

INSETOS E ÁCAROS-PRAGA

Dori Edson Nava
Marcos Botton
Cristiano João Arioli
Mauro Silveira Garcia
Anderson Dionei Grutzmacher

Introdução

O pessegueiro pode ser atacado por diversas espécies de insetos e ácaros-praga que causam danos em folhas, ramos e frutos. Entre esses artrópodes, no Brasil a mosca-das-frutas sul-americana *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) e a mariposa-oriental *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae) são as espécies de maior importância econômica, as quais demandam controle sistemático para viabilizar a produção.

Essas espécies são consideradas pragas-chave por possuírem vários hospedeiros, estarem amplamente distribuídas nas diferentes regiões produtoras e causarem danos diretamente nos frutos. As demais espécies fitófagas geralmente são consideradas pragas de importância secundária, porém podem adquirir status de pragas-chave em situações nas quais o manejo utilizado para o controle das principais pragas elimine os inimigos naturais ou favoreça o seu incremento populacional. A cochonilha-branca do pessegueiro *Pseudaulacaspis pentagona* (Hemiptera: Diaspididae) é um exemplo dessa situação. Passou de praga principal a secundária no momento em que se racionalizou o emprego de inseticidas reduzindo os de amplo espectro, principalmente fosforados e piretroides para o controle da mosca-das-frutas e da mariposa-oriental.

Outro fator que pode favorecer a ocorrência de pragas é a localização do pomar. Nesse aspecto, o exemplo que demonstra claramente a importância que adquirem determinados insetos como praga é a ocorrência do gorgulho-do-milho, que, em alguns pomares, por causa da proximidade de lavouras ou armazéns do cereal, permitem a multiplicação do inseto e sua conseqüente migração para os pomares, causando danos no período de colheita do pêssego. Um terceiro exemplo é o emprego elevado de adubos nitrogenados no cultivo, que tem favorecido o incremento populacional de ácaros fitófagos.

Neste capítulo, serão abordados os seguintes aspectos: distribuição geográfica, hospedeiros, descrição morfológica, bioecologia, danos, monitoramento e controle dos principais insetos e ácaros-praga do pessegueiro no Brasil.

Pragas principais

Moscas-das-frutas sul-americana, *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830), e mosca-do-mediterrâneo, *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

Anastrepha fraterculus

A mosca-das-frutas sul-americana é de origem neotropical e ocorre do Texas, EUA, ao norte da Argentina (MALAVASI et al., 2000). No Brasil, é praga-chave de várias frutíferas comerciais e nativas nos estados do Sul e do Sudeste. Nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná, *A. fraterculus* é a espécie predominante nos pomares. Para o RS, ela representa aproximadamente 95% das espécies de *Anastrepha* capturadas em armadilhas (SALLES; KOVALESKI, 1990).

Entre os hospedeiros de *A. fraterculus* encontram-se espécies das famílias Anacardiaceae, Annonaceae, Combretaceae, Ebenaceae, Fabaceae, Hippocrateaceae, Malpighiaceae, Mimosaceae, Moraceae, Oxalidaceae, Passifloraceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Sapotaceae, Rosaceae, Rutaceae e Myrtaceae. As três últimas incluem a maior quantidade de espécies hospedeiras. Ao todo, são conhecidas 67 espécies de hospedeiros (ZUCCHI, 2000; 2008).

Ceratitis capitata

Trata-se da única espécie do gênero que ocorre no Brasil, e entre os tefritídeos é a mais cosmopolita e invasora. São conhecidas 374 espécies de hospedeiros de *C. capitata* em todo o mundo, pertencentes a 69 famílias. De todas as espécies, 40% pertencem a apenas cinco famílias de plantas hospedeiras: Myrtaceae (5%), Rosaceae (11%), Rutaceae (9%), Sapotaceae (6%) e Solanaceae (9%) (LIQUIDO et al., 1991).

No Brasil, o primeiro registro de *C. capitata* foi feito por Ihering (1901). Posteriormente, foram relatados os hospedeiros (HEMPEL, 1905) e os parasitoides (HEMPEL, 1906). A espécie está distribuída em praticamente todos os estados, e é importante economicamente nas regiões Sudeste e Nordeste. Na região Sul, está restrita a áreas

urbanas e, apesar de alguns registros como praga em pessegueiro no Paraná (FEHN, 1981) e no Rio Grande do Sul (GARCIA; CORSEUIL, 1998, 1999; LORENZATO, 1988), sua presença não registrou danos nos pomares comerciais de Pelotas (RICALDE, 2010) e da Serra Gaúcha, principais regiões produtoras da fruta no estado. De acordo com estudos realizados no Estado de São Paulo, entre as infestações por mosca-das-frutas em pêsego, 72,2% correspondem ao gênero *Anastrepha* e 26,8% à espécie *C. capitata* (BRANCO et al., 2000). No mesmo estado, Souza Filho (2006) observou que, nas cultivares de pessegueiro Aurora 2, Dourado 1 e Régis, 70,8%, 75% e 26,7%, respectivamente, os frutos estavam infestados com *C. capitata*, e 100%, 50% e 83,3%, respectivamente, também estavam infestados por espécies de *Anastrepha*.

Descrição e bioecologia

Anastrepha fraterculus

Os adultos da mosca-das-frutas sul-americana possuem o corpo de coloração amarela com asas transparentes e duas manchas características: uma em forma de S na parte central e outra em V invertido no ápice. Os adultos medem cerca de 7 mm de comprimento e 16 mm de envergadura. Normalmente, as fêmeas são maiores que os machos e diferem desses por possuírem, no final do abdômen, o ovipositor, chamado de acúleo. As moscas-das-frutas são insetos de metamorfose completa passando pelos estágios de ovo, larva, pupa e adulto (Figura 1).

As moscas-das-frutas necessitam ingerir alimentos proteicos para completar o desenvolvimento dos ovários no período de 7 a 30 dias após a emergência, quando se tornam aptas ao acasalamento (SALLES, 2000).

As fêmeas realizam a postura abaixo da epiderme e depositam de um a dois ovos por punctura, os quais são de cor branca com formato alongado. Em cada fruto podem ser colocados mais de um ovo e cada fêmea pode depositar em média 400 ovos (SALLES, 1998).

Após três dias, aproximadamente, ocorre a eclosão das larvas que passam por três instares. As larvas são do tipo vermiforme e de cor branca a branco-amarelada, com o corpo liso. Durante o seu desenvolvimento, constroem galerias e se alimentam da polpa, deixando os excrementos no interior do fruto. A duração da fase larval varia de acordo com a temperatura, e pode ser de 34,5 dias (à temperatura de 15 °C) a 14 dias (à temperatura de 30 °C). Em temperaturas inferiores a 10 °C e superiores a 35 °C, não ocorre desenvolvimento (SALLES, 2000) (Tabela 1). Ao final da fase de larva, essas saem dos frutos e empupam no solo, na camada que vai de 2 cm a 6 cm de profundidade (SALLES; CARVALHO, 1993) (Figura 2). Os adultos emergem após um período variável de 38,6 a 13,5 dias para a faixa térmica de 17,5 °C a 30 °C, respectivamente, e os machos permanecem pousados na vegetação próxima, atraindo as fêmeas para o acasalamento por meio de movimentos, emissão de sons e liberação de feromônio sexual, em agrupamentos chamados de *leks* (SUGAYAMA; MALAVASI, 2000). Uma vez que a fêmea esteja apta ocorre o acasalamento, o qual normalmente é realizado nas plantas, nas áreas com incidência de sol durante as primeiras horas do dia, e pode durar de 60 a 80 minutos (SALLES, 1998).

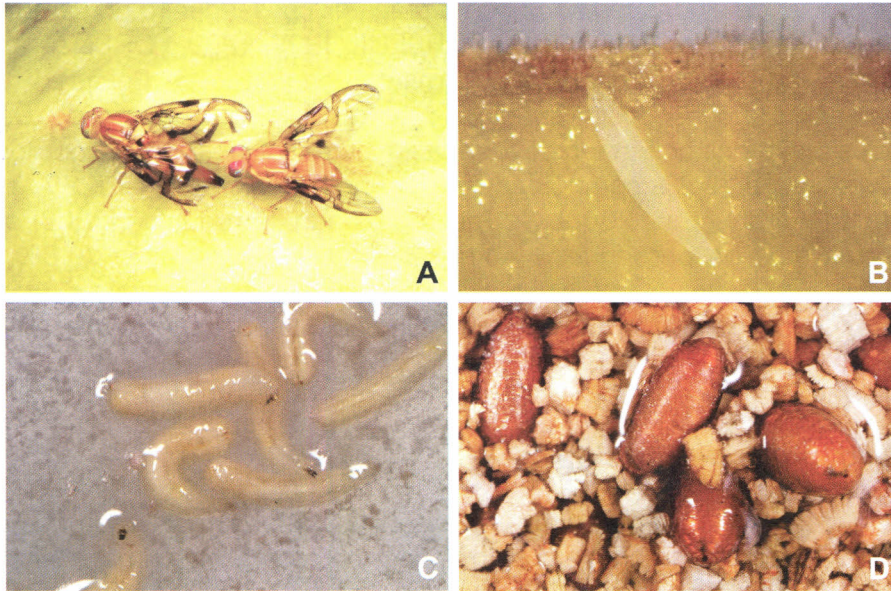


Figura 1. Fases do ciclo biológico de *Anastrepha fraterculus*: adultos – fêmea à esquerda e macho à direita (A); ovo (B); larva (C); e pupário (D).

Tabela 1. Duração (dias) das fases de desenvolvimento de *Anastrepha fraterculus*, em diferentes temperaturas.

Fase/Período	Temperatura (°C)						
	15	17,5	20	22,5	25	27,5	30
Ovo	10,3	7,9	4,7	3,0	2,6	2,6	2,3
Larva	34,5	22,5	16,2	14,8	11,0	11,3	14,0
Pupa	43,2	37,1	26,0	19,8	10,0	13,0	11,8
Período ovo-adulto	88,0	67,2	46,9	38,8	23,8	26,9	28,1

Fonte: adaptado de Salles (2000).

Um dos fatores que tem propiciado a adaptação da mosca-das-frutas sul-americana como a principal praga da fruticultura no Sul do Brasil é a longevidade média dos adultos, que pode variar de 128,7 a 55,5 dias na faixa térmica de 15 °C a 25 °C, respectivamente. Além disso, o grande número de hospedeiros permite a sua multiplicação durante todo o ano (Tabela 2), já que em *A. fraterculus* não ocorre diapausa (KOVALESKI, 1997; SALLES, 1993).

Figura 2. Desenho esquemático do ciclo biológico de mosca-das-frutas em pessegueiro.

Ilustração: Diogo Harter e Eduardo Harry.

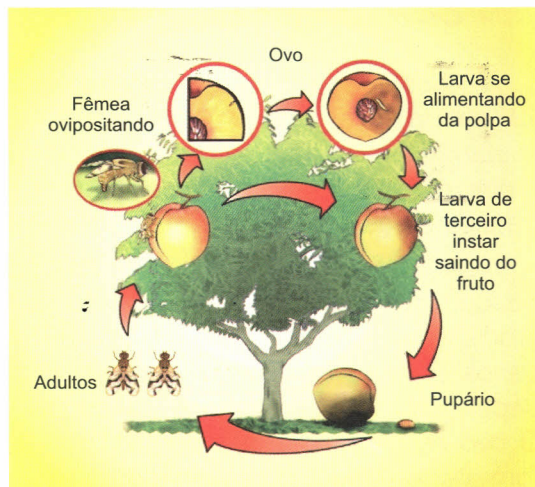


Tabela 2. Épocas de frutificação dos principais hospedeiros de *Anastrepha fraterculus* na região de clima temperado.

Hospedeiros	Jul.	Ago.	Set.	Out.	Nov.	Dez.	Jan.	Fev.	Mar.	Abr.	Mai.	Jun.
Nêspera (<i>Eriobotrya jaborcaba</i>)	🐛	🐛	🐛									
Jaboticaba (<i>Myrcia jaboticaba</i>)				🐛								
Pitanga (<i>Eugenia uniflora</i>)				🐛	🐛			🐛	🐛			
Pêssego (<i>Prunus persica</i>)				🐛	🐛	🐛	🐛	🐛				
Ameixa (<i>Prunus domestica</i>)					🐛	🐛	🐛					
Amora-preta (<i>Rubus</i> sp.)					🐛	🐛	🐛					
Cereja-do-mato (<i>Eugenia involucrata</i>)						🐛						
Guabiroba (<i>Campomanesia xanthocarpa</i>)						🐛						
Maçã (<i>Malus domestica</i>)						🐛	🐛	🐛	🐛	🐛		
Pera (<i>Pyrus communis</i>)							🐛	🐛	🐛			
Videira (<i>Vitis</i> sp.)							🐛	🐛				
Araçá (<i>Psidium</i> sp.)								🐛	🐛	🐛		
Kiwi (<i>Actinidia deliciosa</i>)								🐛	🐛	🐛	🐛	
Goiaba (<i>Psidium guajava</i>)									🐛	🐛	🐛	
Goiaba-serrana (<i>Acca sellowiana</i>)										🐛	🐛	
Citros (<i>Citrus</i> spp.)	🐛	🐛	🐛	🐛	🐛					🐛	🐛	🐛

Ceratitis capitata

O adulto de *C. capitata* mede de 4 mm a 5 mm de comprimento por 10 mm a 12 mm de envergadura. Apresenta coloração predominantemente amarela com olhos castanho-violáceos. O tórax é preto na face superior, com desenhos brancos simétricos, o abdome é amarelo com duas listras transversais acinzentadas, e as asas são transparentes com listras amarelas, sombreadas (Figura 3).

Após o acasalamento, a fêmea permanece por aproximadamente 11 dias em período de pré-oviposição, quando se alimenta de proteínas e carboidratos para produzir ovos férteis (SMITH, 2001). Em seguida, as fêmeas procuram os hospedeiros (frutos), introduzem o ovipositor no mesocarpo e colocam de 1 a 10 ovos, dependendo do tamanho e da espécie de fruto (MCDONALD; MCINNIS, 1985). O ovo mede aproximadamente 1 mm de comprimento, possui coloração branca e formato alongado, assemelhando-se a uma pequena banana. O período de incubação é de 2 a 6 dias, dependendo da temperatura (Tabela 3). Ao eclodir, a larva penetra no endocarpo (polpa) por meio de galerias que são feitas em direção ao centro. As larvas passam por três instares, e chegam a medir cerca de 8 mm de comprimento próximo ao estágio de pupa. Possuem coloração branco-amarelada, são afiladas na parte anterior e arredondadas e truncadas na posterior (BROUGHTON; LIMA, 2002).

A duração da fase larval varia de 9 a 13 dias, e a média é de 12 dias em temperatura de 25 °C (COTHN, 2009). Quando próximas à fase de pupa, as larvas saem

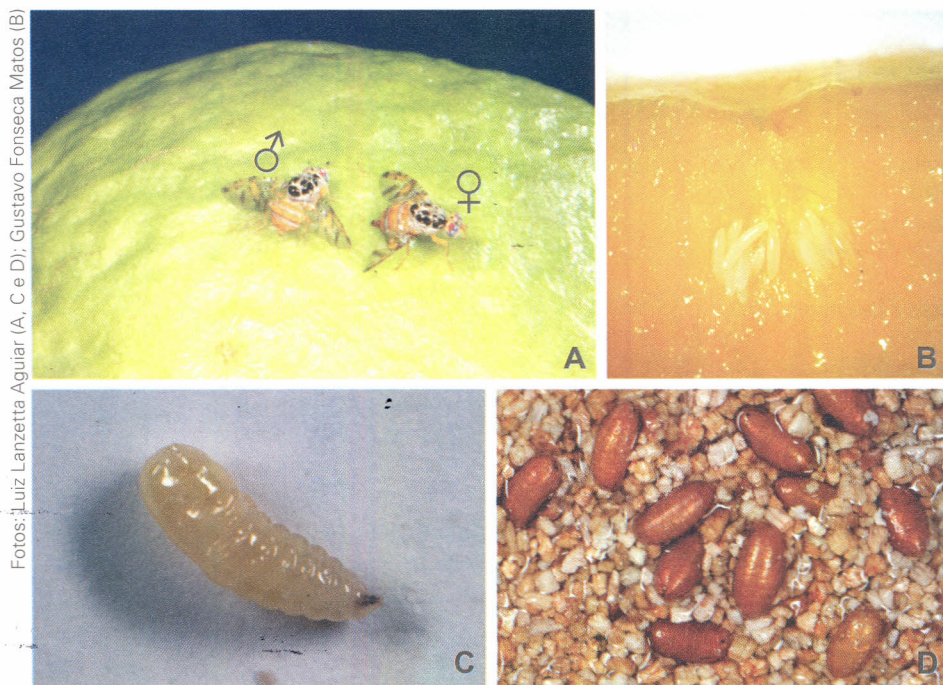


Figura 3. Fases do ciclo biológico de *Ceratitis capitata*: adultos – fêmea à direita e macho à esquerda (A); ovos (B); larva (C); e pupários (D).

Tabela 3. Duração (dias) das fases de desenvolvimento de *Ceratitis capitata* em diferentes temperaturas.

Fase/Período	Temperatura (°C)			
	15	20	25	30
Ovo	7,56	3,27	2,39	2,21
Larva	27,89	11,51	9,53	7,42
Pupa	35,75	15,21 ^z	9,43	7,85
Período ovo-adulto	71,20	30,00	21,36	17,48

Fonte: Ricalde (2010).

dos frutos e se dirigem ao solo, onde permanecem como pupa a uma profundidade de aproximadamente 10 cm até que ocorra a emergência dos adultos. As pupas são envoltas pelos pupários, que possuem forma de um pequeno barril de 5 mm de comprimento e coloração escura (ZUCCHI, 2000). A duração dessa fase é de 10 a 12 dias no verão e 20 dias no inverno. A duração do período ovo-adulto é de 21 dias. As fêmeas podem viver até 10 meses, dependendo da temperatura e, nesse período, colocam em média 800 ovos (PARANHOS et al., 2008).

