

4. Pragas da ameixeira no Brasil

Cristiane Müller
Cristiano João Arioli
Fernando Amorim Mascaro
Marcos Botton
João Roberto Spotti Lopes

Introdução

Entre as pragas de maior importância na cultura da ameixeira destacam-se as moscas-das-frutas, a grafolita, os tripes, os ácaros e as cigarrinhas vetoras de *Xylella fastidiosa*, bactéria causadora da “Escaldadura das Folhas da Ameixeira”.

Considerando que a ameixeira é uma cultura perene, as estratégias de manejo de pragas devem ser baseadas em informações sobre a biologia das espécies, de forma a favorecer agentes de controle natural e preservar a segurança do ambiente, de produtores e de consumidores.

Neste capítulo são apresentadas informações sobre a biologia, a caracterização de danos, as formas de monitoramento e o controle das principais pragas da ameixeira, com o objetivo de auxiliar técnicos e produtores a implementar um programa de manejo integrado de pragas nos pomares.

4.1 Mosca-das-frutas - *Anastrepha fraterculus* (Wied., 1830) e *Ceratitis capitata* (Wied., 1824)

A importância econômica das moscas-das-frutas na cultura da ameixeira se deve aos danos diretos causados à produção. As espécies de

moscas-das-frutas de importância econômica que ocorrem na cultura da ameixeira pertencem a dois gêneros: *Anastrepha* e *Ceratitis*. Na região sul do Brasil, a principal espécie que ocorre nos pomares é a mosca-das-frutas sul-americana, *Anastrepha fraterculus* (WIEDMANN, 1830) (KOVALESKI *et al.*, 2000), enquanto que em São Paulo, ocorrem os gêneros *Anastrepha* (principalmente *A. fraterculus* e *A. obliqua*) e *Ceratitis* (principalmente *C. capitata*) (SOUZA FILHO *et al.*, 2000).

O ciclo biológico da moscas-das-frutas compreende quatro estágios: ovo, larva, pupa e adulto. Os adultos são de coloração amarela, com asas transparentes e manchas marrom-escuras características (ZUCCHI, 2000). *C. capitata* (Figura 17 B) é menor que *A. fraterculus* (Figura 17 A), sendo que a primeira mede de 4 a 5 mm enquanto a segunda mede entre 6 e 7 mm.

A forma mais fácil para diferenciar os adultos no campo é observar as listras no pronoto das moscas, que são amarronzadas em *Anastrepha* (a) e escuras (b) em *Ceratitis* (Figura 17).

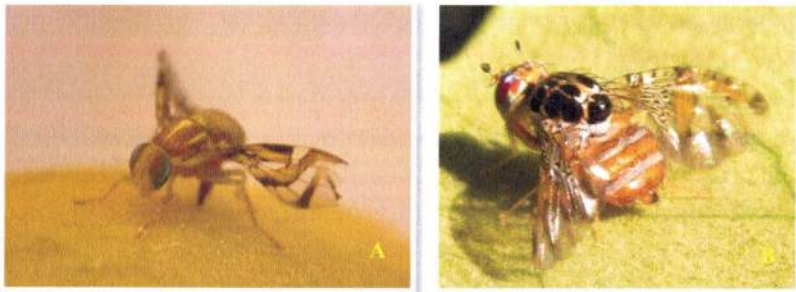


Figura 17. Fêmea de *Anastrepha fraterculus* (A) e *Ceratitis capitata* (B). [Fotos: (A) R. Biasotto; (B) D. Guildi].

Após a emergência dos adultos, as fêmeas passam por um período de pré-oviposição de aproximadamente 12 dias, para que ocorra a maturação dos ovários (MARTINS, 1986; CRESONI-PEREIRA e ZUCCHINO, 2009). Após este período, as fêmeas iniciam a fase de oviposição, quando procuram frutos adequados onde depositar seus ovos. Para tanto, em curta distância, as fêmeas avaliam o fruto por meio de estímulos

olfativos e visuais, analisando seu odor, tamanho e formato (PROKOPY e ROITBERG, 1984). Após pousar no fruto, a fêmea percorre-o avaliando características físicas (tamanho e formato) e químicas (DÍAZ-FLEISCHER *et al.*, 2000). Somente após esta análise inicial é que a mesma introduz o acúleo (ovipositor) para efetuar a oviposição. A deposição do ovo não é obrigatória, ou seja, em alguns casos a fêmea retira o acúleo sem ovipositar, fazendo apenas a punctura (BARROS, 1986). Quando ocorre a deposição do ovo, a fêmea deposita um feromônio, o FMH (Feromônio de Marcação do Hospedeiro), cuja finalidade é sinalizar para as demais fêmeas da espécie que aquela fruta já foi infestada (PROKOPY *et al.*, 1978).

Os ovos são alongados, levemente curvados e de coloração esbranquiçada (SELIVON e PERONDINI, 2000). As fêmeas podem colocar vários ovos em uma mesma fruta, porém é comum encontrar de 3 a 5 ovos por fruta. A larva é do tipo vermiforme (ápoda e sem cabeça diferenciada), apresenta corpo liso com comprimento de cerca de 7 mm quando totalmente desenvolvida, com coloração variando de branco a branco-amarelada (DA CRUZ *et al.*, 2000; MORGANTE, 1991; ZUCCHI, 2001; GALLO *et al.*, 2002).

Quando a larva completa seu desenvolvimento, deixa a fruta, caindo no solo onde penetra na profundidade de 1 a 10 cm, dependendo do tipo de solo (arenoso ou argiloso) e da umidade. No solo se transforma em pupa, protegida de inimigos naturais por um envoltório de cor marrom-escura, até se tornar novamente adulta, quando rompe o envoltório e abandona o solo (ZUCCHI, 2000).

A duração média de cada fase depende da temperatura. Por isso, essa informação pode auxiliar na previsão de possíveis picos populacionais (Tabela 5).

Tabela 5. Tempo médio para o desenvolvimento (dias) dos estágios imaturos de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* na temperatura de 25°C. (Messenger e Flitters, 1958; Mc Bride, 1935 apud Pedroso, 1972; Salles, 1995; Gallo *et al.*, 2002; Zarti *et al.*, 2010; Zanardi *et al.*, 2011).

| Fase | Duração (dias) | |
|--------|-----------------------|--------------------|
| | <i>A. fraterculus</i> | <i>C. capitata</i> |
| Ovo | 2,6 | 2,1 |
| Larva | 11,0 | 11,3 |
| Pupa | 10,0 | 10,1 |
| Adulto | 170 | 79,1 |

4.1.1 Danos

Em anos de alta pressão populacional e dependendo da localização do pomar (presença de hospedeiros alternativos próximos), o ataque em ameixas pode começar logo após a formação da fruta. Embora nesta fase ocorra oviposição, as larvas não se desenvolvem, porém, o dano causado pela punctura pode induzir a queda da fruta, bem como a maturação precoce, com amarelecimento de frutos ainda pequenos (SALLES, 1999).

Os principais danos ocorrem em frutas maduras devido ao desenvolvimento das larvas. Neste caso, a polpa amolece e adquire um tom amarronzado, devido à decomposição, culminando com a queda das frutas (Figura 18 A, B).

O dano realizado pela postura (ou punctura) da mosca-das-frutas facilita a infecção de *Monilinia fructicola* Wint. (HONEY, 1928) (Helotiales: Sclerotiniaceae), fungo causador da podridão parda, uma das principais doenças da ameixeira (Figura 18 C, D).



Figura 18. Larvas de *A. fraterculus* no interior de frutas de ameixa (A, B). Dano externo causado pela saída da larva das frutas (C, D). [Fotos: (A, C e D) F. Mascaro; (B) L.A.S. Castro]

4.1.2 Monitoramento

O monitoramento dos adultos pode ser realizado utilizando-se armadilhas McPhail (Figura 19) contendo atrativo alimentar. Entre os atrativos alimentares mais utilizados, destaca-se a proteína hidrolisada utilizada de 3 a 5%, que permite monitorar as duas espécies no pomar.

Com base no conhecimento de comportamento e biologia da praga, alguns aspectos devem ser observados, a fim de se obter um correto monitoramento da população:

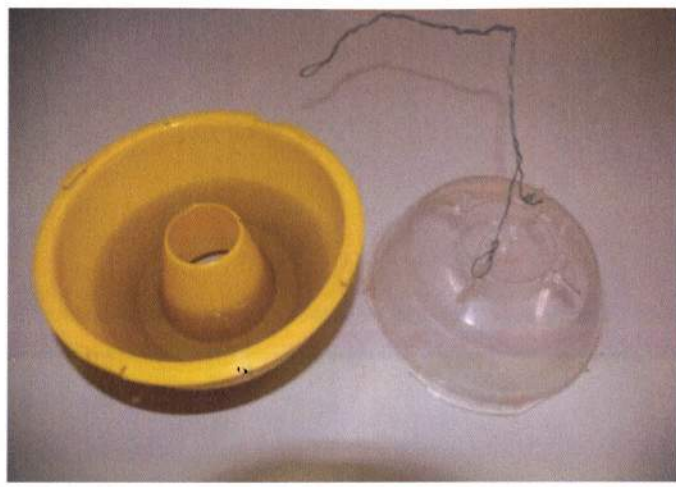


Figura 19. Armadilha Mc Phail para o monitoramento da mosca-das-frutas (Foto: C. Müller).

