

16. Pragas da Videira em Região de Elevada Altitude do Estado de Santa Catarina

Cristiano João Arioli
Marcos Botton
Joatan Machado da Rosa
Dahise Brilinger

16.1 Introdução

Diversas espécies de insetos e ácaros podem ser encontradas alimentando-se da cultura da videira (BOTTON et al. 2004a; HICKEL et al. 2010). Entre as que atingem o status de praga, com maior importância nos vinhedos da região de altitude no Estado de Santa Catarina, destacam-se a pérola-da-terra *Eurhizococcus brasiliensis* (Hemiptera: Margarodidae); a filoxera *Daktulosphaira vitifoliae* (Hemiptera: Phylloxeridae); a mosca-das-frutas sul-americana *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae); himenópteros úteis, como abelhas e vespas (Insecta: Hymenoptera); a traça-dos-cachos *Cryptoblabes gnidiella* (Lepidoptera: Pyralidae); a lagarta-das-fruteiras *Argyrotaenia sphaleropa* (Lepidoptera: Tortricidae); os besouros desfolhadores (Coleoptera: Crysomelidae); o gorgulho-do-milho *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae) e ácaros fitófagos.

As duas primeiras espécies assumem maior importância, visto estarem associadas ao declínio e morte de plantas de videira. As demais, por danificarem diretamente os frutos e/ou folhas, comprometem a produção e também a qualidade final dos frutos, tanto aqueles destinados ao consumo *in natura* como para processamento.

Neste capítulo, são apresentadas informações sobre a bioecologia, caracterização de danos e estratégias para o monitoramento das principais pragas da videira, cultivada na região de altitude do Estado de Santa Catarina, apresentando as principais formas de controle que podem ser adotadas pelos viticultores.

16.2 Pérola-da-terra: *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel, 1922) (Hemiptera: Margarodidae)

16.2.1. Descrição e bioecologia

A pérola-da-terra é uma cochinilha subterrânea que infesta as raízes de seus hospedeiros. O termo “pérola-da-terra” deriva da similaridade do inseto (Figura 178) com as pérolas verdadeiras, produzidas por alguns moluscos marinhos (FOLDI, 2005). A espécie é polífaga, com sobrevivência constatada em pelo menos 83 espécies de plantas (SORIA, GALLOTTI, 1986; KALVELAGE, 1987; BOTTON et al. 2004a; EFROM et al. 2012).

A pérola-da-terra encontra-se distribuída por várias regiões do Brasil. A espécie é nativa da região Sul, no entanto sua presença já foi constatada em vinhedos de São Paulo, Bahia e Pernambuco (FIGUEIRA JÚNIOR, 1970; GALLOTTI, 1976; NOVO, 1978; LOURENÇO et al. 1989; HAJI, ALENCAR, 2000; HAJI et al. 2004). No Estado de Santa Catarina, já foram encontrados insetos se alimentando na cultura da videira em praticamente todas as regiões vitícolas (MILANEZ, 2001). Atualmente, a pérola-da-terra é considerada um dos principais agentes associados ao Declínio e Morte de Plantas de Videira (DMV), sendo responsável pelo abandono de muitos vinhedos comerciais no sul do Brasil (DAL BÓ et al. 2007 e 2013).

A cochinilha desenvolve-se nas raízes e, somente, é prejudicial no primeiro, segundo e terceiro instares, visto que os adultos são desprovidos de aparelho bucal.

A cochinilha reproduz-se tanto na forma sexuada como assexuada que, nas condições ambientais do sul do Brasil, ocorre principalmente por partenogênese telítoca, onde as fêmeas produzem somente fêmeas (SORIA, GALLOTTI, 1986; SORIA, DAL CONTE, 2005). A espécie é considerada univoltina (Figura 179), no entanto, a observação de todas as fases (ovo, ninfa e adulto), em diversos períodos do ano, pressupõe que exista alteração neste ciclo (DAL BÓ et al. 2007).