Danos

Os danos causados pelas moscas-das-frutas são idênticos nas duas espécies e iniciam-se pela inserção do ovipositor nos frutos (Figura 4A), que causa danos mecânicos e abre porta para doenças, principalmente para a podridão-parda, causada pelo fungo *Monilinia fructicola* (Honey, 1928) (Helotiales: Sclerotiniaceae). Além desses, com a eclosão das larvas e seu consequente desenvolvimento, ocorrem aberturas de galerias na polpa e apodrecimento dos frutos (Figura 4B).



Figura 4. Danos causados por *Anastrepha fraterculus*: fêmea inserindo o ovipositor no fruto (A) e larvas alimentando-se da polpa (B).

Em pêsego, as fêmeas iniciam a postura cerca de 30 dias antes do amadurecimento, e o dano só é observado quando os frutos são apalpados com os dedos, por causa da perda de consistência (SALLES, 1995). Observações recentes indicam que a postura ocorre a partir do estágio fenológico em que se realiza o raleio, mas não se tem informação precisa se ocorre desenvolvimento larval (SOUZA FILHO, 2006). Quando o fruto é infestado por várias larvas ele cai. No momento que as larvas saem do fruto para pupar, observa-se o orifício de saída na casca que, ao ser pressionado, extravasa a polpa (SALLES, 1995). Em pomares orgânicos, foram registradas perdas na produção de até 100% (RUPP et al., 2006).

Monitoramento

O monitoramento de *A. fraterculus* e *C. capitata* é realizado com o emprego de armadilhas do tipo McPhail (Figura 5A), que contêm como atrativo alimentar proteína hidrolisada a 3%, torula ou suco de uva a 25% (LANG SCOZ et al., 2006). Em cada armadilha, são colocados aproximadamente 300 mL da solução, e o atrativo deve ser substituído semanalmente.

Devem ser distribuídas de duas a quatro armadilhas por hectare, dependendo principalmente da uniformidade, do tamanho e da localização dos pomares. As armadilhas são fixadas entre 1,5 m a 2 m de altura da planta e instaladas nos pomares cerca de 30 dias antes do período de inchamento dos frutos. Elas devem ser distribuídas nos locais com maior probabilidade de captura de moscas, como nas bordas dos pomares e próximo das matas a fim de que seja possível identificar o momento de entrada dos adultos nos pomares.

Para *C. capitata*, recomenda-se também a utilização da armadilha Jackson para a coleta de machos, utilizando-se, como atrativo, o paraferomônio trimedlure. A armadilha, específica para essa espécie, é confeccionada em papelão parafinado de cor branca em forma de triângulo, com um cartão adesivo colocado na parte interna e inferior da

Fotos: Dori Edson Nava (A);
Gustavo Fonseca Matos (B)



Figura 5. Armadilhas utilizadas para monitoramento de mosca-das-frutas: armadilha McPhail (A), utilizada para o monitoramento de *Anastrepha fraterculus*, e armadilha Jackson (B), utilizada para o monitoramento de *Ceratitis capitata*.

armadilha (Figura 5B). Os machos são atraídos pelo feromônio e ficam presos no cartão adesivo (PARANHOS et al., 2008). A recomendação para instalação das armadilhas Jackson no pomar e os procedimentos para avaliação são os mesmos da McPhail.

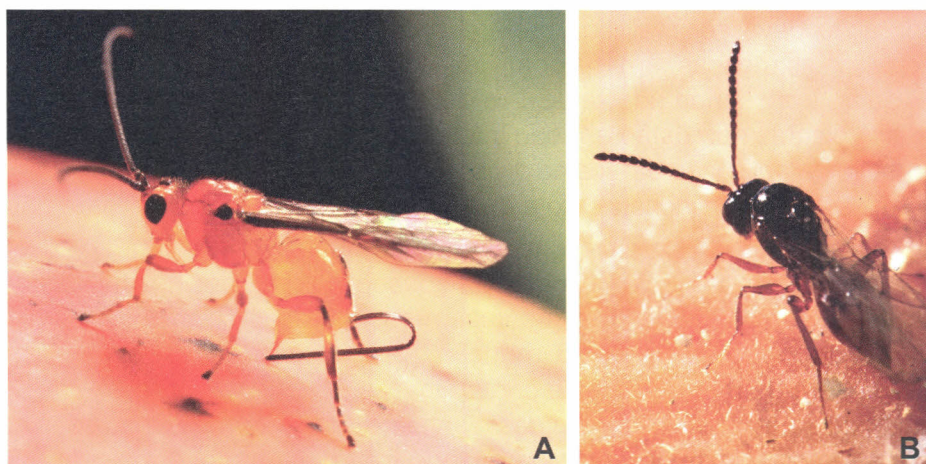
O nível de controle para as duas espécies de mosca-das-frutas é de 0,5 mosca por armadilha ao dia.

Controle

Biológico

O controle biológico aplicado de *A. fraterculus* e *C. capitata* tem sido realizado principalmente com o parasitoide de larvas da família Braconidae *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905). No Brasil, *D. longicaudata* foi introduzido em 2004 e liberado em diferentes regiões; porém, a eficácia do parasitoide (índice de parasitismo) no controle de moscas-das-frutas no Brasil não ultrapassa 12% (CARVALHO et al., 2000) e pode variar de acordo com a região e com as espécies de frutíferas e de mosca-das-frutas. No Rio Grande do Sul, a liberação de *D. longicaudata* não foi realizada. Em outras regiões produtoras de pêssego, como as de São Paulo, onde as liberações foram direcionadas para pomares de outras frutíferas (como a laranjeira), também não há informação sobre migração dos parasitoides para a cultura do pessegueiro.

No entanto, tem sido observado parasitismo de *A. fraterculus* por espécies nativas de braconídeos [*Doryctobracon areolatus* (Szépligeti, 1911) (Figura 6A), *Doryctobracon brasiliensis* (Szépligeti, 1911), *Utetes anastrephae* (Viereck, 1913), *Opius bellus* (Gahan, 1930)], figitídeos [*Aganaspis pelleranoi* (Brèthes, 1924) (Figura 6B)] e peteromalídeos (*Pachycrepoideus vindemmiae*) nas diferentes regiões produtoras, havendo casos com até 30% de pupas parasitadas (SALLES, 1996). Embora esses parasitoides estejam amplamente distribuídos no Brasil, há predominância de uma determinada espécie sobre a outra nas diferentes regiões (CANAL; ZUCCHI, 2000; GUIMARÃES et al., 2000). Na região de Pelotas, destacam-se *D. areolatus*, *A. pelleranoi* e *P. vindemmiae* (SALLES, 1996), e os maiores índices de parasitismo



Fotos: Paulo Luiz Lanzetta Aguiar

Figura 6. Parasitoides de moscas-das-frutas: *Doryctobracon areolatus* (A); e *Aganaspis pelleranoi* (B).

(30%) ocorrem em frutos silvestres de araçazeiro (*P. catleyanum*), pitangueira (*E. uniflora*) e cerejeira-do-mato (*E. involucrata*). Nos frutos cultivados, por exemplo, a aplicação de inseticidas reduz drasticamente a população dos parasitoides.

Com a aplicação de inseticidas em pomares de pessegueiro comerciais, o parasitismo de *A. fraterculus* foi de apenas 1,1% (SALLES, 1996). Estratégias para o emprego do controle biológico no manejo integrado de *A. fraterculus* devem ser direcionadas para a manutenção dos inimigos naturais nos pomares comerciais, principalmente por meio do uso de produtos químicos seletivos. Além disso, em situações em que a mosca-das-frutas ocorre em pequena população, e desde que haja mão de obra disponível, pode-se realizar a catação de frutos infestados e sua colocação sob tela de malha de 1 mm, a fim de evitar a saída da mosca-das-frutas e permitir que os parasitoides, com corpo mais delgado e tamanho menor que o da mosca, saiam. Para isso, recomenda-se colocar os frutos infestados em um terreno que apresente declividade para que não ocorra encharcamento e apodrecimento dos frutos. A camada de frutos também não deve passar de 20 cm. Sobre essa camada deve-se colocar a tela e, nas laterais, a tela deve ser coberta com solo para evitar a fuga das larvas. Com esse procedimento, somente os adultos dos parasitoides sairão pela malha.

Químico

O controle químico das moscas-das-frutas pode ser realizado por meio da aplicação de inseticidas em cobertura (Tabela 4) ou por meio do emprego de iscas tóxicas direcionadas às bordas do pomar.

O controle com isca tóxica deve ser iniciado assim que for observada a captura das primeiras moscas nas armadilhas. A isca deve ser preparada com proteína hidrolisada a 3% ou melão a 7%, adicionando-se um inseticida fosforado na dose para 100 L, que é recomendada para pulverização. A aplicação é feita com pulverizador empregando-se gotas grossas obtidas por meio do uso de bicos de maior vazão e de baixa pressão, ou por meio da retirada do difusor, de modo que seja possível a saída de um jato contínuo. Para cada planta são gastos de 100 mL a 150 mL de calda, e sua aplicação deve ser realizada preferencialmente durante as primeiras horas da manhã, quando as moscas têm maior atividade alimentar. A aplicação deve ser dirigida às folhas ou ao tronco, numa faixa de 1 m de largura, em fileiras da borda do pomar, e em 25% das plantas que estão em seu interior. Se houver matas adjacentes, pode-se também realizar a aplicação da isca na divisa com o pomar. O intervalo entre aplicações é de 7 a 10 dias antes do inchamento e de 3 a 5 dias a partir do inchamento dos frutos.

O emprego de isca tóxica é fundamental no manejo de *A. fraterculus*, pois visa reduzir a população de adultos no pomar e a conseqüente oviposição nos frutos. Entre as vantagens do uso dessa prática, destacam-se: aplicação em menor área, controle da população no início da infestação, redução de danos pelo fato de evitar as posturas das fêmeas, além de menor risco de contaminação dos frutos por resíduos, visto que o jato é dirigido ao tronco e às folhas das plantas. A aplicação de inseticidas em pulverização da área total deve ser realizada quando forem capturados mais de 0,5 adulto por armadilha ao dia, visando ao controle de larvas e adultos. Essa prática deve estar sempre associada ao uso das iscas tóxicas (HARTER et al., 2010)

Tabela 4. Agrotóxicos registrados no Mapa para o controle de pragas do pessegueiro no Brasil.

Ingrediente ativo	Nome comercial	Dosagem ⁽¹⁾	Classe toxicológica	Carência (dias)	Praga-alvo ⁽²⁾
Abamectin	Vertimec 18 CE	75 a 100	III	14	Tu
Clorantropilprole	Altacor	14	III	14	Gm
Deltametrina	Decis 25 CE	40	III	15	Cc e Af
Deltametrina	Dominador 50 SC	20	IV	5	Cc e Gm
Fosmete	Imidam 500 PM	150–200	III	5	Gm
Lufenuron	Match 50 CE	100	IV	10	Gm
Malationa	Malathion Prentiss 500 CE	400	III	7	Cc e Af
Malationa	Malathion 1000 CE	20	I	7	Cc
Malationa	Malathion 440 EW	450	III	7	Cc
Malationa	Malathion 500 CE Sultox	240	III	7	Cc e Af
Novaluron	Rimon 100 EC	40	IV	3	Gm
Phosmet	Imidan 500 WP	150–200	III	7	Gm
Thiamethoxan	Actara 10 GR	35 a 40	IV	52	Mp
Trimedilure	Biotrimedilure bioceratitis	2 a 4 armadilhas por hectare	IV	-	Cc

⁽¹⁾ Gramas ou mL do produto comercial por 100 L de água.

⁽²⁾ Cc = *Ceratitis capitata*; Af = *Anastrepha fraterculus*; Mp = *Myzus persicae*; Tu = *Tetranychus urticae*; Gm = *Grapholita molesta*.

Fonte: Agrofit (2011).

Os inseticidas disponíveis para o controle da mosca-das-frutas são principalmente os organofosforados, que controlam adultos e larvas no interior dos frutos, e os piretroides, que possuem efeito, principalmente sobre os adultos. Esses inseticidas são altamente deletérios para os inimigos naturais, principalmente ácaros predadores e parasitoides. A fentiona, principal inseticida empregado no manejo da praga na cultura do pessegueiro no Brasil, foi retirada do mercado pela empresa fabricante em 2009. O reduzido número de produtos registrados para o controle da praga tem limitado as ações de controle químico na cultura.

Alternativo

Entre os métodos auxiliares de controle da mosca-das-frutas, destacam-se a coleta de frutos caídos nos pomares e a eliminação de frutíferas silvestres, que são hospedeiras da praga, e localizam-se no entorno do pomar.

O uso de cultivares precoces também é uma opção, já que, durante o estágio suscetível do pessegueiro, a população da mosca-das-frutas é baixa, diferentemente do que ocorre com as cultivares tardias, nas quais a pressão populacional é maior. Em algumas situações, quando o produto apresenta um alto valor comercial, que justifique o gasto com mão de obra, o ensacamento individual de frutos pode ser

viável. O material utilizado nos sacos deve ser resistente à chuva e permitir a troca gasosa entre o fruto e o meio externo. O ensacamento deve ser efetuado a partir do inchamento dos frutos.

Mariposa-oriental – *Grapholita molesta* (Busch, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

A mariposa-oriental está distribuída em todos os países produtores de frutas de caroço. A espécie é originária da Ásia, e supõe-se que seu centro de origem esteja entre o Japão e o norte da China (GONZALEZ, 1986). Na América do Sul, foi registrada pela primeira vez no Brasil em 1929, mais especificamente no Estado do Rio Grande do Sul (SILVA et al., 1962), de onde avançou para Uruguai (em 1932), Argentina (em 1936) e Chile (em 1971) (GONZALEZ, 1986; 1993). No Brasil, a praga ocorre em toda a região centro-sul, principalmente nos estados de Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (SALLES, 2001).

A ocorrência da *G. molesta* está associada ao cultivo de frutíferas da família Rosaceae. Ataca e se desenvolve em cerejeira, marmeleiro, nespereira, nectarineira, ameixeira, pereira, macieira e pessegueiro (SALLES, 2001). De acordo com Salles (1998), essa praga também ataca os cultivos do caquizeiro, da noqueira-pecã, da roseira e da videira.

Descrição e bioecologia

Os adultos de *G. molesta* são pequenas mariposas de cor cinza-escuro com áreas mais escuras nas asas, na forma de linhas onduladas, em grupos de quatro bandas transversais (Figura 7). Os adultos medem de 10 mm a 15 mm de envergadura e de 6 mm a 7 mm de comprimento. As diferenças existentes entre machos e fêmeas são de difícil percepção, e as fêmeas são geralmente maiores que os machos (REICHARD; BODOR, 1972; SALLES, 1991).

A emergência dos adultos ocorre no período da manhã, porém os insetos apresentam hábitos crepusculares, e as atividades de migração, alimentação, acasalamento e postura concentram-se durante o entardecer (SALLES, 1998).

G. molesta também possui metamorfose completa. Passa pelas fases de ovo, lagarta, pupa e adulto (Figuras 7 e 8), e a duração varia conforme a temperatura (Tabela 5). As fêmeas iniciam a postura de 1 a 3 dias após a cópula (NUÑES; PAULLIER, 1995) e podem colocar de 30 a 232 ovos (ENUKIDZE, 1981; REICHARD; BODOR, 1972). Apresentam um máximo de oviposição de 4 a 9 dias após a emergência (GONZALEZ, 1993).

A postura é realizada de forma isolada nas folhas novas, nas brotações e nos frutos. Os ovos medem aproximadamente 0,7 mm de diâmetro e possuem formato redondo-ovalado e coloração branca ou branco-acinzentada. Com o desenvolvimento embrionário, adquirem coloração escura. A duração das fases de desenvolvimento, fecundidade e longevidade varia de acordo com o alimento utilizado na fase de lagarta



Fotos: Gustavo Fonseca, Matos

Figura 7. Fases do ciclo biológico de *Grapholita molesta*: adulto sobre a folha (A); ovos colocados sobre a folha (B); lagarta se alimentando do broto (C); e pupa em tronco de pessegueiro (D).

(SILVA et al., 2010). Para insetos criados em ponteiros de pessegueiro, o período de pré-oviposição é de 3,7 dias, e o de oviposição de aproximadamente 12 dias, nos quais as fêmeas colocam cerca de 150 ovos. A longevidade média é de cerca de 20 dias na temperatura de 25 ± 2 °C. Após 4 dias, as lagartas eclodem e buscam um local para construir a galeria no tecido vegetal (SILVA, 2009).