- **quantidade de armadilhas:** duas armadilhas por hectare em áreas com controle químico; em áreas onde se realiza o controle somente utilizando a isca tóxica, utilizar no mínimo 4 (quatro) armadilhas por hectare.

- **localização no pomar:** as armadilhas devem ser instaladas nas fileiras próximas às bordas do pomar, principalmente em divisas com matas, pois os indivíduos responsáveis pelo início da infestação são provenientes de áreas adjacentes.

- **altura da armadilha:** as armadilhas devem ser posicionadas numa altura de 1,7 m em relação ao solo.

- **avaliação:** as armadilhas devem ser avaliadas duas vezes por semana. O líquido (atrativo) deve ser peneirado, permitindo, desse modo, a contagem dos insetos capturados. A reposição do atrativo deve ser semanal.

O nível de controle para pulverizações em cobertura é de 0,5 mosca/armadilha/dia.

4.1.3 Controle

Uma das formas mais eficazes de controle da mosca-das-frutas é por meio da aplicação de isca tóxica, que deve ser empregada a partir do início da infestação, detectada na armadilha. A isca tóxica deve ser formulada com proteína hidrolisada (3%), adicionando-se um inseticida registrado para a cultura na dose recomendada para 100 L. A aplicação deve ser realizada utilizando-se gotas grossas, com o jato direcionado para o caule/tronco das plantas, em fileiras alternadas, com ênfase nas bordas do pomar. Se houver matas adjacentes, pode-se também realizar a aplicação da isca na divisa com o pomar. A quantidade de calda a ser aplicada por hectare é de, aproximadamente, 100 L, devendo ser reaplicada semanalmente ou após a ocorrência de chuvas.

O emprego de isca tóxica é fundamental no manejo da mosca-das-frutas, pois visa reduzir a população da praga no pomar. A isca tóxica deve ser empregada desde o início da infestação, realizando a aplicação em cobertura quando o nível de controle for atingido.

O uso de iscas tóxicas apresenta vantagens como: aplicação em menor área, controle da população no início da infestação, redução de dano por evitar as posturas das fêmeas, e, menor risco de contaminação dos frutos por agrotóxicos.

Os inseticidas registrados e permitidos para o controle de insetos em ameixeira são a fentiona (organofosforado) e a deltametrina (piretróide). Os dois inseticidas são altamente deletérios para os inimigos naturais, principalmente ácaros predadores e parasitóides. A fentiona inclusive foi retirada do mercado pela empresa fabricante em 2009. O reduzido número de produtos autorizados limita as ações de controle químico na cultura. Porém, a Instrução Normativa Conjunta N°01, entre os Ministérios da Agricultura e da Saúde, publicada em fevereiro de 2010, estabelece diretrizes e exigências para o registro e uso de agrotóxicos em culturas com suporte fitossanitário deficiente (“Minor Crops”). Essa normativa poderá modificar a atual deficiência de registros, permitindo o emprego de produtos mais seletivos e seguros.

4.2 Cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae)

Cigarrinhas são insetos sugadores com boa habilidade de voo. As espécies pertencentes à subfamília Cicadellinae são numerosas e diversificadas, com comprimento bastante variado e cores vistosas, porém, com comportamento alimentar semelhante, succionando seiva de vasos do xilema de plantas (YOUNG, 1968; MEJDALANI, 1998).

A duração do ciclo biológico varia em função da temperatura sendo que a 25 °C, a duração da fase de ovos e ninfa é de aproximadamente 8 e 30 dias, respectivamente (MILANEZ *et al.*, 2002), ao passo que os adultos vivem por até 50 dias.

4.2.1 Danos

O dano direto provocado pelos cicadelineos não é relevante; porém, estas espécies são potenciais vetoras da bactéria *Xylella fastidiosa*, agente causal da principal doença da cultura conhecida como “Escaldadura das Folhas da Ameixeira” (Figura 20). A doença foi relatada pela primeira vez no Brasil em 1978, no município de Pelotas – RS, e, desde então, tem sido verificada de forma generalizada em todos os estados produtores da fruta, causando perdas de até 50% da produção (FRENCH *et al.*, 1978; MOHAN *et al.*, 1980; DUCROQUET *et al.*, 2001; CASTRO e CAMPOS, 2003).



Figura 20. Sintomas de “Escaldadura de Folhas da Ameixeira” em folhas (A) e ramos (B) de ameixeira (Foto: C. Müller).

Em 2008, as cigarrinhas *Sibovia sagata*, *Macugonalia cavifrons* e *M. leucomelas* foram comprovadas como vetoras de *X. fastidiosa* em plantas de ameixeira, sendo as primeiras relatadas para a cultura no Brasil (MÜLLER, 2008) (Figura 21). No entanto, em citros e/ou café, já foram comprovadas 12 espécies vetoras: *Acrogonia citrina*, *Oncometopia facialis*, *Bucephalagonia xanthophis*, *Dilobopterus costalimai*, *Plesiommata corniculata*, *M. leucomelas*, *Sonesimia grossa*, *Ferrariana trivittata*, *Acrogonia virescens*, *Parathona gratiosa*, *Homalodisca ignorata* e *Fingeriana dubia* (Figura 22) (ROBERTO *et al.*, 1996; FUNDECITRUS, 1999; KRUGNER *et al.*, 2000; YAMAMOTO *et al.*, 2002; 2007). Considerando-se que algumas dessas espécies ocorrem em ameixeira (Tabela 6), é possível que também atuem como vetoras da bactéria nesta cultura.

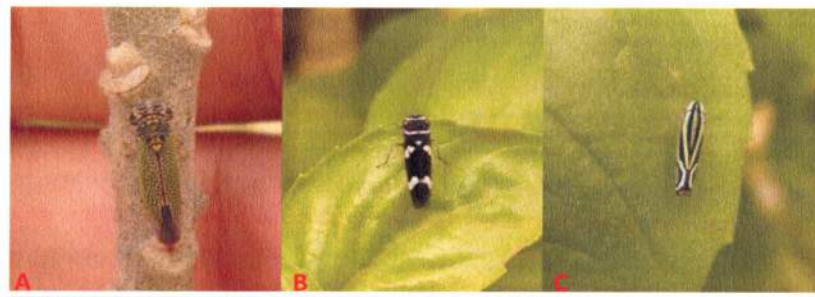


Figura 21. Cigarrinhas já confirmadas como vetoras de *Xylella fastidiosa* em ameixeira. (A) *Macugonalia cavifrons*; (B) *Macugonalia leucomelas*; (C) *Sibovia sagata* (Fotos: R. Gonçalves).

As cigarrinhas da subfamília Cicadellinae possuem hábito diurno, com pico de atividade nos horários mais quentes do dia. Quanto à preferência alimentar, embora todas se alimentem dos vasos do xilema, geralmente de ramos novos, algumas espécies são encontradas predominantemente na haste dos ramos e outras, nas folhas (pecíolo ou limbo foliar) (GRAVENA *et al.*, 1997; MARUCCI *et al.*, 2004). Da mesma forma, algumas preferem vegetação rasteira enquanto outras possuem hábito arbóreo (PAIVA *et al.*, 1996). De forma geral, aquelas que se encontram na cultura atacada ou próximas à ela, são consideradas mais importantes,

pois apresentam maior probabilidade de transmissão da bactéria (PURCELL, 1994; LOPES, 1996, 1999).

Trabalhos de levantamento populacional identificaram uma ampla diversidade de espécies presentes em pomares de ameixeira do Brasil (Tabela 6). Na região sul, foram registradas 20 espécies potencialmente vetoras (Tabela 6), enquanto que no Estado de São Paulo foram observadas apenas nove (HICKEL *et al.*, 2001; MÜLLER *et al.* 2009). A presença de áreas de brejo ou de vegetação nativa, em áreas adjacentes aos pomares, pode contribuir para uma maior diversidade e abundância de espécies de cigarrinhas, conforme já observado em cultivos de citros, cafeeiro e videira (GIUSTOLIN *et al.*, 2009; RINGENBERG *et al.*, 2010).



Figura 22. Cigarrinhas vetoras de *Xylella fastidiosa* em citros (Fotos: Fundecitrus).