O ciclo assexuado inicia-se no estádio de cisto, o qual apresenta coloração amarelada, mas, geralmente, antes de se romper e liberar os ovos, a

coloração é branca (Figura 179). Neste cisto é onde os ovos são depositados pela fêmea. Desses, eclodem as ninhas móveis de primeiro instar (Figura 179) que pressionam e rompem as paredes frágeis do cisto. A ninfa de primeiro instar é móvel e pode se deslocar até as raízes onde se fixa para alimentação (GALLOTTI, 1976; FOLDI, 1990; HICKEL, 1994; BOTTON et al., 2000; SORIA, DAL CONTE, 2000). Na troca de instar, estas perdem as pernas e antenas e já estando fixas nas raízes, encerram-se no interior de sua própria cutícula, assumindo um formato esférico (Figura 178). A ninfa de terceiro instar, também imóvel, atinge o seu máximo crescimento, nos meses de outubro e novembro, possuindo formato globoso e coloração amarelada, completando o ciclo assexuado (FOLDI, 2005; BOTTON et al. 2010).

O completo desenvolvimento das ninhas origina fêmeas que podem morrer dentro do próprio cisto (reprodução assexuada) por ocasião da postura ou então rompê-lo e subir à superfície como fêmea móvel para um eventual acasalamento (reprodução sexuada). O macho, que por sua vez é alado e também desprovido de aparelho bucal, tem apenas a função reprodutiva. Poucas informações encontram-se disponíveis sobre o que ocorre com as fêmeas móveis após a fecundação, bem como os fatores que levam ao aparecimento de machos na espécie (BOTTON et al. 2000; HICKEL et al. 2009).

16.2.2. Sintomas e danos

Durante muito tempo, acreditou-se que o definhamento de videiras atacadas por pérola-da-terra se devia à sucção e/ou ação tóxicogênica, em decorrência da incompatibilidade bioquímica entre o inseto e a planta (BOTTON et al. 2000). Esta argumentação estava amparada principalmente em função das diferentes origens da praga (América do Sul) (FOLDI, 2005) e das principais espécies de videiras comerciais (Europa e América do Norte) presentes do Brasil (GIOVANNINI, 2008). No entanto, Zart (2012) realizou uma série de experimentos para avaliar contrastes nas características químicas, físicas e biológicas de plantas de videira com e sem a presença da pérola no sistema radicular. Nesse trabalho, o autor observou que as plantas de videira

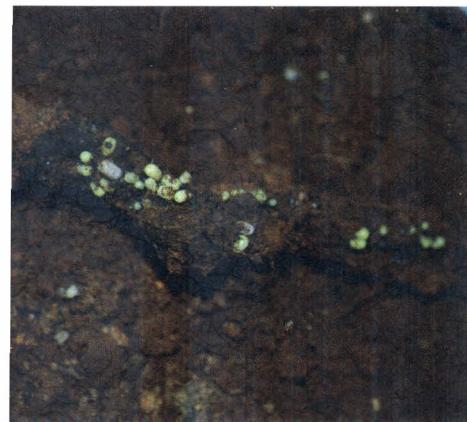
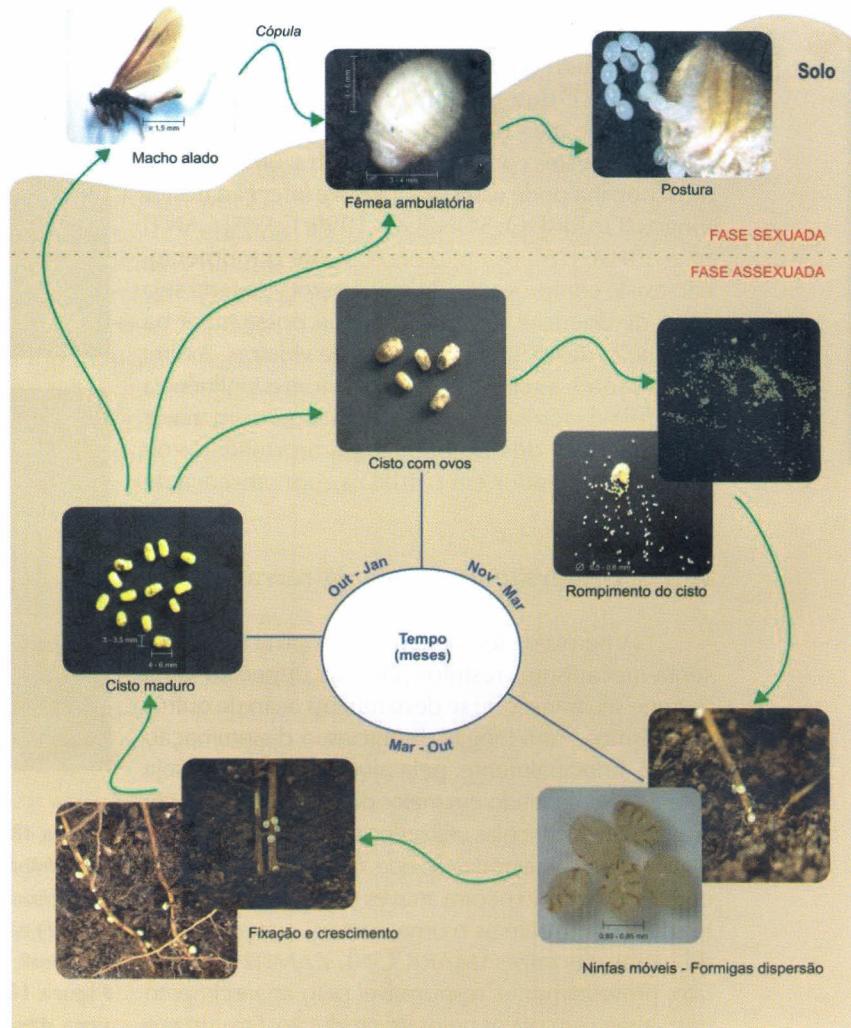