As lagartas passam por cinco instares: os três primeiros são de coloração branco-creme e os dois últimos do branco-rosado ao rosado. A duração da fase larval depende da temperatura, que, aos 25 °C, é de 14 dias. Próximo à fase de pupa, as lagartas saem das galerias, deslocam-se para locais protegidos e constroem a câmara pupal entre folhas, frutos ou nas fendas formadas pela epiderme do tronco. Assim como as demais fases do desenvolvimento, a duração é influenciada pela temperatura, e varia de 12,3 a 6,8 dias na faixa térmica de 20 °C a 30 °C, respectivamente. Durante o inverno, as lagartas entram em diapausa e os primeiros adultos ocorrem em meados de agosto, logo após a brotação. De uma forma geral, o desenvolvimento da mariposa-oriental é influenciado principalmente pela temperatura. Os insetos

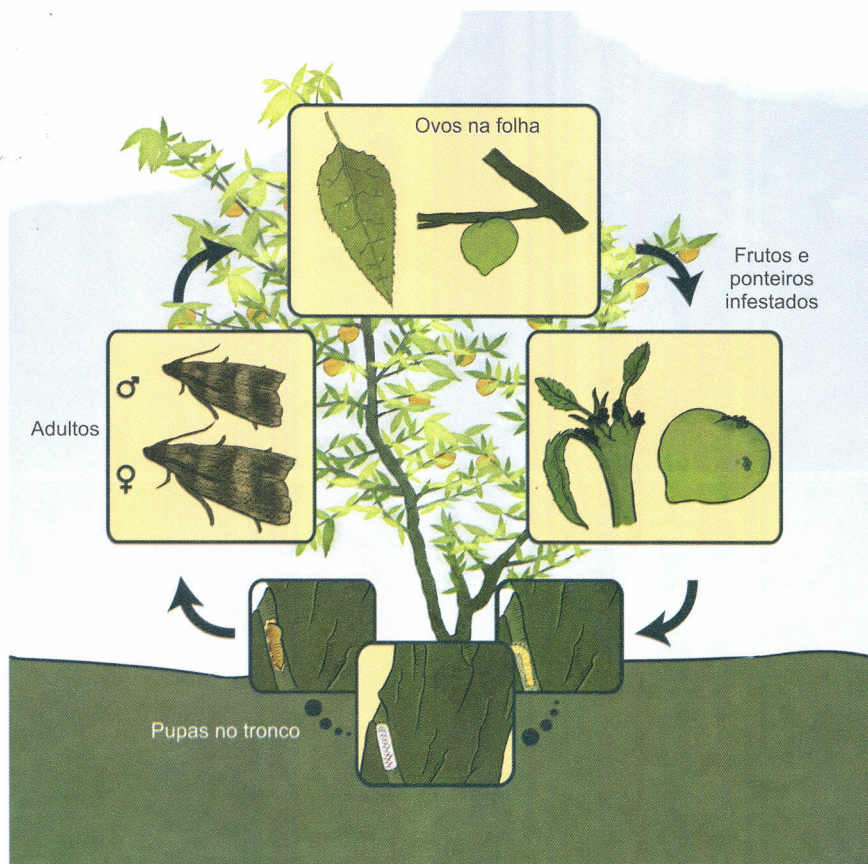


Figura 8. Representação esquemática do ciclo biológico de *Grapholita molesta*.

Ilustração: Eduardo Harry

Tabela 5. Duração (dias) das fases de desenvolvimento de *Grapholita molesta*, criada em dieta artificial em diferentes temperaturas.

Temperatura (°C)	Duração (dias)			
	Ovo	Lagarta	Pré-pupa	Pupa
20	5,1	21,5	7,9	12,3
23	3,8	15,7	4,5	9,1
26	3,1	12,3	3,4	7,7
30	2,9	11,0	3,0	6,8

Fonte: Grellmann (1991).

completam o ciclo biológico em aproximadamente 40 dias, o que, para o Brasil, possibilita o desenvolvimento anual de até oito gerações em pomares cultivados em regiões tropicais. Nas condições do Sul do Brasil, *G. molesta* pode apresentar até cinco gerações (ARIOLI et al., 2006; GRELLMANN, 1991).

Na região da Serra Gaúcha, durante o período produtivo do pessegueiro, podem ser observados quatro períodos distintos de voo. O primeiro pico ocorre em meados de agosto, seguido por outros três picos: um na segunda quinzena de outubro, outro na primeira semana de dezembro e o quarto na primeira semana de janeiro (BOTTON et al., 2001).

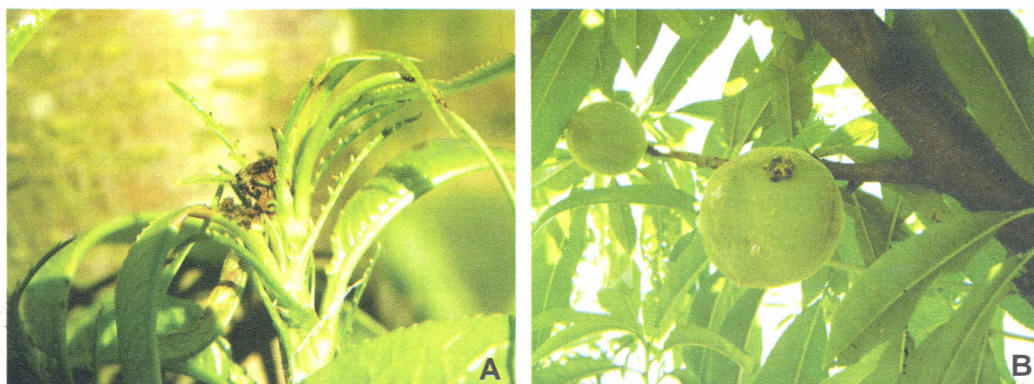
Danos

Os danos à cultura do pessegueiro são observados tanto nas brotações do ano (ponteiros) (Figura 9A) como nos frutos (Figura 9B) e são provocados pela alimentação das lagartas. O dano nos ramos é significativo em pomares jovens e em viveiros com 1 a 2 anos, principalmente após a enxertia, quando as plantas encontram-se em fase de formação da copa (SALLES, 1998).

Após a eclosão, as lagartas se dirigem para os brotos tenros, nos quais penetram por meio de galerias. Durante os primeiros dias, não se observam sintomas de ataque, os quais são visíveis a partir da segunda semana, quando se verifica o murchamento dos ponteiros e seu posterior secamento. O sintoma típico do ataque é o aparecimento de um exsudado gomoso na região de penetração da lagarta (NUÑES; PAULLIER, 1995; SALLES, 1991).

Durante a noite, as lagartas possuem o hábito de deixar as galerias. Uma lagarta pode se alimentar de três a sete ramos diferentes na mesma planta, geralmente próximos entre si (SALLES, 2001).

O ataque aos frutos, considerado mais prejudicial, ocorre em duas situações: durante o movimento das lagartas desenvolvidas (no quarto e quinto instares) entre os ramos e também pela penetração das lagartas recém-eclodidas (BOTTON et al., 2003b). No primeiro caso, observa-se um orifício de entrada relativamente grande, e geralmente há folhas que ficam aderidas ao fruto. O segundo caso, de difícil percepção, ocorre quando lagartas recém-eclodidas penetram na região do pedúnculo, e o dano é observado apenas quando a fruta começa a exsudar goma (fruto verde) ou excrementos (frutos maduros). Em geral, estando no interior do fruto, formam galerias em direção ao caroço e liberam os excrementos na superfície, tornando-os imprestáveis para o consumo e para a indústria.



Fotos: Dori Edson Nava (A) e Wagner da Roza Härter (B)

Figura 9. Danos causados por *Grapholita molesta* na brotação (A) e no fruto (B).

Além da grafolita, o pessegueiro pode ser hospedeiro alternativo de *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae), considerada praga quarentenária A2, ver o item “Traça-da-maçã, *Cydia pomonella* (Walsingham, 1897) (Lepidoptera: Tortricidae)”. Essa praga causa danos semelhantes aos da grafolita. Embora sejam morfologicamente semelhantes, a diferenciação é realizada com base na presença de uma estrutura constituída de três a seis dentes quitinosos chamada de “pente anal”, localizada no último segmento abdominal de lagartas de último instar de *G. molesta* (Figura 10) (INTEGRATED..., 1999).

Em geral, quando comparadas àquelas de ciclo precoce e médio, as cultivares tardias são mais atacadas, pois sobre elas incide um maior número de gerações e, conseqüentemente, populações mais elevadas.

No Rio Grande do Sul, na cultura do pessegueiro, o inseto tem provocado perdas diretas ao redor de 3% a 5%, principalmente nas cultivares tardias com colheita no mês de janeiro (BOTTON et al., 2001). Entretanto, não se têm informações das perdas em razão dos danos indiretos, causados principalmente pela incidência do fungo *M. fructicola*, que pode ocorrer por causa da ação da mariposa-oriental (rompimento da casca), o que eleva às perdas durante a fase de amadurecimento dos frutos nos pomares e ainda durante o armazenamento.

Foto: Ruben Machota Júnior



Figura 10. Pente anal presente no último segmento abdominal de lagartas de *Grapholita molesta* observado em lupa, com aumento de 10 vezes.

Monitoramento

O monitoramento de *G. molesta* nos pomares é realizado com a utilização de armadilhas Delta que contêm feromônio sexual sintético (Figura 11). O feromônio imita o odor natural que as fêmeas liberam no ambiente para atração dos machos. Depois de sintetizadas, as substâncias ativas são impregnadas em septos de borracha e dispostas em armadilhas com fundo adesivo, fixadas nas plantas de pessegueiro. O feromônio é constantemente liberado do septo de borracha, que deve ser substituído em, no máximo, 60 dias (ARIOLI et al., 2006).

A armadilha é fixada nas plantas no interior do pomar na altura mediana da planta (cerca de 2,0 m), em local livre de ramos que possam interferir na formação e distribuição da pluma de odor, potencializando, assim, a captura dos machos. Em pomares homogêneos, emprega-se uma armadilha para cada 5 ha; entretanto, em pomares menores (como é o caso da maioria dos pomares de pessegueiro), recomenda-se, no

Figura 11. Armadilha Delta com um septo de borracha (liberador de feromônio) em seu interior, utilizada para monitoramento de *Grapholita molesta*.



Foto: Paulo Luiz Lanzetta Aguiar

mínimo, duas armadilhas por hectare. O fundo adesivo da armadilha é trocado quando apresentar ressecamento ou diminuição significativa da cola, que geralmente ocorre em períodos chuvosos e de grande acúmulo de detritos e poeira.

A avaliação das armadilhas deve ser feita semanalmente por meio da contagem e retirada dos machos de *G. molesta* capturados. A instalação das armadilhas no pomar é realizada no início do período de brotação quando ocorre a primeira geração oriunda dos insetos diapausantes. O controle da praga deve ser realizado quando forem capturados 20 machos por armadilha por semana. O comportamento da praga deve ser observado em cada pomar a fim de verificar a necessidade de antecipar ou retardar o controle, de acordo com as características específicas de cada local.

Controle

Biológico

A preservação de inimigos naturais nos pomares de pessegueiro representa uma importante estratégia no manejo de *G. molesta*. A escolha de inseticidas seletivos aos parasitoides e aos predadores tem sido a principal estratégia para a manutenção desses inimigos naturais nos pomares (Tabela 6).

Entre os principais inimigos naturais da mariposa-oriental, destacam-se o parasitoide de lagarta *Macrocentrus ancylovorus* (Hymenoptera: Braconidae), que foi introduzido no Brasil em 1944, visando ao controle biológico clássico. Desde então, o parasitoide tem sido frequentemente encontrado com índices de parasitismo superiores a 80% nos meses de abril a maio, momento em que os danos da mariposa-oriental já foram causados.

Além de *M. ancylovorus*, o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) ocorre naturalmente nos pomares (AFONSO, 2001). Embora os índices de parasitismo sejam menores do que *M. ancylovorus*, estudos têm sido realizados com a estratégia de utilizá-lo em liberações inundativas, visando ao controle dos ovos da praga, de modo que os danos causados pelas lagartas sejam evitados.

Tabela 6. Inseticidas registrados no Mapa para o controle de *Grapholita molesta* na cultura do pessegueiro no Brasil – redução no parasitismo de *Trichogramma pretiosum* e classificação de seletividade.

Ingrediente ativo	Nome comercial	Dosagem ⁽¹⁾	Redução no parasitismo	Classe ⁽²⁾
Chlorantraniliprole ⁽³⁾	Altacor	14	-	-
Fosmete	Imadan 500WP	200	100	4
Lufenuron	Match 50 CE	80	0,00	1
Malationa	Malathion 1000 EC	200	100	4
Novaluron	Rimon 100 SC	20	0,00	1
Deltametrina	Decis 25CE	40	100	4

⁽¹⁾ Gramas ou mL do produto comercial por 100 L de água.

⁽²⁾ Classes da IOBC/WPRS para teste de toxicidade inicial sobre adultos de *Trichogramma*: 1 = inócuo (< 30%), 2 = levemente nocivo (30%–79%), 3 = moderadamente nocivo (80%–99%), 4 = nocivo (> 99%).

⁽³⁾ Produtos sem informações sobre redução no parasitismo e classe.

Fonte: dados de Agrofitec, (2010) adaptado de Giolo (2007).

Químico

A utilização de inseticidas ainda é a estratégia predominante para o controle da mariposa-oriental nas regiões produtoras de pessegueiro no Brasil. Para tanto, ainda são utilizados principalmente inseticidas fosforados e piretroides, que são de ação neurotóxica e apresentam amplo espectro de ação (Tabela 4). Muitos desses produtos são potenciais contaminantes do ambiente e favorecem o aparecimento de pragas secundárias, principalmente ácaros fitófagos (*Panonychus ulmi* e *Tetranychus urticae*) e cochonilhas (*Pseudaulacaspis pentagona*), além de selecionar populações resistentes.

Os ingredientes ativos lufenuron, novaluron e clorantraniliprole foram recentemente registrados (Tabela 4) para uso no controle da mariposa-oriental na cultura do pessegueiro. São seletivos aos inimigos naturais e polinizadores, além de apresentarem reduzida toxicidade aos mamíferos.

No caso do lufenuron e do novaluron, as aplicações devem ser direcionadas no início do voo dos adultos, identificado por meio das armadilhas de feromônio sexual. Os tratamentos devem ser repetidos de 10 a 12 dias após a primeira aplicação. No caso do clorantraniliprole, é possível aumentar o intervalo entre tratamentos, pois ele possui maior efeito de choque e atividade residual. Considerando-se que esses inseticidas possuem efeito sobre ovos, é possível empregá-los no início da infestação. Da mesma forma, os produtos devem ser utilizados visando ao controle das primeiras gerações da praga, visto que, no período de pré-colheita, ocorre ataque simultâneo da mosca-das-frutas e ou do gorgulho-do-milho, que não são controlados por esses produtos.

Uso de feromônio para o controle

A interrupção de acasalamento ou interrupção do acasalamento por meio do uso de feromônio sexual sintético é uma alternativa viável para substituir/reduzir os inseticidas

de amplo espectro no controle da *G. molesta*. As mesmas substâncias químicas empregadas no monitoramento (feromônio sintético), quando aplicadas em elevada quantidade nos pomares, evitam o encontro entre os sexos. Sem o encontro, não ocorre o acasalamento, e conseqüentemente os ovos deixados pelas fêmeas não desenvolvem lagartas, pois são inférteis (BOTTON et al., 2005b, 2005d; SALLES; MARINI, 1989). Isso gera uma diminuição na população da praga nas gerações seguintes.

No Brasil, o registro de duas formulações comerciais (Tabela 7) abriu perspectivas de utilização desses compostos para o controle da praga em rosáceas, mas somente na cultura da macieira. Essa tecnologia já é utilizada em aproximadamente 30% da área cultivada no Brasil (Leandro Ernesto Jost Mafra, comunicação pessoal). Em pessegueiro sua utilização é ainda reduzida e efetuada praticamente em caráter experimental ou em pomares isolados (HARTER et al., 2010). Embora o método apresente inúmeras vantagens (ausência de toxicidade, seletividade aos inimigos naturais, facilidade de aplicação e redução no uso de inseticidas de amplo espectro), é específica para o controle da praga-alvo. Assim, quando utilizada para o controle da grafolita, em algumas situações pode ocorrer o ataque de pragas secundárias, principalmente lagartas pertencentes às famílias Noctuidae e Geometridae e besouros da família Chrysomelidae, os quais devem ser manejados de forma complementar.

Em pequenos pomares, característicos das áreas cultivadas com pessegueiro, o uso também fica limitado por causa da possibilidade de migração de fêmeas fecundadas da *G. molesta* de áreas não tratadas. Por isso, o emprego de feromônio sexual como método de controle ainda é atualmente direcionado/utilizado, principalmente pelos produtores de maçã, em razão do maior tamanho e da uniformidade dos pomares. Assim, aplicações adicionais de inseticidas se fazem necessárias para produzir frutas sem perdas significativas. Desse modo, a associação da interrupção de acasalamento com inseticidas deve ser priorizada, seguindo a estratégia empregada em outros países.

A forma mais correta de se combater *G. molesta* por meio do uso de feromônio sexual é pela manutenção de uma concentração adequada do produto no pomar

Tabela 7. Produtos à base de feromônio sexual registrados no Mapa para monitoramento e controle de *Grapholita molesta*, na cultura do pessegueiro, no Brasil.

Ingrediente ativo	Nome comercial	Dose	Classe toxicológica	Carência (dias)
Monitoramento				
Álcool laurílico	Biographolita	1 armadilha para cada 2 ha a 5 ha	IV	SR
Acetato de dodecenila	Iscalure Grafolita	1 armadilha para cada 2 ha a 5 ha	IV	SR
Controle				
(Z)-8- dodecenol	Biolita	20 saches ha ⁻¹	IV	SR
Acetato de (E)-8-dodecenila	Splat Grafo	1 kg ha ⁻¹ a 2 kg ha ⁻¹	IV	SR

Nota: SR = sem restrição.

Fonte: dados de Agrofit (2010).

durante todo o ano. Mesmo após a colheita em pomares com variedades de ciclo curto, é recomendado que sejam mantidos os liberadores no pomar, para evitar que indivíduos remanescentes consigam aumentar sua população antes do inverno, o que pode resultar em surgimento de uma alta população numa próxima safra. Nas condições brasileiras, a primeira aplicação de feromônio no ciclo deve ser realizada um pouco antes da brotação (meses de agosto e setembro no Sul do Brasil). Em razão das características dos produtos existentes no mercado e também das condições climáticas das regiões produtoras de frutas de clima temperado, as reaplicações devem ser realizadas com intervalos de 80 a 100 dias. Há tendência de aumento no emprego dessa tecnologia na cultura, incluindo a entrada de novas formulações no mercado brasileiro.

Métodos auxiliares

Na região Sul do Brasil, as cultivares de ciclo precoce sofrem menor pressão da praga quando comparadas às de ciclo médio e tardio. Assim, se o objetivo é reduzir as perdas por *G. molesta*, é preferível o plantio de cultivares precoces.