Tabela 6. Cigarrinhas da subfamília Cicadellinae (Hemiptera: Cicadellidae) capturadas em pomares de ameixeira nos estados do Rio Grande do Sul (municípios de Bento Gonçalves e Farroupilha), Santa Catarina (Videira) e São Paulo (Paranapanema).

| Tribo | Espécie | Região de ocorrência | | |
|---|--|---|-----|-----|
| | | RS1 | SC2 | SP1 |
| Cicadellini | <i>Bucephalogonia xanthophis</i> (Berg, 1879) | x | x | x |
| | <i>Diedrocephala variegata</i> (Fabricius, 1775) | x | | |
| | <i>Dilobopterus díspar</i> (Germar, 1821) | x | x | |
| | <i>Erythrogonia dorsalis</i> (Signoret, 1853) | x | | |
| | <i>Ferrariana trivittata</i> (Signoret, 1854) | x | x | x |
| | <i>Hortensia similis</i> Walker 1851 | | | x |
| | <i>Macugonalia leucomelas</i> (Walker, 1851) | x | | |
| | <i>Pawiloma victima</i> (Germar, 1821) | x | | x |
| | <i>Plesiommata corniculata</i> Young | | x | |
| | <i>Sibovia sagata</i> (Signoret, 1854) | x | | |
| | <i>Sonesimia grossa</i> (Signoret, 1854) | | | x |
| | <i>Sonesimia sp.</i> | x | | |
| | <i>Syncharina punctatissima</i> (Signoret, 1854) | | x | |
| | Proconiini | <i>Acrogonia citrina</i> Marucci & Cavichioli, 2002 | | |
| <i>Aulacizes quadripunctata</i> (Germar, 1821) | | x | | x |
| <i>Homalodisca ignorata</i> Melichar, 1924 | | x | | |
| <i>Molomea cincta</i> (Signoret, 1854) | | | | x |
| <i>Molomea consolidata</i> Schröder, 1959 | | x | | x |
| <i>Molomea lineiceps</i> Young, 1968 | | x | | |
| <i>Molomea personata</i> (Signoret, 1854) | | x | | |
| <i>Oncometopia facialis</i> (Signoret, 1854) | | x | | x |
| <i>Oncometopia fusca</i> Melichar, 1925 | | x | | |
| <i>Oncometopia sp.</i> | | | x | |
| <i>Tapajosa rubromarginata</i> (Signoret, 1855) | x | | | |

¹Levantamento com armadilhas adesivas amarelas (Müller *et al.*, 2009).

²Levantamento com bandejas d'água e rede de varredura (Hickel *et al.*, 2001).

4.2.2 Monitoramento

O monitoramento deve ser realizado com armadilhas adesivas amarelas (Figura 23). Essas armadilhas podem ser adquiridas já cortadas ou em rolo, geralmente em formato retangular (cartela), com tamanho aproximado de 8,5 x 11 cm. Sugere-se a utilização de 9 cartelas adesivas/há (equidistantes 33 m), instaladas na periferia norte da planta, à uma altura de aproximadamente 1,7 m acima do solo ou na metade superior da copa. Isso pode ser feito, com auxílio de arames e presilhas que facilitam a troca. As cartelas adesivas devem ser vistoriadas semanalmente e substituídas após 30 dias.



Figura 23. Armadilha adesiva amarela para monitoramento de cigarrinha em pomares de ameixa. (Foto: C. Müller)

4.2.3 Controle

Ainda não há um nível de controle (ou de ação) estabelecido para as cigarrinhas vetoras de *X. fastidiosa* na cultura da ameixeira. Por isso, os produtores devem ser criteriosos em relação ao controle das cigarrinhas, aplicando inseticidas apenas quando forem detectadas espécies potenciais vetoras, em pomares que apresentem fontes de inóculo da doença (plantas sintomáticas) em seu interior ou em talhões vizinhos. O rigor no controle dos vetores deve ser maior em pomares em fase de formação e nos meses de primavera e verão, quando há maior fluxo de brotações de plantas e maior população de cigarrinhas.

4.3 Mariposa-Oriental - *Grapholita molesta* (Busck, 1916)

A *Grapholita molesta* (BUSCK, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae), comumente conhecida como mariposa-oriental ou grafolita, é considerada uma das principais pragas das fruteiras de caroço (SALLES, 1998). A espécie é encontrada principalmente em frutíferas da família das rosáceas, desenvolvendo-se em cerejeira, marmeleiro, nespereira, nectarineira, ameixeira, pereira, macieira e pessegueiro.

Os adultos de *G. molesta* são pequenas mariposas medindo entre 5,5 e 7,0 mm e de coloração cinza (Figura 24C) (SALLES, 1991). As diferenças existentes entre machos e fêmeas são de difícil percepção, sendo as fêmeas geralmente maiores que os machos (SALLES, 1991). A emergência dos adultos ocorre no período da manhã, porém os insetos possuem hábitos crepusculares com atividade de migração, alimentação, acasalamento e postura concentrados durante o entardecer (SALLES, 1998). As fêmeas ovipositam isoladamente na face inferior de folhas novas, sobre ramos novos não lignificados, e nas frutas (SALLES, 1991). As fêmeas iniciam a oviposição um a três dias após a cópula (NUÑES e PAULLIER, 1995), podendo colocar de 30 a 232 ovos (REICHARD e BODOR, 1972; ENUKIDZE, 1981), com pico de oviposição entre 4 e 9 dias após a emergência (GONZALES, 1993). Os ovos são de coloração

branca ou branco-acinzentada, em forma de disco, de tamanho reduzido (entre 0,5 e 0,9 mm de diâmetro) e de difícil visualização.

Logo após a eclosão, as lagartas penetram nos ponteiros ou frutos (Figura 24A). Elas possuem cabeça distinta das demais partes do corpo devido à coloração escura, e, no último segmento abdominal, apresentam uma estrutura em forma de pente, que pode conter de 3 a 6 dentes (NUÑES e PAULLIER, 1995) e que pode ser utilizada para diferenciar esta de outras espécies, que também atacam fruteiras de clima temperado, como a *Cydia pomonella*, (Lepidoptera: Tortricidae), quarentenária no Brasil.

A pupa também é de tamanho reduzido (entre 5 e 7 mm de comprimento), apresentando coloração pardo-escura próximo à emergência do adulto (Figura 24B) (SALLES, 1991). As pupas encontram-se, geralmente, protegidas sob fendas da casca no tronco, na região da base do pedúnculo da fruta ou no solo (SALLES, 1991). Nessa fase, o inseto é facilmente dispersado para outras regiões, principalmente quando a pupa se encontra próxima à base do pedúnculo das frutas, onde dificilmente é percebida durante a classificação e o transporte (GONZALES, 1993).



Figura 24. *Grapholita molesta*: (A) lagarta; (B) pupa e (C) adulto [Fotos: Botton, M. (A, B); Arioli, C.(C)].

O desenvolvimento da mariposa-oriental é influenciado principalmente pela temperatura. De uma forma geral, seu ciclo biológico é de aproximadamente 40 dias, o que, para o Brasil, possibilita o desenvolvimento anual de 6 a 8 gerações sobre as fruteiras de clima temperado (Tabela 7).

Tabela 7. Tempo médio para o desenvolvimento (dias) da mariposa-oriental em diferentes temperaturas (Grellmann et al., 1991; Arioli, 2007).

| Fase | Temperatura (°C) | | |
|-----------------------|------------------|-------|-------|
| | 20 | 24 | 30 |
| Ovo | 5,07 | 4,50 | 2,86 |
| Lagarta | 21,53 | 17,5 | 11,03 |
| Pré-pupa | 7,93 | 4,50 | 3,03 |
| Adulto | 12,29 | 9,06 | 6,81 |
| Longevidade adulto | - | 27,00 | - |
| Período de Oviposição | - | 24,90 | - |

4.3.1 Danos

A mariposa-oriental ocasiona danos ao cultivo de ameixeira apenas no estágio de lagarta. Essa ataca tanto as brotações do ano (ponteiros) como as frutas. A intensidade de ataque depende da geração da praga e também do estágio fenológico da cultura (NUÑES e PAULLIER, 1995). Em geral, as variedades tardias são mais atacadas quando comparadas àquelas de ciclo precoce e médio, pois sobre essas incide um maior número de gerações e, conseqüentemente, populações mais elevadas.

Após a eclosão, as lagartas se dirigem para os brotos tenros onde penetram fazendo galerias. Durante os primeiros dias não se observam sintomas de ataque, os quais são visíveis, a partir da segunda semana, devido ao murchamento dos ponteiros e posterior secamento dos mesmos (Figura 25). O sintoma típico do ataque é o aparecimento de um exsudado gomoso na região de penetração da lagarta (SALLES, 1991; NUÑES e PAULLIER, 1995). Esse tipo de ataque é mais preocupante quando ocorre em plantas jovens (pomares recém implantados) e em viveiros, principalmente após a enxertia (SALLES, 1998), pois o comprometimento dos brotos interfere na fisiologia da planta e também na formação da copa.

O ataque das lagartas em frutas pode ser visto de duas maneiras: na primeira, se observa um orifício de entrada, relativamente grande, correspondendo ao dano causado pelas lagartas que tiveram seu desenvolvimento inicial nas brotações e acabaram migrando para o fruto.

O segundo tipo, de difícil percepção, é causado pelas lagartas recém eclodidas que penetram na zona do pedúnculo e o dano é observado apenas quando a fruta começa a exsudar goma (fruta verde) ou excrementos do tipo serragem (frutas maduras). Em geral, estando no interior da fruta, formam galerias em direção ao caroço, podendo ocasionar o escurecimento da polpa decorrente dos processos de oxidação e fermentação. Isso leva ao apodrecimento total e consequente queda dos frutos, o que os torna inutilizáveis para comercialização. 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 (BOTTON *et al.*, 2001) com colheita no mês de janeiro. Entretanto, não se tem informações dos danos indiretos causados por patógenos, como o fungo *M. fructicola*, que tem sua infecção facilitada pela ação da mariposa-oriental (rompimento da casca).



Figura 25. Dano devido ao ataque de *G. molesta* em ponteiro (Foto: F. Mascaro).