Figura 178 (no alto). Cisto de Pérola-da-terra.

Fonte: BOTTON, M., 2000.

Figura 179(ao lado). Ciclo biológico da pérola-da-terra em plantas de videira.

Fonte: Botton et al. 2011.



não manifestaram alterações sintomáticas em folhas, no crescimento (ramos e folhas), nas taxas de fotossíntese, teores de clorofitas (α , β e total) e percentual de amido em folhas. Em casa-de-vegetação não foram observados sintomas foliares do ataque da pérola em plantas infestadas (com uma média de 4,25 cistos), pelo período de 36 meses, concluindo que, isoladamente, a pérola não promove restrições ao metabolismo da videira.

Nos últimos anos, ganhou destaque a hipótese de que o problema de DMV (Figura 180) está associado a fungos causadores de podridão radicular, como o *Cylindrocarpon destructans* (causador

do pé-preto) e *Cylindrocladium sp* e de parte aérea como de *Eutypa spp.* (causador de eutipose), *Phaeomoniella chlamydospora* e *Phaeoacremonium spp.* (causadores de doença de Petri) e *P. chlamydospora*, *Phaeoacremonium spp.*, *Fomitiporia mediterranea* e *F. Australiensis* (causadores da doença de Esca), fungos da família Botryosphaeriaceae (causadores de morte descendente) e *Phomopsis viticola* (causadores de Phomopsis), uma vez que estes foram identificados em tecidos de plantas com sintoma de DMV (GARRIDO, SÔNIGO, 1999; CAVALCANTI et al. 2013; DAL BÓ et al. 2013; ALMANÇA et al. 2013).

Entre estes agentes, até o momento, nenhum foi identificado como o principal causador de DMV e acredita-se que este mal pode ser resultado da interação de mais de um agente ou mesmo de uma interação destes com a pérola-da-terra, uma vez que a cochonilha pode estar facilitando a infecção destes fungos (GARRIDO; SÔNEGO, 1999; CAVALCANTI et al. 2013; DAL BÓ et al. 2013). Até o momento, não existe comprovação de que a pérola-da-terra seja vetor de doenças em plantas e que possa atuar na infestação deste fungo em raízes de videiras. Assim, estudos sobre a colonização de doenças e a influência da pérola-da-terra deverão contribuir para um maior entendimento dos problemas de mortalidade de plantas, observados em parreirais com presença de pérola-da-terra.