A catação e a destruição de ponteiros atacados durante a poda verde também são recomendadas para reduzir a população da praga.

Outra alternativa utilizada principalmente em pomares de produção orgânica é o emprego do ensacamento dos frutos para a proteção contra o ataque não só da mariposa-oriental, mas também de outros insetos (LIPP; SECCHI, 2002). Trata-se de uma técnica antiga, e o material utilizado para confecção dos sacos pode ser à base de papel-manteiga parafinado branco ou de tecido polipropileno microperfurado transparente. O ensacamento dos frutos deve ser realizado ainda quando os frutos estão pequenos. No caso da mariposa-oriental, recomenda-se que o ensacamento seja realizado de 20 a 25 dias antes da maturação (EMBRAPA, 1990); entretanto, se essa data for antecipada, o ataque de outras pragas será evitado.

Pragas secundárias

Cochonilha-branca – *Pseudaulacaspis pentagona* (Targioni-Tozzetti, 1885) (Hemiptera: Diaspididae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

A cochonilha-branca é uma importante praga do pessegueiro que ocorre nas principais regiões produtoras. Nativa do sudoeste da Ásia, ela se dispersou com o material vegetativo e hoje está presente praticamente em todas as regiões biogeográficas do mundo, incluindo as Américas do Norte, Central e do Sul, Europa, África, Ásia e Austrália (HANKS; DENNO, 1993; MILLER; DAVIDSON, 1990). No Brasil, está distribuída praticamente em todos os estados produtores de frutas de caroço.

Além de ser cosmopolita, ataca troncos, folhas e frutos de uma grande quantidade de hospedeiros cultivados e não cultivados, destacando-se plantas ornamentais, frutíferas, florestais e, até mesmo, culturas anuais quando são cultivadas próximas dos

hospedeiros preferidos. Entre as frutíferas, destacam-se o pessegueiro, a ameixeira, a amoreira, a videira e o quiveiro. Segundo Sales (1998), na Flórida foram registrados 115 gêneros e 54 famílias de plantas hospedeiras, abrangendo aproximadamente 178 espécies hospedeiras.

Descrição e bioecologia

As fêmeas adultas são de coloração amarela ou alaranjada e medem de 0,8 mm a 0,9 mm de comprimento por 1,2 mm a 1,3 mm de largura. As coconilhas são protegidas por uma carapaça (escama) de formato subcircular, com cerca de 2 mm de diâmetro, de cor branca e com duas estrias centrais de coloração alaranjada. Os machos são menores que as fêmeas, e a escama é alongada com uma carena. As formas imaturas e a fêmea adulta não possuem pernas e antenas e locomovem-se por meio de movimentos ondulares do corpo.

Fêmeas não fertilizadas saem da carapaça e começam a secretar uma nova, que é mais branca e macia do que a primeira. Quando fertilizadas, as fêmeas param de secretar a carapaça e começam a ovipositar.

Em *P. pentagona*, não ocorre partenogênese e as fêmeas não fecundadas morrem sem originar descendentes. Cerca de três semanas após a fixação, as ninfas fêmeas começam a liberar feromônio sexual com o objetivo de atrair os machos para o acasalamento (DUYAN; MURPHY, 1971).

O período de pré-oviposição é de cerca de 15 dias; e o de oviposição, de aproximadamente 8 dias em condições de campo. Cada fêmea oviposita de 80 a 150 ovos durante sua vida, os quais medem 0,2 mm de comprimento por 0,12 mm de diâmetro. Os de coloração laranja darão origem somente a fêmeas, enquanto os brancos e levemente rosados darão origem a machos (MCLAUGHLIN; ASHLEY, 1977). Durante o inverno, as fêmeas fertilizadas permanecem em quiescência invernal, e reiniciam a postura na primavera.

Aproximadamente 5 dias após a oviposição, eclodem as ninfas, que são móveis. Morfologicamente possuem o corpo achatado e oval com coloração característica do ovo. Nesse caso, é possível diferenciar o macho da fêmea. A proporção sexual é de um macho para uma fêmea. As ninfas macho se locomovem pouco, fixando-se, logo após a emergência, próximo à carapaça da mãe. Já as ninfas fêmeas se locomovem mais do que os machos, dispersando-se rapidamente (SALLES, 1990). Ao encontrar o local para a fixação, as ninfas perfuram o tecido vegetal com os estiletos bucais e no caso de fêmeas permanecem até a fase adulta no local. *P. pentagona* passa por quatro instares com durações variáveis de acordo com a temperatura.

O período ovo-adulto (Figura 12) é de, aproximadamente, 35 a 40 dias no verão, e 80 a 90 dias no inverno. Na região Sul do Brasil, o número de gerações anuais é de duas a três (SALLES, 1990).

Os machos são de vida livre e sobrevivem por poucas horas apenas com a finalidade de reprodução. A cópula ocorre durante a noite ou nas horas do dia com temperatura mais amena. Tanto as fêmeas quanto os machos se acasalam com diferentes parceiros (MCLAUGHLIN; ASHLEY, 1977).

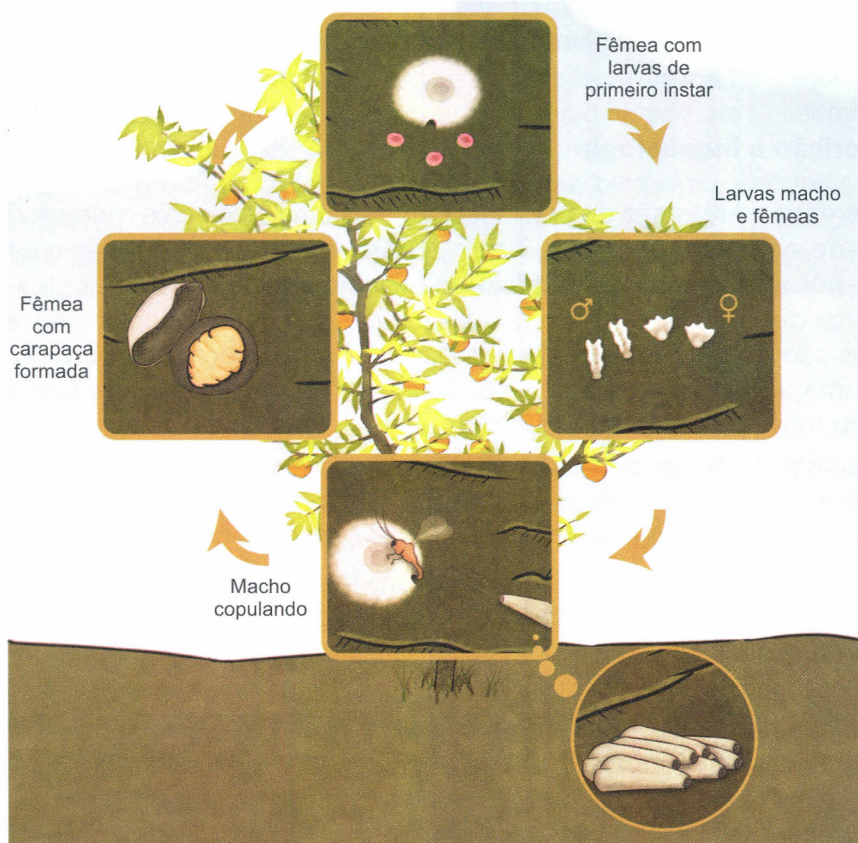


Figura 12. Representação esquemática do ciclo biológico de *Pseudaulacaspis pentagona*.

Arte: Eduardo Harry.

Danos

Embora em determinados locais a cochonilha escama-branca tenha deixado de ser considerada uma praga-chave, em outras regiões ainda causa danos significativos. Os danos ocorrem principalmente quando a população é alta, pois, nesse caso, a praga recobre totalmente o tronco e os galhos e deixa as plantas como se estivessem pulverizadas de branco (Figura 13). As plantas atacadas perdem o vigor e, em alguns casos, podem morrer caso medidas de controle não sejam adotadas. É comum encontrar, nas plantas, rachaduras no tronco e nos ramos por causa da sucção de seiva provocada pela cochonilha, o que facilita a entrada de patógenos.

A aplicação frequente de inseticidas, principalmente do grupo dos piretroides, tem levado a um desequilíbrio nos pomares com o aumento de cochonilhas. Isso ocorre provavelmente pelo fato de esses produtos serem altamente nocivos aos parasitoides, considerados os principais agentes de biocontrole das cochonilhas. Assim, recomenda-se utilizar esses produtos somente na falta de outras opções e, caso sejam utilizados, não devem ser frequentes.

Figura 13. Cochonilha-branca (*Pseudaulacaspis pentagona*) no tronco do pessegueiro.



Foto: Dori Edson Nava

Monitoramento

O monitoramento é realizado por meio da identificação dos focos de infestação e do registro das plantas e/ou partes infestadas no pomar.

Controle

Cultural

O controle cultural tem sido um método auxiliar ao controle biológico e químico. É realizado por meio da poda dos ramos que estão infestados pela cochonilha, durante a pré-poda (realizada logo após a colheita) e poda (realizada no inverno). Os ramos infestados devem ser removidos e colocados nas entrelinhas, de maneira que as ninfas de primeiro instar, que são móveis, não consigam se deslocar até as plantas. E assim, os parasitoides que emergirão das cochonilhas migrarão para as plantas auxiliando no controle da praga.

Além disso, a remoção das cochonilhas com escovas também é uma prática recomendada.

Biológico

A conservação e a preservação de inimigos naturais nos pomares é o método mais eficiente de controle de *P. pentagona*. No mundo, são registrados mais de

40 parasitoides da ordem Hymenoptera e 57 espécies de predadores da ordem Coleoptera. Muitos desses inimigos naturais foram utilizados em programas de controle biológico clássico, como é o caso de *Prospaltella berlesei* (Hymenoptera: Aphelinidae), importado dos EUA, em 1921, para o controle de *P. pentagona* em pomares de pessegueiro do RS, e considerado o primeiro caso de controle biológico clássico do Brasil (BERTI FILHO, 2001). Além de *P. berlesei*, que representa 50% dos parasitoides presentes nos pomares, *Azotus platensis* e *Signiphora aspidioti* (Hymenoptera: Aphelinidae) são encontrados em 35% e 15% do total de parasitoides, respectivamente (CARVALHO, 1990).

Para preservação e aumento desses e de outros inimigos naturais de *P. pentagona*, recomenda-se que, no momento da poda, os ramos infestados sejam colocados no pomar entre as linhas. Assim, os parasitoides que estão nos estágios imaturos, nas cochonilhas eliminadas com os ramos, poderão emergir e parasitar novos hospedeiros. Outra técnica importante consiste em colocar ramos infestados pela cochonilha, coletados de locais com presença de parasitoides, em pomares que tenham altas populações de *P. pentagona* (SALLES, 1990). O parasitismo da cochonilha-branca é facilmente observado no campo pela abertura de forma arredondada sobre as escamas (VIGGIANI; GARONNA, 1993). Outras espécies de predadores, como Coccinellidae e Chrysopidae, devem ser preservados nos pomares.

Químico

O controle químico da cochonilha-branca deve ser realizado somente nas plantas infestadas. O mesmo procedimento pode ser realizado com inseticidas aplicados via solo ou no tronco, no início da brotação (Tabela 4).

Piolho-de-são-josé – *Quadraspidiotus perniciosus* (Comstock, 1881) (Hemiptera: Diaspididae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

O piolho-de-são-josé está distribuído nas principais regiões de clima temperado e subtropical do mundo, e sua provável região de origem é o norte da China. Está presente em todos os continentes e regiões onde se produzem frutíferas de clima temperado (GONZALEZ, 1981). No continente americano, foi primeiramente registrado no Vale de São José, Califórnia, EUA, por volta de 1870. No Brasil, a primeira constatação foi feita em 1919, no sul de Minas Gerais, sobre mudas de pessegueiro provenientes de Pelotas, embora a sua constatação no Sul do Brasil ainda não houvesse sido feita (FONSECA, 1936). Posteriormente, seguiram-se relatos de ocorrência para os estados de São Paulo, Santa Catarina e Paraná.

A espécie possui grande quantidade de hospedeiros, compreendendo plantas ornamentais, florestais e frutíferas. Este último grupo reúne as espécies de maior importância econômica, com destaque para os gêneros *Prunus*, *Pyrus* e *Cydonia*, da família Rosaceae, embora haja relato de que possa atacar mais de 200 espécies botânicas (LIMA, 1945).

Descrição e bioecologia

O ciclo biológico de *Q. perniciosus* compreende três estágios para as fêmeas: ninfa de primeiro instar, ninfa de segundo instar e estágio adulto, e cinco para os machos. No caso das fêmeas, as ninfas são migratórias, e deslocam-se até encontrar um ponto no hospedeiro para se fixar. Após a fixação, o inseto forma um escudo e, depois da primeira muda, ocorre a perda das pernas e antenas, permanecendo imóvel até a fase adulta. No caso dos machos, após o segundo instar, as larvas passam pela fase de pré-pupa e pupa. Na fase de pupa, ocorre a formação das antenas, pernas e asas. No final desse período, o macho abandona o escudo na forma de inseto alado, que é de cor amarela, com asas anteriores transparentes, frágeis e membranosas e as posteriores atrofiadas.

As fêmeas são vivíparas e podem originar cerca de 10 ninfas por dia, durante um período de 35 a 50 dias. As ninfas permanecem por curto período de tempo sob o escudo materno e, logo em seguida, espalham-se pela planta, fixando-se principalmente nos ramos e troncos. As cochonilhas passam o inverno na forma de ninfas de primeiro instar. A primeira geração primaveril de ninfas migratórias normalmente aparece em outubro/novembro. As ninfas de primeiro instar são amareladas e móveis, até se fixarem no hospedeiro. O surgimento das primeiras ninfas significa que, nos próximos 15 a 20 dias, haverá grande concentração de insetos na fase dispersiva. Nesse estágio, ocorre a disseminação da praga no hospedeiro e entre as plantas do pomar. A segunda geração de ninfas migratórias ocorre a partir de janeiro, e a última a partir de março, podendo se estender até o mês de abril (SALLES, 1998).

Danos

Embora no Brasil *Q. perniciosus* não seja uma praga-chave do pessegueiro, mundialmente tem sido relacionada como uma das principais espécies praga da cultura e também tem aumentado em áreas onde é empregada a técnica da interrupção de acasalamento para o controle da mariposa-oriental.

As ninfas de *Q. perniciosus* alimentam-se no parênquima das plantas e, em decorrência da contínua sucção de seiva e das substâncias tóxicas que são introduzidas no tecido vegetal, em razão de suas picadas, a planta vai enfraquecendo, chegando a não produzir. O ataque se verifica tanto no tronco, quanto em ramos, folhas e frutos. Se a infestação não for detectada no início, pode matar árvores jovens com até 3 anos. Em plantas adultas, altas infestações podem afetar sua estrutura, vigor e produtividade, e principalmente causar a morte de ramos produtivos (GENTILE; SUMMERS, 1958). Quando os frutos são atacados, apresentam manchas avermelhadas, o que reduz o seu valor comercial (Figura 14).

Monitoramento

Para realizar o monitoramento da praga, devem-se observar diretamente as plantas atacadas para delimitar os focos de infestação. Pode-se ainda avaliar a presença do inseto nos frutos no momento da colheita (Figura 14), para que sejam definidos a intensidade de ataque e os locais do pomar infestados (BOTTON et al., 2003a).

Foto: Marcos Botton

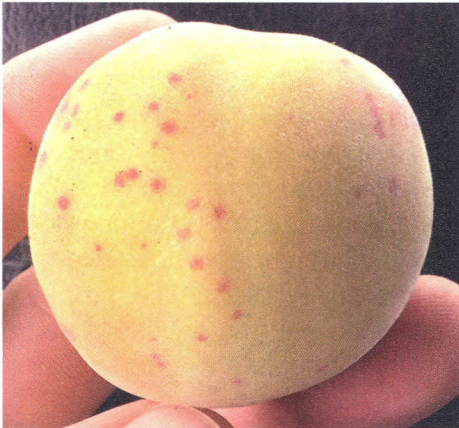


Figura 14. Dano causado pelo piolho-de-são-josé *Quadraspidiotus perniciosus* em pessegueiro.

Controle

Cultural

A remoção e a queima dos ramos infestados durante a poda, bem como a manutenção da vegetação no interior do pomar a fim de fornecer alimento e abrigo para inimigos naturais, são medidas preconizadas.

Biológico

No Brasil, poucas informações estão disponíveis sobre as espécies de predadores e parasitoides associados ao piolho-de-são-josé. Na literatura, são conhecidas várias espécies de inimigos naturais, especialmente parasitoides (*Encarsia perniciosi*, *Aphytis diaspididae*, *Aspidiotiphagus citrinus*) que ocorrem naturalmente ou que foram introduzidos (GONZALEZ, 1981).

Químico

O controle químico deve ser empregado no período em que ocorrem as ninfas migratórias. Deve-se associar óleo mineral a um inseticida recomendado para a cultura.

Gorgulho-do-milho – *Sitophilus zeamais* (Motschulsky, 1855) (Coleoptera: Curculionidae)

Distribuição geográfica e hospedeiro

O gorgulho-do-milho *S. zeamais* é um inseto cosmopolita, cujo local de origem acredita-se que seja a Índia. É uma das mais importantes pragas de grãos armazenados, e encontra-se distribuído em todas as regiões tropicais e temperadas quentes do mundo (HALSTEAD, 1963). No Brasil, a sua ocorrência tem sido relatada com frequência em pomares de frutíferas de clima temperado, com destaque para pessegueiro (SALLES, 2003), macieira (BONETTI et al., 1999) e videira (BOTTON et al., 2005a; HICKEL; SCHUCK, 2005) (Figura 15).