4.3.2 Monitoramento

A presença de *G. molesta* nos pomares deve ser monitorada semanalmente. Para isso, utiliza-se feromônio sexual sintético em armadilhas modelo Delta (Figura 26). O atrativo imita o odor natural que as fêmeas liberam no ambiente para atrair os machos para o acasalamento, os quais são retidos na base interna da armadilha impregnada com cola adesiva.

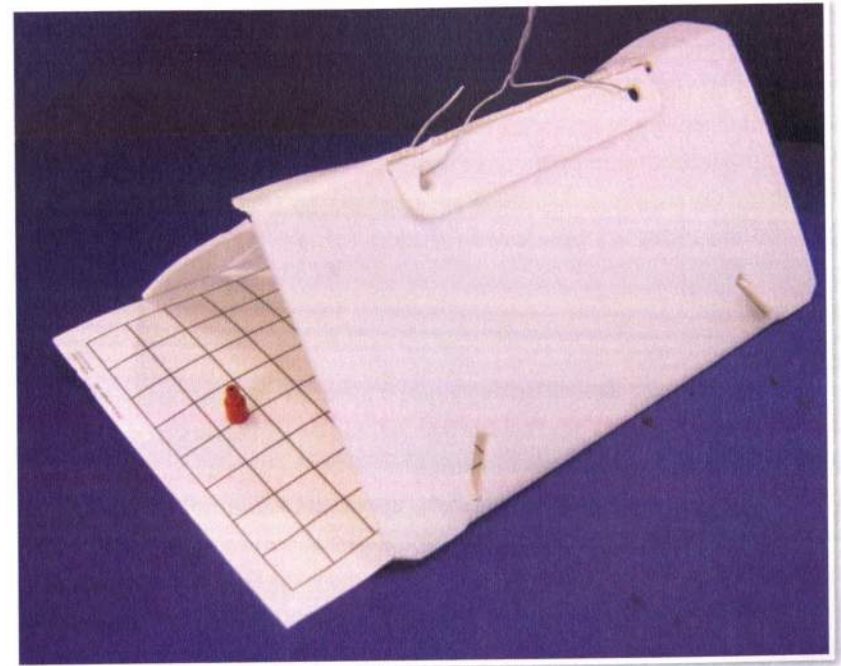


Figura 26. Armadilha adesiva delta para monitoramento de *G. molesta* (Foto: C. Arioli).

As armadilhas devem ser instaladas no interior do pomar, fixando-as às plantas a uma altura de 1,80 m com relação ao solo, tendo o cuidado de manter as aberturas sempre livres de ramos para facilitar a distribuição da pluma de odor, potencializando, assim, a captura dos adultos. Essas devem ser instaladas um pouco antes do florescimento e

mantidas até o momento da colheita. Em pomares homogêneos, deve-se empregar uma armadilha para cada 3 a 5 ha (RIBEIRO, 1999). Em pequenas áreas de produção (menores que 5 ha), como é o caso da maioria dos pomares de ameixeira, devem ser instaladas, no mínimo, duas armadilhas por hectare (HICKEL, 1993; BOTTON *et al.*, 2001; NORA e SUGIURA, 2001). Os septos devem ser substituídos em, no máximo, 60 dias (ARIOLI *et al.*, 2006). As armadilhas devem ser vistoriadas uma vez por semana, procedendo à contagem e à retirada dos adultos capturados no período. Como nível de controle, na cultura da ameixeira, é estabelecido a captura de 3 machos/armadilha/dia ou 20 machos/armadilha/semana (HICKEL, 1993): O piso adesivo deve ser trocado assim que apresentar sinais de ressecamento ou diminuição significativa da cola. O comportamento da praga deve ser observado em cada pomar a fim de verificar a necessidade de antecipar ou retardar o controle em função das características específicas de cada local.

4.3.3 Controle

A utilização de inseticidas ainda é a estratégia predominante para o controle da grafolita nas regiões produtoras de frutas de caroço no Brasil. Para tanto, são utilizados inseticidas fosforados, carbamatos e piretróides que são de ação neurotóxica, apresentando amplo espectro de ação. Muitos destes produtos são potenciais contaminantes do ambiente e favorecem a ocorrência de pragas secundárias, principalmente ácaros (*Panonychus ulmi* e *Tetranychus urticae*) e cochonilhas (*Pseudaulacaspis pentagona*), além de selecionar populações resistentes. Neste sentido, há uma necessidade urgente de mudança na grade de inseticidas permitidos para o controle da mariposa-oriental nos cultivos de frutas de caroço.

Nos últimos dez anos, devido às pressões impostas pelo mercado consumidor e, conseqüentemente, pelos sistemas de produção integrada, foram suprimidos muitos ingredientes ativos por apresentar carência e toxicidade elevada. Essa retirada de compostos do mercado reduziu o número de produtos disponíveis para o controle da grafolita em algumas culturas, como o pessegueiro e a macieira. Na ameixeira, não ocorreram

mudanças nos últimos anos. Alguns novos inseticidas (Tabela 8) foram avaliados e apresentam elevada eficácia no controle da grafolita em macieira, pessegueiro e pereira como é o caso do metoxifenoside, tebufenozide, espinosade e benzoato de emamectina (GRUTZMACHER *et al.*, 1999; ARIOLI *et al.*, 2004 e 2007; BOTTON *et al.*, 2006). Com a aplicação da nova legislação das “Minor Crops”, espera-se que esses produtos sejam autorizados ao emprego também na cultura da ameixeira, ampliando as alternativas de controle.

O novaluron e o clorantraniliprole foram recentemente registrados (Tabela 9) para o controle da grafolita nas culturas da macieira e do pessegueiro, sendo mais seletivos aos inimigos naturais além de apresentarem reduzida toxicidade a mamíferos.

Tabela 8. Inseticidas avaliados como eficientes pela pesquisa para o controle de *G. molesta* nas culturas da macieira, pessegueiro e ameixeira no Brasil.

| Ingrediente ativo | Nome comercial | Dose* | Empresa | Cultivos avaliados |
|------------------------|-----------------|-------|------------------|--------------------|
| Benzoato de emamectina | Proclain 5 SG | 7,5 | Syngenta | Pêssego1 |
| Espinosade | Tracer 480 SC | 15 | Dow Agrosciences | Pêssego1 |
| Metoxifenoside | Intrepid 240 SC | 60 | Dow Agrosciences | Pêssego1 |

*Gramas ou mL do produto comercial por 100 litros de água.

¹Arioli *et al.*, 2007.

Tabela 9. Inseticidas registrados no MAPA para o controle de *Grapholita molesta* nas culturas da macieira, pessegueiro e ameixeira em 2010 (AGROFIT, 2010).

| Ingrediente Ativo | Nome Comercial | Classe Toxicológica | Culturas | | |
|------------------------|------------------|---------------------|----------|-------------|-----------|
| | | | Macieira | Pessegueiro | Ameixeira |
| Acetamipride | Mospilan | III | X | | |
| Bacillus thuringiensis | Dipel WG | II | X | | |
| Clorantropilprole | Altacor* | III | X | X | |
| Ethofemprox | Trebon 100 SC | IV | X | X | |
| Deltametrina | Decis 25 CE | III | | X | X |
| | Dominador | IV | | X | X |
| Fenpropratrina | Danimem 300 EC | I | X | | |
| | Meothrin 300 | I | X | | |
| | Sumidory 300 | I | X | | |
| Fenitrotiona | Sumithion 500 CE | II | X | | |
| Fosmete | Imidan 500 WP | III | X | X | |
| Lufenuron | Match EC | IV | X | X | |
| Malationa | Malathion 1000CE | I | | X | |
| | Malathion 500CE | III | | X | |
| Novalurona | Gallaxy 100 EC | IV | X | X | |
| | Rimon 100 EC | IV | X | X | |
| Tebufenozide | Mimic 240 SC | IV | X | | |

4.3.3.1 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 ou reduzir o uso dos 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. Isso gera uma diminuição da população da praga nas gerações seguintes. No Brasil, o registro das formulações Biolita, Cetrol e SPLAT (Tabela 10) abriu perspectivas de utilização destes compostos para o controle da praga em rosáceas, sendo que, somente na cultura da maçã, essa tecnologia já é utilizada em, aproximadamente, 30% da área cultivada no Brasil. Em pessegueiro e ameixeira, sua utilização é ainda reduzida (praticamente em caráter experimental). 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 específico para o controle da praga-alvo. Assim, quando utilizado para o controle da grafolita, em algumas situações, pode ocorrer o ataque de pragas secundárias, principalmente lagartas pertencentes às famílias Noctuidae e Geometridae e coleópteros (Crysmelidae), os quais devem ser manejados de forma complementar. Em pequenos pomares, característicos das áreas cultivadas com ameixeira, o uso também fica limitado devido à possibilidade de migração de fêmeas fecundadas da *G. molesta* de áreas não tratadas. Por isso, o emprego de feromônios sexuais como método de controle, hoje, ainda é empregado principalmente pelos produtores de maçã, devido ao maior tamanho e uniformidade dos pomares. Assim, aplicações adicionais de inseticidas podem ser 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 manter uma concentração adequada do produto no pomar 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 populações de indivíduos remanescentes consigam aumentar sua população antes do inverno, o que pode inferir em surgimento de uma alta população numa próxima safra. Nas condições brasileiras, para o cultivo de maçã e pêssego, 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 função 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.

