleracea* var. *acephala*). **Revista Brasileira de Entomologia**, v.47, n.2, p.169-174, 2003.

CHEW, F. S. **Biological effects of glicosinolates**. ACS Symp. Ser. v.380, p.155-181. 1988.

COSTA, E. L. N.; SILVA, R. F. P. DA; FIÚZA, L. M. Efeitos, aplicações e limitações de extratos de plantas inseticidas. **Acta Biologica Leopoldensia**, v. 26, n. 2, p. 173-185, 2004.

CRICKMORE, N.; ZEIGLER, D. R.; FEITELSON, J.; SCHENEPEF, E.; VAN RIE, J.; LERECLUS, D; BAUM, J.; DEAN, D. H. Revision of the nomenclature for the *Bacillus thuringiensis* pesticidal crystal proteins. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 62, n. 3, p. 807-8013, 1998.

DEVRIES, P. J. **The butterflies of Costa Rica and their natural history. Papilionidae, Pieridae and Nymphalidae**. New Jersey: Princeton University Press, 1987. 327p.

DIAS, D. G. S.; SOARES, C. M. S.; MONERAT, R. Avaliação de larvicidas de origem microbiana no controle da traça-das-crucíferas em couve-flor. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.3, p.553-556, 2004.

FIGUEIREDO, M. P.; BATISTA, T. F. C.; LIMA, C. das C.; SANTOS, J. D. V dos; MONTEIRO, E. da S. Controle da *Ascia monuste orseis* (Lepidoptera: Pieridae) com microorganismos entomopatogênicos em laboratório. In: SEMINÁRIO ANUAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2011, Belém. **Anais...** Belém: UFRA, 2011. p.1-4.

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

Haji, 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. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. Piracicaba: Manole, 2002. p.477- 491.

HELEN C. H.; BARROS-BELLANDA, H. C. H.; ZUCOLOTO, F. S. Effects of intraspecific competition and food deprivation on the immature phase of *Ascia monuste orseis* (Lepidoptera, Pieridae). **Iheringia**, v.92, n.1, p.93-98, 2002.

HERZOG, T. R. R.; DUARTE, M. M.; SANCHES, S. O. S. Ciclo biológico do curuquerê-da-couve *Ascia monuste orseis* (Latrielle, 1818) (Lepidoptera: Pieridae), na região de Dourados, MS. In: CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 7., 2005, Caxambu. **Anais...** Caxambu: Sociedade de Ecologia do Brasil. 2005.

HUSSAIN, A.; TIAN, M.-Y.; AHMED, S.; SHAHID, M. Current status of entomopathogenic fungi as mycoinecticides and their inexpensive development in liquid cultures. In: GARCÍA, M. D. (Ed.). **Zoologia**. Rijeka: InTech, 2012. p.103-122.

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

LAMAS, G. Pieridae. In: LAMAS, G. (Ed.). **Atlas of Neotropical Lepidoptera: Checklist - Part 4A - Hesprioidea - Papilionoidea**. Gainesville: Scientific Publishers, 2004. p. 99-117.

LARA, R. I. R.; SPERA, B. R.; VERSUTI, D. R.; FERNANDES, D. R. R.; SANTOS-CIVIDANES, T. M.; PERIOTO, N. W. Lepidopterans and their parasitoids on okra plants in Ribeirão Preto (SP, Brazil). **Ciência Rural**, v. 42, n. 4, p. 667-669, 2012.

LATORRE, B. A. **Plagas de las hortalizas: manual de manejo integrado**. FAO, 1990. 519p.

LORDELLO, L. G. E.; RODRIGUES, R. A. Estudos sobre *Ascia monuste orseis* (Godart, 1818) (Lep., Pieridae). **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, v.9, p.181-194, 1952.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em:

<http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 29 jul. 2014.

MEDEIROS, C. A. M.; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Efeito da aplicação de extratos aquosos em couve na alimentação de lagartas de *Ascia monste orseis*. **Bragantia**, v.64, n.4, p.633-641, 2005.

MENEZES, E. L. Inseticidas Botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola. **Documentos 205**. Embrapa Agrobiologia, Seropédica, 58p., 2005.

MORAIS, E. G. F.; PICANÇO, M. C.; SENA, M. E.; BACCI, L.; SILVA, G. A.; CAMPOS, M. R. Identificação das principais pragas de hortaliças no Brasil. In: ZAMBOLIM, L.; LOPES, C. A.; PICANÇO, M. C.; COSTA, H. (Org.). **Manejo integrado de doenças e pragas - Hortaliças**. Viçosa: Suprema, 2007. p. 381-422.

NOMURA, H.; YAMASHITA, I. Desenvolvimento do curuquerê-da-couve, *Ascia monuste monuste* (Linnaeus, 1764) (Lepidoptera: Pieridae) em laboratório. **Revista Brasileira de Biologia**, v.35, n.4, p.799-803, 1975.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. Controle biológico: Terminologia. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p.1-16.

PICANÇO, M. C.; FERNANDES, F. L.; MORENO, S. C.; FIDELIS, E. G. Manejo integrado de pragas de hortaliças. In: FONTES, P. C. R. **Olericultura: teoria e prática**. Viçosa: UFV, 2005. p.159-168.

PICANÇO, M. C.; GUSMÃO, M. R.; GALVAN, T. L. Manejo integrado de pragas de hortaliças. In: ZAMBOLIM, L. (Ed.). **Manejo integrado de doenças, pragas e ervas daninhas**. 2. ed. Viçosa: UFV, 2000. p. 275-324.

PICANÇO, M. C.; MARQUINI, F. Manejo integrado de pragas de hortaliças em ambiente protegido. **Informe Agropecuário**, v. 20, n. 200/201, p. 126-133, 1999.

PICANÇO, M.; RIBEIRO, L. J.; LEITE, G. L. D.; GUSMÃO, M. R. Seletividade de inseticidas a *Polybia ignobilis* (Haliday) (Hymenoptera: Vespidae) predador de *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, n. 1, p. 85-90, 1998.

PICANÇO, M.; RIBEIRO, L. J.; LEITE, G. L. D.; ZANUNCIO, J. C. Seletividade de inseticidas a *Podisus nigrispinus* predador de *Ascia monuste orseis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 32, n. 4, p. 369-372, 1997.

PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R. A.; PIN DALVI, L.; COCHETO, J. G.; MELO, D. F. Ocorrência de *Ascia monuste orseis* (Lepidoptera: Pieridae) danificando mudas de *Cratae vatapia*. **Ciência Rural**, v. 37, n. 3, p. 874-875, 2007.

ROEL, A. R. Utilização de plantas com propriedades inseticidas: uma contribuição para o desenvolvimento rural sustentável. **Revista Internacional de Desenvolvimento Local**, v. 1, n. 2, p. 43-50, 2001.

SAITO, M. L. **As plantas praguicidas**: alternativa para controle de pragas da agricultura. Embrapa Meio Ambiente. Jaguariúna, 2004.

SALGADO, L. O. Pragas das brássicas, características e métodos de controle. **Informe Agropecuário**, v. 9, n. 98, p. 43-47, 1983.

SANTANA, A. F. K. **Influência da agregação larval na história de vida de *Ascia monuste orseis* (Godart, 1819) (Lepidoptera, Pieridae)**. 2012. 76f. Tese (Doutorado em Ciências) – Programa de Pós-Graduação em Entomologia. Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2012.

SANTANA, A.F.K; ZUCOLOTO, F.S. Influence of previous experience on the preference, food utilization and performance of *Ascia monuste orseis* wild larvae (Godart) (Lepidoptera: Pieridae) for three different hosts. **Neotropical Entomology**, v.40, n.6, p.631-638, 2011.

SAUSEN, C. D.; TOLEDO, J. dos A.; FERREIRA, F.; EGEWARTH, R.; ROSALINO, P.; DEQUECH, S. T. B. Controle de *Ascia monuste orseis* (Lep. Pieridae) através de inseticidas

botânicos, em laboratório control of *Ascia monuste orseis* (Lep. Pieridae) with botanical insecticides, in laboratory. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2, n. 2, p. 1119-1122, 2007.

SCHLICK-SOUZA, E. C.; BALDIN, E. L. L.; LOURENÇÃO, A. L. Variation in the host preferences and responses of *Ascia monuste orseis* Godart (Lepidoptera: Pieridae) to cultivars of collard greens *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*. **Journal of Pest Science**, v.84, n.4, p.429-436, 2011.

SCHNEPF, E.; CRICKMORE, N.; VAN RIE, J.; LERECLUS, D.; BAUM, J.; FEITELSON, J.; ZEIGLER, D. R.; DEAN, D. H. *Bacillus thuringiensis* and pesticidal crystal proteins. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v.62, n.3, p.775- 806, 1998.

SILVA, R. Z. da; NEVES, P. M. O. J.; SANTORO, P. H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Ciências Agrárias**, v.26, n.3, p.305-312, 2005

TRECENTE, R. **Manejo de doenças e pragas o cultivo plantio direto**. 2010. Disponível em <<http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=21297&secao=Colunas%20e%20Artigos>> Acesso em 29 jul 2014.

VENDRAMIM, J. D.; MARTINS, J. C. Aspectos biológicos de *Ascia monuste orseis* (Latreille: Pieridae) em couve (*Brassica oleraceae* L. var. *acephala*). **Poliagro**, v.4, n.1, p.57-65, 1982.

VENDRAMIM, J. D.; SCAMPINI, P. J. Efeito do extrato aquoso de *Melia azedarach* sobre o desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) em dois genótipos de milho. **Revista de Agricultura**, v.72, n.2, p. 159-170, 1997.

LAGARTA-MEDE-PALMO (*Trichoplusia ni*)

Vitor Zuim
Hígor de Souza Rodrigues
Anderson Mathias Holtz
Flávio Neves Celestino
Jéssica Mayara Coffler Botti

1. INTRODUÇÃO

A lagarta-mede-palmo, *Trichoplusia ni* (Hübner, 1802) (Lepidoptera: Noctuidae) é importante praga de muitas culturas de relevância econômica. Esta praga ocorre, aproximadamente, em 160 plantas hospedeiras, distribuídas em 36 famílias (MILANEZ, 2009). Dentre estas, incluem-se as brássicas (WOLD-BURKNESS et al., 2005; SHIKANO et al., 2010), as solanáceas (RONDELLI et al., 2013) o algodão, a soja (HOFFMANN-CAMPO et al., 2001; LI et al., 2007), além de, plantas espontâneas (CAMERON et al., 2006). No entanto, apenas um terço das plantas hospedeiras são adequadas para o desenvolvimento da praga (SOO HOO et al., 1984). Devido esta gama de hospedeiros, durante o ano todo, pode-se observar a presença deste inseto no campo, bem como a ocorrência de populações resistentes a alguns grupos químicos de inseticidas (CASTELLS & BERENBAUM, 2008).

T. ni tem origem nas áreas subtropicais da América do Norte (TOBA et al., 1973). No entanto, a distribuição está associada a todas as regiões onde se cultivam brássicas, em todos continentes (FRANKLIN et al., 2011). Essa espécie demonstra

grande capacidade de dispersão, e os adultos, apresentam valores estimados de voo de cerca de 200 km (CAPINERA, 2014).

As lagartas-mede-palmo apresentam hábito que permite sua identificação, observando-se o movimento característico que apresentam ao se deslocarem, como se medissem palmos, pelo fato de apresentarem apenas três pares de falsas-pernas abdominais (TRIPLEHORN & JONNISON, 2011).

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

Os ovos de *T. ni* são depositados isoladamente tanto na superfície superior quanto na inferior das folhas, raramente ocorrem massas contendo seis ou sete ovos. Têm formato hemiesférico, com lado plano oposto à superfície da folha, além de ostentar sulcos longitudinais (Figura 1). Apresentam coloração branco amarelado ou esverdeado e medem cerca de 0,6 mm de diâmetro e 0,4 mm de altura (CAPINERA, 2014).

Após a eclosão, as lagartas são de cor branca, e com o início da alimentação vão se tornando verde-pálidas. Inicialmente apresentam um grande número de pelos que rapidamente diminuem nos ínstares seguintes. Pelo fato de apresentarem apenas três pares de falsas-pernas abdominais, caminham arqueando o dorso para formar um laço e em seguida, projetando a parte anterior do corpo para frente (TRIPLEHORN & JONNISON, 2011). A lagarta desenvolvida é predominantemente verde clara com uma listra branca longitudinal (Figura 1). As pernas torácicas e a cápsula cefálica geralmente são verde pálido ou marrom. Dorsalmente, a lagarta têm várias listras brancas. O corpo é mais estreito na extremidade anterior, e alarga para a posterior.

Mede de três a quatro cm de comprimento e apresentam cinco estádios larvais (CAPINERA, 2014).

No estágio de pupa é formado um frágil casulo branco e fino localizado no lado inferior da folha, em restos de plantas ou entre os torrões no solo. A pupa que inicialmente é verde (Figura 1), se torna marrom escuro ou preto próximo à emergência dos adultos. Mede cerca de dois cm de comprimento (CAPINERA, 2014).

Os adultos são mariposas com envergadura de 33 - 38 mm. As asas posteriores têm a base marrom clara e as porções distais marrons escuras. As asas anteriores são de cor cinza, manchadas de marrom e, possuem manchas brancas prateadas: uma em formato de “U” e um círculo ou ponto que muitas vezes são ligados (Figura 1). Essas manchas, embora ligeiramente variável, servem para distinguir a *T. ni* das outras traças de noctuídeos (CAPINERA, 2014). Adultos estão ativos logo após o pôr-do-sol, e não ocorre acasalamento nos dois primeiros dias após a emergência (SHOREY, 1962).

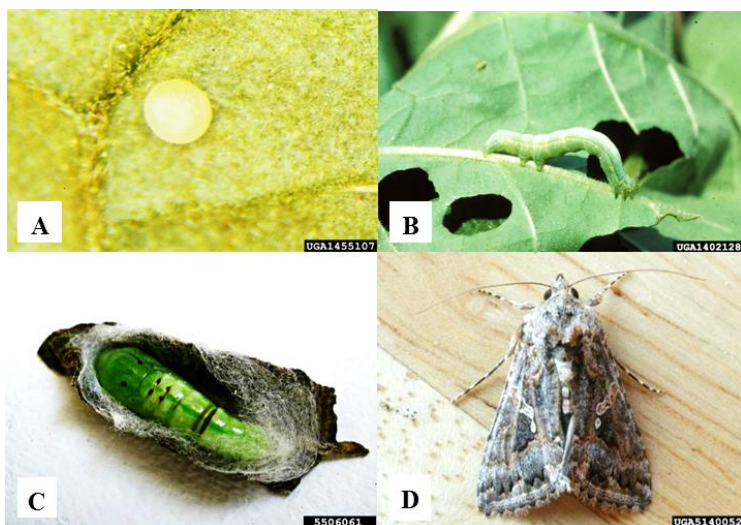


Figura 1. Estágios de desenvolvimento e danos da lagarta-mede-palmo. Imagens obtidas das seguintes fontes: **(A)** Whitney Cranshaw, Bugwood.org – See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1455107>; **(B)** R.J. Reynolds Tobacco Company Slide Set, R.J. Reynolds Tobacco Company, Bugwood.org – See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1402128>; **(C)** Ansel Oommen, Bugwood.org – See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5506061>; **(D)** Keith Naylor, Bugwood.org – See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5140052>.

A fecundidade varia de 300 a 600 ovos (SHOREY, 1963). Apresentam hábito semi-noturno, pois, estão ativos em dias nublados e durante o frio, entretanto, sua maior atividade está durante as horas noturnas. A atividade de voo é mais intensa nas noites mais quentes (CAPINERA, 2014).

Não ocorre o desenvolvimento desta espécie em temperaturas inferiores a 7,2 °C e temperaturas superiores a 38,3 °C. O desenvolvimento aos 32,2 °C é similar ao de 26,7 °C, entretanto, na maior temperatura o acasalamento e a fecundidade dos adultos são inferiores e os ovos inviáveis (TOBA et al., 1973). O ciclo de desenvolvimento desta praga é completado com 34 dias para machos e 35 dias para fêmeas, alimentados com repolho em temperatura de 23 °C (SHOREY, 1962).

O período larval dura 9,1 dias quando conduzida na variedade de alface “Tall Guzmane” em casa de vegetação sob luz natural, temperatura média de 27 °C e umidade relativa média de 68%. O estágio de pupa dura 7,8 dias (temperatura de 27 ± 2 °C; umidade relativa de 70 ± 10% e fotofase de 14 horas) e a porcentagem de emergência está em torno de 90,7%. A fecundidade das fêmeas é de 393 ovos e a longevidade do macho e da fêmea é de 12,0 e 10,3 dias, respectivamente (SETHI et al., 2006).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

As injúrias são causadas pelas lagartas que se alimentam das folhas, particularmente, se concentra na região meristemática, entre as nervuras. Nos três primeiros ínstaes raspam o limbo foliar e se limitam à superfície inferior da folha, deixando a parte superior intacta. Nos dois demais ínstaes, passam a consumir até três vezes o seu peso, formando grandes buracos e, geralmente, não se alimentam na margem da folha (CAPINERA, 2014).

No caso do repolho, a alimentação não está restrita apenas às folhas da base, mas, podem perfurar a parte onde é formada a cabeça. A excreção da lagarta se acumula formando uma massa pegajosa que torna o produto impróprio para o consumo e comércio (CAPINERA, 2014).

4. AMOSTRAGEM

Consiste em se determinar a densidade populacional ou as injúrias da praga, por meio de amostragens. O monitoramento e a inspeção são medidas de grande valor. Recomenda-se efetuar a amostragem de uma a duas vezes por semana, percorrendo o plantio em zigue-zague. As plantas selecionadas para avaliação devem ter as folhas,

ponteiros e cabeça vistoriadas de acordo com cada cultura (MICHEREFF FILHO et., 2013).

Na cultura do repolho, amostrar as lagartas. Amostrar 15% das plantas, sendo o Nível de Controle (NC) de 20% das plantas com lagartas grandes na pré-formação da cabeça; e NC de 10% na fase de formação da cabeça (TORRES et al., 2006).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

Refere-se aos métodos de manejo que podem ser empregados na cultura para controlar o inseto-praga e têm como base o resultado da amostragem. Quando o número de insetos detectados no monitoramento for igual ou superior ao NC deve-se optar por um plano que associe duas ou mais táticas de controle afim de reduzir a população do inseto e evitar o nível de dano econômico.

5.1. CONTROLE CULTURAL

Essa prática de controle deve ser considerada como a primeira linha de defesa contra a praga e começa desde o preparo do solo, espaçamento das plantas, época de plantio, localização da cultura e manejo da irrigação.

T. ni possui muitos hospedeiros em mais de 36 famílias de plantas, assim, é importante que a rotação de culturas seja planejada com culturas não hospedeiras, quebrando o ciclo da praga (TORRES et al., 2006; MILANEZ et al., 2009). Também é recomendado o plantio próximo às matas ou com refúgio para atrair predadores, especialmente, vespas predadoras; manter a lavoura com nutrição equilibrada; e ao fim do ciclo da cultura, destruir os restos culturais (GALLO et al., 2002).