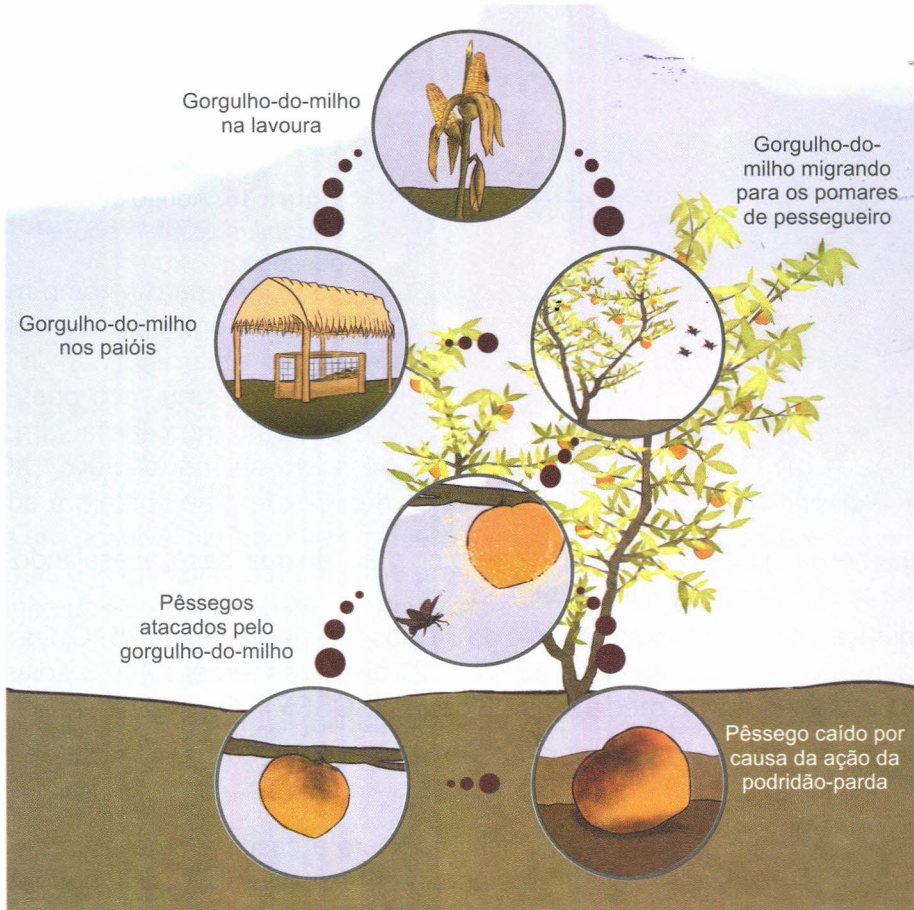


Figura 15. Representação esquemática da infestação de adultos de *Sitophilus zeamais* em pomares de pessegueiro e dano causado nos frutos.

Ilustração: Eduardo Harry.

Descrição e bioecologia

Adultos de *S. zeamais* são pequenos besouros, castanho-escuros, com manchas avermelhadas nos élitros (visíveis logo após a emergência) (Figura 16). Medem em torno de 3 mm de comprimento e possuem a cabeça projetada para frente em forma de rostro (característica da família Curculionidae). Nas fêmeas, a cabeça é mais longa e afilada e nos machos mais curta e grossa. O aparelho bucal é do tipo mastigador, e possui mandíbulas fortes o suficiente para romper a dureza dos grãos armazenados (LORINI, 1998).

As larvas são de coloração amarelo-clara, com a cabeça mais escura, e as pupas são brancas (LORINI; SCHNEIDER, 1994). O ciclo reprodutivo começa quando a fêmea, utilizando as mandíbulas, perfura o grão e forma um orifício, geralmente na região do embrião. Em seguida, ela deposita um ovo. Após quatro dias eclodem as larvas, que são de coloração amarelo-clara, com a cabeça mais escura. Alimentam-se das partes internas do grão, e passam por quatro instares larvais até que se transformem em

Foto: Paulo Luiz Lanzetta Aguiar



Figura 16. Adulto de *Sitophilus zeamais* sobre pêssego.

pupa. Ao emergir, o inseto realiza um orifício no grão, do qual sairá, acasalando-se dois a três dias após a saída (LORINI, 1998).

A duração do período ovo-adulto é de 34 dias à temperatura de 25 °C. Os machos vivem em média 142 dias (variando de 85 a 221 dias) e as fêmeas 140,53 dias (de 80 a 186 dias). A fecundidade média é de 282 ovos (ROSSETTO, 1972).

Danos

Em pessegueiro, o gorgulho-do-milho perfura a casca e se alimenta da polpa do pêssego em fase de maturação. Isso geralmente ocasiona a queda prematura dos frutos ou prejudica sua aparência (Figura 17A). Da mesma forma que ocorre no caso da mosca-das-frutas e da mariposa-oriental, seu ataque também favorece tanto a ocorrência da podridão-parda (Figura 17B), causada pelo fungo *M. fructicola*, quanto o ataque de outros insetos, como vespas e abelhas (SALLES, 1998). O período de ataque é próximo da colheita.

Fotos: Sañdro Daniel Norberg



Figura 17. Danos causados por *Sitophilus zeamais* em pêssego: dano causado no fruto em virtude da alimentação (A) e dano causado pela podridão-parda (B).

Na avaliação de pomares da região de Pelotas, RS, foi observado que até 8% dos pêssegos caídos após a chuva e/ou vento forte apresentavam sinais de ataque do gorgulho-do-milho. Em amostras de frutos coletados nas plantas, a incidência média pode chegar a 6%. Esses valores indicam a importância desse inseto como praga na cultura.

Monitoramento

Em grãos armazenados, os gorgulhos são monitorados com feromônio sexual. No entanto, o emprego dessa técnica nos pomares não tem sido eficaz. Por esse motivo, o monitoramento do gorgulho-do-milho em pomares de pessegueiro pode ser realizado com uma armadilha construída com uma garrafa PET de refrigerante de 600 mL, iscada com grãos de milho, denominada PET-milho (Figura 18) (HICKEL; SCHUCK, 2008). Além da utilização de grãos de milho como atrativo alimentar, a armadilha é pintada de preto, já que os adultos são atraídos pela cor escura, dando pista de um possível abrigo para os insetos. A armadilha é instalada na parte mediana das plantas e inspecionada no mínimo uma vez por semana. Na inspeção, observa-se a presença dos adultos e, para tal, devem-se separar os grãos de milho dos insetos por meio da utilização de uma peneira. O milho deve ser trocado a cada 15 dias por milho expurgado ou sem a presença do gorgulho (HICKEL; SCHUCK, 2008).

Além da armadilha PET-milho, o monitoramento pode ser realizado por meio de inspeções diárias nos frutos, a partir de 10 dias antes do início da colheita (comunicação pessoal)¹.

Figura 18. Armadilha PET-milho utilizada para o monitoramento de adultos de *Sitophilus zeamais* em pomares de pessegueiro.



Foto: Sandro Daniel Nörnberg

¹ Informação obtida em conversa com Sandro Daniel Nörnberg e outros.

Controle

Para o controle do gorgulho-do-milho, recomenda-se eliminar os focos de infestação do inseto por meio do tratamento dos grãos armazenados nos paióis e da coleta do milho nas lavouras, já que os insetos migram para os pomares quando ocorre falta de alimento em razão de altas populações.

Apesar de já terem sido realizados testes com produtos em condições de laboratório, os quais demonstraram o efeito positivo de alguns inseticidas (AFONSO et al., 2005), ainda é necessário comprovar essa eficiência nos pomares e determinar o período de carência produtos testados (AFONSO et al., 2005; BOTTON et al., 2005a).

Broca-das-rosáceas (Coleoptera: Scolytidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

As informações de literatura sugerem que *Scolytus rugulosus* (Ratzburg, 1837) seja a espécie de broca-das-rosáceas de maior ocorrência nos pomares de pessegueiro do Brasil (SALLES, 1998). Em trabalho realizado na região de Pelotas, a principal espécie encontrada foi *Xyleborinus saxeseni* (HARTER et al., 2008). Esses resultados indicam que, provavelmente nessa região, o escolito-do-pessegueiro *S. rugulosus*, até então referido como predominante, seja menos importante.

Desse complexo de brocas, *S. rugulosus* possui ampla distribuição, e é registrado em diversos países da Europa, Ásia, América do Norte e do Sul (GONÇALVES, 1945). No Brasil, está amplamente distribuído, e a primeira observação foi feita em 1934, no Rio de Janeiro, embora, na mesma publicação, seja feita menção para amostras provenientes de pomares de pessegueiro de Porto Alegre, RS (GONÇALVES, 1945).

Entre os hospedeiros preferidos estão as plantas da família Rosaceae, principalmente dos gêneros *Amygdalus*, *Cerasus*, *Eryobotria*, *Persica*, *Prunus* e *Pyrus*. De um modo geral, a espécie causa danos nas seguintes culturas: pessegueiro, ameixeira, cerejeira, macieira, pereira e damasqueiro.

Descrição e bioecologia

Os adultos são besouros que medem de 2 mm a 3 mm de comprimento e de 1 mm a 2 mm de largura (Figura 19). Possuem formato oval, corpo alongado e cor variável de pardo-escuro com reflexos fracos. As pernas são um pouco mais claras e ligeiramente avermelhadas. Os machos são menores do que as fêmeas, e a frente é mais achatada e pilosa (GONÇALVES, 1945).

Os ovos são de coloração branco-leitosa e de formato oval. Apresentam tamanho médio de 0,52 mm de comprimento por 0,36 mm de largura. As larvas são cilíndricas, esbranquiçadas e, muitas vezes, coloridas de rosa e desprovidas de pernas. Quando estão próximas da fase de pupa, chegam a medir 4 mm de comprimento. As pupas são de coloração branco-creme e, como as larvas, podem ficar levemente rosadas. Medem de 3,5 mm a 5 mm de comprimento. Na pupa é possível observar os élitros com estrias longitudinais que cobrem o terceiro par de pernas.

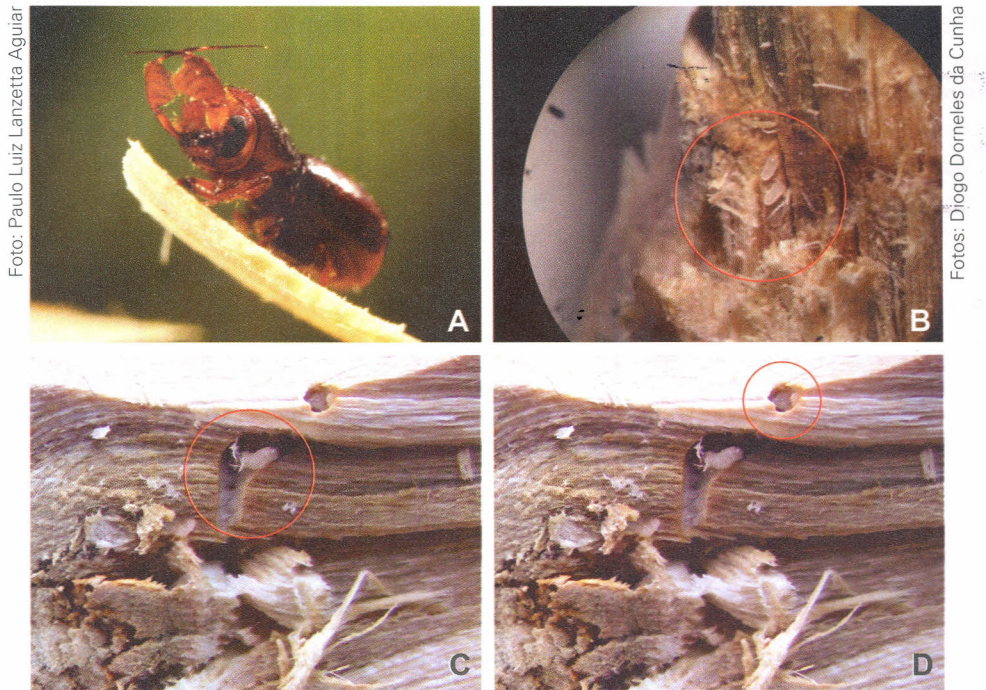


Figura 19. Fases do ciclo biológico de escolitídeo em pessegueiro: adulto (A); ovos (B); larva na galeria (C); e pupa no orifício (D) Os círculos indicam os estádios de desenvolvimento.

Estudos realizados na Argentina e nos EUA e observações feitas no Brasil indicam que o inseto inicia o ataque às plantas na primavera. Após a transformação das pupas em adulto, os escolitídeos permanecem inativos nas galerias e, com o aumento da temperatura, ocorrem revoadas nas horas mais quentes do dia. Após o voo, a fêmea escolhe um hospedeiro, de preferência mais debilitado, para a construção da galeria e da câmara de postura nos troncos e ramos. As galerias circulares medem de 1 mm a 2 mm de diâmetro, por onde penetram as fêmeas, que depois abrem, nas partes centrais da madeira, em ângulo reto, uma câmara onde depositam os ovos. Os ovos são colocados nas paredes laterais da câmara, e podem ser encontradas duas fileiras de ovos. Segundo Gonçalves (1945), o número de ovos varia de 1 a 163. Com a eclosão das larvas, que ocorrem de 3 a 4 dias, há a construção de uma nova galeria, que poderá chegar a 10 cm de comprimento. O período larval é de aproximadamente um mês, dependendo das condições ambientais. Com o término da fase de larva, ocorre a formação da câmara pupal, que fica localizada no fim da galeria construída pela larva. A fase larval dura de 7 a 10 dias. Dependendo da região, o inseto pode ter de duas a três gerações por ano (GONÇALVES, 1945).

Danos

Os danos causados são facilmente visualizados em virtude das características do ataque do inseto e dos sintomas apresentados pela planta. No tronco e nos ramos principais, é possível observar a liberação de um pó (serragem) em decorrência da abertura da galeria. As plantas atacadas podem apresentar queda de folhas, clorose

e, em algumas, ocorre exsudação de goma. Normalmente, o ataque de escolítídeos ocorre em plantas debilitadas. As plantas atacadas acabam enfraquecendo mais e morrem 2 a 3 anos após a infestação.

Monitoramento

Não tem sido realizado o monitoramento de escolítídeos em pessegueiro. Sabe-se que os insetos são atraídos por substâncias voláteis liberadas pelas plantas, entre as quais os álcoois. Nas plantas sob estresse, que têm seu metabolismo modificado e passam a liberar metabólitos, percebe-se o forte cheiro de álcool. Tal fato reforça a ideia de que os insetos atacam, preferencialmente, plantas nessas condições (GONZALEZ, 1989). A vantagem do monitoramento seria identificar o início da infestação. Caso isso não seja realizado, devem-se identificar as plantas com presença de galerias da broca. Também é importante verificar, próximo ao pomar, a presença de plantas atacadas que possam servir de repositório da espécie.

Controle

O controle dos escolítídeos é extremamente difícil, uma vez que ficam protegidos nos caules e ramos. Nos pomares com histórico de ocorrência desse inseto, deve-se fazer um bom manejo das plantas, incluindo adubação balanceada, uso de material de propagação sadio e controle de doenças. Também deve ser evitado o estabelecimento do pomar em áreas encharcadas. A remoção dos ramos atacados, oriundos da atividade de poda, e sua respectiva queima são outras ações recomendadas, visando reduzir a população da praga no pomar (SALLES, 1998). O controle químico tem demonstrado reduzida eficácia no controle de Scolytidae. Em infestações iniciais, é possível injetar inseticidas fosforados nos orifícios de entrada do inseto. Em ataques severos podem ser utilizadas pulverizações em cobertura total. Entretanto, o produto atuará somente sobre os adultos que estejam em revoadas.

Lagarta-das-fruteiras – *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick, 1909) (Lepidoptera: Tortricidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

A lagarta-das-fruteiras *A. sphaleropa* é nativa do continente sul americano. É registrada nos seguintes países: Brasil, Argentina, Uruguai, Peru e Bolívia (RAZOWSKI; BECKER, 2000; BETANCOURT; SCATONI, 1995). No Brasil, está amplamente distribuída nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Paraná (BETANCOURT; SCATONI, 1986; BIEZANKO et al., 1957; TREMATERRA; BROWN, 2004).

Atualmente, são conhecidos mais de 50 hospedeiros de diferentes famílias, os quais se alimentam de folhas e frutos (TREMATERRA; BROWN, 2004). Em frutíferas, há registros de que essa praga tem causado danos em macieira, citros, videira, pereira, caqui e pessegueiro (BOTTON et al., 2003b; MANFREDI-COIMBRA et al., 2001; NAVA et al., 2005; NORA; SUGIURA, 2001).

Descrição e bioecologia

Os adultos são pequenas mariposas com coloração variável, de castanho-claro a castanho-escuro, quase preto, com áreas de coloração vermelho-escuro (Figura 20). A postura é realizada na superfície superior das folhas e o número de ovos é variável, sendo em média 174 ovos por fêmea. O período de incubação é de 6,6 dias na temperatura de 25 °C.

Figura 20. Adulto de *Argyrotaenia sphaleropa*.



Foto: Dori Edson Nava

As lagartas tecem fios de seda e protegem-se pela união das folhas e frutos. Essa fase dura em média 16 dias, e as lagartas passam por cinco instares. A duração da fase de pupa é de 7 dias. A duração do período ovo-adulto é de aproximadamente 33 dias (NAVA et al., 2005). *A. sphaleropa* pode completar até quatro gerações por ano, nas condições da Serra Gaúcha (MANFREDI-COIMBRA et al., 2001). A espécie não apresenta diapausa (BETANCOURT; SCATONI, 1986; MORANDI et al., 2007).

Danos

Em pessegueiro, o status de praga foi recentemente confirmado na Serra Gaúcha, pelo fato de as lagartas rasparem a epiderme dos frutos, geralmente na região de inserção do pedúnculo ou em locais de contato entre folhas e frutos (Figura 21). Essa abertura nos frutos facilita a entrada de doenças, principalmente da podridão-parda, causada pelo fungo *M. fructicola*, além de depreciar comercialmente o fruto (BOTTON et al., 2003a). Muitos produtores têm confundido o ataque de *A. sphaleropa* com os danos causados por *G. molesta*, e isso tem levado à realização de aplicações adicionais de inseticida. Segundo Botton et al. (2003a), os danos provocados por essa praga na região da Serra Gaúcha, RS, tem sido próximo de 2%.