Tabela 10. Produtos à base de feromônio sexual registrados no MAPA para controle de *Grapholita molesta* na cultura do pessegueiro no Brasil (AGROFIT, 2012, consulta realizada em 10 de março de 2012).

| Ingrediente ativo | Nome comercial | Dose/ha | Classe toxicológica | Eficiência aproximada (dias) ¹ | Carência (dias) |
|---------------------------|----------------|-------------|---------------------|---|-----------------|
| (Z)-8 Dodecenol | Biolita | 20 saches | IV | 90 | SR |
| Acetato de E-8 Dodecenila | Splat Grafo | 1 a 2 Kg | IV | 90 | SR |
| Acetato de E-8 Dodecenila | Cetro | 500 ampolas | IV | 180 | SR |

*SR (Sem restrição)

¹ Informações de empresas fabricantes, sendo a eficiência variável de acordo com as condições climáticas;

4.4 Ácaro-rajado e ácaro-vermelho - *Tetranychus urticae* e *Panonychus ulmi*

O ácaro-rajado *Tetranychus urticae* (KOCH, 1836) (Figura 27A) ocorre em todas as regiões produtoras de ameixa do Brasil, enquanto o

ácaro-vermelho-europeu, *Panonychus ulmi* (Koch) (Figura 27B), é encontrado esporadicamente e de forma localizada (SALLES, 1998). Os ácaros vivem em colônias, sendo observadas formas jovens e adultas, especialmente na face inferior da folha, onde se localizam, principalmente, junto à nervura central.

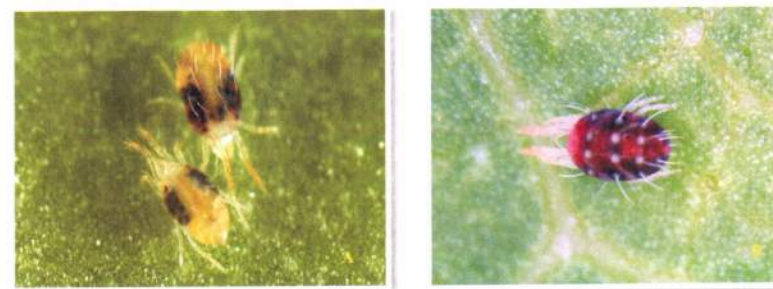


Figura 27. *Tetranychus urticae* (A), *Panonychus ulmi* (B) (Fotos: www.pbbase.com).

A presença do ácaro rajado pode ser identificada pela formação de teias junto às colônias (Figura 28).



Figura 28. Colônia de *T. urticae* com formação de teia [Foto: (A) www.pbbase.com; (B) C. Müller].

O ciclo biológico dos ácaros tem início com a eclosão das larvas a partir dos ovos hibernantes (ácaro-vermelho) ou das posturas das fêmeas hibernantes (ácaro-rajado), sucedendo-se várias gerações, do ciclo da cultura até a queda das folhas. O ciclo de vida envolve as fases de ovo,

larva, protoninfa, deutoninfa e adulto, sendo que cada fase passa por um período ativo no qual o ácaro se alimenta, seguido de um período de repouso, até sofrer a ecdise. Temperaturas quentes e clima seco favorecem a multiplicação destas espécies (SALLES, 1998). A duração média do ciclo de vida de *P. ulmi*, em laboratório, (21 °C) é de 9 dias para a fase de ovo, 2,7 dias para larva, 2,2 dias para protoninfa e 2,7 dias para deutoninfa. Após a cópula, 63 a 66% dos ovos são fertilizados, dando origem a fêmeas e os 34 a 37% restantes não fertilizados, originam machos. Quando a fêmea não é fertilizada, 100% dos ovos originam machos (BONETI *et al.* 1999).

A temperatura ideal para o desenvolvimento de *T. urticae* situa-se na faixa de 30 a 32 °C. Nessas condições, o período de incubação dos ovos é de 3 a 5 dias e o ciclo biológico de 8 a 12 dias. A duração média das fases em laboratório (26 °C) é de 4 dias para ovo, 0,9 dias para larva, 0,7 dias para protoninfa e 0,9 dias para deutoninfa (MORO, 2009). A fecundidade média das fêmeas está entre 90 e 110 ovos.

4.4.1 Danos

O ataque de ácaros fitófagos causa amarelecimento, bronzeamento e queda das folhas das plantas de ameixa (Figura 29). A infestação ocorre em reboleras, sendo que a população pode ser facilmente visualizada na face inferior das folhas, principalmente junto à nervura central.



Figura 29. Sintoma de ataque de *T. urticae* em ameixeira (Fotos: C. Müller).

A incidência de ácaros fitófagos é maior em períodos de temperaturas elevadas e baixa pluviosidade. No entanto, considerando a incidência natural de ácaros predadores nos pomares, além de outros inimigos naturais, considera-se que o desequilíbrio causado pela aplicação intensa de inseticidas não seletivos para o controle de outras pragas, como a mosca das frutas e a grafolita, é um dos principais fatores que contribuem para o aumento populacional de ácaros fitófagos em pomares de ameixeira. Os inseticidas aplicados, principalmente os piretróides e fosforados, são prejudiciais aos ácaros predadores, resultando indiretamente no incremento populacional das espécies fitófagas.

4.4.2 Monitoramento

O monitoramento dos ácaros deve ser realizado com auxílio de uma lupa (aumento de 10 vezes), avaliando-se de 10 a 20 folhas/árvore localizadas no terço inferior das plantas, avaliando-se, no total, de 8 a 10 plantas/hectare. O nível de controle para emprego de acaricidas é de seis formas móveis por folha. No caso do emprego do controle biológico com ácaros predadores, as liberações devem ser realizadas no início da infestação com liberações parceladas.

4.4.3 Controle

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 destes insumos deve ser prioritária.

O monitoramento das pragas primárias, o uso adequado seguindo as boas práticas agrícolas de inseticidas visando preservar os inimigos naturais (como o uso de feromônios sexuais para grafolita e de 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 uma menor incidência de ácaros fitófagos. A manutenção de plantas de cobertura na entrelinha da cultura

também contribui para reduzir as infestações, pois servem como abrigo para inimigos naturais, auxiliando no controle biológico natural.

Naturalmente, diversas espécies de ácaros predadores ocorrem nos pomares de ameixa, com destaque para as da família Phytoseiidae, que são eficientes na predação de ácaros fitófagos. Comercialmente, *Noseiulus 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 do ácaro-rajado, consumindo ovos, larvas, ninfas e adultos (Figura 30). Multiplica-se rapidamente no campo e na ausência de ácaro-rajado, alimenta-se de pequenos insetos e do pólen das plantas. Além disso, estudos demonstraram a tolerância desta espécie a vários produtos químicos (POLETTI *et al.*, 2008, SATO *et al.*, 2002).



Figura 30. *N. californicus* predando *T. Urticae* (Foto: www.pbbase.com).

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 (FERRERO *et al.*, 2007; FURTADO *et al.*, 2007). *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 contendo casca de arroz como veículo para liberá-los no pomar. A liberação de *N. californicus* e *P. longipes* deve ser realizada no início da infestação, em densidades médias de, pelo menos, 10.000 a 30.000 indivíduos/ha. 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 autorizados para a cultura.

4.5 Tripes

Existe um complexo de espécies de tripes que ocorrem em pomares de fruteiras de caroço no Brasil. Como os fruticultores buscam, de uma forma geral, diversificar seus cultivos com plantios de pêssigo, nectarina e ameixa em uma mesma propriedade, as espécies de tripes acabam sendo encontradas simultaneamente nas três culturas. Isso se deve principalmente aos períodos de floração destas culturas, 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 pêssigo e nectarina (Tabela 11).

Tabela 11. Espécies de trips coletados em pomares de pessegueiro ou nectarina nos estados do Paraná (PR), Santa Catarina (SC) e São Paulo (SP). (Hickel & Ducroquet, 1998; Pinent *et al.*, 2008; Schuber *et al.*, 2008).

| Espécie | SC ¹ | PR ² | SP ³ |
|---|-----------------|-----------------|-----------------|
| <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> (Pergante) | | 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 |

¹coletados em flores

²coletados por meio de armadilha Möericke

³coletados em flores e frutos

Das espécies coletadas em pessegueiro, em São Paulo, *F. occidentalis* e *F. shultzei* foram predominantes, com 55,7 e 25,2% do total de indivíduos coletados, respectivamente (PINENT *et al.*, 2008).

Os trips são insetos diminutos (Figura 31), medindo de 1 a 1,5 mm de comprimento e com formato alongado. As cores podem variar entre as espécies e entre as fases de desenvolvimento dentro da mesma

espécie (Monteiro *et al.*, 1999). De uma forma geral, estas variações dificultam a correta identificação das espécies nos pomares.