A utilização de plantas-isca envolve o plantio de variedades mais susceptíveis ou de hospedeiros alternativos mais atrativos à *T. ni*. Lagartas de quarto ínstar mostraram preferência alimentar para disco de folhas da planta espontânea *Senecio vulgaris* L. sobre brócolis *Brassica oleraceavar. italica* L. Além disso, adultos ovipositaram em maior quantidade em *Thlaspi arvense* L., onde a sobrevivência das lagartas não excedeu os sete dias (CAMERON et al., 2006).

5.2. CONTROLE MECÂNICO

Incluem práticas que envolvem a utilização de barreiras e armadilhas e causam a destruição direta dos insetos. A adoção de barreiras vivas circundando a área de cultivo, dificulta a circulação do inseto-praga e o acesso à cultura, além de, servir de abrigo para os insetos benéficos (MICHEREFF FILHO et., 2013). Em áreas pequenas, onde se disponham de mão-de-obra, realizar a coleta manual e esmagamento de ovos, lagartas e adultos (GALLO et al., 2002).

As armadilhas – adesivas, tipo Delta, entre outras – geralmente estão associadas à feromônio sexuais. *T. ni* foi um dos primeiros insetos-pragas que tiveram feromônio sexual identificado na agricultura brasileira e podem ser utilizados para monitoramento e controle do inseto-praga (ZARBIN et al., 2009). Quando associados a armadilhas adesivas, auxiliam no monitoramento e definição da distribuição do inseto na área e no tempo. Como forma de controle os feromônios podem ser associados a altas densidades de armadilhas de conteção para coleta em massa ou ser utilizado para confundir ou interromper o acasalamento (ZARBIN et al., 2009). Por exemplo, quando utilizado uma grande quantidade do composto (Z)-7-Dodecenol, principal componente do feromônio de *T. ni*, as chances de machos de *T. ni* encontrar à fonte do feromônio (fêmeas) é reduzida (LIU & HAYNES, 1993).

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

O uso dos inimigos naturais é conhecido como controle biológico e se baseia na regulação natural da população do inseto-praga. Vários inimigos naturais (predadores, parasitoides e entomopatógenos) são usados e comercializados no Brasil em programas de controle biológico de pragas agrícolas (MICHEREFF FILHO et al., 2013).

Existe um grande número de parasitoides de *T. ni* no Brasil. Dentre os parasitoides, vespas do gênero *Trichogramma* são capazes de atingir altos índices de parasitismo em ovos de *T. ni* (MILANEZ et al., 2009, KRECHEMER, 2010, ALTOÉ et al., 2012). Em condições de laboratório, o percentual de parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner e *Trichogramma acacioi* Brun, Morais & Soares, atingiu 90,3% dos ovos (KRECHEMER, 2010). A viabilidade alcançou 99,5% com média de 1,7 parasitoides emergidos por ovo, sendo este parâmetro importante para a permanência deste inimigo natural no campo quando efetuada a liberação (KRECHEMER, 2010). Em avaliações das características biológicas de *T. pretiosum* sobre ovos de *T. ni* em condições de laboratório, verificou-se que a duração do desenvolvimento ovo-adulto foi inversamente proporcional à temperatura, sendo de 6 dias e 18 dias para 33 °C e 18 °C, respectivamente, com viabilidade de parasitismo superior a 83,8% (ALTOÉ et al., 2012).

Outras espécies como o *Trichogramma marandobai* Brun, Morais & Soares, *Trichogramma demoraesi* Nagaraja e *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner apresentaram parasitismo sobre ovos de *T. ni* (MILANEZ et al., 2009). Além do parasitoide de ovos do gênero *Trichogramma*, a espécie *Copidosoma floridanum* (Ashmead) (Hymenoptera: Encyrtidae), também, apresentou parasitismo sobre os ovos de *T. ni* (WOLD-BURKNESS et al., 2005).

No Canadá, também, é utilizado o parasitoide de lagartas *Compoletis sonorensis* Cameron (Hymenoptera: Ichneumonidae) para o manejo de *T. ni*, verificando-se taxas de parasitismo de 53,0% (MURILLO et al., 2013), no entanto, para o Brasil ainda não há relato do uso desse parasitoide. Além desta espécie, são relatados os predadores e parasitoide de lagartas: *Voria ruralis* Fallen (Diptera: Tachinidae), *Euplectrus plathypenae* Howard (Hymenoptera: Eulophidae) e *Compsilura concinnata* (Meigen) (Diptera: Tachinidae) (WOLD-BURKNESS et al., 2005). Lagartas de *T. ni* sofrem superparasitismo pelo taquinídeo parasitoide generalista *Compsilura concinnata* Meigen que apresenta taxa de emergência superior em lagartas de último ínstar (CARON et al., 2010).

Parasitoides de pupas da família Ichneumonidae, também, são descritos para *T. ni*, tais como: *Stenichneumon culpator cincticornis* Cresson, *Iseropus stercorator orgyiae* Ashmead, *Vulgichneumon brevicinctor* Say, *Gambrus ultimus* Cresson, *Gambrus canadensis* Provanchere, *Itopectis conquisitor* Say (WOLD-BURKNESS et al., 2005). Além destes, o parasitoide *Pediobius* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) também é capaz de parasitar pupas de *T. ni* (PARKMAN, 1983).

Outro agente de controle biológico que pode ser utilizado no manejo de *T. ni*, são os microrganismos entomopatogênicos, tais como, fungos, vírus, bactérias e nematoides, que são capazes de reduzir a população dessa praga no campo.

A bactéria do solo, *Bacillus thuringiensis* (Bt) Berliner, tem sido o mais bem sucedido bioinseticida utilizado em programas de manejo de *T. ni*, sendo responsável pela produção das proteínas inseticidas (Cry) e esporos (CHATTOPADHYAY et al., 2004). A produção e aplicação dessa bactéria no campo são acessíveis e viáveis, tornando o ingrediente ativo uma alternativa competitiva aos inseticidas químicos sintéticos. A baixa toxicidade para mamíferos e o baixo impacto sobre o meio ambiente faz destes produtos uma opção atraente. Assim, as aplicações de Bt para

controle de pragas têm aumentado em todo o mundo (TAMEZ-GUERRA, et al., 2006).

No México, populações de *T. ni* de diferentes locais foram comparadas quanto à suscetibilidade das lagartas aos produtos Xentari® e Lepinox®, ambos à base de Bt (TAMEZ-GUERRA et al., 2006). Os autores verificaram que apesar de haver semelhança na ação dos produtos sobre as populações, houve redução significativa na suscetibilidade após cinco gerações para a população proveniente de Salvatierra.

No Brasil, existem três produtos à base de *B. thuringiensis* recomendados para *T. ni* em Brassicaceas (Tabela 1).

Tabela 1. Produtos comerciais à base de *Bacillus thuringiensis* registrados para o controle de *Trichoplusia ni* em brássicas.

Nome comercial	Culturas	Grupo químico	Ingredientes ativos	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Bac-Control	Brócolis, Couve, Couve-flor e Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV
Dipel	Brócolis, Couve, Couve-flor e Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	II	IV
Thuricide	Brócolis, Couve, Couve-flor e Repolho	Biológico	<i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>	WP	IV	IV

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: WP - Pó molhável.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

Assim como a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae), primeira espécie praga a desenvolver resistência ao controle microbiano por bactéria em campo (TABASHNIK et al., 1990, TABASHNIK et al., 1993), foi reportada por Janmaat & Myers, 2003 a segunda ocorrência de resistência a Bt em situação agrícola: resistência de *T. ni* em estufas no Canadá. Nas relações tri-tróficas, plantas hospedeiras tem potencial de influenciar fortemente a resposta evolutiva do inseto ao patógeno, variando o crescimento e desenvolvimento larval (JANMAAT & MYERS, 2007).

O desenvolvimento da resistência por *T. ni* a Bt impulsionou a busca por novos isolados que apresente ação inseticida sobre esta praga. Dentre estes, o isolado IS5056 de *B. thuringiensis* subsp. *thuringiensis* apresentou CL₅₀ de 16,9 e 29,7 µg mL⁻¹ do complexo cristal-esporo para lagartas de segundo e quarto ínstar de *T. ni*, respectivamente (SWIECICKA et al., 2008). Em outro estudo, os índices de mortalidade corrigida de 27 isolados de *B.thuringiensis* foram superiores aos 80%, sendo que cinco destes isolados (Bt – 1034F; Bt – 1009K; Bt – 1000; Bt – 969A; e Bt – 1043N-V) proporcionaram mortalidade de 100% a lagartas de *T. ni* (GRECCO et al., 2010).

Bioinseticidas à base de fungos não estão registrados para culturas brássicas no Brasil (MAPA, 2014). Contudo, alguns estudos vêm demonstrando potencial desses agentes contra *T. ni* (BEHLE, 2006; WRAIGHT et al., 2010). Aplicações de campo de *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin, tem mostrado perda rápida da atividade, mostrando ser eficiente durante as primeiras 8 horas após aplicação, principalmente, quando as lagartas têm contato com o produto (BEHLE, 2006). No entanto, aplicações em repolho, *Brassica oleracea* var. *capitata*, resultou em mortalidade semelhantes ao comparar insetos que foram expostos à pulverização direta com aqueles expostos ao resíduo do spray, sugerindo um benefício potencial,

onde as formulações podem ser melhoradas para estender sua atividade residual (BEHLE,2006).

Em campo, 28% da mortalidade natural de lagartas de *T. ni* coletadas foram conferidas ao fungo *Nomuraea rileyi* (Farlow) e os demais 62% a viroses não especificadas (JIN et al., 1978).

Outra alternativa de controle são os isolados nativos TnSNPV e AcMNPV de baculovírus que apresentam infectividade e virulência (ERLANDSON et al., 2007). As DL₅₀ para segundo, quarto e quinto ínstar de *T. ni*, oscilam entre 2,1 - 13,6, 14,0 - 34,8 e 38,3 - 442 corpos de oclusão (contendo inúmeras partículas virais)/lagarta, respectivamente, sendo considerados os baculovírus TnSNPV e AcMNPV (ERLANDSON et al., 2007).

No entanto, Milks & Myers (2000), demonstraram que populações de *T. ni* podem evoluir resistência de 22 vezes ao seu nucleopoliedrovírus TnSNPV. Apesar disso, populações de *T. ni* resistentes ao TnSNPV não apresentaram resistência cruzada com outros agentes de controle como, *B. thuringiensis* subsp *kurstaki*, assim como o piretroide permetrina (MILKS & MYERS 2003).

Dietas alimentares à base de Se (Selênio) fazem com que esse metal se acumule no tecido das lagartas de *T. ni* e aumentem a resistência destas à infecção pelo nucleopoliedrovírus AcMNPV (POPHAM et al., 2005). Por outro lado, em estudo envolvendo populações resistentes ao *B. thuringiensis*, Sarfraz et al. (2010), indicaram que o custo adaptativo relacionado à resistência ao Bt (resistência de 16 vezes), aumentou em duas vezes a sensibilidade da população a AcMNPV. Portanto, esses dois agentes de controle poderiam se complementar em um programa de manejo da resistência de *T. ni*.

Outra forma de reduzir a resistência é utilizando-se o alcálide camptotecina, como sinergista aumenta significativamente a toxicidade dos pesticidas microbianos Bt e

AcMNPV, por favorecer o rompimento da membrana peritrófica das lagartas de *T. ni* e afetar a estrutura do intestino (SUN et al., 2012).

Em casa de vegetação, inúmeros isolados de nucleopoliedrovírus foram coletados em lagartas de *T. ni*, identificados por microscopia de luz e de contraste de fase e caracterizados em sua maioria como TnSNPV ou AcMNPV. Bioensaios com o segundo e quarto ínstar não demonstrou diferença significativa na infectividade dos dois isolados. No entanto, no quinto ínstar AcMNPV é 10 vezes mais infeccioso que TnSNPV. Ambos isolados apresentam potencial no controle de *T. ni* (ERLANDSON et al., 2007).

Além dos agentes de controle biológicos citados anteriormente, os nematoides entomopatogênicos têm apresentado grande potencial como agentes de controle de insetos-pragas hortícolas (DOLINSKI & MOINO JR, 2006). Dentre estes, os mais utilizados estão na família Steinernematidae (LEWIS & CLARKE, 2012). Em estudo com quatro espécies desta família, os valores para CL_{50} oscilaram entre 4,7 – 10,1 juvenis infectantes (JIs) sobre *T. ni* (BÉLAIR, 2003). Lagartas de segundo e terceiro ínstares foram muito susceptíveis à infestação de *Steinernema carpocapsae* Weiser (BÉLAIR, 2003). As taxas de mortalidade foram de 98,3% com 100 JIs para lagartas de segundo ínstar e 100% de mortalidade com 100 JIs para lagartas de terceiro ínstar (BÉLAIR, 2003). Campos-Herrera & Gutiérrez (2009), avaliando a virulência de *Steinernema feltiae* Rioja sobre o quinto ínstar larval de *T. ni*, encontraram CL_{50} de 0,27 JI/cm². A mortalidade larval foi de 80,3% com 2 JIs/cm² aumentando para mais de 95% nas concentrações de 25 e 75 JIs/cm² (CAMPOS-HERRERA & GUTIÉRREZ, 2009).

5.5. CONTROLE QUÍMICO

No Brasil, os produtos químicos registrados para controle de *T. ni*, segundo o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) até 2014, estão disponíveis na Tabela 2.

Tabela 2. Produtos comerciais resgistrados para o controle de *Trichoplusia ni* em diferentes culturas de brássicas.

Nome comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ₁	Classe	
					Toxicológica ₂	Ambiental ₃
Decis 25	Brócolis	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
Decis 25	Couve	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
Coragen	Repolho	Antranilamida	Clorantraniliprole	SC	I	I
Decis 25		Piretroide	Deltametrina	EC	III	I
Finex		Oxidiazina	Indoxacarbe	WG	I	III
Keshet 25		Piretroide	Deltametrina	EC	I	II
Premio		Antranilamida	Clorantraniliprole	SC	III	II
Rumo		Oxidiazina	Indoxacarbe	WG	I	III

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: EC - Concentrado emulsionável; SC - Suspensão concentrada; e WG - Grânulos dispersíveis em água.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

A susceptibilidade de *T. ni* aos produtos químicos, varia de acordo com a localização geográfica da praga e com a idade das lagartas, assim como, a persistência do produto no campo (LIU et al., 2002; LIU et al., 2003).

Alguns fatores somados contribuem para o desenvolvimento de resistência de *T. ni* a inseticidas, por exemplo, alterações no sítio de ação do inseticida, aumento na taxa de destoxificação por enzimas, redução da taxa de penetração no corpo do inseto e resistência por comportamento. Enzimas que atuam no desenvolvimento da

resistência metabólica, TrnMRP1 e TrnMRP4 de *T. ni*, foram encontradas em maior número nos tubos de malpighi (LABBÉ et al., 2011).

Assim sendo, é fundamental que os inseticidas químicos sintéticos sejam utilizados de acordo com as recomendações e atentando-se, também, para o rodízio dos grupos químicos, de modo a evitar que populações resistentes sejam selecionadas (CASTELLS & BERENBAUM, 2008).

Além dos inseticidas químicos sintéticos, derivados de plantas inseticidas podem ser utilizados no manejo de insetos herbívoros, quer por impedir a alimentação e oviposição ou por prejudicar o desenvolvimento larval, em vez de matar insetos de modo direto (AKHTAR et al., 2010). Um destes potenciais anti-alimentares é o nim (*Azadirachta indica* A. Juss) que na concentração 0,016 mg/cm² impede a alimentação das lagartas de *T. ni* em 50% (ISMAN, 2002). Além disso, extratos bruto de sementes de *Annona atemoya* e *Annona squamosa* L. afetam o desenvolvimento de *T. ni* (SEFFRIN et al., 2010).

6. CONCLUSÃO

O sucesso do manejo está no conhecimento da biologia da praga. No entanto, todos os métodos de manejos devem ser levados em consideração, para que utilizados em conjunto, sejam capazes de reduzir custos e amenizar os impactos ambiental e social. Dessa maneira, o produto obtido terá maiores chances de suprir as exigências dos consumidores.

7. REFERÊNCIAS

AKHTAR, Y.; YU, Y. ISMAN, M.B.; PLETTNER, E. Dialkoxybenzene and dialkoxyallylbenzene feeding and oviposition deterrents against the cabbage looper,

Trichoplusia ni: potential insect behavior control agents. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.58, n.8, p.4983-4991, 2010.

ALTOÉ, T. da S.; PRATISSOLI, D.; CARVALHO, J.R. de; SANTOS JUNIOR, H.J.G. dos; PAES, J.P.P.; BUENO, R.C.O. de F.; BUENO, A. de F. *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitism of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs under different temperatures. **Annals of the Entomological Society of America**, v.105, n.1, p.82-89, 2012.

BEHLE, R.W. Importance of direct spray and spray residue contact for infection of *Trichoplusia ni* larvae by field applications of *Beauveria bassiana*. **Entomological Society of America**, v.99, n.4, p.1120-1128, 2006.

BÉLAIR, G.; FOURNIER, Y.; DAUPHINAIS, N. Efficacy of steinernematid nematodes against three insect pests of crucifers in Quebec. **Journal of Nematology**, v.35, n.3, p.259-265, 2003.

CAMERON, J.H; ISMAN, M.B, UPADHYAYA, M.K. *Trichoplusia ni* growth and preference on broccoli and eight common agricultural weeds. **Canadian Journal of Plant Science**, v.87, n.2, p.413-421, 2006.

CAMPOS-HERRERA, R.; GUTIÉRREZ, C. A laboratory study on the activity of *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) Rioja strain against horticultural insect pests. **Journal of Pesticide Science**, v.82, n.3, p.305-309, 2009.

CAPINERA, J. L. **CabbageLooper, Trichoplusiani (Hübner) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae)**. 2005. Disponível em: <http://entomology.ifas.ufl.edu/creatures/veg/leaf/cabbage_looper.htm>. Acesso em: 22 mai. 2014.

CARON, V.; MYERS, J.H.; GILLESPIE, D.R. The failure to discriminate: superparasitism of *Trichoplusia ni* Hubner by a generalist tachinid parasitoid. **Bulletin of Entomological Research**, v.100, n.3, p.255-261, 2010.

CASTELLS, E.; BERENBAUM, M.R. Resistance of the generalist moth *Trichoplusia ni* (Noctuidae) to a novel chemical defense in the invasive plant *Conium maculatum*. **Chemoecology**, v.18, n.1, p.11-18, 2008.

CHATTOPADHYAY, A.; BHATNAGAR, N.B.; BHATNAGAR, R. Bacterial insecticidal toxins. **Critical Reviews in Microbiology**, v.30, n.1, p.33-54, 2004.

DOLINSKI, C.; MOINO JR., A. Utilização de nematóides entomopatogênicos nativos ou exóticos: o perigo das introduções. **Nematologia Brasileira**, v.30, n.2, p.139-149, 2006.

ERLANDSON, M.; NEWHOUSE, S.; MOORE, K.; JANMAAT, A.; MYERS, J.; THEILMANN, D. Characterization of baculovirus isolates from *Trichoplusia ni* populations from vegetable greenhouses. **Biological Control**, v.41, n.2, p.256-263, 2007.