Figura 21. Danos causados em pêsego pelas lagartas de *Argyrotaenia sphaleropa*.

Monitoramento

Para o manejo da lagarta-das-fruteiras, tem sido utilizado o feromônio sexual, visando monitorar a população da praga (BAVARESCO et al., 2005). No Brasil, o feromônio ainda não está disponível comercialmente e a presença da praga é estimada pela avaliação dos danos no momento do raleio ou próximo à colheita.

Controle

Os inseticidas direcionados ao controle da mariposa-oriental têm efeito sobre a lagarta-das-fruteiras (BAVARESCO et al., 2006).

Tripes

Distribuição geográfica e hospedeiros

Existe um complexo de espécies de tripes que ocorre em pomares de frutas de caroço no Brasil. Como os fruticultores buscam, de uma forma geral, diversificar seus cultivos com plantios de pessegueiro, nectarineira e ameixeira em uma mesma propriedade, as espécies de tripes acabam sendo encontradas simultaneamente nas três culturas. Isso se deve principalmente aos períodos de floração dessas espécies frutíferas, que, geralmente, coincidem cronologicamente, o que proporciona fonte de alimento para a manutenção das populações que transitam entre os pomares.

Os trabalhos de levantamento realizados, até o momento, revelam uma ampla diversidade de espécies presentes nos pomares de pessegueiro e nectarineira (Tabela 8).

Das espécies coletadas em pessegueiro no Estado de São Paulo, *F. occidentalis* e *Frankliniella shultzei* foram predominantes com 55,7% e 25,2% do total de indivíduos coletados, respectivamente (PINENT et al., 2008).

Descrição e bioecologia

Os tripes são insetos diminutos (Figura 22), que medem de 1 mm a 1,5 mm de comprimento e possuem formato alongado. As cores podem variar entre as espécies

Tabela 8. Espécies de trips coletados em pomares de pessegueiro e/ou nectarineira, nos estados do Paraná, Santa Catarina e São Paulo.

Espécie	SC	PR	SP
<i>Arorathrips fulvus</i> (Moulton)		X	
<i>Arorathrips mexicanus</i> (Crawford)		X	
<i>Caliothrips phaseoli</i> (Hood)		X	
<i>Ceratothripoides lagoenacollus</i> (Moulton)		X	
<i>Frankliniella condei</i> John	X		X
<i>Frankliniella insularis</i> (Franklin)		X	X
<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande)		X	X
<i>Frankliniella schultzei</i> (Trybom)		X	X
<i>Frankliniella simplex</i> Priesner		X	
<i>Frankliniella</i> sp.	X		
<i>Haplothrips gowdeyi</i> (Franklin)	X	X	X
<i>Haplothrips</i> sp.		X	
<i>Neohydatothrips</i> sp.		X	
<i>Thrips australis</i>		X	
<i>Thrips tabaci</i> Lindeman		X	X

Fonte: Hickel; Ducroquet (1998a), Pinent et al. (2008) e Schuber et al. (2008).

Foto: Aline Mondillo

**Figura 22.** Fêmea adulta de *Frankliniella occidentalis*.

e fases de desenvolvimento dentro da mesma espécie (MONTEIRO et al., 1999). De maneira geral, essas variações dificultam a correta identificação dos trips nos pomares.

A biologia dos trips compreende cinco fases: ovo, larva, pré-pupa, pupa e adulto. A postura é realizada no interior dos tecidos, principalmente nas flores. As larvas possuem baixa mobilidade, pois são ápteras. Já os adultos são alados e representam a principal fase de dispersão entre os pomares. Nas fases de pré-pupa e pupa, o inseto permanece sem se alimentar. A duração de cada uma dessas fases pode variar de acordo com a espécie e temperatura.

F. occidentalis se reproduz de forma sexuada ou por partenogênese (sem a necessidade do macho). No segundo caso, originam maior proporção de machos. As fêmeas ovipositam por 13 a 15 dias em temperatura de 25 ± 1 °C, e depositam em média 78 ovos quando criadas em morangueiro (NONDILLO et al., 2009). Os ovos são claros e de tamanho reduzido, com cerca de 0,25 mm x 0,50 mm.

Na cultura do morangueiro, a duração dos estágios em temperatura de 25 ± 1 °C é a seguinte: ovo (4 dias), larva (4,9 dias), pré-pupa (1,1 dia) e pupa (2,4 dias) (NONDILLO et al., 2009).

Danos

Os principais prejuízos são ocasionados no período de floração das plantas, principalmente quando as populações atingem níveis elevados. Nessa fase, tanto adultos quanto larvas raspam a película do ovário das flores. Isso pode evoluir para deformações nos tecidos, que, muitas vezes, acabam por provocar a queda das flores. Quando se desenvolve, o fruto atacado apresenta casca defeituosa, áspera e com nodosidades, que depreciam seu valor comercial (Figura 23).

Fotos: Fernando Mascaro

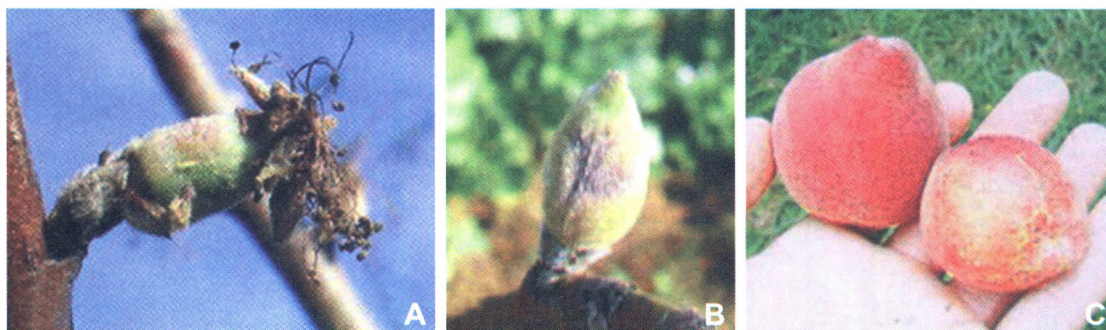


Figura 23. Dano de tripes em fruto de pessegueiro: frutos recém-formados (A e B) e frutos maduros (C) – à direita, fruto com sintoma de ataque; à esquerda, fruto sem ataque.

Após a queda das sépalas, mesmo em níveis populacionais mais baixos, as populações permanecem. O ataque nesse período não promove um aumento na queda dos frutos, porém se observa maior porcentagem de frutos deformados (RANGEL; MASCARO, 2007). Quando ocorrem populações elevadas na fase de pré-colheita, as pequenas aberturas deixadas pela atividade de alimentação dos insetos podem servir como porta de entrada para fungos, especialmente a podridão-parda e a antracnose (RANGEL; MASCARO, 2007).

Monitoramento

O monitoramento deve ser realizado duas vezes por semana, do início da floração até a formação do fruto (em aproximadamente 2 cm de diâmetro). Para isso, devem ser amostradas 10 flores por planta e 10 plantas por talhão. A visualização das formas pode ser feita com auxílio de lupa (10x), destacando-se as pétalas. Pode-se também usar uma bandeja branca e sacudir as pétalas sobre ela.

Controle

Biológico

Para o controle biológico, são comercializadas espécies de percevejos predadores do gênero *Orius* (Figura 24). O ciclo biológico é relativamente curto (cerca de 10 dias de ovo a adulto) e varia, principalmente, de acordo com a fonte de alimento utilizada e com os fatores climáticos. A longevidade das fêmeas adultas pode variar entre 20 e 40 dias.

Figura 24. *Orius* sp. alimentando-se de tripses.



Foto: D. Gillespie

Os percevejos do gênero *Orius* são onívoros, ou seja, usam alimentos alternativos (ex.: pólen ou insetos, como afídeos e ácaros), mas têm como presa preferencial os tripses. Por esse motivo, são capazes de sobreviver nos pomares mesmo em baixos níveis populacionais de tripses. Outra vantagem desses percevejos predadores é o fato de possuírem alta habilidade de busca e habitarem o mesmo local que suas presas, sem causarem danos à cultura.

Para utilização em programa de controle biológico, as liberações devem ser realizadas quando detectada a presença dos primeiros tripses ou de forma preventiva, principalmente no início da floração. Ainda são necessários maiores estudos para melhorar a eficiência dessa estratégia de controle nos pomares. Uma das grandes dificuldades está relacionada com temperaturas baixas no momento da floração, o que reduz o desenvolvimento e a reprodução do predador.

Químico

O nível de controle para a aplicação de inseticidas é de 2% das flores com presença de tripses. Entre os principais produtos empregados para o controle da praga destacam-se o espinosade e o imidaclopride, porém ambos não possuem registro para a cultura do pessegueiro.

Um importante aspecto a ser considerado quando adotado o controle químico é a rotação de princípios ativos com diferentes mecanismos de ação. Considerando o curto período para desenvolvimento de ovo-adulto dos tripses e a possibilidade de reprodução por partenogenia, o risco de evolução da frequência de resistência nas populações é elevado.

Pulgões, *Brachycaudus schwartzi* (Börner, 1931), e *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae)

Distribuição geográfica e hospedeiro

Os pulgões são pragas cosmopolitas, que causam problemas em várias culturas, principalmente na espécie *M. persicae*, conhecida como pulgão-verde do pessegueiro, que tem sido a mais frequente e abundante nos pomares (SCHUBER et al., 2009).

Descrição e bioecologia

B. schwartzi: os pulgões ápteros apresentam coloração marrom-escura brilhante, com sete ou oito manchas transversais sobre o dorso do abdome. Os sifúnculos são pretos e curtos, e a codícula quase imperceptível, as pernas são pretas. Os alados apresentam a cabeça e o tórax de coloração preta e o abdome marrom-esverdeado ou amarelado, com uma mancha escura no dorso, atingindo quase toda a sua extensão, além de quatro manchas laterais. Ambas as formas medem cerca de 2 mm de comprimento (GALLO et al., 2002).

M. persicae: os pulgões dessa espécie medem cerca de 2 mm de comprimento. A forma áptera possui coloração geral verde-clara, enquanto a forma alada é de coloração geral verde, com cabeça, antena e tórax pretos (GALLO et al., 2002).

Os pulgões se reproduzem por partenogênese telítoca, sem a ocorrência de machos em clima tropical. As fêmeas são vivíparas, e, para *M. persicae*, cada uma pode gerar 80 indivíduos. O ciclo biológico (ovo-adulto) de *M. persicae* ocorre em 10 dias com quatro ecdises. Para as condições do Brasil, a biologia de *B. schwartzi* não é conhecida. As duas espécies formam colônias e são bem adaptadas à cultura do pessegueiro.

Danos

Os pulgões podem infestar plantas ainda novas nos viveiros, e as recém-estabelecidas nos pomares. Nesse caso comprometem a condução das plantas, e causam os maiores prejuízos. O ataque, geralmente, inicia-se nos botões florais, nas flores e, mais tarde, nas brotações, ocasionando o encarquilhamento por causa, provavelmente, da injeção de toxinas durante a sucção da seiva nas plantas (Figura 25). O encarquilhamento das folhas propicia abrigo e proteção em caso de chuva e contra os inimigos naturais, além de dificultar o controle com a aplicação de inseticidas (GONZALEZ, 1989). O enrolamento das folhas decorrente da infestação do pulgão também é chamado de falsa crespeira do pessegueiro, que não deve ser confundida com a causada pelo fungo *Taphrina deformans* (Berkley) Tulanes, 1866.

Pelo fato de os pulgões expelirem grande quantidade de *honeydew* (secreção rica em açúcares), sua presença nas plantas, em grandes populações, pode favorecer a proliferação de fungos formadores de fumagina, os quais podem cobrir as plantas e causar a diminuição da taxa de fotossíntese, interferindo na produção.

Figura 25. Dano causado por pulgões em brotações de pessegueiro.



Monitoramento

É realizado por meio da identificação visual dos focos de infestação (BOTTON et al., 2003a).

Controle

Os pulgões são muito atacados por inimigos naturais, pois vivem em colônias e têm pouca mobilidade. Além disso, geralmente o ataque ocorre em pomares nos quais há uso intenso de adubo nitrogenado. Por isso, o uso racional do nitrogênio, mantendo as plantas sem vigor excessivo, é um método de controle eficaz. Caso se torne necessário o controle químico, as aplicações devem ser direcionadas aos focos de infestação, antes que ocorra o encarquilhamento das folhas.

Ácaros, *Tetranychus urticae* (Kock, 1836), e *Panonychus ulmi* (Kock, 1836) (Acari: Tetranychidae)

Distribuição geográfica e hospedeiro

O ácaro-rajado *T. urticae* e o ácaro-vermelho *P. ulmi* são espécies cosmopolitas que atacam diversas culturas, entre elas as frutíferas, incluindo o pessegueiro.

Descrição e bioecologia

T. urticae mede cerca de 1 mm de comprimento e 0,6 mm de largura, e possui corpo oval com quatro pares de pernas. Sua cor varia de verde-amarelada a verde-escura, com duas manchas escuras na região látero-superior do corpo.

P. ulmi mede cerca de 0,5 mm de comprimento e 0,4 mm de largura, e possui o corpo arredondado. É de cor vermelho-escura, com pernas mais claras e longas, e abundantes cerdas no dorso do corpo.

O ciclo de vida desses ácaros inicia-se pela eclosão das larvas dos ovos hibernantes, no caso do ácaro-vermelho, e pelas fêmeas hibernantes, no caso do ácaro-rajado. O ciclo de vida envolve as seguintes fases: ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto. Em cada fase, o ácaro passa por um período ativo no qual se alimenta, seguido de um período de repouso até sofrer a ecdise. Os ovos são esféricos, para *Tetranychus*, e globosos, com a base achatada, para *Panonychus*. Ao eclodir, a larva é incolor e translúcida, e com a alimentação muda para a cor verde.

Os ácaros vivem em colônias, nas quais ocorrem formas de jovens a adultas, especialmente na face inferior das folhas, onde se localizam (principalmente na nervura central).

Temperaturas quentes e clima seco favorecem o crescimento populacional dos ácaros.

Danos

Das duas espécies, *T. urticae* é a mais importante em pessegueiro (Figura 26). Os ácaros removem os tecidos superficiais da folha com as quilíferas, o que ocasiona perda da seiva, e o alimento é ingerido por sucção. Com a destruição das células epidérmicas, ocorre o amarelecimento ao longo da nervura central e em sua parte lateral. Pode ocorrer também bronzeamento em infestações mais severas, o que pode causar queda de folhas e redução quali-quantitativa dos frutos.

A ocorrência desse ácaro em pessegueiro no Sul do Brasil tem sido registrada principalmente no período da pré-colheita e/ou logo após o seu término. Um dos motivos mencionados para o aumento desses ácaros é a aplicação constante de piretroides, que acabam matando os inimigos naturais.

Monitoramento

O monitoramento deve ser realizado com o auxílio de lupa (aumento de 10x). Dessa forma, devem ser avaliadas de 10 a 40 folhas por planta num total de 10 plantas por pomar.



Foto: Paulo Luiz Lanzetta Aguiar

Figura 26. Ocorrência de tetraniquídeo com formação de teias em pessegueiro.

Controle

Biológico

Naturalmente, diversas espécies de ácaros predadores ocorrem nos pomares de pessegueiro com destaque para os da família Phytoseiidae, que são eficientes na predação de ácaros fitófagos. Comercialmente, *Neoseiulus californicus*, *Phytoseiulus longipes* e *Phytoseiulus macropilis* podem ser empregados para o controle das duas espécies de ácaros fitófagos. *N. californicus* apresenta potencial de predação, principalmente no que se refere ao ácaro-rajado, consumindo ovos, larvas, ninfas e adultos (Figura 27). Multiplica-se rapidamente no campo e, na ausência do ácaro-rajado, alimenta-se de pequenos insetos e do pólen das plantas. Além disso, estudos demonstraram a tolerância dessa espécie a vários produtos químicos (POLETTI et al., 2008; SATO et al., 2002).

Figura 27. Ácaro alimentando-se de sua presa.



Foto: Rafael da Silva Gonçalves

P. longipes é um predador especialista, que se alimenta apenas de ácaros do gênero *Tetranychus*. Quando se alimenta de *T. urticae* e *T. evansi*, apresenta alto potencial reprodutivo. *P. macropilis* também é especialista e alimenta-se, principalmente, do ácaro-rajado. No entanto, este último predador deve ser usado apenas em altas infestações, pois, quando há baixa disponibilidade de alimento, ele migra para outras áreas.

Os ácaros predadores são comercializados em potes que contêm casca de arroz como veículo, para que sejam liberados no pomar. A liberação de *N. californicus* e *P. longipes* deve ser realizada no início da infestação, em densidades médias de pelo menos 10 a 30 mil indivíduos por hectare. O monitoramento deve ser continuado e, assim que a população de ácaros fitófagos voltar a aumentar, deve ser realizada nova liberação de predadores. Quando não há disponibilidade de ácaros predadores, o controle químico deve ser feito com utilização de acaricidas registrados para a cultura.

Alternativo

Considerando que o aumento populacional de ácaros fitófagos é resultado do desequilíbrio causado pela aplicação de inseticidas para o controle das pragas primárias, a racionalização do emprego desses insumos deve ser prioritária.

O monitoramento das pragas primárias, o uso racional de inseticidas visando preservar os inimigos naturais (ex.: uso de feromônios sexuais para a mariposa-oriental e isca tóxica para a mosca-das-frutas), as aplicações de inseticidas (somente quando as populações atingem o nível de controle) e a redução do emprego de adubos nitrogenados contribuem para menor infestação de ácaros fitófagos. A manutenção de plantas de cobertura na entrelinha da cultura também contribui para reduzir as infestações, pois serve como abrigo para inimigos naturais e auxilia no controle biológico natural.