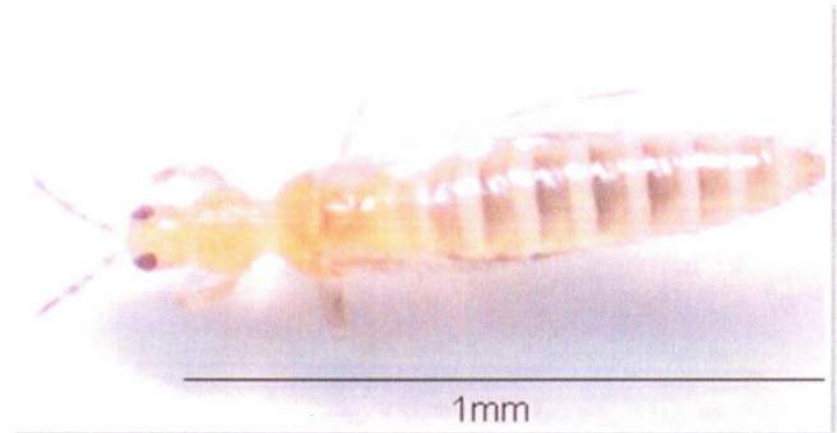


Figura 31. Adulto de *F. occidentalis*.

A biologia dos trips compreende 5 fases: ovo, larva, pré-pupa, pupa e adulto (Figura 32). A postura é realizada no interior dos tecidos, principalmente 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 com a temperatura.

F. occidentalis se reproduz de forma sexuada ou por partenogênese (sem a necessidade do macho). Neste segundo caso, originam uma maior proporção de machos (NOTHNAGL, 2006). As fêmeas ovipositam por 13 a 15 dias, na temperatura de 25 ± 1 °C, depositando, em média, 78 ovos quando criadas em morangueiro (NONDILLO *et al.*, 2009). Os ovos são claros e de tamanho reduzido (cerca de 0,25 x 0,50 mm) (BRODSGAARD *apud* LOOMANS *et al.*, 1995).

A duração dos estágios de ovo, larva, pré-pupa e pupa, na temperatura de 25 ± 1 °C, é de 4; 4,9; 1,1 e 2,4 dias, respectivamente, na cultura do morangueiro (NONDILLO *et al.*, 2009).

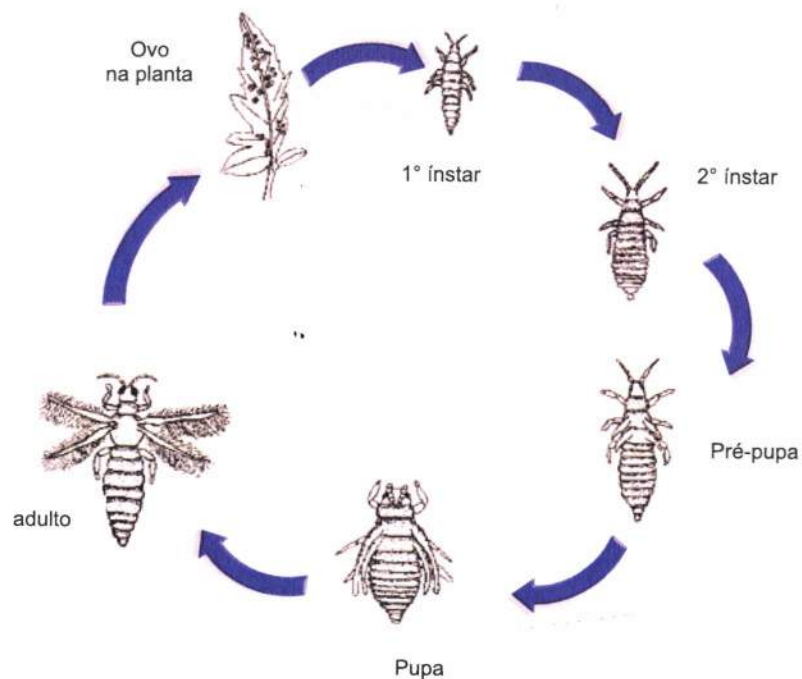


Figura 32. Fases de desenvolvimento de tripes.

4.5.1 Danos

Os principais prejuízos são ocasionados no período de floração das plantas, principalmente quando as populações atingem níveis elevados. Nesta fase, tanto adultos quanto larvas raspam a película do ovário das flores, que pode evoluir para deformações nos tecido, provocando, muitas vezes, a queda das mesmas. Quando se desenvolve, a fruta atacada apresenta casca defeituosa, áspera e com nodosidades, que depreciam seu valor comercial (Figura 33).

Após a queda das sépalas, mesmo em níveis populacionais mais baixos, as populações permanecem. O ataque neste período não promove um aumento na queda das frutas, porém, observa-se uma maior

porcentagem de frutas deformadas (RANGEL e 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 os da podridão-parda e da antracnose (RANGEL e MASCARO, 2007).

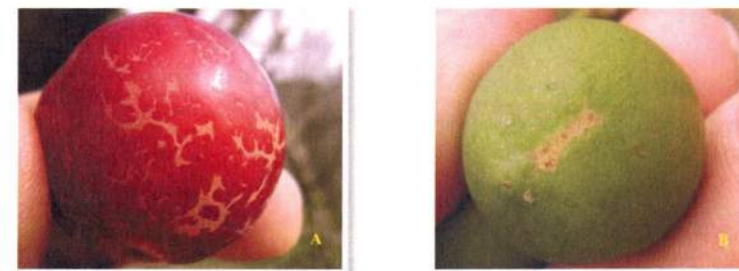


Figura 33. Dano de tripes em fruta de ameixeira madura (A) e em desenvolvimento (B) (Fotos: F. Mascaro).

4.5.2 Monitoramento

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

4.5.3 Controle

Para o controle biológico, são comercializados espécies de percevejos predadores do gênero *Orius* (Figura 34). O ciclo biológico destes predadores é relativamente curto (cerca de 10 dias de ovo a adulto), variando, principalmente, em função da fonte de alimento utilizada e de fatores climáticos. A longevidade das fêmeas adultas pode variar entre 20 e 40 dias (BORTOLI *et al.*, 2008).

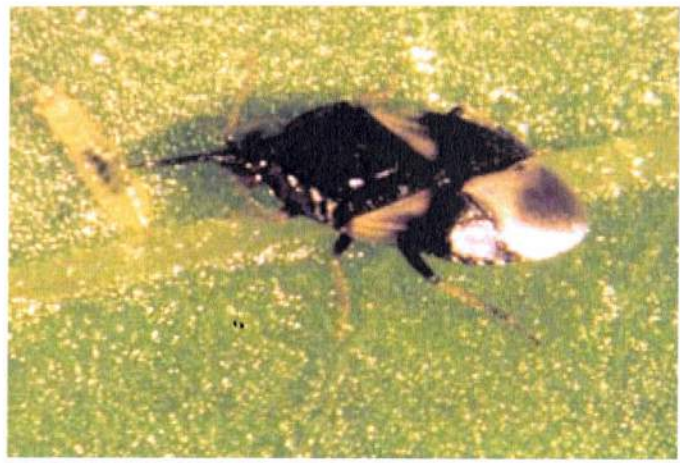


Figura 34. *Orius* sp. predando tripses (Foto: D. Gillespie).

São onívoros, ou seja, usam alimento alternativo, como o pólen ou insetos como afídeos e ácaros, mas tem como presa preferencial os tripses. Devido à isso, são capazes de sobreviver nos pomares mesmo em baixos níveis populacionais de tripses. Outra vantagem destes percevejos predadores é que possuem alta habilidade de busca e habitam o mesmo local que suas presas, sem causarem danos à cultura (BORTOLI *et al.*, 2008).

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

O nível de controle para a aplicação de inseticidas é de 2% das flores com presença de tripses. 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 partenogonia, o risco de evolução da frequência de resistência nas populações é elevado.

Considerações finais

O mercado de frutas apresenta grande potencial de crescimento sendo uma importante atividade a ser explorada dentro do setor produtivo.

Ao mesmo tempo, o perfil dos consumidores se consolida em preocupações não apenas com qualidades organolépticas das frutas adquiridas, mas também com a sustentabilidade dos sistemas de produção dos quais estas provém. Nesse sentido, a necessidade da produção de frutas seguras, sem comprometer a integridade do ambiente e do produtor é um desafio permanente.

Para atender essas exigências, a adoção de práticas fitossanitárias adequadas para o controle de pragas é um desafio para pesquisadores, técnicos e produtores. Mesmo diante dos avanços tecnológicos obtidos nas últimas décadas, há a necessidade do desenvolvimento de estratégias de manejo menos dependentes de insumos e que resultem em redução no custo de tratamento.

Além disso, muitas informações desenvolvidas pela pesquisa levam um longo tempo até estarem disponíveis de forma prática aos agricultores, sendo que em muitos casos, devido às lacunas na legislação, não chegam a ser disponibilizadas. Isso se deve, principalmente, à demora nos procedimentos legais e à falta de interesse econômico na comercialização de alguns produtos.

Após a aprovação da Normativa das “Minor Crops”, espera-se que haja significativas alterações neste cenário. Outro tema importante, e que necessita evoluir, é o manejo de insetos vetores, fundamentais para reduzir a incidência da escaldadura da folha da ameixeira. Entende-se que a alteração deste cenário será fundamental para a sustentabilidade do setor produtivo da ameixeira no Brasil, garantindo a atividade não apenas do ponto de vista econômico, mas também quanto à sua função social em todas as regiões onde é desenvolvida.