FRANKLIN, M.T.; RITLAND, C.E.; MYERS, J.H. Genetic analysis of cabbage loopers, *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae), a seasonal migrant in western North America. **Evolutionary Applications**, v.4, n.1, p.89-99, 2011.

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

GRECCO, E.D.; POLANCZYK, R.A.; PRATISSOLI, D. Seleção e caracterização molecular de *Bacillus thuringiensis* Berliner com atividade tóxica para *Trichoplusia ni* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v.77, n.4, p.685-692, 2010.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; HARBONE, J.B.; MCCAFFERY, A.R. Pre-ingestive and post-ingestive effects of soya bean extracts and rutin on *Trichoplusia ni* growth. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.98, n.2, p.181-194, 2001.

ISMAN, M. Insect Antifeedants. **Pesticide Outlook**, v.13, n.4, p.152-157, 2002.

JANMAAT, A.F.; MYERS, J. Rapid evolution and the cost of resistance to *Bacillus thuringiensis* in greenhouse populations of cabbage loopers, *Trichoplusia ni*. **Proceedings of the Royal Society of London**, v.270, n.1530, p.2263-2270, 2003.

JANMAAT, A.F.; MYERS, J. Host-plant effects the expression of resistance to *Bacillus thuringiensis kurstaki* in *Trichoplusia ni* (Hubner): an important factor in resistance evolution. **Journal of Evolutionary Biology**, v.20, n.1, p.62-69, 2007.

JIN, T.; SILVA, A.L. DA; PRADO, P.C.N. do; CUNHA, H.F. da. Avaliação da mortalidade natural de *Trichoplusia ni* (Hueb., 1802) e *Heliothis virescens* (Fabr., 1781) por diversos microorganismos, sob condições de laboratório. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.8, n.1, p.31-37, 1978.

KRECHEMER, F.S. ***Trichogrammas* pp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae): biologia em ovos de *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) e estocagem em baixas temperaturas em ovos de *Pseudaletia sequax* (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2010. 65f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas – Zoologia) – Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas – Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

LABBÉ, R.; CAVENEY, S.; DONLY, C. Expression of multidrug resistance proteins is localized principally to the Malpighian tubules in larvae of the cabbage looper moth, *Trichoplusia ni*. **The Journal of Experimental Biology**, v.214, n.6, p.937-944, 2011.

LEWIS, E.E.; CLARKE, D.J. Nematode parasites and entomopathogens. In: VEGA, F.E.; KAYA, H.K. (Ed.). **Insect Pathology**. 2. ed. San Diego: Academic Press, 2012. p.395-424.

LI, Y.X.; GREENBERG, S.M.; LIU, T.X. Orientation behavior, development and survival of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) Larvae on cotton expressing Cry1Ac and Cry2Ab and conventional cotton. **Journal Insect Behavior**, v.20, n.5, p.473-488, 2007.

LIU, Y-B.; HAYNES, K.F. Pheromone-mediated responses of male cabbage looper moths, *Trichoplusia ni*, following various exposures to sex pheromone or (z)-7-dodecenol. **Journal of Chemical Ecology**, v.19, n.3, p.503-515, 1993.

LIU, T-X.; SPARKS JR., A.N.; CHEN, W.; LIANG, G-M.; BRISTER, C. Toxicity, persistence, and efficacy of indoxacarb on cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae) on cabbage. **Journal of Economic Entomology**, v.95, n.2, p.360-367, 2002.

LIU, T-X.; HUTCHISON, W.D.; CHEN, W.; BURKNESS, E.C. Comparative susceptibilities of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) and cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae) from Minnesota and south Texas to λ -cyhalothrin and indoxacarb. **Journal of Economic Entomology**, v.96, n.4, p.1230-1236, 2003.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 13 mai. 2014.

MICHEREFF FILHO, M.; RESENDE, F.V.; VIDAL, M.C.; GUIMARÃES, J.A.; MOURA, A.P. de; SILVA, P.S. da; REYES, C.P. **Manejo de pragas em hortaliças durante a transição agroecológica**. Embrapa Hortaliças, 16p. (Circular Técnica 119). 2013.

MILANEZ, A.M.; PRATISSOLI, D.; POLANCZYK, R.A.; BUENO, A. de F.; TUFIK, C.B.A. Avaliação de *Trichogramma* spp. para o controle de *Trichoplusia ni*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.44, n.10, p.1219-1224, 2009.

- MILKS, M.L.; MYERS, J.H. The development of larval resistance to a nucleopolyhedrovirus is not accompanied by an increased virulence in the virus. **Evolutionary Ecology**, v.14, n.7, p.645-664, 2000.
- MILKS, M.L.; MYERS, J.H. Cabbage looper resistance to a nucleopolyhedrovirus confers cross-resistance to two granuloviruses. **Environmental Entomology**, v.32, n.2, p.286-289, 2003.
- MURILLO, H.; HUNT, D.W.A.; VANLAERHOVEN, S.L. Host suitability and fitness-related parameters of *Campoletis sonorensis* (Hymenoptera: Ichneumonidae) as a parasitoid of the cabbage looper, *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). **Biological Control**, v.64, n.1, p.10-15, 2013.
- PARKMAN, P.; JONES, W.A.; TURNIPSEED, S.G. Biology of *Pediobius* sp. near *facialis* (Hymenoptera: Eulophidae), an imported pupal parasitoid of *Pseudoplusia includens* and *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). **Environmental Entomology**, v.12, n.6, p.1669-1672, 1983.
- POPHAM, H.J.R.; SHELBY, K.S.; POPHAM, T.W. Effect of dietary selenium supplementation on resistance to baculovirus infection. **Biological Control**, v.32, n.3, p.419-426, 2005.
- RONDELLI, V.M.; MINAS, R.S. de; BESTETE, L.R.; RIBEIRO, L.P.; VALBON, W.R. Lagartas mede-palmo (*Trichoplusia ni* e *Pseudoplusia includens*). In: MINAS, R.S. de; RONDELLI, V.M.; MELO, D.F.; OLIVEIRA, C.M.R.; BESTETE, L.R. (Ed.). **Solanáceas: abordagem das principais culturas e suas pragas**. Brasília: Kiron, 2013. p.215-224.
- SARFRAZ, R.M.; CERVANTES, V.; MYERS, J.H. Resistance to *Bacillus thuringiensis* in the cabbage looper (*Trichoplusia ni*) increases susceptibility to a nucleopolyhedrovirus. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.105, n.2, p.204-206, 2010.
- SEFFRIN, R. de C.; SHIKANO, I.; AKHTAR, Y.; ISMAN, M.B. Effects of crude seed extracts of *Annona atemoya* and *Annona squamosa* L. against the cabbage looper, *Trichoplusia ni* in the laboratory and greenhouse. **Crop Protection**, v.29, n.1, p.20-24, 2010.
- SETHI, A.; MCAUSLANE, H.J.; NAGATA, R.T.; NUESSELY, G.S. Host plant resistance in romaine lettuce affects feeding behavior and biology of *Trichoplusia ni* and *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Economic Entomology**, v.99, n.6, p.2156-2163, 2006.

SHIKANO, I.; ERICSSON, J.D.; CORY, J.S.; MYERS, J.H. Indirect plant-mediated effects on insect immunity and disease resistance in a tritrophic system. **Basic and Applied Ecology**, v.11, n.1, p.15-22, 2010.

SHOREY, H.H. The biology of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). II. Factors affecting adult fecundity and longevity. **Annals of the Entomological Society of America**, v.56, n.4, p.476-480, 1963.

SHOREY, H.H.; ANDRES, L.A.; HALE, R.L. The biology of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). I life history and behavior. **Annals of the Entomological Society of America**, v.55, n.5, p.591-597, 1962.

SOO HOO, C.R.; COUDRIET, D.L.; VAIL, P.V. *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) larval development on wild and cultivated plants. **Environmental Entomology**, v.13, n.3, p.843-846, 1984.

SUN, S.; CHENG, Z.; FAN, J.; CHENG, X.; PANG, Y. The utility of camptothecin as a synergist of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* and nucleopolyhedroviruses against *Trichoplusia ni* and *Spodoptera exigua*. **Journal of Economic Entomology**, v.105, n.4, p.1164-1170, 2012.

SWIECICKA, I.; BIDESHI, D.K.; FEDERICI, B.A. Novel isolate of *Bacillus thuringiensis* subsp. *thuringiensis* that produces a quasicuboidal crystal of Cry1Ab21 toxic to larvae of *Trichoplusia ni*. **Applied and Environmental Microbiology**, v.74, n.4, p.923-930, 2008.

TABASHNIK, B.E.; CUSHING, N.L.; FINSON, N.; JOHNSON, M.W. Field development of resistance to *Bacillus thuringiensis* in diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). **Journal of Economic Entomology**, v.83, n.5, p.1671-1676, 1990.

TABASHNIK, B.E.; FINSON, N.; JOHNSON, M.W.; MOAR, W.J. Resistance to toxins from *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* causes minimal cross-resistance to *B. thuringiensis* subsp. *aizawai* in diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). **Applied and Environmental Microbiology**, v.59, n.5, p.1332-1335, 1993.

TAMEZ-GUERRA, P.; DAMAS, G.; IRACHETA, M.M.; OPPERT, B.; GOMEZ-FLORES, R.; RODRÍGUEZ-PADILLA, C. Differences in susceptibility and physiological fitness of Mexican field *Trichoplusia ni* strains exposed to *Bacillus thuringiensis*. **Journal of Economic Entomology**, v.99, n.3, p.937-945, 2006.

TOBA, H.H.; KISHABA, A.N.; PANGALDAN, R.; VAIL, P.V. Temperature and the development of the cabbage looper. **Annals of the Entomological Society of America**, v.66, n.5, p. 965-974, 1973.

TORRES, J.B.; BARROS, R.; SIQUEIRA, H.A.A. de. **Manejo de pragas das plantas cultivadas – ênfase Nordeste**. Recife. 2006.

TRIPLEHORN, C.A.; JONNISON, N.F. **Estudo dos insetos**. São Paulo: CENGAGE Learning, 2011.

WOLD-BURKNESS, S.J.; HUTCHISON, W.D.; LEE, J.C.; HINES, R.L.; BOLIN, P.C.; HEIMPEL, G.E.A. Long-term survey of parasitoid species composition and parasitism of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae), *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae), and *Pieris rapae* (Lepidoptera: Pieridae) in Minnesota cabbage. **Journal Entomology Science**, v.40, n.2, p.211-221, 2005.

WRAIGHT, S.P.; RAMOS, M.E.; AVERY, P.B.; JARONSKI, S.T.; VANDENBERG, J.D. Comparative virulence of *Beauveria bassiana* isolates against lepidopteran pests of vegetable crops. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.103, n.3, p.186-199, 2010.

ZARBIN, P.H.G.; RODRIGUEZ, M.A.C.M; LIMA, E.R. Feromônios de insetos: tecnologia e desafios para uma agricultura competitiva no Brasil. **Química Nova**, v.32, n.3, p.722-731, 2009.

LAGARTA-ROSCA (*Agrotis ipsilon*)

Lauana Pellanda de Souza
Anderson Mathias Holtz
Jéssica Mayara Coffler Botti
Mayara Loss Franzin
Hágabo Honorato de Paulo

1. INTRODUÇÃO

As espécies de lagartas-roscas, pertencentes ao gênero *Agrotis*, constituem um importante grupo de insetos-praga, principalmente devido à sua ampla distribuição geográfica e aos prejuízos causados a um grande número de plantas cultivadas em diversos países (VENDRAMIM et al., 1982).

Agrotis ipsilon (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae) é a principal espécie de lagarta-roscas referida no Brasil (JEYASANKAR, 2012). Por apresentar natureza polífaga, *A. ipsilon* ataca mais de 30 culturas de importância mundial (BOUGHTON et al., 2001), sendo de especial relevância para hortaliças como brássicas e solanáceas, além de inúmeras outras espécies de diferentes famílias, incluindo grandes culturas como milho, soja e feijão (LINK & PEDROLO, 1987; MINAS et al., 2013).

A origem desta praga é incerta e embora seja encontrada em muitos países, está ausente em algumas regiões como no extremo norte do globo e nos desertos da África e Ásia

Central (KONONENKO, 2003). O nome popular “lagarta-rosca” surgiu do hábito apresentado por suas lagartas de se enrolarem ao serem perturbadas.

Os prejuízos causados por *A. epsilon* são gerados pelo seccionamento das plântulas de até 10 cm de altura pelas lagartas da espécie, causando assim redução do número de plantas final da cultura (GALLO et al., 2002).

Trata-se de um inseto de difícil controle, devido à dificuldade de visualização no campo, pelo seu hábito noturno, e a grande capacidade de multiplicação da espécie, podendo uma fêmea colocar mais de mil ovos (SANTOS & NAKANO, 1982; LINK & PEDROLO, 1987).

Diante do exposto, neste capítulo será abordado aspectos morfológicos, hábitos e biologia, injúrias e sintomatologia, amostragem, bem como, táticas de manejo da lagarta-rosca, *A. epsilon*.

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

Os adultos de *A. epsilon* são mariposas com 30 a 50 mm de envergadura, apresentando as asas anteriores de coloração marrom acinzentada com manchas escuras e uma faixa larga de cor castanho claro ao longo da margem externa, enquanto que as asas posteriores são semitransparentes (LATORRE, 1990) (Figura 1). Os adultos se alimentam de néctar, possuem longevidade aproximada de 12 dias e hábito noturno (SILVA JÚNIOR, 1989; BENTO et al., 2007). As fêmeas possuem período de pré-oviposição de 1 a 3 dias e grande capacidade de postura, sendo capazes de colocar em média 1600 ovos/fêmea (EBSSA & KOPPENHOFER, 2012).



Figura 1. Adulto de *Agrotis ipsilon*. Fonte: Merle Shepard, Gerald R. Carner, and P.A.C. Ooi, *Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia*, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5368057#sthash.mNSyXsRg.dpuf> – a esquerda; Robert J. Bauernfeind, Kansas State University, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5511477#sthash.xDTAGQPG.dpuf> – a direita.

Os ovos, de coloração branca e globosos, medem menos de 1 mm de diâmetro e são colocados individualmente ou em grupos de 2 ou 3 sobre as folhas, caule ou no solo úmido (LATORRE, 1990; EBSSA & KOPPENHOFER, 2012). O período de incubação dos ovos varia de 4 a 5 dias (MINAS et al., 2013).

A espécie passa por cinco a sete estádios larvais. As lagartas chegam a medir de 30 a 50 mm de comprimento, com corpo cilíndrico e robusto, cinco pares de pernas abdominais, coloração variável, predominando o pardo-acinzentado escuro, podendo apresentar listras claras dispostas longitudinalmente (LATORRE, 1990; BENTO et al., 2007) (Figura 2). Por ser fototrópica negativa, durante o dia a lagarta fica escondida no solo, a poucos centímetros de profundidade, junto à planta lesada (SHOWERS et al., 1993). O desenvolvimento larval é fortemente influenciado pela temperatura, encontrando seu ideal em torno 27 °C. A duração do período larval varia entre 20 e 25 dias, dependendo da temperatura, quando então as lagartas se transformam em pupas no solo (GALLO et al., 2002; BENTO et al., 2007).



Figura 2. Lagarta de *Agrotis ipsilon*. Fonte: Adam Sisson, Iowa State University, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5465679> – a esquerda; Roger Schmidt, University of Wisconsin-Madison, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5475431#sthash.YHHz3MsK.dpuf> – a direita.

As pupas são encontradas em câmaras pupais contruídas pela lagarta no solo a uma profundidade de 3 a 12 cm (SILVA JUNIOR, 1989). Medem de 20 a 30 mm de comprimento e apresentam coloração marrom brilhante (LATORRE, 1990) (Figura 3). Após 11 e 15 dias emergem os adultos, terminando assim o ciclo da praga que dura em média 42 dias (BENTO et al., 2007).



Figura 3. Pupa de *Agrotis ipsilon*. Fonte: Merle Shepard, Gerald R. Carner, and P.A.C Ooi, Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5368060#sthash.K7ldRNVF.dpuf>.

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

A lagarta-rosca é uma praga que pode aparecer ocasionalmente na lavoura, porém pode ser muito destrutiva ocasionando perdas econômicas significativas (LATORRE, 1990). As lagartas de *A. ipsilon* seccionam as plantas jovens de até 10 cm de altura rente ao solo, causando o tombamento das mudas em sementeira ou após o transplântio no campo (Figura 4), reduzindo o número de plantas por área cultivada (GALLO et al., 2002). Uma única lagarta é capaz de seccionar várias plantas em uma única noite (BOUGHTON et al., 2005).

Em plantas com desenvolvimento adiantado, podem ainda abrir galerias que danificam os tecidos de sustentação e condução, fator desencadeador do fenômeno do perfilhamento excessivo da planta (MINAS et al., 2013).



Figura 4. Dano causado por *Agrotis ipsilon*. Fonte: Clemson University - USDA Cooperative Extension Slide Series, Bugwood.org - See more at: <http://www.ipmimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1435113#sthash.qyI52usg.dpuf>.

4. AMOSTRAGEM

Para realização da amostragem da praga em Brássicas é preciso dividir a lavoura em talhões e em cada um deles deve-se examinar quatro plantas em dez pontos distribuídos aleatoriamente, totalizando 40 plantas por talhão. A amostragem deve ser realizada semanalmente e o número de plantas atacadas deve ser contabilizado. As medidas de controle para evitar prejuízos econômicos devem ser tomadas quando o nível de ataque da praga na lavoura chegar a 10% das plantas (FONTES, 2005).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

Trata-se de um inseto de difícil controle devido ao seu hábito noturno, o que torna sua visualização no campo possível apenas quando já se encontra causando danos à cultura (SILVA JUNIOR, 1989). Além disso, o fato de suas lagartas habitarem o solo dificulta ainda mais o alcance de alguns produtos químicos e biológicos utilizados para seu controle (MINAS et al., 2013). Dentre os tipos de controle de *A. ipsilon*, podemos citar o cultural, mecânico, biológico e químico.

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural de pragas se inicia pela aplicação dos padrões técnicos recomendados para adubação, irrigação e tratos culturais de cada cultura, objetivando estabelecer condições para a cultura competir com a praga, como seleção do local adequado para a instalação do cultivo, destruição de restos culturais, rotação de cultura e densidade de plantio, adubação e irrigação adequados, entre outros (HAJI et al., 2002; PICANÇO et al., 2005).

O controle cultural de pragas em geral deve ser considerado um dos métodos de maior influência, principalmente quando se avalia a viabilidade econômica das técnicas empregadas. O uso de métodos culturais deve começar antes mesmo da implantação da cultura, observando se a área a ser cultivada apresenta histórico de ataques da praga ou se apresenta uma grande população de ervas daninhas, principalmente solanáceas cultivadas e não-cultivadas, hospedeiras alternativas da mesma (MINAS et al., 2013). Além da eliminação de ervas daninhas, a destruição de restos culturais também pode colaborar com o controle da praga, visto que as mariposas preferem estes locais para ovipositar (LATORRE, 1990).

A exposição das lagartas e pupas abrigadas no solo à radiação solar e a predadores com a utilização de aração profunda representa uma prática de fácil utilização pelo produtor e bastante eficiente no controle da praga (FONTES, 2005). A inundação da área em períodos de descanso da mesma e a utilização de rotação de cultura, com plantas não hospedeiras, também podem gerar excelentes resultados no controle da lagarta-rosca (CAPINERA, 2012).