Formigas, *Acromyrmex* spp. e *Atta* spp. (Hymenoptera: Formicidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

Um dos problemas mais frequentes na implantação dos pomares é a infestação de formigas cortadeiras. Tanto as saúvas (*Atta* spp.) quanto os quem-quens (*Acromyrmex* spp.) causam sérios prejuízos ao pessegueiro em razão do corte de folhas e brotos. São insetos que cortam várias plantas e possuem distribuição em todo o Brasil. No Estado do Rio Grande do Sul, as espécies de quem-quens mais importantes são: *Aenictus ambiguus* e *A. crassispinus* (LOECK; GRUTZMACHER, 2001).

Descrição e bioecologia

Os ninhos das quem-quens são menores e possuem menor número de panelas do que as saúvas. Além disso, são morfologicamente menores que as saúvas e diferenciam-se delas por possuírem quatro pares de espinhos no tórax, enquanto as saúvas possuem três pares.

Nos saúveiros, vivem formigas de diferentes formas (polimorfismo) e com diferentes funções (polietismo), as quais constituem as seguintes castas: rainha; operárias, que, por sua vez, se dividem em jardineiras; generalistas; forrageadoras e os soldados; içás e os machos. Estas duas últimas classes são temporárias e responsáveis pela formação e reprodução da colônia. Dessas classes, as operárias são responsáveis pela alimentação da colônia e não possuem função de reprodução. Os soldados são as maiores formigas do ninho e responsáveis pela defesa. As jardineiras são as menores formigas do ninho e responsáveis pelo cultivo do fungo e pela alimentação da prole.

Danos

As formigas cortadeiras, tanto as saúvas como as quem-quens, cortam as folhas e os ramos tenros e podem destruir totalmente o pessegueiro. As plantas podem ser atacadas pelas formigas durante todo o período vegetativo que, em geral, vai de setembro a janeiro. Entretanto, os maiores ataques ocorrem nos primeiros meses após a brotação. Por serem maiores, as saúvas têm causado os maiores danos, enquanto as quem-quens também causam desfolha total, caso uma planta seja atacada.

Monitoramento

O monitoramento deve ser realizado pelo persicultor, que deve acompanhar o pomar principalmente nos primeiros meses após a emissão das brotações e em pomares novos (de até três anos).

Controle químico

Algumas espécies de quem-quens têm o hábito de forragear à noite, e não deixam trilha que leve até os ninhos como fazem as saúvas. Essas formigas são mais facilmente controladas quando se localizam os ninhos; no entanto, como eles, muitas vezes, não estão acompanhados dos montículos de terra, torna-se difícil à aplicação de formicidas de forma localizada. Entre os principais métodos de controle desses insetos, destacam-se as iscas formicidas e o emprego de inseticidas em pó aplicados nos ninhos. As iscas formicidas (Tabela 9) devem ser utilizadas diretamente da embalagem, e os grânulos devem ser distribuídos ao lado dos carreiros, próximo aos olheiros. As espécies de quem-quens não conseguem carregar satisfatoriamente as iscas do tamanho que se utiliza para as saúvas. A aplicação deve ser realizada com tempo seco, para evitar que ocorra degradação dos grânulos pelo excesso de umidade. As iscas não devem ser armazenadas com outros produtos químicos nem tocadas diretamente com as mãos, sob o risco de perda de atratividade (a formiga não as carregará). Outra alternativa é o uso de porta-iscas (Figura 28) que permitam proteger o produto da ação da umidade, mantendo a atratividade por mais tempo. Os inseticidas em pó (Tabela 9) devem ser aplicados diretamente nos ninhos, por meio de insufladores.

Em algumas situações, quando não é possível localizar os ninhos e o ataque está ocorrendo, pode ser aplicado gel repelente (ex.: Eaton's®, Formifu®) ao redor do tronco, em faixas de 2 mm de largura, visando impedir que as formigas subam para cortar as folhas. Esse método não elimina o ninho das formigas, apenas evita o dano às plantas, até que o formigueiro seja localizado e controlado. Quando aplicar o gel, deve-se atentar para a descoberta de caminhos alternativos que permitam que as formigas continuem atacando as plantas.

Figura 28. Porta-isca para depósito de isca granulada visando ao controle de formigas cortadeiras.



Tabela 9. Inseticidas empregados no controle de formigas cortadeiras.

Ingrediente ativo	Nome comercial	Dose	Formulação
Sulfluramida	Mirex S	S = 8 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro QQ = 10 g a 12 g formigueiro ⁻¹	Isca
	Floramim	S = 6 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro QQ = 10 g a 30 g formigueiro ⁻¹	Isca
	Formicida Gran.Dinagro-S	S = 6 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
	Formicida Gran.Pikapau-S	S = 6 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
	Isca Formicida Atta Mex-S	S = 6 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
	Isca Tamanduá Bandeira-S	S = 6 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
Fipronil	Blitz	S = 10 g m ⁻² QQ = 5 g formigueiro ⁻¹	Isca
	Isca Formicida Landrin	QQ = 8 g a 10 g formigueiro ⁻¹	Isca
Clorpirifós	Isca Formicida Pyrineus	S = 5 g m ⁻² a 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
	Isca Formifos	S = 1 10 g m ⁻² de formigueiro	Isca
Deltametrina	K-Othrine 2 P	S e QQ = 10 g m ⁻² de formigueiro	Pó

Nota: S = saúva; QQ = quem-quem.

Outra estratégia que tem sido empregada é a pulverização de plantas/solo com o inseticida fipronil, muitas vezes junto com o herbicida. Essa prática deve ser evitada, pois o inseticida apresenta amplo espectro de ação e afeta de forma significativa os inimigos naturais das pragas e os polinizadores. Além disso, o produto é altamente persistente no ambiente, o que pode resultar em riscos de deixar resíduos tóxicos. Por essas razões o fipronil não deve ser mais comercializado para aplicação foliar.

Praga quarentenária A2

Traça-da-maçã, *Cydia pomonella* (Walsingham, 1897) (Lepidoptera: Tortricidae)

Distribuição geográfica e hospedeiros

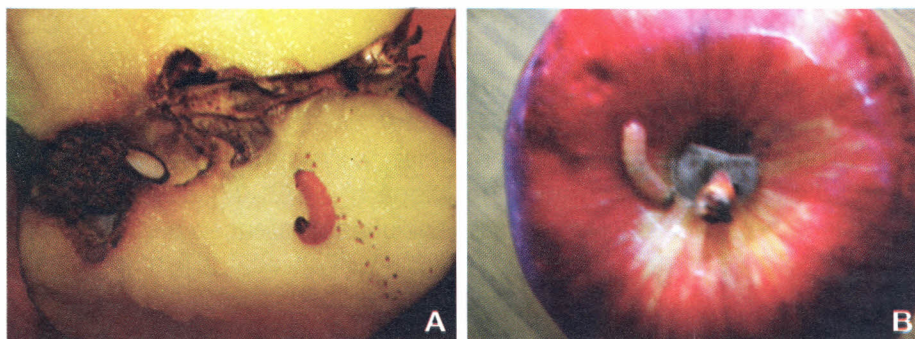
É uma espécie originária do sudeste da Europa. Atualmente se encontra distribuída em praticamente todas as regiões produtoras de maçã do planeta. São hospedeiros principais da pereira, do marmeleiro e da nogueira-europeia. Como hospedeiros alternativos, destacam-se as frutas de caroço (KOVALESKI et al., 2001).

No Brasil é considerada praga quarentenária presente (A2), conforme Instrução Normativa nº 52/2007, alterada pela Instrução Normativa nº 41/2008 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), já que sua ocorrência no território

nacional está restrita às áreas urbanas de Vacaria, Bom Jesus, Caxias do Sul e Lages, sob controle oficial da Organização Nacional de Proteção Fitossanitária. O programa nacional de erradicação de *C. pomonella*, instituído pela Instrução Normativa nº 48/2007, coordenado pelo Mapa, vem sendo realizado nos três estados do Sul do Brasil, com monitoramento das áreas urbanas e comerciais cultivadas com hospedeiros primários e secundários, além de contenção e erradicação dos focos.

Descrição e bioecologia

São mariposas de 15 mm a 20 mm de envergadura. Possuem coloração acinzentada e uma mancha circular escura rodeada de escamas avermelhadas. As fêmeas, que vivem cerca de 20 dias, colocam os ovos isolados nas folhas e nos frutos (ALFORD, 1984). Os ovos são achatados, de formato irregular e medem cerca de 1 mm de diâmetro. O período de incubação varia de 18 dias (15 °C) a 6 dias (25 °C) (KOVALESKI et al., 2001). As lagartas eclodem e penetram nos frutos, alimentando-se da polpa até atingirem as sementes. No início, são de cor branca e, com o desenvolvimento, ficam de coloração rosada (Figura 29A). No término dessa fase, saem dos frutos, tecem um casulo na casca ou nas cavidades das árvores, onde se transformam em pupa (Figura 29B). A duração dessa fase varia de 21 a 35 dias, dependendo da temperatura (KOVALESKI et al., 2001). As pupas são de coloração castanha a marrom-escura e medem de 10 mm a 12 mm de comprimento. Os adultos emergem na primavera e, para as condições do Sul do Brasil, ocorrem de uma a duas gerações. A espécie apresenta diapausa facultativa com início em janeiro.



Fotos: Jairo Carbonari

Figura 29. Lagartas de *Cydia pomonella*: lagartas de último estágio larval (A) e lagarta próxima à fase de pupa, retirada do casulo na inserção do pedicelo com a maçã (B).

Danos

Embora a espécie não tenha sido relatada em frutas de caroço no Brasil, os danos causados pela traça-da-maçã em pêssago devem-se à construção de galerias, em virtude da alimentação das larvas na polpa, e muitas vezes nas sementes, causando a perda do fruto, semelhante ao que ocorre na maçã (Figura 30). Os frutos infestados apresentam excrementos fecais no orifício de entrada da lagarta.



Figura 30. Dano causado por *Cydia pomonella* em maçã: excrementos fecais deixados na entrada do orifício e galeria construída em direção às sementes.

Monitoramento

O monitoramento de *C. pomonella* deve ser realizado por responsável técnico habilitado, por meio da instalação de armadilhas Delta, iscadas com feromônio sexual, na proporção de 1 armadilha para cada 10 ha, no período de setembro a março. Se houver capturas, o Mapa deve ser contatado para confirmação da identificação. Atualmente, nos municípios de ocorrência comprovada da praga, como Caxias do Sul, Bom Jesus e Vacaria, no Estado do Rio Grande do Sul, e Lages, em Santa Catarina, são instaladas armadilhas nas zonas urbanas, nas Centrais de Abastecimento, nas casas de embalagem e nos pomares comerciais de espécies hospedeiras de *C. pomonella*. Todo comércio de frutos de pessegueiro deve ter a aprovação do Certificado Fitossanitário de Origem (CFO).

Controle

Em caso de ocorrência nas áreas comerciais, o Programa Nacional de Erradicação de *C. pomonella* (Instrução Normativa do Mapa nº 48/2007) deve ser comunicado para que seja estabelecido um plano emergencial de contenção e supressão do foco.

Considerações finais

O controle de pragas do pessegueiro envolve uma série de medidas que se inicia com o reconhecimento das pragas, obtenção de informações sobre a sua bioecologia e monitoramento. A partir dessas informações, deve ser estabelecido um conjunto de medidas que reduza os níveis populacionais.

Várias alternativas foram disponibilizadas nos últimos anos para o manejo de pragas na cultura. Nesse sentido, destaca-se o emprego de feromônios para monitoramento e controle, o uso de iscas tóxicas para mosca-das-frutas e novos inseticidas específicos para o manejo de lagartas.

É certo que ainda há dificuldades no que se refere a produtos autorizados para o controle de pragas na cultura, com destaque para o manejo do gorgulho-do-milho, das cochonilhas e dos tripses. No entanto, com a publicação em fevereiro de 2010 da

Instrução Normativa Conjunta nº 1 (entre o Mapa e Ministério da Saúde), que estabelece diretrizes e exigências para registro e uso de agrotóxicos em culturas com suporte fitossanitário deficiente (*minor crops*), espera-se que, em curto prazo, seja possível modificar essa realidade, disponibilizando para os fruticultores produtos mais seletivos no que diz respeito aos inimigos naturais, e seguros para aplicadores, consumidores, bem como para o meio ambiente.

Referências

- AFONSO, A. P. **Controle da *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) no sistema de produção integrada de pêssegos**. 2001. 75 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade) – Universidade Federal de Pelotas.
- AFONSO, A. P.; FARIA, J. L.; BOTTON, M.; LOECK, A. E. Controle de *Sitophilus zeamais* Mots., 1855 (Coleoptera: Curculionidae) com inseticidas empregados em frutíferas temperadas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, n. 2, p. 253-258, 2005.
- AGROFIT: 2010. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2010. Apresenta informações sobre produtos fitossanitários. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 3 maio 2010.
- ALFORD, D. V. **A colour atlas of fruit pests, their recognition, biology and control**. Davie: Sheridank, 1984. 320 p.
- ARIOLI, C. J.; CARVALHO, G. A.; BOTTON, M. Monitoramento de *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae) na cultura do pessegueiro com feromônio sexual sintético. **BioAssay**, Piracicaba, v. 1, n. 2, p. 1-5, 2006.
- BAVARESCO, A.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S.; ZANARDI, O. Z. Controle químico da *Argyrotaenia spheropa* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae) e da *Hypocala andremona* (Stoll) (Lepidoptera: Noctuidae) em laboratório. **Ciência Rural**, Santa Maria, RS, v. 36, p. 717-724, 2006.
- BAVARESCO, A.; NUNEZ, S.; GARCIA, M. S.; BOTTON, M.; SANTANA, J. Atração de machos da lagarta-das-fruteiras *Argyrotaenia spheropa* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae) aos componentes do feromônio sexual sintético na cultura do caqui. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 4, p. 619-626, 2005.
- BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. Biología de *Argyrotaenia spheropa* Meyrick (1909) (Lep., Tortricidae) em condiciones de laboratório. **Revista Brasileira de Biología**, Rio de Janeiro, v. 46, p. 209-216, 1986.
- BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. **Lepidópteros de importancia económica en el Uruguay**: reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales. 2. ed. Montevideo: Hemisferio Sur: Universidad de la República, Facultad de Agronomía, 1995. v. 1, 122 p.
- BERTI FILHO, E. **Controle biológico de insetos**. Piracicaba: CPG, ESALQ, USP, 2001. 80 p.
- BIEZANKO, C. M.; RUFINELLI, A.; CARBONEL, C. S. Lepidoptera del Uruguay: lista anotada de espécies. **Revista da Faculdade de Agronomia**, Porto Alegre, v. 46, p. 3-152, 1957.
- BONETTI, J. I. da S.; RIBEIRO, L. G.; KATSURAYAMA, Y. **Manual de identificação de doenças e pragas da macieira**. Florianópolis: Epagri, 1999. 149 p.

BOTTON, M.; LORINI, I.; LOECK, A. E.; AFONSO, A. P. S. **O gorgulho do milho *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae) como praga em frutíferas de clima temperado.**

Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005a. 7 p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 58).

BOTTON, M.; ARIOLI, C. J.; BAVARESCO, A.; SCOZ, P. L. Principais pragas do pessegueiro.

In: GARRIDO, L. R.; BOTTON, M. (Ed.). **Sistema de produção de pêssego de mesa na região da Serra Gaúcha.** Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003a. v. 1, p. 1-16. Versão on line. (Embrapa Uva e Vinho. Sistema de Produção, 3).

BOTTON, M.; ARIOLI, C. J.; COLLETTA, V. D. **Monitoramento da mariposa oriental**

***Grapholita molesta* (Busck, 1916) na cultura do pessegueiro.** Bento Gonçalves: Embrapa-CNPUV, 2001. 4 p. (Embrapa-CNPUV. Comunicado Técnico, 38).

BOTTON, M.; ARIOLI, C. J.; MASCARO, F. A. Manejo de pragas na cultura do pessegueiro.

In: ENCONTRO NACIONAL DE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO, 8., 2005, Fraiburgo. **Anais...** Fraiburgo: Epagri, 2005b. v. 1, p. 155-161.

BOTTON, M.; BAVARESCO, A.; GARCIA, M. S.; NONDILO, A. Danos e insetos em frutos de caqui em pomares da Serra Gaúcha. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 18, n. 3, p. 56-59, 2005c.

BOTTON, M.; KULCHESKI, F.; COLLETTA, V. D.; ARIOLI, C. J.; PASTORI, P. L. Avaliação do uso do feromônio de confundimento no controle de *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae) em pomares de pessegueiro. **Idesia**, Chile, v. 23, n. 1, p. 43-50, 2005d.

BOTTON, M.; BAVARESCO, A.; GARCIA, M. S. Ocorrência de *Argyrotaenia spheropera* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae) danificando pêssegos na Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Neotropical Entomology, Londrina, v. 32, n. 3, p. 503-505, 2003b.

BRANCO, E. S.; VENDRAMIM, J. D.; DENARDI, F. Resistência às moscas-das-frutas em

fruteiras. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado.** Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 161-167.

BROUGHTON, S.; LIMA, P. F. de. Field evaluation of female attractants for monitoring *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) under a range of climatic conditions and population levels in Western Australia. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 95, n. 2, p. 507-512, 2002.

CANAL, D. N. A.; ZUCCHI, R. A. Parasitóides: Braconidae. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A.

(Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado.** Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 119-126

CARVALHO, R. P. L. Manejo integrado de pragas de pessegueiro. In: CROCOMO, W.B. **Manejo integrado de pragas.** São Paulo: Editora da Unesp, 1990. p. 325-358.

CARVALHO, R. S.; NASCIMENTO, A. S.; MATRANGOLO, W. J. R. Controle biológico.