Referências

- AGROFIT 2012 – Desenvolvido pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Apresenta informações sobre produtos fitossanitários. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 10 mar. 2012.
- ARIOLI, C. J.; BOTTON, M.; CARVALHO, G.A. Controle químico da *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae) na cultura do pessegueiro. In **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 6, p. 1.695-1.700, 2004.
- ARIOLI, C. J.; GARCIA, M.; ZARTE, M.; BOTTON, M. Avaliação de Inseticidas neonicotinóides para o controle da mariposa-Oriental *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae) em laboratório e pomar comercial de maçã com infestações artificiais. In **BioAssay**, Piracicaba, v. 2, n. 2, 2007.
- ARIOLI, C. J.; GARCIA, M.; ZARTE, M.; BOTTON, M. Monitoramento de *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae) na Cultura do Pessegueiro com Feromônio Sexual Sintético. In **BioAssay**, Piracicaba, v. 1, n. 2, p. 1-5, 2006.
- ARIOLI, C.J. **Técnica de criação e controle de *Grapholita molesta* (busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) na cultura da macieira.** 2007. 83f. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Universidade Federal de Pelotas, Pelotas - RS.
- BORTOLI, S.A.; OLIVEIRA, J.E.M; SANTOS, R.F.; SILVEIRA, L.C.P. Tabelas de vida de *Orius insidiosus* (Say, 1832) (hemiptera: anthocoridae) predando *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae) em diferentes cultivares de algodoeiro. In **Instituto Biológico**, Campinas, v. 75, n. 2, p. 203-210, 2008.
- BOTTON, M., ARIOLI, C. J.; COLLETTA, V. D. **Monitoramento da mariposa oriental *Grapholita molesta* (Busck, 1916) na cultura do pessegueiro.** Bento Gonçalves, RS: EMBRAPA – CNPUV, 2001. p. 4. (EMPRAPA – CNPUV. Comunicado Técnico, 38).
- BOTTON, M.; ARIOLI, C. J.; MULLER, C. Controle de lagartas no período de floração da macieira. In **Agapomi**, Vacaria, n. 145, p. 6-7, 2006.
- CASTRO, L.A.S. de; FORTE, J.F.; COUTO, M.E.. Doenças. In CASTRO, L. A. S. (Ed.). **Ameixa Produção.** 1. ed. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2008. v. 01, p. 74.
- CHALFUN, N.N.J.; SOUZA, H.A.; EIS, J.M.R.; RAMOS, J.D.; CHAGAS, E.A.; PIO, R.A. **Cultura da ameixeira.** Lavras: UFLA, 2006. v.1, p.27.
- CRESONI-PEREIRA, C.; ZUCOLOTO, F.S. Moscas-das-frutas (Diptera). In: PANIZZI, A.R.; PARRA, J.R. (Eds.). **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas.** Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 733-766.
- DA CRUZ, I.B.M.; NASCIMENTO, J.C.; TAUFER, M.; OLIVEIRA, A.K. Morfologia do aparelho reprodutor e biologia do desenvolvimento. In MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado.** Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 55-66.
- DÍAZ-FLEISCHER, F.; PAPA, D.R.; PROKOPY, R.J. NORRBOM, A.L. & ALUJA, M. Evolution of fruit fly oviposition behavior. In ALUJA, M.; NORRBOM, A.L. (Eds.). **Fruit flies (Tephritidae): phylogeny and evolution behavior.** Boca Raton: CRC Press, 2000. p. 811-841.
- DUCROQUET, J.-P.H.J.; ANDRADE, E.R.; HICKEL, E.R.. **A escaldadura das folhas da ameixeira em Santa Catarina.** Florianópolis, SC: EPAGRI, 2001. 55 p. (EPAGRI. Boletim Técnico, 118).
- ENUKIDZE, N. E. The biology of the oriental fruit moth in Abkhazia. In **Zashchita Rastenii**, Moscow, v. 6, n. 38, não paginado, 1981.
- FERRERO, M.; MORAES, G. de; KREITER, S.; TIXIER, M.; KNAPP, M. Life tables of the predatory mite *Phytoseiulus longipes* feeding on *Tetranychus evansi* at four temperatures (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae). In **Experimentalis et Applicata Acarology**, v. 41, p. 45-53, 2007.
- FRENCH, W.J.; LATHAN, A.J.; STASSI, D.L. (1978). Phony peach bacterium associated with leaf scald of plum tree. In **Proceedings American Phytopathology Society**, St. Paul, v. 4, n. 223.
- FUNDECITRUS. Descobertos mais seis vetores de CVC. **Revista Fundecitrus**, Araraquara, v. 14, p. 8-9, 1999.

FURTADO, I.P.; MORAES, G.J. de; KREITER, S.; TIXIER, M.S.; KNAPP, M. Potential of a Brazilian population of the predatory mite *Phytoseiulus longipes* as a biological control agent of *Tetranychus evansi* (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae). In **Biological Control**, v. 42, p. 139-147, 2007.

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

GONZALES, R.H. **Sistemas de monitoreo y manejo de las polillas da fruta (Cydia molesta y C. pomonella)**. Santiago: Universidad de Chile, 1993. p. 60.

GRAVENA, S.; LOPES J.R.S.; PAIVA, P.B.; YAMAMOTO, P.T.; ROBERTO, S.R.. Os vetores da *Xylella fastidiosa*. In: DONADIO, L.C. & MOREIRA, C.S. (Eds.). **Clorose Variegada dos Citros**. Bebedouro: Estação Experimental de Citricultura, 1997. p. 37-55.

GIUSTOLIN, T. A., LOPES, J. R. S., QUERINO, R. B., CAVICHIOLI, R., ZANOL, K., AZEVEDO FILHO, W. S., FIRMINO, D. C., MENDES, M. A. Diversidade de Hemiptera, Auchenorrhyncha em citros, café e fragmento de floresta nativa do estado de São Paulo. In **Neotropical Entomology**, Piracicaba, SP, v. 38, n. 6, p. 834-841, 2009.

GRELLMANN, E. O.; LOECK, A. E.; SALLES, L. A. B.; FACHINELLO, J. C. Ciclo evolutivo de *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Olethreutidae) em diferentes temperaturas. In **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 13, n. 4, p. 21-26, 1991.

GRÜTZMACHER, A.D.; LOECK, A.E.; FACHINELLO, J.C.; GRÜTZMACHER, D.D.; GARCIA, M.S. Eficiência dos inseticidas fisiológicos mimic 240 SC (tebufenozide) e intrepid 240 SC (methoxifenozide) no controle da mariposa oriental *Grapholita molesta* (busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) na cultura da pereira. In **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Pelotas, v. 5, n. 3, p. 211-215, 1999.

HICKEL, E.R. **Pragas do pessegueiro e da ameixeira e seu controle no Estado de Santa Catarina**. Florianópolis: EPAGRI, 1993. p. 45. (EPAGRI. Boletim Técnico, 66).

HICKEL, E.R.; DUCROQUET, J.P.H.J. Tripes Associados à Floração da Nectarina em Santa Catarina. In: **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 27, n. 2, p. 307-308, 1998.

HICKEL, E.R.; DUCROQUET, J.P.H.J.; LEITE JUNIOR, R.P.; LEITE, R.M.V.B.C. Fauna de Homoptera: Auchenorrhyncha em pomares de ameixeira de Santa Catarina. In **Neotropical Entomology**, Londrina, PR, v. 30, n. 4, p. 725-729, 2001.

JOACHIM-BRAVO, I. S.; GUIMARÃES, A. N.; MAGALHÃES, T. C.; AN-TÔNIO S NASCIMENTO, A. S. Performance de *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae) em Frutos: Comparação de Duas Populações Criadas em Laboratório. In **Neotropical Entomology**, Piracicaba, v. 39, n. 1, p. 09-14, 2010.

KOVALESKI, A.; SUGAYAMA, R.; URAMOTO, K.; MALAVASI, A.; Rio Grande do Sul. In MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 285-290.

KRUGNER R.; LOPES, M.T.V.; DE SANTOS, J.S.; BERETTA, M.J.G.; LOPES, J.R.S. (2000). Transmission efficiency of *Xylella fastidiosa* to citrus by sharpshooters and identification of two new vector species. In CONFERENCE OF THE INTERNATIONAL ORGANIZATION OF CITRUS VIROLOGISTS, 14, 2000, Campinas. **Proceedings...** Riverside, 2000. p. 423.

LOOMANS, A. J. M.; J. C. VAN LENTEREN. Biological control of thrips pests: a review on thrips parasitoids. In LOOMANS, A. J. M., VAN LENTEREN, J. C.; TOMMASINI, M. G.; MAINI, S.; RIUDAVETS, J. (Eds.). **Biological Control of Thrips Pests**. Wageningen: Wageningen Agricultural University Papers, 1995. p. 88-201.

LOPES, J.R.S. Mecanismo de transmissão de *Xylella fastidiosa* por cigarrinhas. In **Laranja**, Cordeirópolis, v. 17, n. 1, p. 79-92, 1996.

LOPES, J.R.S. Estudos com vetores de *Xylella fastidiosa* e implicações no manejo da Clorose Variegada dos Citros. In **Laranja**, Cordeirópolis, v. 20, n. 2, p. 329-344, 1999.

MARUCCI, R. C. ; LOPES, J. R. S.; VENDRAMIM, J. D. ; CORRENTE, J.

E. . Feeding site preference of *Dilobopterus costalimai* Young and *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae) on citrus plants. In **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 33, n. 6, p. 759-768, 2004.