5.2. CONTROLE MECÂNICO

O esmagamento dos ovos e a catação manual das lagartas no solo e nas plantas têm representado uma eficiente prática de controle da lagarta-rosca em cultivos orgânicos ou em pequenas plantações (CAPINERA, 2012). Porém, em cultivos de grande escala, essa técnica pode se tornar inviável economicamente diante da grande demanda de mão-de-obra requerida para a execução desta prática.

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

Em regiões tropicais a fauna de inimigos naturais é bastante rica, entretanto, práticas inadequadas na condução da lavoura, como a utilização de inseticidas não seletivos, podem prejudicar a ação benéfica desses inimigos naturais (FONTES, 2005). Dentre os agentes de controle biológico de pragas podemos citar os parasitoides, predadores e entomopatógenos (CAPINERA, 2012).

Entre os parasitoides de lagarta de *A. ipsilon*, podemos citar as vespas da família Braconidae, como *Apanteles marginiventris* (Cresson), *Microplitis feltiae* Muesebeck, *M. kewleyi* Muesebeck, *Meteorus autographae* Muesebeck, *M. leviventris* (Wesmael) e da família Ichneumonidae, como *Campoletis argentifrons* (Cresson), *C. flavicincta* (Ashmead), *Hyposoter annulipes* (Cresson) e *Ophion flavidus* Brulle (CAPINERA, 2012). Lagartas parasitadas por *M. leviventris*, por exemplo, consomem 24% a menos de folhagem e seccionam 36% menos mudas que lagartas não parasitadas, além da eventual morte das lagartas hospedeiras, causando um efeito benéfico na redução dos danos gerados pela praga (LATORRE, 1990).

O controle biológico por predadores é realizado naturalmente por larvas de crisopídeos, coccinelídeos e pelos tripes *Scolothrips sexmaculatus*, *Scolothrips* sp. e *Franklinothrips* sp. (MOREIRA et al., 2007). Outro exemplo são os insetos predadores que habitam o solo, como os coleópteros da família Carabidae, que são capazes de consumir numerosas lagartas *A. ipsilon* (CAPINERA, 2012). Além disso, quando expostas na superfície do solo, as lagartas desta praga se tornam alvo de outros predadores naturais como vespas e pássaros de diversas espécies (FONTES, 2005).

Nematoides entomopatogênicos, como os das famílias Steinernematidae e Heterorhabditidae, também são capazes de controlar larvas de lagarta-rosca, no entanto, como sua população no ambiente é normalmente baixa, é necessária a introdução deste

agente no campo para melhores resultados (ADAMS; NGUYEN, 2002). Além disso, sua eficácia está ligada a fatores ambientais como as condições de umidade do solo, pois a água é o principal meio de locomoção dos nematoides. Segundo Capinera (2012), o nematoide entomopatogênico *Hexameris arvalis* (Nematoda: Mermithidae) é conhecido por parasitar até 60% das lagartas de *A. ipsilon* na região central dos EUA.

A utilização de produtos formulados com agentes de controle biológico, como a bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt), tem se tornado uma realidade, apresentando resultados animadores para muitos lepidópteros, o que poderia ser também incluído no controle de *A. ipsilon*. *B. thuringiensis* é uma bactéria pertencente à família Bacillaceae, tem como característica biológica ser aeróbica, e é classificada como gram positiva. Possui característica marcada por produção de inclusões proteicas cristalinas (proteínas Cry), classificadas como delta-endotoxinas, no intervalo do seu ciclo de desenvolvimento (SCHNEPF et al., 1998). As proteínas Cry têm sido constantemente estudadas e sabe-se que, após a ingestão pelo inseto, essas proteínas são solubilizadas, e na condição de pH alcalino intestinal da praga, as mesmas são ativadas causando alterações na permeabilidade da membrana celular, levando a um choque osmótico e, consequentemente, paralisia e morte do inseto por septicemia e inanição (MINAS et al., 2013).

5.4. CONTROLE COM FITOQUÍMICOS

Produtos derivados de plantas vêm cada vez mais se tornando uma alternativa ao uso dos produtos químicos sintéticos no manejo de pragas. Na natureza muitas plantas possuem alto teor de substâncias secundárias, como fenóis, alcaloides, flavonoides, terpenos, quinona, cumarina, etc, que desempenham um papel defensivo contra insetos-pragas, sendo detentores de uma ampla gama de atividades biológicas, incluindo atividades

antialimentares, ovicidas, repelente, inseticida e reguladores de crescimento de insetos (JEYASANKAR, 2012).

Em estudos recentes, alguns autores relatam a eficácia de extratos e óleos vegetais de diversas espécies, como *Solanum psuedocapsicum*, *Eucalyptus globules*, *Gaultheria procumbens* e *Ocimum americanum* no controle de *A. ipsilon* (SADIA et al., 2007; JEYASANKAR et al., 2012; JEYASANKAR, 2012).

Segundo Jeyasankar (2012), a utilização do óleo de *E. globules* a 2% foi capaz de causar redução da taxa de alimentação de 96,2% e aumento na taxa de mortalidade de 60,2% em lagartas de quarto ínstar de *A. ipsilon*, quando comparadas à testemunha. Quando utilizada a mesma concentração de óleo de *G. procumbens*, essas porcentagens se alteraram para 87,2% e 86,9%, respectivamente, comprovando assim a eficácia da utilização de produtos derivados de plantas no controle da lagarta-rosca.

Em estudo similar, quando o óleo essencial de *O. americanum* a 3% foi testado sobre *A.ipsilon* apenas 35% das larvas atingiu a fase de pupa, enquanto na testemunha essa porcentagem chegou a 67,1%. Com relação à emergência de adultos, a utilização do óleo na mesma concentração causou redução de 76,8% em relação à testemunha (SADIA et al., 2007).

5.5. CONTROLE QUÍMICO

O uso de produtos químicos no controle da lagarta-rosca é o método mais utilizado entre os produtores rurais, principalmente por apresentarem rápidos resultados, contudo o uso sem orientação profissional e indiscriminado desses produtos pode causar diversos problemas como a indução da resistência da praga ao produto, contaminação do meio ambiente e prejuízos à saúde do aplicador (GALLO et al., 2002). Ainda na década de 90,

Melo et al. (1994) já relatavam que os inseticidas recomendados vinham perdendo eficiência, parcial ou total, principalmente onde o cultivo de brássicas era contínuo.

Além disso, um dos inconvenientes no manejo da lagarta-rosca é encontrar a praga, uma vez que as lagartas e pupas vivem protegidas nas primeiras camadas do solo, sendo necessária a aplicação de volumes maiores do produto para que o controle químico seja eficiente (FONTES, 2005). Além disso, o jato de pulverização deve ser prioritariamente direcionado ao colo da planta ou tratando-se as sementes, mudas ou o sulco de plantio com piretroides ou produtos de ação sistêmica (PICANÇO & MARQUINI, 1999; GALLO et al., 2002). Iscas de farelo úmido e melaço misturados a um inseticida adequado podem ser eficazes contra lagartas mais velhas (LATORRE, 1990).

O produto químico registrado para o controle de lagarta-rosca em brássicas pertence ao grupo químico dos piretroides (Tabela 1).

Tabela 1. Produto químico registrado para controle de *Agrotis ipsilon* em diferentes culturas de brássicas.

Nome Comercial	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativo	Formulação ¹	Classe	
					Toxicológica ²	Ambiental ³
Decis 25	Brócolis Couve Couve-flor Repolho	Piretroide	Deltametrina	EC	III	I

Fonte: MAPA (2014).
¹Formulação: EC - Concentrado emulsional.
²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.
³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

O uso de um produto químico no controle de pragas, obrigatoriamente deve atender a alguns requisitos básicos, como o fato de que o produto deve ser registrado no Ministério

da Agricultura, tanto para a praga quanto para a cultura em questão, o que garante que sua utilização de forma correta não causará danos ao meio ambiente bem como ao consumidor final (PICANÇO & MARQUINI, 1999).

O consórcio de inseticidas e agentes entomopatogênicos e outras técnicas de controle também tem se tornado foco de estudos no meio acadêmico (MORAIS et al., 2007). O estudo deste tipo de interação entre inseticidas convencionais e produtos formulados com agentes de controle biológico é baseado no princípio de que o inseticida convencional age como fator capaz de causar estresse ao inseto, levando-o a adquirir ou ativar doenças infecciosas, tornando-o mais suscetível às toxinas ou parasitismo dos agentes entomopatogênicos (SILVA et al., 2005).

6. CONCLUSÃO

O ponto principal para se ter sucesso no manejo das pragas agrícolas em geral é conhecer a biologia e os hábitos da mesma, além de dominar as técnicas e os métodos de controle disponíveis, devendo estes serem utilizados visando sempre a harmonia entre custo, impacto ambiental e impacto social, possibilitando assim a produção sustentável de alimentos de qualidade.

7. REFERÊNCIAS

- ADAMS, B. J.; NGUYEN, K. B. Taxonomy and systematic. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic nematology**. New York: CABI, 2002. p.1-34
- BENTO, F. de M. M.; MAGRO, S. R.; FORTES, P.; ZÉRIO, N. G.; PARRA, J. R. P. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Agrotis ipsilon* em dieta artificial. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, n.10, p.1369-1372, 2007.

BOUGHTON, A. J.; LEWIS, L. C.; BONNING, B. C. Potential of *Agrotis ipsilon* nucleopolyhedrovirus for suppression of the black cutworm (Lepidoptera: Noctuidae) and effect of an optical brightener on virus efficacy. **Journal of Economic Entomology**, v.94, n.5, p.1045-1052, 2001.

CAPINERA, J. L. **Featured Creatures**. 2012. Disponível em: <http://entnemdept.ifas.ufl.edu/creatures/veg/black_cutworm.htm> Acesso em: 20 nov. 2013.

EBSSA, L.; KOPPENHOFER, A. M. Entomopathogenic nematodes for the management of *Agrotis ipsilon*: effect of instar, nematode species and nematode production method. **Pest Management Science**, v.68, p.947-957, 2012.

FONTES, P. C. R. **Olericultura: teoria e prática**. Viçosa: UFV, 2005. 486p.

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

HAJI, 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. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. Piracicaba: Manole, 2002. p.477- 491.

JEYASANKAR, A.; PREMALATHA, S.; SUDHA, J. R. Bio-efficacy of *Solanum pseudocapsicum* L. (Solanaceae) against black cutworm, *Agrotis ipsilon* Hufnagel (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Biological Sciences**, v.12, n.3, p.174-179, 2012.

JEYASANKAR, A. Antifeedant, insecticidal and growth inhibitory activities of selected plant oils against black cutworm, *Agrotis ipsilon* Hufnagel (Lepidoptera: Noctuidae). **Asian Pacific Journal of Tropical Disease**, v.2, p.S347-S351, 2012.

KONONENKO, V. S. Noctuidae. In: LER, P. A. (Ed.). **Keys to the insects of the Russian Far East**. Trichoptera and Lepidoptera. Vladivostok instructions on registration tests of insecticides, acaricides, molluscicides, and rodenticides in agriculture. St. Petersburg: VIZR, 2003. 363p.

LATORRE, B. A. **Plagas de las hortalizas: manual de manejo integrado**. FAO, 1990. 519p.

LINK, D.; PEDROLO, S. S. Aspectos biológicos de *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) em Santa Maria - RS. **Revista de Ciências Rurais**, v.17, p.309-317, 1987.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 10 jul. 2014.

MELO, P. E.; CASTELO BRANCO, M.; MADEIRA, N. R. Avaliação de genótipos de repolho para resistência à traça das crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.12, n.1, p.19-24, 1994.

MINAS, R. S.; OLIVEIRA, C. M. R.; SANTOS, V. P.; LIMA, V. L. S.; PIROVANI, V. D. Lagarta-rosca (*Agrotis ipsilon*). In: MINAS, R. S. (Org.). **Solanáceas: abordagem das principais culturas e suas pragas**. Brasília: Kiron, 2013. p.75-89.

MORAIS, E. G. F.; PICANÇO, M. C.; SENA, M. E.; BACCI, L.; SILVA, G. A.; CAMPOS, M. R. Identificação das principais pragas de hortaliças no Brasil. In: ZAMBOLIM, L.; LOPES, C. A.; PICANÇO, M. C.; COSTA, H. (Org.). **Manejo Integrado de Doenças e Pragas - Hortaliças**. Viçosa: Suprema, 2007. p.381-422

MOREIRA, F. R.; HAJI, F. N. P.; COSTA, N. D.; OLIVEIRA, M. D. de. Pragas. In: COSTA, N. D.; RESENDE, G. M. de. (Ed.). Cultivo da cebola no Nordeste. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2007. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Cebola/CultivoCebolaNordeste/pragas.htm>>. Acesso em: 16 jul. 2014.

PICANÇO, M. C.; MARQUINI, F. Manejo integrado de pragas de hortaliças em ambiente protegido. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.20, n.200/201, p.126-133, 1999.

SADIA, E.; AZIZ, A. E. I.; OMER, E. A.; SABZ, A. S. Chemical composition of *Ocimum americanum* essential oil and its biological effects against *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Agriculture and Biological Research**, v.3, n.6, p.740-745, 2007.

SANTOS, H. R.; NAKANO, O. Dados biológicos sobre a lagartarosca *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera, Noctuidae). **Anais da Sociedade Brasileira Entomológica do Brasil**, v.11, p.33-48, 1982.

SCHNEPF, E.; CRICKMORE, N.; VAN RIE, J.; LERECLUS, D.; BAUM, J.; FEITELSON, J.; ZEIGLER, D. R.; DEAN, D. H. *Bacillus thuringiensis* and pesticidal crystal proteins. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v.62, n.3, p.775- 806, 1998.

SHOWERS, W. B.; KEASTER, A. J.; RAULSTON, J. R.; HENDRIX III, W. H.; DERRICK, M. E.; MCCORCLE, M. D.; ROBINSON, J. F.; WAY, M. O.; WALLENDORF, M. J.; GOODENOUGH, J. L. Mechanism of southward migration of a noctuid moth [*Agrotis ipsilon* (Hufnagel)]: a complete migrant. **Ecology**, v.74, n.8, p.2303-2314. 1993.

SILVA JÚNIOR, A. A. **Repolho**: fitologia, fitotecnia, tecnologia alimentar e mercadologia. Florianópolis: EMPASC, 1989. 295p.

SILVA, R. Z. da; NEVES, P. M. O. J.; SANTORO, P. H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Ciências Agrárias**, v.26, n.3, p.305-312. 2005.

VENDRAMIM, J. D.; FERRAZ, M. C. V. D.; PARRA, J. R. P. Biologia comparada de *Agrotis subterranea* (F) em meios natural e artificial. **O Solo**, v.74, n.1, p.76-80, 1982.

CAPÍTULO 8

BROCA-DA-COUVE (*Hellula phidilealis*)

Hígor de Souza Rodrigues
Anderson Mathias Holtz
Amanda Carlos Túler
Danielle Inácio Alves
Laerciana Pereira Vieira

1. INTRODUÇÃO

A broca-da-couve ou lagarta-do-repolho, *Hellula phidilealis* (Walker, 1859) (Lepidoptera: Pyralidae), originária da Venezuela, é causadora de prejuízos nas brássicas, pois a lagarta broqueia as hastes provocando secamento da planta (WATERHOUSE & NORRIS, 1989; GALLO et al., 2002). O meristema apical da planta é destruído, fazendo com que surjam muitas brotações e forçando um crescimento anormal como o estreitamento de diversas folhas, principalmente, em um dos lados, e nas folhas próximas ao ápice há a cicatriz do orifício de penetração da lagarta (CARDOSO et al., 2010).

Sua distribuição ocorre em diversos países do continente americano, como Antilhas, Argentina, Brasil, El Salvador, Estados Unidos da América (EUA), México, Guatemala, Guiana Inglesa, Nicarágua, Paraguai, Peru, Suriname e Venezuela; e africano, como em Serra Leoa (ANON, 1964 apud WATERHOUSE & NORRIS, 1989). Nos EUA sua distribuição, relatada por Munroe (1972); Anon (1964) apud Waterhouse & Norris (1989), dava-se no sul do Estado da Flórida e nos Estados do Texas, Arizona, Novo México e Califórnia. É bastante comum também nas Ilhas

Galápagos, onde Landry & Roque-Albelo (2008) relataram coletas em Baltra, Floreana, Isabela, San Cristobal, Santa Cruz e Santiago, regiões estas que estão compreendidas desde o nível do mar até 329 m de altitude, no período janeiro a maio, setembro, novembro e dezembro.

H. phidilealis e outros lepidópteros deste gênero geralmente são considerados importantes pragas de Brassicaceae, no entanto, observações foram feitas e constatou-se que em Barbados estas se alimentaram maior número de vezes ao longo do ano em vagens e ramos terminais de sete-marias (*Cleome* spp., Cleomaceae) e mussambê (*Gynandropsis gynandra*, Capparaceae), que são plantas que não possuem valor econômico e são utilizadas tradicionalmente para o tratamento de dores (ALAM, 1982).

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

A oviposição ocorre sobre as folhas, próximo ao principal broto da planta. Os ovos, com cerca de 0,5 mm de diâmetro, são depositados individualmente ou em grupos; são ovóides, translúcidos e tem um cume longitudinal (RAZURI & HINOSTROZA, 1974). Após a deposição, os ovos fertilizados começam a escurecer até ficar com uma coloração amarronzada e há a eclosão das lagartas após três dias, na temperatura de 27 ± 1 °C e umidade relativa de $65 \pm 10\%$ (RAZURI & HINOSTROZA, 1974).

Após a eclosão, as larvas se alimentam por algumas horas sobre as folhas. Em seguida entram na haste principal da planta, geralmente na parte da junção das folhas com os talos. Os estádios posteriores se alimentam das nervuras, proas e do coração,

no caso do repolho, formando galerias por brocarem essas estruturas da planta (WATERHOUSE & NORRIS, 1989).

Lagartas criadas em laboratório, tendo como substrato alimentar folhas de couve, apresentaram nas primeiras duas gerações 6 estádios com 16,3 dias; já nas terceira e quarta gerações houve apenas cinco estádios com duração de 14 dias na temperatura de 27 ± 1 °C e umidade relativa de $65 \pm 10\%$ (RAZURI & HINOSTROZA, 1974). Uma característica marcante de *H. phidilealis* é a presença de cinco listras longitudinais dorsais, cápsula encefálica pálida e malhada e uma sutura frontal pálida (Figura 1), o que também diferencia da espécie *Hellula rogatalis* Capps (1953), que possui cápsula encefálica uniforme castanha ou preta e sutura frontal branca (WATERHOUSE & NORRIS, 1989).



Figura 1. Lagartas de *Hellula* sp. em diferentes tonalidades (Fonte: Alton N. Sparks, Jr., University of Georgia, Bugwood.org; Merle Shepard, Gerald R. Carner, and P.A.C Ooi, Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, Bugwood.org).