16.2.3. Dispersão da pérola-da-terra

A pérola-da-terra é uma cochonilha que apresenta mecanismos restritos para sua dispersão, uma vez que seu transporte se deve muito à ação de outros organismos. Para longas distâncias, a disseminação ocorre, principalmente, pela ajuda do homem, seja através do solo retido em meios de transporte, seja em implementos agrícolas utilizados em áreas contaminadas. No entanto, acredita-se que, na maioria dos casos, essa disseminação ocorra através de mudas de plantas hospedeiras (frutíferas e ornamentais) com presença de ninhas nas raízes (MARICONI, ZAMITH, 1973), fato, provavelmente, responsável pelo aparecimento desta praga em novos polos de produção. Em curtas e médias distâncias, que ocorrem dentro dos vinhedos, o deslocamento do inseto se dá pela ação de formigas, principalmente a espécie *Linepithema micans* (Forel) (Hymenoptera: Formicidae) (Figura 181), as quais se associam aos cistos de pérola (protocooperação), em busca de excrementos (fezes) açucarados (NONDILLO et al. 2010; 2012a; 2012b). Desta associação, resulta um aumento na dispersão da praga, dentro e fora do vinhedo, pois as formigas transportam as ninhas móveis recém-eclodidas de um local para outro; e também acabam protegendo-as do ataque de inimigos naturais (HICKEL, 1994), sendo fundamentais para a permanência da praga na planta (NONDILLO et al. 2010; 2012a; 2012b). Também pode ocorrer o transporte de cistos e



Figura 180 (no alto). Aspecto geral de um vinhedo com falhas de plantas, um dos principais sinais da ocorrência de declínio e morte de plantas de videira (DMV) nas regiões produtoras.

Fonte: Arioli, C. J., 2010.

Figura 181 (acima). Formiga *Linepithema micans*, uma das principais espécies que auxiliam a dispersão da pérola-da-terra nos vinhedos.

Fonte: Nondillo, A., 2010.

ninas por efeito de chuvas, quando a água superficial desloca as formas infestantes (HICKEL, 1994).

16.2.4. Ocorrência e controle

O melhor momento para identificar a presença de pérola-da-terra nos vinhedos é no início da brotação. Para isso, os produtores devem arrancar plantas de menor vigor ou mesmo plantas hospedeiras presentes nos vinhedos. No solo, o inseto já foi

encontrando colonizando raízes em até 1 metro de profundidade, porém a maior parte dos cistos estão presentes na faixa entre 5 e 30 cm de profundidade e até 20 cm da raiz principal, estando em maior concentração em raízes com maior diâmetro (ao redor de 8 mm) (PANIZZI, NOAL, 1971; FOLDI, SORIA, 1989; SCHMIDT, 2012).

Em áreas em que a presença do inseto ainda não foi constatada, como nos vinhedos comerciais da região do Planalto Sul Catarinense, recomenda-se adotar as seguintes medidas para evitar a introdução da praga na região:

- Evitar a introdução de mudas de plantas hospedeiras com presença de solo, ainda mais se forem provenientes de regiões comprovadamente infestadas pela cochonilha.
- Promover a lavagem do sistema radicular no momento da compra das mudas, as quais devem ser preferencialmente, de raiz nua. Em caso de dúvida quanto à procedência das mudas (de áreas infestadas ou não), estas devem ser tratadas com inseticida.
- Não utilizar equipamentos e máquinas agrícolas provenientes de locais onde o inseto encontra-se presente. Não havendo alternativa, providenciar a limpeza dos mesmos antes de utilizá-los na propriedade.

Atualmente, o manejo da pérola-da-terra em áreas infestadas está baseado no uso dos inseticidas neonicotinóides thiametoxan e imidacloprid, os quais devem ser aplicados no sistema radicular no momento do plantio/replantio, nas áreas infestadas; no uso de adubos orgânicos e manejo de cobertura verde na área (BOTTON, DALLA COLLETA, 2010; BOTTON et al. 2010). No entanto, a obtenção de porta-enxertos resistentes/tolerantes é a solução ideal para contornar o problema, mas pouco ainda se sabe sobre possíveis fontes de resistência ao ataque da pérola-da-terra. Algumas observações preliminares nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná salientam que híbridos da espécie *Vitis rotundifolia* apresentam tolerância à infestação de pérola-da-terra (DAL BÓ et