MARTINS, J.C. **Aspectos biológicos de *Anastrepha fraterculus* (Wied. 1830) (Diptera: Tephritidae) em dieta artificial, sob diferentes condições de laboratório.** 1986. 79f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP.

MEJDALANI, G. Morfologia externa dos Cicadellinae (Homoptera, Cicadellidae): comparação entre *Versigonalia ruficauda* (Walter) (Cicadellini) e *Tretogonia cribrata* Melichar (Proconiini), com notas sobre espécies e análise da terminologia. In **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 15, p. 451-544, 1998.

MESSENGER, P.S.; FLITTERS, N.E. Effect of constant temperature environment on the egg stage of three species of Hawaiian fruit flies. In **Annal Entomological Society American**, College Park, v. 51, n. 2, p. 109-119, 1958.

MOHAN, S.K.; LEITE, R.P.; TSUNETI, M.; HAUAGGE, G. (1980). **Problema da escaldadura da folha de ameixeira no Estado do Paraná.** Curitiba: IAPAR, 1980. p. 5. (Informe de Pesquisa, 31).

MONTEIRO, R. C.; MOUND, L. A.; ZUCCHI, R. A. Thrips (Thysanoptera) as pests of plants production in Brazil. In **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, SP, v. 43, p. 163-171, 1999.

MORGANTE, J.S. **Moscas-das-frutas (Tephritidae): características biológicas, detecção e controle.** Brasília: SENIR, 1991. p. 19. (Boletim Técnico, 2).

MORO, L. B.; **Controle microbiano e aceitação de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) a cultivares de mamão.** 2009. 48f. Dissertação (Mestrado em Produção vegetal). Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória.

MILANEZ, J.M.; PARRA, J.R.P.; CUSTÓDIO, I.A.; MAGRI, D.C.; CERA, C. Biologia e exigências térmicas de três espécies de cigarrinhas vetoras da bactéria *Xylella fastidiosa*. In **Laranja**, Cordeirópolis, v. 23, n. 1, p. 127-140, 2002.

MÜLLER, C. **Análise faunística e flutuação populacional de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) potenciais vetoras de *Xylella fastidiosa* em po-**

mares de ameixeira nos estados do Rio Grande do Sul e São Paulo, Brasil. 2009. 63f. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Universidade de São Paulo, Piracicaba.

MÜLLER, Cristiane ; LOPES, J. R. S. ; AZEVEDO FILHO, W. S.; BOTTON, M. ; MASCARO, F.; 2008. Um entrave para a produção de ameixas. In **HFF & Campo Brasil**, Jundiaí, v. 5, p. 18-20, 2008.

NONDILLO, A. RADAELI, R.L.; PINENT, S.M.J.; BOTTON, M. Caracterização das injúrias causadas por *Frankliniella occidentalis* no morangueiro. In **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40, n. 4, p. 820-826, 2010.

NORA, I.; SUGIURA, T. Pragas da pereira. In: EPAGRI (Ed.). **Nashi, a pêra japonesa.** Florianópolis: EPAGRI/JICA, 2001, p. 261-321.

NOTHNAGL, M. **Interaction between greenhouse grown chrysanthemum and *Frankliniella occidentalis*.** 2006. 41f. Tese - Faculty of Landscape Planning, Horticulture and Agricultural Science - Department of Crop Science, Swedish University of Agricultural Sciences.

NUÑES, S.; PAULLIER, J. *Cydia molesta* (Busck). In: BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. (Eds.). **Lepidopteros de importância econômica. Reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales.** Uruguai: Agropecuaria Hemisferio Sul, 1995. p. 32-40.

PAIVA, P.E.B.; DA SILVA, J.L.; GRAVENA, S.; YAMAMOTO, P.T. Cigarrinhas de xilema em pomares de laranja do Estado de São Paulo. In **Laranja**, Cordeirópolis, v. 17, n. 1, p. 41-54, 1996.

PEDROSO, A. S. **Dados bionômicos da *Ceratitis capitata* Wied., 1824 (Diptera: Tephritidae) obtidos em laboratório em regime de dieta artificial.** 1972. 127f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

PINENT, S. M.J.; MASCARO, F.; BOTTON, M.; REDAELL, A.L.R. Thrips (Thysanoptera: Thripidae, Phlaeothripidae) Damaging Peach in Parana, São Paulo, Brazil. In **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 37, n. 4, p. 486-488, 2008.

POLETTI, M.; COLLETTE, L. P.; OMOTO, C. Compatibilidade de Agrotóxi-

cos com os Ácaros Predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). In **BioAssay**, Piracicaba, v.3, n.3, 2008.

PROKOPY, R.J.; ROITBERG, B.D. Foraging behavior of true fruit flies. In **American Scientist**, New Haven, CT, v. 72, p. 41-49, 1984.

PROKOPY, R.J.; ZIEGLER, J.R.; WONG, T.T.Y. Deterrence of repeated oviposition by fruit marking pheromone in *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). In **Journal Chemical Ecology**, New York, v. 4, p. 55-63, 1978.

PURCELL, A.H. (1994). Cigarrinhas na cultura do citros. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL DE CITROS, 3., 1994, Bebedouro, SP. In **Anais...** Campinas: Fundação Cargill, 1994. p. 195-209.

RANGEL, A.; MASCARO, F. de A. **Culturas de Pêssego e Nectarina - Guia de Identificação e Monitoramento de Pragas, doenças e inimigos naturais**. Campinas, CATI: 2007. p. 61.

REICHART, G.; BODOR, J. Biology of the oriental fruit moth (*Grapholita molesta* Busck) in Hungary. In **Acta Phytopathology**, v. 7, p. 279-295, 1972.

RIBEIRO, L. G. Principais pragas da macieira. In **Manual de identificação de doenças e pragas da macieira**. Florianópolis: Epagri, 1999. p. 97-149.

RINGEMBERG, R.; LOPES, J. R. S.; BOTTON, M.; AZEVEDO-FILHO, W.S.; CHAVICHIOLI, R. R.. Análise Faunística de Cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) na Cultura da Videira no Rio Grande do Sul. In **Neotropical Entomology**, Piracicaba, v. 39, n. 2, p.187-193, 2010.

ROBERTO, S.R.; COUTINHO, A.; DE LIMA, J.E.O.; MIRANDA, V.S.; CARLOS, F. Transmissão de *Xylella fastidiosa* pelas cigarrinhas *Dilobopterus costalimai*, *Acrogonia terminalis* e *Oncometopia fascialis* em citros. In **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 21, n. 4, p. 517-518, 1996.

SALLES, L. A. B. de. **Grafolita (*Grapholita molesta*): biologia e controle**. Pelotas: EMBRAPA – CNPFT, 1991. 13 p. (EMPRAPA – CNPFT. Documentos, 42).

SALLES, L. A. B. de. Principais pragas e seu controle. In: MEDEIROS, C, A, B,;

RASEIRA, M. do C. In **A cultura do pessegueiro**. Brasília: EMBRAPA- CPACT, 1998. p. 205-242.

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

SALLES, L.A.B. Ocorrência precoce da mosca das frutas em ameixas. In **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 29, n. 2, p. 349-350, 1999.

SATO, M. E.; SILVA, M. da; 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. In **Neotropical Entomology**. Vacaria, v. 31, n. 3, p. 449-456, 2002.

SCHUBER, J.M.; POLTRONIERI, A.S.; ZAWADNEAK, M.A.C.; CARDOSO, N.A.; SOARES, I.C.S. Thysanoptera coletados em pomares de *Prunus persica* no município de Araucária, Paraná. In **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 9, n. 3, p. 411-414, 2008.

SELIVON, D.; PERONDINI, A.L. Morfologia dos ovos de moscas-das-frutas do gênero *Anastrepha*. In MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 49-54.

SOUZA FILHO, M.F.; RAGA, A.; ZUCCHI, R.A. São Paulo. In MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 277-283.

YAMAMOTO, P.T.; FELIPPE, M.R.; CAETANO, A.C.; SANCHES, A.L.; LOPES, J.R.S. First report of *Fingeriana dubia* Cavichioli transmitting *Xylella fastidiosa* to citrus. In **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 3, p.266, 2007.

YAMAMOTO, P.T.; GRAVENA, S. Espécies e abundância de cigarrinhas e psílides (Homoptera) em pomares cítricos. In **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 1, p. 169-176, 2002.

YOUNG, D.A. **Taxonomic study of the Cicadellinae**. Washington: United

States National Museum, 1968. pt. 1, Proconiini, p. 287. (Bulletin, 261).

ZANARDI, O. Z.; NAVA, D. E.; BOTTON, M.; GRÜTZMACHER, A. D.; MACHOTA JR, R.; BISOGNIN, M. **Desenvolvimento e reprodução da mosca-do-mediterrâneo em caquizeiro, macieira, pessegueiro e videira.** Pesquisa Agropecuária Brasileira (1977. Imprensa), v. 46, p. 682-688, 2011.

ZART, M. ; FERNANDES, O. ; BOTTON, M. Biology and fertility life table of the South American fruit fly *Anastrepha fraterculus* on grape. In **Bulletin of Insectology**, v. 63, p. 237-242, 2010.

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

ZUCCHI, R.A. *Mosca-do-mediterrâneo, Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), In VILELA, E.F.; ZUCCHI, R.A.; CANTOR, F. (Ed.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil.** Ribeirão Preto; Holos, 2001. p. 15-22.