A fase de pré-pupa desta praga não se alimenta, assim como muitos lepidópteros. Durante esse período que dura aproximadamente dois dias nas condições de 27 ± 1 °C e umidade relativa de $65 \pm 10\%$, o inseto tece um casulo de seda translúcida pouco

abaixo da superfície do solo. O período de pupa, que se inicia após o período de pré-pupa e termina na emergência do adulto, tem duração de 7,3 dias nas condições ambientais citadas anteriormente (RAZURI & HINOSTROZA, 1974).

O adulto de *H. phidilealis*, uma mariposa com envergadura de 13,0 - 18,0 mm, é pálida com asas esbranquiçadas e apresentam uma curvatura muito forte do termen (extremidade apical) voltada para a asa anterior (Figura 2). Possuem contrastantes linhas transversais brancas e manchas reniformes escuras na asa anterior, com brilhantes escamas azuis sobre um fundo verde-oliva, que é dois terços do comprimento da asa (Figura 2). Há um período de pré-oviposição da fêmea de três dias e os ovos são depositados durante quatro a cinco dias após esse período. A média de ovos produzidos é de 64, que são depositados geralmente em cerca de quatro vezes. Na cultura consomem o mel e o néctar (RAZURI & HINOSTROZA, 1974; WATERHOUSE & NORRIS, 1989; LANDRY & ROQUE-ALBELO, 2008).



Figura 2. Adulto de *Hellula* sp. (Fonte: Natasha Wright, Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Bugwood.org).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

No repolho, *Brassica oleracea* var. *capitata*, e na couve-flor, *Brassica oleracea* var. *botrytis*, os danos causados pela alimentação das lagartas de *H. phidilealis* ocorrem no ápice induzindo o crescimento lateral e a formação de falsas cabeças; além do mais, ataques fúngicos estão corriqueiramente associados com o ataque da praga (RAZURI & HINOSTROZA, 1974; CADOGAN, 1983).

Na cultura da couve, *Brassica oleracea* var. *acephala*, a lagarta nos primeiros íntares raspa a folha e nos íntares posteriores ataca o caule e hastes da planta broqueando-os e provocando o secamento de toda planta (WATERHOUSE & NORRIS, 1989; GALLO et al., 2002).

4. PRAGAS ASSOCIADAS

Algumas pragas cosmopolitas estão associadas ao ataque de *H. phidilealis* nas Brássicas. Uma delas é a *Hellula rogatalis* (Hulst) (Lepidoptera: Pyralidae) que está associada na maior parte do seu ataque. No Suriname há relatos que na cultura do repolho houve ataque associado de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), *Symphyga amoenalis* (Walker) (Lepidoptera: Pyralidae) e *Ascia monuste orseis* (Latreille) (Lepidoptera: Pieridae) (WATERHOUSE & NORRIS, 1989).

5. TÁTICAS DE CONTROLE

5.1. CONTROLE CULTURAL

Dentro do manejo cultural, a irrigação tem apresentado significativa importância no controle de *H. phidilealis*. A utilização da lâmina ideal de irrigação nas culturas do repolho (*B. oleracea* var. *capitata*) e brócolis (*B. oleracea* var. *botrytis*) reduziu 50% o nível de infestação de *H. phidilealis* quando comparados a lâminas inferiores (40 e 70% da lâmina ideal) e superiores (130 e 160% da lâmina ideal) (OLIVEIRA et al., 2010; MAZETTO JÚNIOR et al., 2010). Os mesmos autores concluíram que no repolho 40% da lâmina ideal apresentou 75% de infestação, 70 e 130% apresentaram 100% de infestação e 160% apresentou 50% de infestação; no brócolis os resultados foram semelhantes, sendo que 40% da lâmina ideal apresentou 50% de infestação, 70 e 160% apresentaram 75% de infestação e 130% apresentou 50% de infestação. O manejo adequado da irrigação aliado a outros métodos de manejo da praga podem favorecer o controle de *H. phidilealis*.

De acordo com Alam (1982), as espécies *Cleome* spp. e *G. gynandra* são atrativas para *H. phidilealis*. Assim, o plantio de uma pequena área com essas espécies pode ser uma alternativa para o manejo dessa praga, uma vez que, haverá concentração da praga nessas plantas (armadilha) que poderão ser eliminadas manualmente ou com aplicação de inseticidas.

5.2. CONTROLE MECÂNICO

A principal tática de controle recomendada é a remoção de plantas infestadas, assim como lagartas ou pupas encontradas na área já que o cultivo dessas olerícolas não é tão extenso (WATERHOUSE & NORRIS, 1989).

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

A utilização do controle biológico no manejo de *H. phidilealis*, ainda é muito limitado, sendo necessárias pesquisas para o desenvolvimento de um programa de manejo adequado. Diante desta limitação, diversos métodos utilizados para o manejo de *H. undalis* tem sido empregado para *H. phidilealis*. Prasertphon (1975) verificou em testes de laboratório na Tailândia que lagartas de *H. undalis* foram altamente suscetíveis à bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt) Berliner.

Em comparação com as crucíferas, o complexo de inimigos naturais foi mais rico nas plantas do gênero *Cleome*, podendo assim considerar estas os principais hospedeiros de *Hellula* spp., já que *Hellula undalis* (Fabricius, 1794) também foi relatada alimentando-se de vagens e ramos terminais de *Cleome viscosa* no Paquistão (ALAM, 1982).

Na Tabela 1 estão descritos as percentagens de parasitismo de cada parasitoide nas diferentes espécies hospedeiras de *H. phidilealis*.

Tabela 1. Plantas hospedeiras e percentual médio de parasitismo por diferentes parasitoides em lagartas de *Hellula phidilealis*, durante 1978-1980 em Barbados. Adaptado de Alam (1982).

Parasitoide	Plantas hospedeiras			
	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>Capitata</i>	<i>Cleome</i> <i>spinosa</i>	<i>Cleome</i> <i>viscosa</i>	<i>Gynandropsis</i> <i>gynandra</i>
<i>Apanteles</i> spp.	-	59,6	-	-
<i>Bracon</i> sp.	60,7	-	89,2	-
<i>Chelonus</i> sp.	-	61,9	-	69,6
<i>Eiphosoma</i> <i>annulatum</i>	-	25,3	-	21,8

- não houve parasitismo.

5.4. CONTROLE QUÍMICO

A principal forma de manejo desta praga é a utilização de inseticidas químicos sintéticos, que deveram ser aplicados de acordo com as recomendações técnicas, de modo que, não haja ao final, resíduos perigosos para os seres humanos, demais espécies animais e vegetais (WATERHOUSE & NORRIS, 1989).

O controle de *H. phidilealis* torna-se difícil porque existem muitos hospedeiros alternativos dessa praga como diversas brássicas (WATERHOUSE & NORRIS, 1989; GALLO et al., 2002). Na tentativa de preservar os inimigos naturais dessa praga no campo, causar menor impacto ambiental e risco de intoxicação animal, principalmente, ao homem, o produtor deve optar por produtos que confirmam maior segurança, com classes toxicológicas mais baixas, preferencialmente IV e III (faixas verde e azul, respectivamente) (RONDELLI et al., 2013).

A utilização de inseticidas seletivos é de grande importância na preservação dos inimigos naturais. Em Barbados, o uso de permetrina (produto comercial Ambush®) e alguns outros inseticidas não sistêmicos usados excessivamente para o controle da broca-da-couve causaram resistência e ineficácia, visto que, a lagarta da praga se

encontra protegida internamente na planta; contudo, prejudicaram fortemente os inimigos naturais, elevando o nível de infestação para 75% (ALAM, 1982).

Levando em conta as considerações supracitadas, deve-se optar sempre que possível por produtos sistêmicos e recomendados para a cultura, como na Tabela 2.

Tabela 2. Produtos comerciais recomendados para o controle de *Hellula phidilealis*.

Nome comercial I	Cultura	Grupo químico	Ingrediente ativos	Formulação 1	Classe	
					Toxicológica 2	Ambiental 3
Finex	Repolho	(Oxadiazina)	Indoxacarbe	WG	I	III
Rumo WG	Repolho	(Oxadiazina)	Indoxacarbe	WG	I	III

Fonte: MAPA (2014).

¹Formulação: WG - Grânulos dispersíveis em água.

²Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; e IV - Pouco tóxico.

³Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso; II - Produto muito perigoso; III - Produto perigoso; e IV - Produto pouco perigoso.

6. CONCLUSÃO

Biologia, táticas de controle e o estudo do comportamento de *H. phidilealis* são de fundamental importância visando ao manejo dessa praga. Além disso, permitem ao produtor uma redução no custo do produto final e uma melhor conservação ambiental da sua propriedade.

7. REFERÊNCIAS

ALAM, M. M. **Cabbage pests and their natural enemies in Barbados**. Barbados: 18th CFCS anual meeting, 1982.

CADOGAN, B.L. Biology and potential for incrase of *Hellula phidilealis* (Lepidoptera: Pyralidae) in Barbados. **Environmental Entomology**, v.12, p.1805-1807, 1983.

CARDOSO, M.O.; PAMPLONA, A.M.S.R.; MICHEREFF FILHO, M. Recomendações técnicas para o controle de lepidópteros-praga em couve e repolho no Amazonas. **Circular Técnico**, 35. EMBRAPA Amazônia Ocidental, Manaus, 15p., 2010.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, 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.

LANDRY, B.; ROQUE-ALBELO, L. The glaphyriinae (Lepidoptera: Pyralidae) of the Galapagos Islands, Ecuador, with keys to the neotropical species of *Hellula* Guenée. **Tijdschrift voor Entomologie**, v.151, p.193-203, 2008.

MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento). **Agrofit: sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 13 mai. 2014.

MAZETTO JUNIOR, J.C.; OLIVEIRA, A.R.C.; SOUZA JÚNIOR, M.N.; SILVA, C. A.; CAVALCANTI, P.P.; FERREIRA, A.F.; THULER, R.T. Ocorrência de *Hellula phidilealis* em plantas de brócolis submetidas a diferentes níveis de reposição de água. In: III SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA E INICIAÇÃO TECNOLÓGICA, 3., 2010, Uberaba. **Anais...** Uberaba: IFTM, 2010.

MUNROE, E. **The moths of America north of Mexico, Fascicle 13.1B: Pyralidae- Comprising Subfamilies Odontiinae, Glaphyriinae**. London: E.W. Classey Limited and R.B.D, 1972.

OLIVEIRA, A.R.C.; MAZETTO JUNIOR, J.C.; FERREIRA, A.F.; SOUZA JÚNIOR, M.N.; SILVA, C.A.; CAVALCANTI, P.P.; SANTANA, M.J.; THULER,

R.T. Diferentes níveis de reposição de água na ocorrência de *Hellula phidilealis* em plantas de repolho. In: III SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA E INICIAÇÃO TECNOLÓGICA, 3., 2010, Uberaba. **Anais...** Uberaba: IFTM, 2010.

PRASERTPHON, S. **Development of production and application of *Bacillus thuringiensis* Berliner in Thailand.** Bangkok: Dept. of Agriculture, Ministry of Agriculture and Cooperatives, 1975. p.4639.

RAZURI, V.; HINOSTROZA, F. Biología y comportamiento del "gusano del brote de la col" *Hellula undalis* Fab. (Lep.: Pyralidae). **Revista Peruana de Entomologia**, v.17, n.1, p.69-73, 1974.

RONDELLI, V. M.; MINAS, R. S. de; ROCHA, L. I. R.; OLIVEIRA, C. M. R.; BESTETE, L. R. Pulgões (*Myzus persicae* e *Macrosiphum euphorbiae*). In: MINAS, R. S. de; RONDELLI, V. M.; MELO, D. F.; OLIVEIRA, C. M. R.; BESTETE, L. R. **Solanáceas: abordagem das principais culturas e suas pragas.** Brasília: Kiron, 2013. p.215-224.

WATERHOUSE, D.F.; NORRIS, K.R. **Biological control: pacific prospects** supplement 1. Canberra: ACIAR Monograph, 1989. 125p.

LAGARTA-DAS-FOLHAS (*Spodoptera eridania*)

Débora Ferreira Melo Fragoso
José Romário de Carvalho
Adamastor Pereira Barros
Thais Coffler
Johnatan Jair de Paula Marchiori

1. INTRODUÇÃO

A lagarta-das-folhas, *Spodoptera eridania* (Cramer), também conhecida como “southern armyworm” ou “oruga militar del sur”, “lagarta-das-vagens”, “lagarta-militar-do-sul”, pertence à ordem Lepidoptera e à família Noctuidae. É nativa dos trópicos americanos e ocorre amplamente na América Central, América do Sul e Caribe (CAPINERA, 2005).

S. eridania é uma praga polífaga, sendo seus principais hospedeiros o algodoeiro, a soja, o tomateiro, feijão, corda-de-viola, entre outras plantas daninhas (SAVOIE 1988), cravo (GALLO et al., 2002), sorgo, hortaliças, plantas frutíferas (KING; SAUNDERS, 1984), milho (PITRE; HOGG 1983; KING; SAUNDERS 1984) MAÇÃ (NORA; REIS FILHO 1988; NORA; REIS; STUKER, 1989), beterraba, cenoura, feijão-caupi, berinjela, pimenta, batata, batata-doce, melancia, citros, amendoim, fumo, couve (CAPINERA 2005), repolho (CAPINERA 2005; MICHEREFF FILHO et al. 2006; MICHEREFF FILHO et al. 2008), fava (NUESSLY et al. 2004), girassol (MITCHELL 1984; CAPINERA 2005), crotalária (DIAS et al. 2009), bracinga, batatinha (GALLO et al., 2002; MATTANA;

FOERSTER 1988), mostarda-preta (WOLFSON, 1982), mostarda castanha (LI et al., 2000) e rosas (SÁNCHEZ-AGUIRRE, 1996; SANTOS 2001; SANTOS et al., 2010; SOUZA et al., 2014; CZEPAK et al., 2011; SANTOS; NEVES; MENEGUIM, 2005).

A lagarta das folhas pode utilizar plantas denominadas invasoras como hospedeiros secundários na ausência dos hospedeiros principais para sua manutenção temporária e existem casos em que o inseto tem preferência por plantas invasoras ao invés de plantas cultivadas (SOO HOO; FRAENKEL 1966, SCRIBER 1981).

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

Os adultos de *S. eridania* possuem hábito noturno e medem aproximadamente 40 mm de envergadura. Suas asas anteriores possuem coloração que variam de acinzentadas à marrons e possuem um ponto preto no centro. As asas posteriores são esbranquiçadas (Figura 1) (GALLO et al. 2002; CAPINERA, 2005).



Figura 1. Adulto de *Spodoptera eridania*.

Fonte: Miguel Michereff Filho (Michereff Filho et al. 2006).

Os machos possuem uma longevidade de 9,26 dias, enquanto as fêmeas de 11,02 dias, sendo que estas possuem em média um período de pré-oviposição e oviposição de 2,56 e 7,41 dias, respectivamente [VALVERDE; SARMIENTO (1986)].

As fêmeas ovipositam de 200 a 270 ovos e cada fêmea tem capacidade de colocar entre 935 a 1050 ovos em 5 dias (VALVERDE, 2007).

Os ovos (Figura 2) possuem as seguintes características de acordo com Valverde (2007); Capinera (2005) e Capinera (2001):

- São recobertos por escamas;
- Formato esférico;
- Verdes (escurecem no decorrer do desenvolvimento embrionário);
- 0,40 e 0,45 mm de diâmetro;

- 0,26 e 0,28 mm de altura;
- Possuem cerca de 50 nervuras delgadas que irradiam para fora a partir do centro do ovo;
- Cório fino;
- Micrópila formada por quatro aberturas micropilares;
- Roseta micropilar formada por 10 cerdas primárias e 20 a 21 cerdas secundárias;
- Período de incubação: 4 e 6 dias.



Figura 2. Ovos de *Spodoptera eridania*.
Fonte: Alexandre Specht (EFROM et al., 2013)

Após o período de incubação eclodem as lagartas (Figura 3) com as seguintes características (GALLO et al., 2002; CAPINERA, 2005):

- Coloração marrom, verde ou verde escuro;
- Linha longitudinal branca no dorso;
- Listra de coloração branca ou amarela que é interrompida por um ponto escuro no primeiro urômero em ambos os lados do corpo;

- Cápsula cefálica de coloração marrom claro ou marrom avermelhado uniforme;
- Triângulos escuros na face dorsal das lagartas;
- Quando totalmente desenvolvida mede cerca de 35 mm;
- Geralmente são encontradas na face inferior das folhas;
- São mais ativas a noite.



Figura 3. Lagarta de *Spodoptera eridania*.

Fonte: Lyle J. Buss (CAPINERA, 2014).

Esta fase do inseto compreende 6 instares, porém, esse número pode ser afetado dependendo do hospedeiro que ela se alimenta e das substâncias antibióticas ou impropriedades nutricionais inerentes a um determinado genótipo de planta ou mesmo fatores ambientais (LARA, 1991). Como exemplo tem-se que lagartas de *S. eridania* alimentadas com folhas de soja, cultivar Conquista e Santa Rosa podem atingir o 7º instar (SANTOS et al., 2005; PARRA et al., 1977).

O período larval dura normalmente de 14 a 34 dias e também pode variar de acordo com a planta hospedeira (Tabela 1).

Tabela 1 – Duração larval e pupal de *S. eridania* em diferentes hospedeiros.

Planta hospedeira	Período larval (dias)	Período pupal (dias)	Citação
Corda-de-viola (<i>Ipomoea acuminata</i>)	15,7	8,8	SANTOS NEVES; MENEGUIM, 2005
Algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i>)	15,9	8,4	
Soja (<i>Glycine max</i>)	18,3	8,9	
Batata doce (<i>Ipomoea batatas</i>)	18,1	-	MATTANA; FOERSTER (1988); FOERSTE; DIONISIO, 1989
Bracatinga (<i>Mimosa scabrella</i>)	32,0	7,6	
Planta daninha (<i>Amaranthus hybridus</i>)	16,2	-	VALVERD; SARMIENTO (1986)
Planta daninha (<i>Portulaca oleracea</i>)	20,5	-	
Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>), Cultivar Earlystone	19,4	-	
Batata doce (<i>Ipomoea batatas</i>) Cultivar Paramonguino	20,7	-	
Mucuna-preta (<i>Stizolobium aterrimum</i>)	21,50	3,00	JESUS et al., 2013
Feijão-guandu (<i>Cajanus cajan</i>)	21,50	3,50	
Feijão-de-porco (<i>Canavalia ensiformes</i>)	26,87	4,00	
Nabo-forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>)	19,78	4,80	
Crotalária (<i>Crotalaria juncea</i>)	19,71	4,40	
Morangueiro (<i>Fragaria</i> sp.)	34,6	12,2	BORTOLI et al., 2012
Videira (<i>Vitis</i> sp.)	26,7	11,9	
Soja (<i>G. max</i>) FMT Tabarana	15,9	11,4	FAVETTI BUTNARIUB; FOERSTE, 2015
Soja (<i>G. max</i>) Cultivar BRS/MT Pintado	15,0	11,3	
Soja (<i>G. max</i>) Cultivar FMT Tucunaré	16,4	11,2	
Soja (<i>G. max</i>) Cultivar Monsoy 8757	18,5	11,8	

Desta forma, nota-se que esse gênero está adaptado a diferentes espécies vegetais e é possível observar através da Tabela 1 que a fase larval de *S. eridania* é mais longa em soja e em algodão quando comparado à corda-de-viola, por exemplo.