al. 2007; BOTTON, DALLA COLLETA, 2010; Broetto et al. 2011). Em Santa Catarina, Dal Bó et al. (2013) avaliaram alguns porta-enxertos, com e sem controle químico da pérola-da-terra, em áreas onde já haviam sido observados graves problemas de mortalidade por DMV. O controle químico da pérola-da-terra, com uso de inseticidas neonicotinóides, resultou na ausência de plantas mortas ou com sintomas de DMV (Tabela 72). Já, na ausência de controle químico, as diferenças entre porta-enxertos foram significativas. Os porta-enxertos tradicionais, como 420A Mgt, 101-14 Mgt e Paulsen 1103 foram os mais sensíveis, com elevada presença de plantas mortas ou com sintomas de DMV. Os porta-enxertos Dog Ridge e híbridos de *V. rotundifolia* (VR 043-43 e VR 039-16) apresentaram uma incidência intermediária de plantas sintomáticas ou mortas. Não houve diferenças significativas entre porta-enxertos quanto ao número de cistos nas raízes, indicando que a forma de resistência à pérola-da-terra nestes porta-enxertos, manifestou-se mais por tolerância aos efeitos secundários do ataque da praga do que por limitar o estabelecimento da mesma.

Os inseticidas neonicotinóides, pela sua ação sistêmica, devem ser aplicados no solo, quando as plantas estão em plena atividade vegetativa. Como a eficiência de controle da praga diminui conforme o aumento da idade das plantas, é fundamental estabelecer um programa de controle do inseto na propriedade, já a partir do primeiro ano de plantio. Em situações de alta infestação, devem ser realizadas duas aplicações: a primeira em novembro, momento em que ocorre o início do ataque das ninhas às raízes da videira; e a segunda em pós-colheita, para evitar a presença de resíduos de inseticidas nos frutos (HICKEL et al. 2010). O inseticida thiametoxan também é eficiente no controle da formiga doceira *L. micans*, o que pode reduzir, substancialmente, a dispersão da pérola pelo parreiral.

Na implantação de um vinhedo em área infestada, se recomenda a drenagem dos locais com problema de solo encharcado e, também, o plantio das mudas em camalhão (elevação do solo na linha de plantio), dando-se preferência para escolha de material vegetativo comprovadamente sadio (DAL BÓ et al. 2007).

Tabela 72. Porcentagem média de plantas de videira mortas ou com sintomas de declínio em função do porta-enxerto e da aplicação de inseticida para controle da pérola-da-terra.

Fonte: Adaptado de Dal Bó et al., 2013.

Porta-enxerto	Com inseticida (%)	Sem inseticida (%)
420A Mgt	4	88
Pausen 1103	8	80
101-14 Mgt	0	64
Richter 99	4	68
VR 043-43	4	60
VR 039-16	0	21
Dog Ridge	0	48
IAC 572	0	0
IAC 766	0	0
IAC 571-6	0	0
IAC 313	0	0

16.3 Filoxera: *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Phylloxeridae)

16.3.1. Descrição e bioecologia

A filoxera é um pulgão (0,3 a 3 mm de comprimento) que se alimenta a partir da sucção de seiva da parte aérea e raízes da videira (DE CLERK, 1974; HICKEL, 1996; SORIA, DAL CONTE, 2000; GRANETT et al., 2001). A espécie é originária da América no Norte, de onde migrou para o continente Europeu, vindo a ocasionar a morte de milhares de plantas (BEL, 1890; TOPI, 1926). Sua chegada ao Brasil ocorreu, provavelmente, pela introdução das videiras pelos imigrantes europeus que se estabeleceram no sul do Brasil (HICKEL, 2008). Atualmente, a praga está presente em todas as regiões vitícolas e seus hospedeiros são exclusivamente plantas do gênero *Vitis*.