In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado.** Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 113-117.

COTHN. Centro Operativo e Tecnológico Hortofrutícola Nacional. **Mosca-do-mediterrâneo.**

Disponível em: <<http://infoagro.cothn.pt/portal/index.php?id=2006>>. Acesso em: 15 dez. 2009.

DUYAN, J. VAN.; MURPHY, M. Life history and control of white peach scale, *Pseudaulacaspis pentagona* (Homoptera: Coccidae). **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 54, p. 91-95, 1971.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Fruteiras de Clima Temperado. **Cartilha do produtor de pêssego.** Pelotas, RS, 1990. 30 p. (Embrapa-CNPFT. Documentos, 36).

- ENUKIDZE, N. E. The biology of the oriental fruit moth in Abkhazia. **Zaschita Rastenii**, [S.I.], v. 6, n. 38, não paginado, 1981.
- FEHN, L. M. Coleta e reconhecimento de moscas das frutas na Região Metropolitana de Curitiba e Irati, Paraná, Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, n. 10, v. 2, p. 199-208, 1981.
- FONSECA, J. P. O piolho de São José *Aspidiotus perniciosus* Comstock. **Biológico**, São Paulo, v. 2, n. 5, p. 161-167, 1936.
- 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. 920 p.
- GARCIA, F. R. M.; CORSEUIL, E. Flutuação populacional de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) e *Ceratitis capitata* (Wiedmann) (Diptera: Tephritidae) em pomares de pessegueiro em Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Zoologia**, São Paulo, v. 15, n. 1, p. 153-158, 1998.
- GARCIA, F. R. M.; CORSEUIL, E. Influência de fatores climáticos sobre moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em pomares de pessegueiro em Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia**, Uruguaiana, v. 5/6, n. 1, p. 71-75, 1999.
- GENTILE, A. G.; SUMMERS, F. M. The biology of San Jose on peaches with special reference to the behavior of males and juveniles. **Hilgardia**, Berkeley, v. 27, n. 10, p. 269-285, 1958.
- GIOLO, F. P. **Seletividade de agrotóxicos utilizados na cultura do pessegueiro a *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *Chrysoperla carnea* (Stephens, 1836) (Neuroptera: Chrysopidae)**. 2007. 222 f. Tese (Doutorado em Fitossanidade) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.
- GONÇALVES, A. J. L. Sobre o *Scolitus rugulosos* Tatz., 1837, uma broca das fruteiras europeias. **Boletim Fitossanitário**, Rio de Janeiro, v. 2, n. 1, p. 17-26, 1945.
- GONZALEZ, R. H. Doce años de investigaciones sobre La fenología y control de La Escama de San José. **Simiente**, Santiago, v. 51, n. 3-4, p. 164-173, 1981.
- GONZALEZ, R. H. Fenología de la grapholita o polilla oriental del Durazno. **Aconex**, Santiago, n. 12, p. 5-12, 1986.
- GONZALEZ, R. H. **Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria em Chile**. Santiago: Universidad de Chile, 1989. 310 p.
- GONZALEZ, R. H. **Sistemas de monitoreo y manejo de olas polillas da fruta (*Cydia molesta* y *C. pomonella*)**. Santiago: Universidad de Chile, 1993. 60 p.
- GRELLMANN, E. O. **Exigências térmicas e estimativa do número de gerações de *Grapholita molesta* (Busk, 1916) (Lepidoptera: Olethreutidae) em Pelotas, RS**. 1991. 43 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.
- GUIMARÃES, J. A.; DIAS, N. B.; ZUCCHI, R. A. Parasitoides: Figitidae (Eucoilinae). In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 127-134.
- HALSTEAD, D. G. H. The separation of *Sitophilus zeamais* Motschulsky and *Sitophilus oryzae* (L.) (Coleoptera Curculionidae), with a summary of their distribution. **Entomologist's Monthly Magazine**, Oxford, v. 99, p. 72-74, 1963.

HANKS, L. M.; DENNO, R. F. The white peach scale, *Pseudaulacaspis pentagona* (Targioni-Tozzetti) (Homoptera: Diaspididae) life history in Maryland, host plant and natural enemies.

Proceedings of the Entomological Society of Washington, Washington, v. 95, v. 79-98, 1993.

HARTER, W. R.; CUNHA, D. D.; GONCALVES, R. S.; FLECHTMANN, C. A. H.; BOTTON, M.; NAVA, D. E. Ocorrência de *Xyleborinus saxeseni* (Ratzeburg, 1837) (Coleoptera: Scolytidae) associado a pessegueiros com sintoma de morte-precoce em Pelotas, RS. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 2008, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia: Sociedade Entomológica do Brasil, 2008. 1 CD-ROM.

HARTER, W. R.; GRUTZMACHER, A. D.; NAVA, D. E.; GONÇALVES, R. S.; BOTTON, M. Isca tóxica e disrupção sexual no controle da mosca-da-fruta sul-americana e da mariposa-oriental em pessegueiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 45, p. 229-235, 2010.

HEMPEL, A. Contribuição á biologia do *Ceratitis capitata* Wied. **Boletim de Agricultura**, São Paulo, v. 6, p. 353-354, 1905.

HEMPEL, A. O bicho dos frutos e seus parasitos. **Boletim de Agricultura**, São Paulo, v. 7, n. 5, p. 206-214, 1906.

HICKEL, E. R.; DUCROQUET, J. P. H. J. Monitoramento e controle da grafolita ou mariposa-oriental no Alto Vale do Rio do Peixe. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 11, n. 2, p. 8-11, 1998a.

HICKEL, E. R.; DUCROQUET, J. P. H. J. Tripes (Insecta: Thysanoptera) associados à floração da nectarina em Santa Catarina. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 27, n. 2, p. 307-308, 1998b.

HICKEL, E. R.; SCHUCK, E. Infestação e danos do gorgulho-do-milho em videira. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 18, n. 1, p. 49-52, 2005.

HICKEL, E. R.; SCHUCK, E. Pet-milho: armadilha para o monitoramento do gorgulho-do-milho, *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae), em parreirais. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 21, p. 51-54, 2008.

IHERING, H. von. Laranjas bichadas. **Revista Agrícola**, São Paulo, v. 7, n. 70, p. 179-181, 1901.

INTEGRATED pest management for Stone fruits. Oakland: University of California, Division of Agriculture and Natural Resources, 1999. 264 p.

KOVALESKI, A. **Processo adaptativo na colonização da maçã (*Malus domestica* L.) por *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) na região de Vacaria, RS.** 1997. 122 f. Tese (Doutorado) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo.

KOVALESKI, A.; PROTAS, J. F. S.; SUGAYAMA, R. L. Traça-da-maçã, *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTO, F. (Ed.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 31-45.

LANG SCOZ, P.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S.; PASTORI, P. L. Avaliação de atrativos alimentares e armadilhas para o monitoramento de *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Tephritidae) na cultura do pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsh). **Idesia**, Arica, v. 24, p. 7-13, 2006.

LIMA, A. D. F. Insetos fitófagos de Santa Catarina. **Boletim Fitossanitário**, São Paulo, v. 2, n. 3-4, p. 233-251, 1945.

- LIPP, J. P.; SECCHI, V. A. Ensacamento de frutos: uma antiga prática ecológica par controle da mosca-das-frutas. **Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável**, Porto Alegre, v. 3, n. 4, p. 53-58, 2002.
- LIQUIDO, N. J.; SHINODA, L. A.; CUNNINGHAM, R. T. **Host plants of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae):** an annotated world review. Lanham: Entomological Society of America, 1991. 52 p. (Miscellaneous Publication, 77).
- LOECK, A. E.; GRUTZMACHER, D. D. **Ocorrência de formigas cortadeiras nas principais regiões agropecuárias do Estado do Rio Grande do Sul.** Pelotas: Editora da UFPEL, 2001. v. 1000, 147 p.
- LORENZATO, D. Controle integrado de moscas-das-frutas em frutíferas rosáceas. **Ipagro Informa**, Porto Alegre, v. 1, p. 57-70, 1988.
- LORINI, I. **Controle integrado de pragas de grãos armazenados.** Passo Fundo: Embrapa-CNPT, 1998. 52 p.
- LORINI, I.; SCHNEIDER, S. **Pragas de grãos armazenados:** resultados de pesquisa. Passo Fundo: Embrapa-CNPT, (Embrapa- CNPT. Documentos, 11). 1994. 48 p.
- MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A.; SUGAYAMA, R. L. Biogeografia. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil:** conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos, 2000. cap. 10, p. 93-98.
- MANFREDI-COIMBRA, S.; GARCIA, M. S.; BOTTON, M. Exigências térmicas e estimativa do número de gerações de *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick) (Lepidoptera: Tortricidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 4, p. 553-557, 2001.
- MCDONALD, P. T.; MCINNIS, D. O. *Ceratitis capitata*: effect of host fruit size on the number of eggs per clutch. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 37, p. 207-211, 1985.
- MCLAUGHLIN, J. R.; ASHLEY, T. R. Photoperiod and temperature modulation of male eclosion timing in the white peach scale, *Pseudaulacaspis pentagona*. **Physiological Entomology**, Oxford, v. 2, p. 209-212, 1977.
- MILLER, D. R.; DAVIDSON, J. A. A list of the armored scale insect pests. In: ROSEN, D. (Ed.). **The Armored Scale Insects:** their biology, natural enemies and control. Amsterdam: Elsevier, 1990. v. B, p. 299-306.
- MONTEIRO, R. C.; MOUND, L. A.; ZUCCHI, R. A. Thrips (Thysanoptera) as pests of plant production in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 43, p. 163-171, 1999.
- MORANDI FILHO, W. J.; BOTTON, M.; GRUTZMACHER, A. D.; NUNEZ, S. Flutuação Populacional de *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick, 1909) (Lep: Tortricidae) com emprego de feromônio sexual sintético na cultura da videira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 29, p. 213-216, 2007.
- NAVA, D. E.; DINARDO, M.; PARRA, J. R. P. **Microlepidópteros pragas dos citros:** bioecologia, danos e controle. Piracicaba: A. S. Pinto, 2005. v. 1, 8 p.
- NONDILLO, A.; REDAELLI, L. R.; PINENT, S. M. J.; BOTTON, M. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera, Thripidae) em morangueiro. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 53, p. 679-683, 2009.
- NORA, I.; SUGIURA, T. Pragas da pereira. In: KATSURAYAMA, Y; FAORO, I. D. **Nashi, a pêra japonesa.** Florianópolis: Epagri, 2001. p. 261-321.

NUÑES, S. PAULLIER. J. *Cydia molesta* (Busck). In: BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. **Lepidopteros de importancia económica: reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales**. Montevideo: Agropecuaria Hemisferio Sur S.R.L, 1995. p. 32-40.

PARANHOS, B. J. P.; MOREIRA, F. R. B.; HAJI, F. N. P.; ALENCAR, J. A. de; MOREIRA, A. N. **Monitoramento de moscas-das-frutas e o seu manejo na fruticultura irrigada do Submédio São Francisco**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2008, 11 p.

PINENT, S. M. J.; MASCARO F.; BOTTON, M.; REDAELLI, L. R. Occurrence of thrips (Thysanoptera: Thripidae, Phlaeothripidae) damaging peach culture in São Paulo State, Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 37, p. 486-488, 2008.

POLETTI, M.; COLLETE, L. P.; OMOTO, C. Compatibilidade de agrotóxicos com os ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**, Piracicaba, v. 3, p. 1-14, 2008.

RANGEL, A.; MASCARO, F. A. **Culturas de pêssego e nectarina: guia de Identificação e monitoramento de pragas, doenças e inimigos naturais**. Campinas, CATI: 2007. 61 p.

RAZOWSKI, J.; BECKER, V. O. Revision of the Neotropical *Argyrotaenia* Stephens, with notes on *Diedra* Rubinoff & Powell (Lepidoptera: Tortricidae). **Acta Zoologica Cracoviensia**, Krakow, v. 43, n. 3-4, p. 307-332, 2000.

REICHART, G.; BODOR, J. Biology of the oriental fruit moth (*Grapholita molesta* Busck). **Acta Phytopathologica Academiae Scientiarum Hungaricae**, Budapest, v. 7, p. 279-295, 1972.

RICALDE, M. P. **Monitoramento e caracterização bioecológica e molecular de populações de *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae)**. 2010. 92 f. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

ROSSETTO, C. J. **Resistência de milho a pragas da espiga, *Helicoverpa zea* (Boddie), *Sitophilus zeamais* Motschulsky e *Sitotroga cerealella* (Olivier)**. Piracicaba, 1972. 144 f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

RUPP, L. C. D.; BOTTON, M.; BOFF, P. Percepção do agricultor frente à mosca-das-frutas na produção orgânica de pêssego. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 19, p. 53-56, 2006

SALLES, A. L. B. Do milho às frutas. **Cultivar Hortaliças e Frutas**, Pelotas, n. 17, p. 10-11, 2003.

SALLES, L. A. B. **A cochonilha-branca do pessegueiro, *Pseudaulacaspis pentagona* (Hemiptera: Diaspididae)**. Pelotas: Embrapa-CNPFT, 1990. (Embrapa-CNPFT. Circular Técnica, 14).

SALLES, L. A. B. **Bioecologia e controle da mosca-das-frutas sul-americana**. Pelotas: Embrapa-CPACT, 1995. 58 p.

SALLES, L. A. B. Biologia e ciclo de vida de *Anastrepha fraterculus* (Wied.). In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. cap. 8, p. 81-86.

SALLES, L. A. B. Emergência dos adultos de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) durante o outono e inverno em Pelotas, RS. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 22, p. 63-69, 1993.

SALLES, L. A. B. ***Grapholita* (*Grapholita molesta*): bioecologia e controle**. Pelotas: Embrapa-CNPFT, 1991. 13 p. (Embrapa-CNPFT. Documentos, 42).

- SALLES, L. A. B. Mariposa-oriental, *Grapholita molesta* (Lepidoptera: Tortricidae). p.42-45. In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTO, F. (Ed.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. 173 p.
- SALLES, L. A. B. Parasitismo de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) por Hymenoptera, na região de Pelotas, RS. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 31, p. 769-774, 1996.
- SALLES, L. A. B. Principais pragas e seu controle. In: MEDEIROS, C. A. B.; RASEIRA, M. do C. **A cultura do pessegueiro**. Pelotas: Embrapa-CPACT, 1998. p. 205-242.
- SALLES, L. A. B.; CARVALHO, F. L. C. Profundidade da localização da pupária de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) em diferentes condições do solo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 22, p. 329-305, 1993.
- SALLES, L. A. B.; KOVALESKI, A. Mosca-das-frutas em macieira e pessegueiro no Rio Grande do Sul. **HortiSul**, Pelotas, v. 1, p. 5-9, 1990.
- SALLES, L. A. B.; MARINI, L. H. Etiologia do ataque das lagartas de *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) em pessegueiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 18, p. 337-345, 1989.
- SATO, M. E.; SILVA, M.; GONÇALVES, L. R.; SOUZA FILHO, M. F.; RAGA, A. Toxicidade diferencial de agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em morangueiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, n. 3, p. 449-456, 2002.
- SCHUBER, J. M.; MONTEIRO, L. B.; POLTRONIERI, A. S.; CARVALHO, R. C. Z.; ZAWADNEAK, M. A. C. Population fluctuation and faunal indices of aphids (Hemiptera, Aphididae) in peach orchards in Araucária, PR. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 69, p. 943-949, 2009.
- SCHUBER, J. M.; POLTRONIERI, A. S.; ZAWADNEAK, M. A. C.; CARDOSO, N. A.; SOARES, I. C. da S. Thysanoptera coletados em pomares de *Prunus persica* no município de Araucária, Paraná. **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 9, p. 411-414, 2008.
- SILVA, O. A. B. N.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S.; BISOGNIN, A. Z.; NAVA, D. E. Desenvolvimento e reprodução da mariposa-oriental em macieira e pessegueiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 45, p. 1082-1088, 2010.
- SILVA, A. G.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. N.; SIMONI, L. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil**. Rio de Janeiro: MARA-SDSV, 1962. 622 p.
- SILVA, O. A. B. N. **Efeito de dietas, diapausa e inseticidas reguladores de crescimento sobre o desenvolvimento reprodutivo de *Grapholita molesta* Busck (Lepidoptera: Tortricidae) em laboratório**. 2009. 89 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Pelotas. Pelotas.
- SMITH, P. T. **Phylogenetics and evolution of Tephritid fruit flies (Diptera: Tephritidae)**. Manhattan: Department of Entomology, Kansas State University. 2001.
- SOUZA FILHO, M. F. **Infestação de mosca-das-frutas (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) relacionada a fenologia da goiabeira (*Psidium guajava* L.), nespereira (*Eriobotrya japonica* Lindl.) e do pessegueiro (*Prunus persica* Batsch)**. 2006. 125 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2006.

SUGAYAMA, R.; MALAVASI, A. Ecologia comportamental. In: MALAVASI, A; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 103-108.

TREMATERRA, P.; BROWN, J. W. Argentine *Argyrotaenia* (Lepidoptera: Tortricidae): synopsis and descriptions of two new species. **Zootaxa**, Auckland, v. 574, p. 1-12, 2004.

VIGGIANI, G.; GARONNA, A. P. Le specie italiane del complesso *Archenomus* Howard, *Archenomiscus* Nikolskaja, *Hispaniella* Mercet e *Pteroptrix* Westwood, con nuove combinazioni generiche (Hymenoptera: Aphelinidae). **Bolettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri**, Napoli, v. 48, p. 57-88, 1993.

ZUCCHI, R. A. **Fruit flies in Brazil**: *Anastrepha* species their host plants and parasitoids. Piracicaba: USP, Esalq, 2008. Disponível em: <http://www.lea.esalq.usp.br/anastrepha/index.php>. Acesso em: 6 mar. 2012.

ZUCCHI, R. A. Taxonomia. In: MALAVASI, A; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**: conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 13-24.