Findo o período larval, esta direciona-se ao solo, onde se transforma em pupa (Figura 4). Estas, por sua vez, possuem coloração marrom e medem entre 16 a 18 mm de comprimento e 5 a 6 mm de largura. A duração desta fase varia de acordo com a

alimentação na fase de larva do inseto, porém em média varia entre 11 e 13 dias. Essa variação em dias é demonstrada na Tabela 1 (CAPINERA, 2005).



Figura 4. Pupa de *Spodoptera eridania*.
Fonte: Matt Edmonds (BUGGUIDE, 2009).

A duração total do ciclo do inseto ocorre em média entre 30 e 40 dias (Figura 5), variando de acordo com a planta hospedeira utilizada para a alimentação da lagarta (CAPINERA, 2005).



Figura 5. Ciclo completo de *Spodoptera eridania*.
 Fonte: SOUZA et al., 2014.

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

As lagartas de *S. eridania* cortam as plantas jovens na base do caule, causam desfolhamento e perfuram as estruturas reprodutivas (botões florais, flores, maçãs e vagens) (JESUS et al., 2013).

Na cultura do repolho (Figura 6), as lagartas atacam tanto as folhas da saia quanto aquelas mais externas da cabeça, deixando-as com aspecto rendilhado, perfurado ou apenas com a epiderme transparente. Além disso, quando as lagartas se tornam solitárias a partir do terceiro instar, penetram na cabeça do repolho, danificando-o profundamente (MICHEREFF FILHO et al., 2006; MICHEREFF FILHO et al., 2008).



Figura 6. Lagarta de *Spodoptera eridania* em folhas de repolho.
Fonte: Francisco Schmidt (MICHEREFF FILHO et al., 2006).

O potencial de injúria de *S. eridania* no repolho é comparativamente superior ao ocasionado pela traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae) e, as perdas tornam-se mais críticas pela ausência de táticas de controle efetivas para manejo dessa praga (MICHEREFF FILHO et al., 2006).

As lagartas atacam tanto as folhas da saia como a cabeça do repolho (Figura 7).



Figura 7. Danos de lagartas de *Spodoptera eridania* causadas em repolho.

Fonte: Miguel Michereff Filho (MICHEREFF FILHO et al., 2006).

Em campo, o produtor deve estar ciente do risco quando possui outras culturas adjacentes, pois vale ressaltar que se trata de um inseto polífago que pode causar danos em várias culturas.

Esta espécie não era de grande relevância, porém está sendo considerada como praga em alguns cultivos no cerrado do Brasil onde nessa região as lagartas migram para as plantas de soja, atacando as folhas, semelhante ao ataque de *Anticarsia gemmatilis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), podendo também se alimentar das vagens, danificando os grãos e ainda servindo de entrada para patógenos (GAZZONI; YORINORI, 1995). No fim de seu ciclo passam para as plantas daninhas que também servem como hospedeiro. Posteriormente, migram para outras culturas, ocasionando os danos (Santos et al., 2005).

Em maçã as fêmeas fazem postura nas folhas e frutos, onde nos primeiros ínstaes se alimentam das folhas e no último ínstar ataca diretamente os frutos (NORA et al., 1989)

Em morangueiro e videira as lagartas também causam danos em folhas e frutos e além disso devido à alimentação, abrem porta de entrada para patógenos que podem causar fermentação dos frutos (BORTOLI et al. 2012).

Na cultura do tomate, as injúrias causadas pelas lagartas de *S. eridania* são observadas desde o transplântio de plantas novas podendo se estender durante todo o desenvolvimento da cultura. Inicialmente as lagartas raspam o parênquima das folhas, e à medida que se desenvolvem podem atacar outras estruturas das plantas (CZEPAK et al. 2011), especialmente folhas e frutos (KING; SAUNDERS, 1984).

Em algodoeiro, as lagartas podem atacar folhas, botões florais e demais estruturas reprodutivas. Nessa cultura, tem seu período crítico entre os 50 e 110 dias após emergência das plantas (SANTOS, 2007; GUIA DE LAGARTAS DA SOJA, 2012).

4. AMOSTRAGEM

O tipo de amostragem vai depender da cultura em que está sendo avaliada. Por exemplo, para o ataque em folhosas pode ser utilizado o método do pano vertical, conforme Guedes et al. (2006), constituído de um pano branco de 1,0 metro de comprimento por 1,30 metros de largura, colocando o pano enrolado no espaço entre as fileiras da cultura, tomando cuidado de não perturbar os insetos. Posteriormente, abre-se o pano sobre uma fileira e deve sacudir vigorosamente as plantas da fileira adjacente sobre o pano, contando as lagartas. O nível de ação é de 30% de desfolha no estágio de desenvolvimento vegetativo e 15% de desfolha no estágio reprodutivo. Considerando a amostragem pelo método da batida de pano para contagem de insetos, o nível de ação é de 20 lagartas grandes (>1,5 cm) por metro (AGEITEC, 2015)

5. TÁTICAS DE CONTROLE

S. eridania é controlada basicamente por inseticidas, porém, devido ao avanço dessa praga, novos métodos de manejo têm sido empregados, como a utilização de inimigos naturais, organismos entomopatogênicos, entre outros.

Para a aplicação do manejo integrado de pragas de forma adequada, deve-se primeiramente identificar as espécies que estão ocorrendo na lavoura, principalmente distinguir a espécie *S. eridania* das demais espécies do gênero *Spodoptera*, pois um método que seja eficiente para algumas espécies desse complexo de pragas pode não ser eficiente para a lagarta-das-folhas.

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural, de acordo com Guimarães; Michereff Filho; Liz (2011), envolve o conhecimento agrônômico disponível, pois visa prever possíveis prejuízos e tentar evitá-los através da utilização de boas práticas agrícolas de forma preventiva.

Desta forma, este método de controle deve ser implantado desde a escolha da área para o plantio até a pós-colheita. Como por exemplo, a escolha da área adequada, que deve ser isolada de outras brássicas para evitar a infestação de pragas; eliminação de plantas daninhas, uma vez que esta praga se instala nessas plantas infestantes como hospedeiro alternativo; utilização de cercas vivas que atuam como barreira evitando assim a dispersão dos insetos pelo vento e ficar atento quanto a uma adequada adubação do solo e irrigação (GUIMARÃES; MICHEREFF FILHO; LIZ, 2011).

A utilização de mudas sadias evita a entrada de ovos ou lagartas na área, e rotação de culturas faz com que essa praga não permaneça na área, já que esta espécie tem facilidade de migrar de uma cultura para a outra, utilizando-a como fonte de alimento para completar seu ciclo biológico.

5.2. CONTROLE MECÂNICO

O esmagamento dos ovos e a catação manual das lagartas presentes nas plantas pode ser uma tática utilizada em pequenas plantações.

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

A utilização do controle biológico no manejo de *S. eridania* ainda é dependente de muitos estudos, porém, alguns parasitoides merecem destaque: *Winthenia reliqua* Cortés & Campos (Diptera: Tachinidae), *Cotesia marginiventris* (Cresson), *Chelonus insularis* Cresson, *Rogas vaughani* Muesebeck (Hymenoptera: Braconidae), *Campoletis perdincta* Viereck (Hymenoptera: Ichneumonidae) e *Euplectrus platyhypenae* Howard (Hymenoptera: Eulophidae) (HUIZA; LOAYZA, 1992). Entre os predadores estão: *Chrysoperla externa* Hagen, *Plesiochrysa paesleri* Navas (Neuroptera: Chrysopidae), *Geocoris punctipes* Say (Hemiptera: Lygaeidae), *Nabis punctipennis* Blanchard (Hemiptera: Nabidae), *Paratriphleps laeviusculus* Champion, *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthracoridae), *Podisus* sp. (Hemiptera: Pentatomidae), *Zelus nugax* Stål (Hemiptera: Reduviidae), *Aknisus* sp. (Hemiptera: Neididae), *Megacephala* sp. (Coleoptera: Cicindellidae) e *Calosoma* sp. (Coleoptera: Carabidae) (HUIZA; LOAYZA, 1992).

O fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin foi eficiente no controle de lagartas de *S. eridania* na cultura do repolho (MICHEREFF FILHO et al., 2006).

Os produtos à base de *B. thuringiensis kurstaki* (Dipel SC, nas doses de 500, 750 e 1000 mL ha⁻¹) e *B. thuringiensis aizawai* (XenTari, nas doses de 200, 400 e 600 g ha⁻¹) causaram entre 88 e 100% de mortalidade de lagartas de primeiro e terceiro instar de *S. eridania* após 84 horas do tratamento (Pereira et al. 2009)

De acordo com Navon (1983), as espécies deste gênero não são sensíveis às linhagens comerciais de *B. thuringiensis kurstaki*. No entanto, os isolados de *B. thuringiensis aizawai* são considerados particularmente ativos contra lagartas de *Spodoptera* spp. (BEEGLE; YAMAMOTO, 1992; PEREIRA et al., 2009)

Em relação às endotoxinas de *B. thuringiensis*, atualmente bastante utilizadas em plantas transgênicas para controle de pragas agrícolas, a proteína Cry2Aa purificada foi aquela que se mostrou mais eficiente na mortalidade de lagartas de *S. eridania*, enquanto Cry1Aa, Cry1Ab e Cry1Ac foram as toxinas menos eficientes para essa espécie (SANTOS et al., 2009).

Para o controle efetivo da praga deve-se iniciar as pulverizações nos primeiros sinais de ataque às folhas da saia do repolho e quando as lagartas ainda forem pequenas, bem como o jato de pulverização deve ser direcionado para a face inferior das folhas da saia e para o interior da cabeça do repolho (MICHEREFF Filho et al., 2006).

Dentre os vírus entomopatogênicos, o vírus de poliedrose nuclear (VPN) denominado SpocVPN ocorre no agroecossistema atuando no controle natural de lagartas do gênero *Spodoptera* (ZEDDAM et al., 1998). Em condições de laboratório,

SpocVPN demonstrou alta patogenicidade a *S. eridania*, e pode ser uma boa alternativa como agente de controle microbiano a essa praga (ZEDDAM et al., 1999).

5.4 PLANTAS GENETICAMENTE MODIFICADAS

O uso de híbridos resistentes à insetos tem ocupado grande espaço no cenário nacional e mundial, por ser uma eficiente tática do manejo integrado de pragas (JAMES, 2009). O milho geneticamente modificado resistente à pragas expressa a proteína inseticida da bactéria *Bacillus thuringiensis* Berlinier (Bt) no tecido da planta. Esse advento tecnológico foi desenvolvido principalmente para o controle de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), porém também pode apresentar impacto sobre outros lepidópteros-praga (VAN DEN BERG; WYK, (2007).

Embora essa ferramenta seja bastante eficiente na regulação populacional da praga-alvo, a redução no uso de agrotóxicos pode favorecer a incidência de pragas-não-alvo. Assim, produtores tem observado o crescimento populacional de *S. eridania* em lavouras de milho, principalmente nas áreas onde cultiva-se a tecnologia Bt. Esse fato tem deixado os produtores em alerta, pois o inseto pode estar encontrando condições favoráveis nas lavouras de milho Bt para o seu desenvolvimento. As razões que podem favorecer o crescimento populacional de pragas não-alvo são o menor uso de inseticidas e também a menor competição por alimento com outras pragas (ZEILINGER et al., 2011).

5.5. CONTROLE COM FITOQUÍMICOS

A diversidade da flora brasileira apresenta um imenso potencial para a produção de compostos secundários, podendo ser utilizados como inseticidas e/ou repelentes de insetos (FAZOLIN et al., 2002), porém poucos extratos foram testados para auxiliar no manejo de *S. eridania*, dentre eles o extrato aquoso de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden incorporado à dieta artificial causou 100% de mortalidade de lagartas de *S. eridania*. Além dessa espécie vegetal, o extrato aquoso de *Capsicum baccatum* L. causou mortalidade acima de 60% das lagartas, reduziu o peso de lagartas e pupas, porém proporcionou alongamento da fase larval (HASS-COSTA et al., 2012).

O óleo de mamona (*Ricinus communis*) L. quando aplicado na concentração de 5% (v/v ou m/v) em pulverização simultânea sobre lagartas e o alimento (folíolos de tomate cultivar “Santa Clara”) possibilitou uma mortalidade de 38,3%, das lagartas de *S. eridania* enquanto que para a fração óleo livre das substâncias solúveis em solução salina (OLSS) foi 12,8%. (CARVALHO et al., 2013).

Em testes sem chance de escolha, *S. eridania*, apresentou 87% de redução alimentar e consequentemente menor ganho de peso quando alimentada com folhas de abóbora tratadas com extratos etanólicos de *Artemisia annua* L. (MAGGI et al., 2005).

O produto comercial à base de óleo de amêndoas de nim, *Azadirachta indica* A. Juss., a 0,5% e o extrato aquoso de folhas de nim a 20% se mostraram eficientes no controle de lagartas de *S. eridania* na cultura do repolho (MICHEREFF FILHO et al., 2006).

5.5. CONTROLE QUÍMICO

Basicamente, como forma de controle químico são utilizados inseticidas fosforados, carbamatos, piretróides e reguladores de crescimento (GALLO et al., 2002), porém esses inseticidas são utilizados como medida emergencial, pois não há nenhum inseticida registrado para *S. eridania* (PAPA; CELOTO 2011; MAPA, 2014)

Em estudos realizados em lagartas de *S. eridania*, os produtos metoxifenozida e clorantraniliprole apresentam potencial de redução da população, na cultura da soja e um menor volume de calda de aplicação (75 L ha⁻¹) propicia melhor controle (PEREIRA et al., 2012).

Em algodoeiro os inseticidas thiodicarbe (Larvin 800 WG) 400 g; flubendiamide (Belt) 48; 57,6 e 72 g e espinosade (Tracer) 48 g i.a. ha⁻¹ aos 3; 7 e 12 dias após a aplicação, apresentaram eficiência igual ou superior a 80% no controle de *S. eridania* (BELLETTINI et al., 2011).

Vassallo et al. (2014) deram destaque para os inseticidas RevoluxTM e IntrepidTM para a cultura da soja, quando aos 3 DAA atingiram controle superior a 91%.

Mais dados referentes a utilização de inseticidas para o manejo de *S. eridania* podem ser verificados no site do Agrofit disponibilizado pelo Ministério da Agricultura: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons.

6. CONCLUSÃO

O surgimento recente de *S. eridania* como praga em alguns cultivos no Brasil tem feito com que táticas emergenciais de controle tenham sido utilizadas. Porém, vale ressaltar a importância de um manejo preventivo que adote práticas que venham a agredir menos o meio ambiente, com o intuito de manter na área os inimigos naturais, sendo este um dos requisitos básicos no manejo fitossanitário de pragas.

7. REFERÊNCIAS

AGENCIA EMBRAPA DE INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA (AGEITEC).

Árvore do conhecimento: soja. 2015. Disponível em:

<<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/soja/arvore/CONT000fznzu9ib02wx5ok0cpoo6achc3ixw.html>. > Acesso em: 11 set. 2015.

BEEGLE, C. B.; YAMAMOTO, T. Invitation paper (C.P. Alexander Fund): history of *Bacillus thuringiensis* Berliner research and development. **Canadian Entomologist**, v. 124, n. 4, p. 587-616, 1992.

BELLETTINI, S.; BELLETTINI, N. M. T.; BRITO NETO, A. J. DE; BELLETTINI, R.; SANTOS, G. M. G. DOS; FERREIRA, O. U. A.; FONTES, T. B. Efeito de inseticidas no controle de *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) no algodoeiro. Congresso Brasileiro de Algodão, 8. CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 8.; COTTON EXPO, 1., 2011, São Paulo. Evolução da cadeia para construção de um setor forte: **Anais**. Campina Grande, PB: Embrapa Algodão, 2011. p.153-157.

BORTOLI, L. C.; BERTIN, A.; EFROM, C. F. S.; BOTTON, M. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) em morangueiro e videira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, p.1068-1073, 2012.

BUGGUIDE. **Pupa *Spodoptera***. 2009. Disponível em:

<<http://bugguide.net/node/view/251247/bgimage>>. Acesso em: 09 set. 2014.

CAPINERA J. L. **Handbook of vegetables pests**. Academic Press. New York, 2001.

CAPINERA, J. L. **Featured creatures**. University of Florida. Copyright University of Florida, 2014 Disponível em:
<http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/southern_armyworm.htm>. Acesso em 11 set. 2015.

CAPINERA, J. L. **Southern armyworm, *Spodoptera eridania* (Cramer) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae)**. University of Florida. 2005. Disponível em:
<[59el59://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/southern_armyworm.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/southern_armyworm.htm)>. Acesso em: 14 set. 2015.

CARVALHO, J. R. DE; ZAGO, H. B.; QUADROS, I. P. DA S.; PRATISSOLI, D.; QUEIROZ, V. T. de. **Atividade inseticida de extratos aquosos de torta e óleo de mamona sobre *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 13º SICONBIOL. 2013

COTTON EXPO, 1., 2011, São Paulo. Evolução da cadeia para construção de um setor forte: **Anais**. Campina Grande, PB: Embrapa Algodão, 2011. p.153-157. (CD-ROM)

CZEPAK C.; SILVA A.; MOUZINHO M.; BERNARDINO M. ***Spodoptera* no tomate industrial**. 2011 Disponível em:
<<http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=24939&secao=Sanidade%20Vegetal>>. Acesso em: 14 set. 2015.

DIAS, N. S.; MICHELETTI, S. M. F. B.; TOURINHO, L. L.; RODRIGUES, V. M. Primeiro registro de ocorrência de *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae) atacando crotalária no Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Caatinga**, v. 22, n. 1, p. 01-03, 2009.

EFROM, C. F. S.; BORTOLI, L. C.; BERTIN, A.; SPECHT, A.; BOTTON, M. **Bioecologia e Controle de *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae) em Videira no Rio Grande do Sul**. Comunicado técnico 150. Embrapa: Bento Gonçalves, 2013.

FAVETTI, B. M.; BUTNARIUB, A. R.; FOERSTE, L. A. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, p. 89-95, 2015.

FAZOLIN, M.; ESTRELA, J. L. V.; LIMA, A. P. D.; ARGOLO, V. M. Avaliação de plantas com potencial inseticida no controle da vaquinha-do-feijoeiro (*Cerotoma tingomarianus* Bechný). **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento Embrapa**, v.37, p.1-42, 2002.

FOERSTER, L. A.; DIONÍSIO, A. L. M. Necessidades térmicas de *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) (Lepidoptera: Noctuidae) em Bracatinga (*Mimosa scabrella* BENTHAM) (Leguminosae). , Bracatinga (*Mimosa scabrella* Benthham) (Leguminosae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v.18, p. 145-154, 1989.

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.

GAZZONI, D. L.; YORINORI, J. T. **Manual de identificação de pragas e doenças da soja**. Brasília: EMBRAPA – SPI, 1995. 128 p. (Manuais de identificação de pragas e doenças, 1).

GUEDES, J. V. C.; FARIAS, J. R.; GUARESCHI, A.; ROGGIA, S.; LORENTZ, L. H. Capacidade de coleta de dois métodos de amostragem de insetos-praga da soja em diferentes espaçamentos entre linhas. **Ciência Rural**, v.36, n.4, p.1299-1302, 2006.

GUIA DE LAGARTAS DA SOJA, TECNOLOGIA E PRODUÇÃO: Soja e Milho 2011/2012, Estudo Jaboticabal e EMBRAPA. 2012. Disponível em: <<http://bayercontralagartas.com.br/portal/pragas/spodoptera/>>. Acesso em 11 set. 2015.

GUIMARÃES, J. A.; MICHEREFF FILHO, M.; LIZ, R. S. de. **Manejo de pragas em campos de produção de sementes de hortaliças**. Circular técnica 94. Embrapa: Brasília, 2011.

HASS-COSTA, J.; MORCELLI, S. V. K.; HAIDA, K. S.; PIRES, E.; GARCIA, B. C.; ALVES, L. F. A. Avaliação de extratos vegetais aquosos sobre *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae). **BioAssay**, v.7: p.1-4. 2012.

HUIZA, I. R.; LOAYZA, R. M. Los controladores biológicos de *Spodoptera eridania* (Cramer) em la costa central de Perú. **Revista Peruana de Entomología**, v.35, p. 121-124, 1992.

JAMES, C. **Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops**: ISAAA Brief N. 41. ISAAA: Ithaca, New York. 2009.

JESUS, F. G. DE; SOUSA, P. V. DE; MACHADO, B. R.; PEREIRA, A. I. de A.; ALVES, G. C. S. Desenvolvimento de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros. Arquivos do Instituto Biológico, v.80, n.4, p. 430-435, 2013.

KING, A. B. S.; SAUNDERS, J. L. **The invertebrate pests of annual food crops in Central America**. Overseas Development Administration London: 1984, 166p.

LARA, F. M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. 2. Ed. São Paulo: Ícone, 1991. 336 p.

LI, Q.; EIGENBRODE, S. D.; STRINGAM, G. R.; THIAGARAJAH, M. R. Feeding and growth of *Plutella xylostella* and *Spodoptera eridania* on *Brassica juncea* with varying glucosinolate concentrations and myrosinase activities. **Journal of Chemical Ecology**, v.26, n.10, 2000.

MAGGI, M. E.; MANGEAUD, A.; CARPINELLA, M. C; FERRAYOLI, C. G. ; VALLADARES, G. R.; PALACIOS, S. M. *Epilachna paenulata* and *Spodoptera eridania*. **Journal of Chemical Ecology**, v. 31, n. 7, p. 1527-1536, 2005.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2014. **AGROFIT**: sistema de agrotóxicos fitossanitários. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 15 set. 2015.

MATTANA, A. L.; FOERSTER, L. A. Ciclo de vida de *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) (Lepidoptera: Noctuidae) em um novo hospedeiro, Bracatinga (*Mimosa scabrella* Benthham) (Leguminosae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v.17, p. 173-183, 1988.

MICHEREFF FILHO, M. L.; TABOSA, N. A.; NUNES, M. U. C.; ALMEIDA, S. N.; SANTOS, M. S. dos. **Produtos para controle de *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae) em cultivo orgânico de repolho**. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 146. Embrapa: Brasília, 2006.

MICHEREFF FILHO, M.; TORRES, J. B.; ANDRADE, L. N. T.; NUNES, M. U. C. Effect of some biorational insecticides on *Spodoptera eridania* in organic cabbage. **Pest Management Science**, v. 64, p. 761-767, 2008.

MITCHELL, E. R. Damage of sunflower by the Southern armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). **Florida Entomologist**, v. 67, p. 273-277, 1984.

NAVON, A. Control of lepidopteran pests with *Bacillus thuringiensis*. In: ENTWISTLE, P. F. et al. ***Bacillus thuringiensis*, an environmental biopesticide: theory and practice**. Chichester: John Wiley & Sons, 1993. p. 125- 146.

NORA, I.; REIS FILHO, W. Damage to Apple (*Malus domestica*, Bork.) caused by *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae). **Acta Horticulturae**, v. 232, p. 209-212, 1988.

NORA, I.; REIS FILHO, W.; H. STUKER. **Danos de lagartas em frutos e folhas da macieira**: mudanças no agroecossistema ocasionam o surgimento de insetos indesejados nos pomares. **Agropecuária Catarinense**, v. 2, p.54-55, 1989.

NORA, I.; REIS FILHO, W.; STUKER, H. Danos de lagartas em frutos e folhas de macieira: mudanças no agroecossistema ocasionam o surgimento de insetos indesejados nos pomares. **Agropecuária Catarinense**, v. 2, n. 1, p. 54- 55, 1989.

NUESSLY, G. S.; HENTZ, M. G.; BEIRIGER, R.; SCULLY, B. T. Insects associated with faba bean, *Vicia faba* (Fabales: Fabaceae), in Southern Florida. **Florida Entomologist**, v. 87, n. 2, p. 204-211, 2004.

PAPA, G.; CELOTO, F. J., Inseticida ao dessecar? **Cultivar Grandes Culturas**, v.142, p.22-24, 2011.

PARRA, J. R. P.; PRECETTI, A. A. C. M.; KASTEN JR., P. Aspectos biológicos de *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) (Lepidoptera, Noctuidae) em soja e algodoeiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 6, n. 2, p. 147-155, 1977.

PEREIRA, J. M.; SEIL, A. H.; OLIVEIRA, M. F.; BRUSTOLIN, C.; FERNANDES, P. M., Mortalidade de lagartas de *Spodoptera eridania* (Cramer) pela utilização de *Bacillus thuringiensis* (Berliner). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.39, p.140-143, 2009.

PEREIRA, J. M.; SEIL, AL. H.; OLIVEIRA, M. F.; BRUSTOLIN, C.; FERNANDES, P. M. Mortalidade de lagartas de *Spodoptera eridania* (Cramer) pela utilização de *Bacillus thuringiensis* (Berliner). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 39, n. 2, p. 140-143, 2009.

PEREIRA, M. F. A.; TOKUDA, F. S.; JUSTINIANO, W.; JOSÉ, M. Eficiência de inseticidas e volumes de calda, no manejo de *Spodoptera eridania*, na cultura da soja. **Pesquisa & Tecnologia**, vol. 9, n. 1, 2012.

PITRE, H. N.; HOGG, D. B. Development of the fall armyworm on cotton, soybean and corn. **Journal of the Georgia Entomological Society**, v. 18, p.182-187, 1983.

SÁNCHEZ-AGUIRRE, R. *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae) em rosales cultivados em el Valle Chillón. **Revista Peruana de Entomología**, v.38, p.82, 1996.

SANTOS, K. B. Caracterização dos danos de *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) a estruturas de algodoeiro. **Neotropical Entomology**, v.39, n.4, p.626-631, 2010.

SANTOS, K. B. dos; MENEGUIM, A. M.; SANTOS, W. J dos; NEVES, P. M. O. J.; SANTOS, R. B. dos. Caracterização dos danos de *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) a estruturas de algodoeiro. **Neotropical Entomology**, v.39, n.4, p.626-631, 2010.

SANTOS, K. B.; NEVES, P. J.; MENEGUIM, A. M. Biologia de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros. **Neotropical Entomology**, n.34, p.903- 910, 2005.

SANTOS, K. B.; NEVES, P. J.; MENEGUIM, A. M. Biologia de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 6, p. 903-910, 2005.

SANTOS, K. B.; NEVES, P. J.; MENEGUIM, A. M.; SANTOS, R. B.; SANTOS, W. J.; VILLAS BOAS, G.; DUMAS, V.; MARTINS, E.; PRAÇA, L. B.; QUEIROZ, P.; BERRY, C.; MONNERAT, R. Selection and characterization of th *Bacillus thuringiensis* strains toxic to *Spodoptera eridania* (Cramer), *Spodoptera cosmioides* (Walker) and *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Biological Control**, v.50, p. 157-163, 2009.

SANTOS, W. J. Identificação, biologia, amostragem e controle das pragas do algodoeiro, p. 181-203. In: Embrapa Agropecuária Oeste. **Algodão: tecnologia de produção/** Embrapa Agropecuária Oeste; Embrapa Algodão. Dourados, Embrapa Agropecuária Oeste, 2001, 296p.

SANTOS, W. J. Manejo das pragas do algodão com destaque para o cerrado brasileiro, p. 403-478. In: Freire, E.C. (Ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Brasília, Associação Brasileira dos Produtores de Algodão, 2007, 918p.

SAVOIE, K. L. Selective feeding by species of *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae) in a bean field with minimum tillage. **Turrialba**, v. 38, p. 67-70, 1988.

SCRIBER, J. M. Sequential diets, metabolic costs and growth of *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae) feeding upon dill, lima bean and cabbage. **Oecologia**, v.51, p.175-180, 1981.

SOO HOO, C. F.; FRAENKEL, G. The selection of food plants in a polyphagous insect, *Prodenia eridania*(Cramer). **Journal of Insect Physiology**, v.12, p. 693-709, 1966.

SOUZA, B. H. S. de; COSTA, E. N.; SILVA, A. G. da; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Aspectos bionômicos de *Spodoptera eridania* (Cramer): uma praga em expansão na cultura da soja na região do Cerrado Brasileiro. **EntomoBrasilis**, v.7, n.2, p.75-80, 2014.

SOUZA, B. H. S. de; COSTA, E. N.; SILVA, A. G. da; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Aspectos Bionômicos de *Spodoptera eridania* (Cramer): uma praga em expansão na cultura da soja na Região do Cerrado Brasileiro. **EntomoBrasilis**, v.7, n.2, p. 75-80, 2014.

VALVERDE, A. C.; SARMIENTO, J. M. Efecto de cuatro plantas hospedadoras em la biología de *Spodoptera eridania*. **Revista Peruana de Entomología**, v.29, p.55-60, 1986.

VANDENBERG, J.; VAN WYK, A. The effect of Bt maize on *Sesamia calamistis* in South Africa. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. Ed.12, 2007, p.45-51.

VASSALLO, C. N.; FANELA, T. L. M.; PAVAN, L. A.; MÜLLER, C.; WAGNER, R.; VALERIANO, R. **Eficiência dos inseticidas RevolutTM e IntrepidTM no controle de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura da soja**. XXV Congresso Brasileiro de Entomologia. 2014.

WOLFSON, J. L. Developmental responses of *Pieris rapae* and *Spodoptera eridania* to environmentally induced variation in *Brassica nigra*. *Environmental Entomology*, v. 11, p. 207–213, 1982.

ZEDDAM, J. L., CABRERA, J.; VARGAS, Z.; GÓMEZ, H. Aislamiento y caracterización de um vírus de poliedrosis nuclear patogênico a *Spodoptera eridania* (Lep.: Noctuidae). **Revista Peruana de Entomología**, v.40, p.63-70,1998.

ZEDDAM, J. L.; LUNA, J.; CABRERA-LA ROSA, J. C.; VARGAS, Z. Características biológicas y diagnóstico inmunológico de um vírus de poliedrosis nuclear de *Spodoptera eridania* (Stoll) (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Peruana de Entomología**, v. 40, p. 158-163. 1999.

ZEILINGER, A. R.; OLSON, D. M.; ANDOW, D. A. Competition between sting bug and heliothine caterpillar pests on cotton at within-plant spatial scales. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. 2011. Ed.141, p.59-70.

MOSCA MINADORA (*Liriomyza* sp.)

José Romário de Carvalho
Adamastor Pereira Barros
Débora Ferreira Melo Fragoso
Fernanda Pereira Andrade
Tatiane Pereira Cofler

1. INTRODUÇÃO

A mosca-minadora é um inseto pertencente à ordem Diptera, família Agromyzidae, que também é conhecida vulgarmente como minadora ou riscadeira, é umas das principais do gênero *Liriomyza*. É originária das Américas, porém, há relatos de grandes prejuízos desde Europa, África, Ásia e ilhas da Oceania (RAUF; SHEPARD; JOHNSON, 2000; CAPINERA, 2001).

O gênero *Liriomyza* é composto por 376 espécies, entre as quais se encontram *L. huidobrensis* (Blanchard), *L. sativae* Blanchard e *L. trifolii* (Burgess), que possuem distribuição geográfica em todo continente Americano. No Brasil, estas três espécies ocorrem naturalmente em quase todos os Estados, atacando mais de 25 famílias de plantas (GUIMARÃES et al., 2009; ARAÚJO et al., 2013; MUSUNDIRE et al., 2012).

A principal característica da mosca-minadora é provocar galerias nas folhas de seus hospedeiros, provocando danos graves para muitas culturas (GALLO et al., 2002). Na fase adulta realiza puncturas para alimentação/oviposição. As larvas eclodem dentro da folha e apresentam como principal fonte de alimentação na fase imatura o

mesófilo foliar. O ataque causa prejuízo nas folhas, acarretando na redução da área fotossintética e a produção de metabólitos por parte da planta ficam comprometidos (GALLO et al., 2002; GUIMARÃES et al., 2009; PRATISSOLI et al., 2015).

Diante do exposto, neste capítulo será abordado aspectos morfológicos, hábitos e biologia, injúrias e sintomatologia, amostragem, bem como, táticas de manejo da mosca-minadora, *Liriomyza* spp.

2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS, HÁBITOS E BIOLOGIA

As moscas da Família Agromyzidae, são geralmente de cor preta ou cinzenta, medem menos de 2 mm de comprimento e são caracterizadas pela cor amarela, as asas não possuem cores e são nervuradas (Figura 1). Os ovos são depositados por meio de puncturas sobre a superfície adaxial do tecido foliar (Figura 1B). No interior do mesófilo foliar as minas são confeccionadas inicialmente são finas e estreitas com curvas sinuosas, tornando-se espessa ao longo do crescimento da larva. Em algumas espécies as minas provocadas nas folhas são de formato irregular (CAPINIERA, 2001).



Figura 1. Adultos de *Liriomyza* sp. Vista dorsal do adulto (A) e vista lateral destacando o momento de oviposição (B). Fontes: A – Próprios autores; * B – Disponível em: <<http://www7.inra.fr/hyppz/IMAGES/7032091.jpg>>.

As larvas desenvolvem-se no interior do tecido foliar dos seus hospedeiros até o rompimento da epiderme foliar, onde a larva é caracterizada como pré-pupa onde procura abrigo da luz, em direção à parte abaxial das folhas ou para o solo onde realiza a formação de pupa (Figura 2). Após a fase imatura a mosca emerge da pupa ainda sem apresentar a abertura das asas. As moscas conseguem realizar a abertura de suas asas e a maturação sexual dentro de algumas horas. Estes adultos por meio de puncturas de alimentação realizadas no tecido foliar alimentam-se do conteúdo celular do mesófilo. Os adultos vivem de uma a duas semanas, as fêmeas realizam posturas endofíticas tanto na face abaxial (inferior) quanto adaxial (superior) das folhas hospedeiras (ARAUJO et al., 2013; OLIVEIRA, 2014; PARRELLA, 1987).



Figura 2. Larva desenvolvida de *Liriomyza* sp. dentro de uma galeria (A) e envoltório pupal (B). Fontes: Próprios autores.

Dentro da Família Agromizidae, o gênero *Liriomyza* é o que apresenta uma maior diversidade de hospedeiros. As espécies de origem nas Américas são *Liriomyza trifolii*, *L. sativae* e *L. huidobrensis*, sendo estas espécies, até o presente momento, responsáveis por perdas em bastantes espécies de interesse econômico. Estes insetos são cosmopolitas e conseguem dispersar-se pelos continentes pela comercialização de plantas ornamentais e hortaliças (FERREIRA, 2014; EFSA, 2012; GALLO et al., 2002).

A ocorrência dessas espécies causando prejuízo em boa parte do Brasil se dá por conta de procedimentos falhos em seu controle, a ausência de taxonomistas especializados na classificação desta praga dificultou estudos posteriores. No entanto são ainda poucos os estudos que envolvem essas espécies de *Liriomyza* no Brasil (FERNANDES, 2004; FERREIRA, 2014).

No Brasil, *Liriomyza sativae* desenvolve-se bem em temperaturas que variam de 15°C a 32°C, desde a região nordeste do País até as áreas do Sul do Brasil onde o clima é bem ameno (LIMA, 2009). No entanto *Liriomyza huidobrensis* possui a capacidade de desenvolver-se em temperaturas com amplitude entre 17,5°C e 27,5°C

(HONG, 2001). O ciclo de vida desta espécie nas temperaturas mais quentes (25°C - 30°C) nas fases de larva e ovo é de 7 a 9 dias. Já durante o período de pupa a duração dessas fases é de outros 7 a 9 dias nestas mesmas temperaturas. Quanto submetidos a temperaturas de 15°C todo o ciclo alonga-se para 25 dias, em condições ótimas o tempo de 15 dias é suficiente para este completar seu ciclo (CAPINERA, 2014).

A *L. trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae), possui comportamento alimentar similar à *L. sativae*. Essa por sua vez é bastante confundida em trabalhos de taxonomia de insetos, pelo hábito comportamental de confecção das galerias serem bastante similar entre essas duas espécies. O ciclo é semelhante ao de *L. sativae* e *L. huidobrensis*, onde em condições de laboratório em sala climatizada (27 ± 2 °C, 75 $\pm$ 10% UR e fotofase de 12 h) o inseto apresenta a fase imatura com duração de 3,63 dias, o período pupal de 7,2 dias. O adulto macho vive cerca de 8,59 dias e fêmeas vivendo 11,45 dias (ARAUJO et al., 2007; NOGUEIRA, 2012; PARRELLA, 1987).

De um modo geral *Liriomyza* spp. permanece hospedada nos tecidos foliares por cerca de uma semana, e em seguida permanece na face abaxial das folhas ou no solo. Esse comportamento do inseto faz com que ele consiga sobreviver protegido em sua fase imatura no interior do mesófilo foliar (GALLO et al., 2002).

3. INJÚRIAS E SINTOMATOLOGIA

Em espécies de Brássicas que possuem importância econômica, estes insetos são responsáveis por danos indiretos e danos diretos nas plantas hospedeiras como classifica Musgrave, Poe e Bernette (1975). O dano provocado pela *Liriomyza* spp. é direto quando decorrente da redução da área foliar por meio de galerias

confeccionadas pelas larvas (Figura 3A) e a realização de puncturas pelas fêmeas adultas (Figura 3B e Figura 4). Os danos indiretos são caracterizados pela redução dos sólidos solúveis, da área fotossintética e devido de as puncturas servirem de porta de entrada para os patógenos oportunistas (NOGUEIRA, 2012).

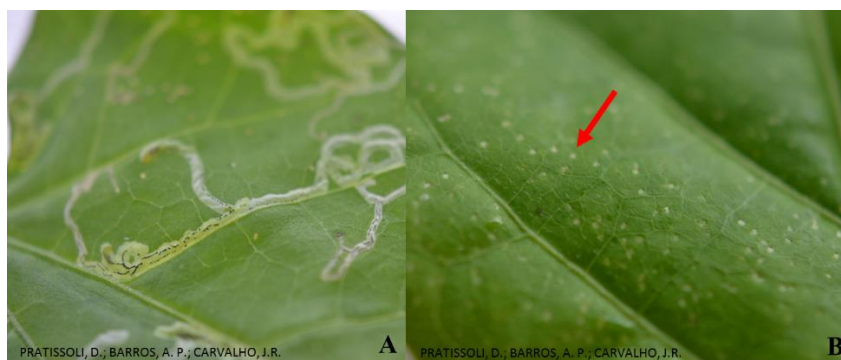


Figura 3. Galerias provocadas por larvas de *Liriomyza* sp. (A) e puncturas causadas pelos adultos (B). Fontes: Próprios autores.



Figura 4. Danos de puncturas de alimentação e oviposição provocados por *Liriomyza* sp. em folhas de couve-flor (*Brassica oleracea* L.). Fonte: J. Lotz (STECK, 1999).

Diante disto Nogueira (2012) relata que a redução da área foliar fotossintética e a abertura de acesso para patógenos oportunistas, estresse hídrico, depreciação do produto comercial pelas minas/galerias formadas no tecido foliar, uma vez que as folhas apresentam queimaduras quando as minas são expostas à luz solar e a causam o secamento foliar, são os danos mais evidentes e preocupantes que este inseto pode estar trazendo caso não controlado o seu ataque.

O ataque das moscas-minadoras em Brássicas podem possibilitar a entrada de fitopatógenos, o que pode acarretar em grandes prejuízos econômicos, uma vez que estes insetos são possíveis transmissores indiretos de fungo e bactérias, como *Alternaria cucumerina* e *Pseudomonas chichorii*, respectivamente (BROADBENT et.al., 1990; VEGA et.al., 2003).

4. AMOSTRAGEM

Para realização da amostragem são consideradas como hospedeiros de *Liriomyza* spp. as seguintes Brássicas de importância econômica no Brasil: couve (*Brassica oleracea*), couve chinesa (*Brassica perkinensis*) e couve-da-malásia (*Brassica chinensis*) (PETCHARAT et al., 2002), mostarda (*Brassica juncea*) (WEI et al., 2000), rabanete (*Raphanus sativus*) (CHEN et al., 2003), rúcula (*Eruca sativa*) (GENÇER, 2009), e a colza ou canola (*Brassica napus*) (RIBEIRO et al., 2008).

No entanto o monitoramento deve ser realizado com um auxílio de uma lupa de bolso e bloco de anotações. A periodicidade é a cada 3 dias a fim de evitar o aparecimento de novos focos de infestação, em áreas menores que 2,5 ha deve-se examinar 20 plantas, uma a duas folhas em formação completamente abertas (em diferentes pontos amostrais) com o registro de larvas/minas por folhas e do número de plantas

atacadas. Em hortas maiores, entre 2,5 ha a 5,0 ha, deve-se avaliar 40 plantas seguindo a mesma metodologia (GUIMARÃES et al., 2009; DIAS; RESENDE, 2010).

As medidas de controle para evitar prejuízos econômicos devem ser tomadas quando o nível de ataque da praga na lavoura chegar a 10% das plantas (FONTES, 2005). No Brasil, Guimarães et al. (2009) relatam que se tem recomendado medidas de controle da mosca-minadora quando forem amostradas 4 larvas ou 10 adultos em 20 folhas de hospedeiros de meloeiro *Cucumis melo*.

5. TÁTICAS DE CONTROLE

Trata-se de um inseto de difícil controle devido ao seu hábito de alimentação polífago e por ficar hospedada desde a fase ovo até a pré-pupa no mesófilo foliar, característica essa que torna sua visualização e controle um tanto dificultoso. No entanto é possível apenas detectar a praga com os danos iniciais instaurados. Além disso, o fato de as larvas completarem o ciclo fora das folhas e tornarem-se pupas fora da folha fazem com que a mosca minadora colonize a área por mais tempo e consiga chegar ao nível de dano com maior facilidade (PRATISSOLI et. al., 2015; ARAUJO et.al., 2012).

Dentre os tipos de controle atualmente adotados para *Liriomyza* spp., podemos citar o cultural, mecânico, biológico e químico.

5.1. CONTROLE CULTURAL

O controle cultural de pragas se inicia pela aplicação dos padrões técnicos recomendados para adubação, irrigação e tratos culturais de cada cultura, objetivando estabelecer condições para a cultura competir com a praga, como seleção do local adequado para a instalação do cultivo, destruição de restos culturais, rotação de cultura e densidade de plantio, adubação e irrigação adequados, entre outros (HAJI et al., 2002; PICANÇO et al., 2005).

O controle cultural de pragas em geral deve ser considerado um dos métodos de maior influência, principalmente quando se avalia a viabilidade econômica das técnicas empregadas. O uso de métodos culturais deve começar antes mesmo da implantação da cultura, observando se a área a ser cultivada apresenta histórico de ataques da praga ou se apresenta uma grande população de ervas daninhas, principalmente solanáceas cultivadas e não-cultivadas, hospedeiras alternativas da mesma (MINAS et al., 2013).

Além da eliminação de ervas daninhas, a destruição de restos culturais também pode colaborar com o controle da praga, visto que as mariposas preferem estes locais para ovipositar (LATORRE, 1990).

Plantas com menor número de tricomas glandulares por cm² em folhas de *Solanum lycopersicum* possibilitam uma melhor eficiência de antibiose no combate ao ataque de *Liriomyza* spp. (FERNANDES et.al. 2012). Isso implica considerar que plantas oriundas de melhoramento genético possam ser investigadas e associadas a uma menor suscetibilidade ao ataque de mosca minadora em Brassicas.

5.2. CONTROLE MECÂNICO

O esmagamento das larvas com o auxílio das unhas ou até mesmo com alfinetes, ou a destruição das folhas com larvas é uma técnica rústica e pode ser adotado em cultivos de pequena dimensão, ou até mesmo em ambiente controlado de pequena dimensão como casa de vegetação. Porém, em cultivos de grande escala, essa técnica é inviável economicamente diante da grande demanda de mão-de-obra requerida para a execução desta prática.

5.3. CONTROLE BIOLÓGICO

Em regiões tropicais como no Brasil a fauna de inimigos naturais é bastante rica, entretanto, práticas inadequadas na condução da lavoura, como a utilização de inseticidas não seletivos, podem prejudicar a ação benéfica dos inimigos naturais (FONTES, 2005). Dentre os agentes de controle biológico de pragas podemos citar os parasitoides, predadores e entomopatógenos (CAPINERA, 2012). Liu tong, et. al. 2009 trata das novas perspectivas do uso de agentes biológicos parasitoides em programas de manejo de *Liriomyza* spp. nas culturas agrícolas onde não se objetiva o uso de agrotóxicos.

Em todo o globo existem bastantes parasitoides de *Liriomyza* spp. Chen et al. (2003) encontraram na China 14 espécies de parasitoides, distribuídos em quatro famílias (Braconidae, Eulophidae, Megaspilidae e Pteromalidae) parasitando duas espécies de *Liriomyza* sp. na China. No Brasil os parasitoides de *Liriomyza* são de ocorrência natural e colaboram para que ocorra o controle biológico natural. Carvalho et.al. (2011) ainda relata em seus estudos a ocorrência desses parasitoides do gênero *Diglyphus* sp. de Agosto a Março nas seguintes *Brassicas* sp. mencionadas a seguir:

Tabela 01: Espécies de parasitoides relatadas controlando larvas minadoras em diversos hospedeiros no estado de Minas Gerais.

Espécies	Hospedeiros	Culturas
<i>Diglyphus begini</i>		<i>Brassica oleracea</i> var. Acephala (repolho)
<i>Diglyphus intermedius</i>	<i>Liriomyza</i> sp.	<i>Brassica oleracea</i> var. italica
<i>Diglyphus isea</i>		(brócoli)

Entre os parasitoides de *Liriomyza* spp. do Gênero Eulophidae Alvarenga (2013) apresenta a ocorrência no Brasil em área de Mata Atlântica os seguintes gêneros de parasitoides que, Chen et. al. (2003) destaca como parasitoide de *Liriomyza* spp. na China: *Crysocharis* sp., *Pediobios* sp. *Diglyphus*, *Closterocerus* sp., e *Tetrastichus* sp. Nogueira (2012), relata o Parasitismo com sucesso de *Opius* sp. em *Liriomyza trifolii*.

No Brasil ainda não são comercializados parasitoides de *Liriomyza* sp. o que acaba inviabilizando o controle biológico aplicado (Técnica de introdução de parasitoide ou predador proveniente de outro País).

Nos cultivos onde ocorre o controle biológico natural, os predadores existentes são bastante importantes para controlar o nível populacional de *Liriomyza* sp. são eles as formigas (predadoras de prepupas e pupas) e o Tripes predador *Franklinothrips vespiformis* (Thysanoptera: Aeolothripida), este último é capaz de preda ovos, larvas e pupas de *Liriomyza* sp. (ARAKAKI; OKAJIMA, 1998; HODDLE, et. al. 2000).

Agentes entomopatogênicos como o nematoide *Steinernema feltiae* quando pulverizado sobre larvas de *Liriomyza* de até segundo instar (início da confecção das galerias) causam mortalidade em larvas de *Liriomyza* sp., no entanto essa técnica exige bastante atenção pois necessita de umidade relativa do ar superior a 80 % e temperatura em torno de 20° C para alcançar um nível satisfatório de controle, como a população desse nematoide é relativamente baixa nos campos de cultivo é

necessária a introdução deste agente para obter resultados(WILLIANS; MCDONALD, 1995).

Outros microrganismos biocontroladores são os fungos entomopatogênicos, *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *Verticillium lecani* que ao serem investigados os efeitos desses fungos pulverizados em plantas de feijão infestadas com *Liriomyza* spp. em comparação com um produto à base de Azadiractina foi encontrado que junto com a Azadiractina o *Metarhizium anisopliae* são capazes de controlar infestações de *liriomyza* caso exista pulverizações em sequência (ABD EL-SALAM; SALEM, H.; SALEM, S., 2013).

5.4. CONTROLE QUÍMICO

O manejo de maior eficiência com *Liriomyza sativae* usado em cultivos comerciais no brasil é com o uso de princípios ativos inseticidas muito tóxicos, onde abamectina, clorfenapir, espinosade e acetamiprido, são as poucas moléculas registradas e autorizadas pelo MAPA (Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento) para o controle da praga (ARAÚJO et. al., 2012).

Mais dados referentes a utilização de inseticidas para o manejo de *S. eridania* podem ser verificados no site do Agrofit disponibilizado pelo Ministério da Agricultura: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons.

6. CONCLUSÃO

Quando tratamos de um inseto polífago e bastante prolífero como a mosca minadora, devemos nos atentar ao método de controle mais adequado à realidade do produtor, dimensão de cultivo, aporte financeiro e mão-de-obra disponível. Para um adequado sucesso no controle deste inseto é imprescindível conhecer o ciclo biológico e o comportamento do inseto, para isso as interações entre as espécies de *Liriomyza spp.* e as Brássicas devem ser bem mais estudado no Brasil para que métodos mais eficientes cheguem ao alcance dos agricultores.

Os métodos de controle disponíveis devem ser utilizados visando sempre a harmonia entre custo, impacto ambiental e impacto social, possibilitando assim a produção sustentável de alimentos de qualidade.

7. REFERÊNCIAS

ABD EL-SALAM, A. M. E.; SALEM, H. A.; SALEM, S. A. Biocontrol agents against the leafminer, *Liriomyza trifolii* in faba bean fields. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 46, n. 9, p. 1054-1060, 2013.

ALVARENGA, T. M. **Estudo taxonômico do gênero Emersonella Girault, 1916 (Hymenoptera: Eulophidae) em áreas de Mata Atlântica**. 2013. 104 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia) Universidade Federal de Lavras, Lavras – MG, 2013.

ARAKAKI, Norio; OKAJIMA, Shuji. Notes on the biology and morphology of a predatory thrips, *Franklinothrips vespiformis* (Crawford) (Thysanoptera: Aeolothripidae): first record from Japan. **Entomological science**, v. 1, n. 3, p. 359-363, 1998.

ARAÚJO, E. L. et al. Biological aspects of the leafminer *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) on melon (*Cucumis melo* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 43, n. 4, p. 579-582, 2013.

ARAUJO, Elton L. et al. Efeito de inseticidas sobre a mosca minadora (Diptera: Agromyzidae), quando aplicados durante a fase de ovo. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos-pb, v. 8, n. 1, p.18-22, mar. 2012.

ARAUJO, Elton Lucio de et al. Técnica de criação da mosca minadora *Liriomyza trifolii* (Burgess)(Diptera: Agromyzidae). **Campo Digital**, v. 2, n. 1, 2007.

ARAUJO, Elton Lucio et al. Biological aspects of the leafminer *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) on melon (*Cucumis melo* L.). **Cienc. Rural**, [s.l.], v. 43, n. 4, p.579-582, 2013. FapUNIFESP (SciELO).

BROADBENT, A. B. et.al. Acquisition and transmission of *Pseudomonas chichorii* by *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae). In: **Proceedings of the Entomological Society of Ontario**. 1990. p. 79-84

CAPINERA, J. L. **Featured Creatures**. 2012. Disponível em: <http://entnemdept.ifas.ufl.edu/creatures/veg/black_cutworm.htm> Acesso em: 20 nov. 2013.

CAPINERA, John L. **Handbook of Vegetable Pests**. San Diego: Academic Press, 2001. 729p.

CAPINERA, John L. **Vegetable Leafminer, *Liriomyza sativae* Blanchard (Insecta: Diptera: Agromyzidae)**. 2014.

CAPINERA, J. L. **Handbook of Vegetable Pests**. San Diego: Academic Press, 2001. 729p.

CHEN, Xue-xin et al. The occurrence of leafminers and their parasitoids on vegetables and weeds in Hangzhou area, Southeast China. **BioControl**, v. 48, n. 5, p. 515-527, 2003.

DIAS, R. C. S.; REZENDE, G. M. Sistema de produção de melancia. EMBRAPA SEMIÁRIDO **Versão eletrônica**, 2010.

EFSA- European Food Safety Authority. 2012. Scientific Opinion on the risks to plant health posed by *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) and *Liriomyza trifolii*

(Burgess) in 9 the **EU territory, with the identification and evaluation of risk reduction options**. Italy, EFSA Journal, 190 p. (Comunicado Técnico).

FERNANDES, O. A. 2004. Melão: campo minado. Pelotas, **Cultivar**, 2 p. (Comunicado Técnico 23).

FERREIRA, E. C. B. **ESTRUTURA GENÉTICA DE POPULAÇÕES NATURAIS DE *Liriomyza sativae* BLANCHARD (DIPTERA: AGROMYZIDAE)**. 2014. 43 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2014.

FONTES, P. C. R. **Olericultura: teoria e prática**. Viçosa: UFV, 2005. 486p.

GALLO, D. et al. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.

GENÇER, L. Contribution to the knowledge of the chalcid parasitoid complex (Hymenoptera: Chalcidoidea) of agromyzid leafminers (Diptera: Agromyzidae) from Turkey, with new hosts and records. **Journal of Plant Protection Research**, v. 49, n. 2, p. 158-161, 2009.

GUIMARÃES, Jorge Anderson et al. **Biologia e Manejo de Mosca Minadora no Meloeiro**. 77. ed. Brasília: Embrapa, 2009. 9 p.

GUIMARÃES, J. A.; OLIVEIRA, V.R.; MICHEREFF FILHO, M.; LIZ, R. S. de. **Avaliação da resistência de híbridos de melão tipo amarelo à mosca minadora *Liriomyza* spp.** Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009. 16 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 54).

HODDLE, M. S. et al. Developmental and reproductive biology of a predatory *Frankliniopsis* sp. (Thysanoptera: Aeolothripidae). **Biological Control**, v. 18, n. 1, p. 27-38, 2000.

HONG, Z. Y. et al. Effect of temperature on the population increase of *Liriomyza sativae* and *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae)[J]. **Acta Ecologica Sinica**, v. 8, p. 10, 2001.

LIMA, T. C. C.; GEREMIAS, L. D.; PARRA, J. R. P. Efeito da temperatura e umidade relativa do ar no desenvolvimento de *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) em *Vigna unguiculata*. **Neotropical Entomology**, v.38, n.6, p. 727-733, 2009.

MELO, P. E.; CASTELO BRANCO, M.; MADEIRA, N. R. Avaliação de genótipos de repolho para resistência à traça das crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.12, n.1, p.19-24, 1994.

MORAIS, E. G. F.; PICANÇO, M. C.; SENA, M. E.; BACCI, L.; SILVA, G. A.; CAMPOS, M. R. Identificação das principais pragas de hortaliças no Brasil. In: ZAMBOLIM, L.; LOPES, C. A.; PICANÇO, M. C.; COSTA, H. (Org.). **Manejo Integrado de Doenças e Pragas - Hortaliças**. Viçosa: Suprema, 2007. p.381-422

MUSGRAVE, C. A. et al. The vegetable leafminer, *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae), in Florida. **Entomology Circular, Division of Plant Industry, Florida Department of Agriculture and Consumer Services**, n. 162, 1975.

MUSUNDIRE, R. et al. Host Plant-Related Parasitism and Host Feeding Activities of *Diglyphus isaea* (Hymenoptera: Eulophidae) on *Liriomyza huidobrensis*, *Liriomyza sativae* and *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae). **Jnl. Econ. Entom.**, v. 105, n. 1, p.161-168, 2012.

NOGUEIRA, C. H. F. **PARASITOIDE *Opius* sp. NO MANEJO INTEGRADO DA MOSCA MINADORA NA CULTURA DO MELOEIRO**. 2012. 71f. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Fitotecnia), Universidade Federal Rural de Pernambuco, Mossoró-RN, 2012

OLIVEIRA, C. M. R. **RELAÇÕES ENTRE FERTILIDADE DO SOLO, NUTRIÇÃO MINERAL DO TOMATEIRO (*Solanum lycopersicum*) E SEU EFEITO SOBRE A MOSCA-MINADORA *Liriomyza sativae* (Blanchard, 1938) (Diptera: Agromyzidae)**. 2014. 104 f. Tese (Doutorado em Produção Vegetal), Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre, 2014.

PARRELLA, M. P. Biology of *Liriomyza*. **Annual review of entomology**, v. 32, n. 1, p. 201-224, 1987.

PRATISSOLI, D. et al. Incidence of leaf miner and insect vectors for pest management systems in the tomato. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 3, p.607-614, 2015.

RIBEIRO, L.P.; COSTA, E. C.; RIGO, D. S.; STURZA, V. S.; KARLEC, F. Incidência de *Liriomyza* sp. (Diptera: Agromyzidae) e parasitóides em cultivo de canola. In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 2008. **Anais...** Uberlândia, MG, 2008.

SILVA, R. Z. da; NEVES, P. M. O. J.; SANTORO, P. H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Ciências Agrárias**, v.26, n.3, p.305-312. 2005.

VEGA, P. B. Dípteros de interés agronómico: Agromícidos plaga de cultivos hortícolas intensivos. **Boletín de la SEA**, n. 33, p. 293-307, 2003.

WILLIAMS, E. C.; MACDONALD, O. C. Critical factors required by the nematode *Steinernema feltiae* for the control of the leafminers *Liriomyza huidobrensis*, *Liriomyza bryoniae* and *Chromatomyia syngenesiae*. **Annals of Applied Biology**, v. 127, n. 2, p. 329-341, 1995.