O ciclo biológico do inseto é complexo, em função do grande polimorfismo demonstrado pela espécie ao longo do ciclo que, nas condições brasileiras, ainda não é bem conhecido. Assim, é possível encontrar indivíduos alados, ápteros, nas formas

galícolas, radículas e fêmeas com reprodução sexual e partenogenética, que surgem em função da temperatura, umidade e susceptibilidade da planta hospedeira. A ocorrência de todas essas formas ocorre, principalmente, em videiras americanas. Em videiras de origem europeia (*Vitis vinifera*), geralmente, não é comum a presença da fase galícola.

De uma forma geral, no Brasil, observa-se facilmente, na parte aérea, a forma galícola; e nas raízes, a forma radicular. Dessa forma, o ciclo inicia-se já na brotação da videira. Nas estruturas da parte aérea formam-se galhas (Figura 182A), onde cada fêmea partenogenética pode ovipositar de 500 a 600 ovos. Desses, podem surgir novas fêmeas galícolas, que irão completar entre quatro a seis gerações ao ano. Desses, também podem surgir fêmeas radiculares, que migram para o solo, na direção das raízes, onde, pela sucção da seiva, provocam nodosidades e tuberosidades nas raízes (Figura 182B).

16.3.2. Sintomas e danos

Os danos provocados pela filoxera dependem da suscetibilidade hospedeira (espécie ou variedade de videira associada). Entre as formas mais prejudiciais, estão aquelas que ocorrem no sistema radicular das plantas, uma vez que estas gerações, ao atacarem os tecidos da raiz, provocam tuberosidades pelo intumescimento das radicelas (Figura 182B). Isso inibe o crescimento e a capacidade de absorção de água e nutrientes pelas raízes, o que, por sua vez, leva à rápida deterioração da planta. Nestes pontos, também pode haver a infecção de fungos, os quais acabam comprometendo todo o sistema radicular, pela ocorrência de podridão de raízes (BOTTI, WOLSKI, 1978; HUBER et al. 2009).

As videiras suscetíveis ao ataque de *D. vitifoliae* perdem, rapidamente, a capacidade produtiva e, em geral, não podem ser recuperadas, havendo necessidade de replantio, inviabilizando o vinhedo por vários anos. As infestações sobre as estruturas da parte aérea, em geral, não são fatais, uma vez que não ocasionam a morte das plantas. Essas, ao atacar gavinhas, caules mais tenros e, principalmente, as folhas, reduzem significativamente a capacidade



Figura 182. Galhas nas folhas (A) e nodosidades nas raízes de videira (B) causadas pelo ataque da filoxera.

Fonte: Botton, M., 2000.

fotossintética das plantas (Figura 182A). No Brasil, as situações mais graves são observadas em vinhedos conduzidos para a obtenção de material vegetativo (estacas de porta-enxertos), uma vez que o ataque da filoxera sobre estes materiais (na maioria sensíveis à forma galícola) limita o crescimento e, consequentemente, a obtenção de materiais com diâmetro apropriado para a enxertia por ocasião do inverno (HICKEL et al. 2010).

16.3.3. Monitoramento e controle

Para detectar a presença da praga, deve-se observar se existem galhas nas folhas, principalmente

de porta-enxertos. Nas raízes, observar se há intumescimento, característico da ação alimentar do inseto, com destaque para raízes de videiras cultivadas como pé-franco. Não existe nenhuma forma de controle químico considerado eficaz no combate às populações que atacam o sistema radicular. Já, as formas galícolas podem ser controladas pela aplicação de inseticidas neonicotinoides e piretroides (BOTTON et al. 2004b).

Para conter os danos ocasionados pelas populações radiculares, apesar de múltiplas tentativas de métodos de controle, o uso de porta-enxertos resistentes ainda é a forma mais eficiente e econômica. Para medir a susceptibilidade das espécies *Vitis* ao ataque nas raízes e consequente resistência destes materiais, foi criada uma escala de 20 pontos, denominada índice de Ravaz (RAVAZ, 1897). A escala vai desde a resistência total (20 pontos), apresentada pelas variedades de *V. rotundifolia*, até à resistência nula (0 pontos) de *V. vinifera* (Tabela 73). Dentro desta escala, genótipos com índice igual ou superior a 16 são considerados resistentes; e naqueles abaixo de 12 pontos, a praga leva à morte da planta, em cerca de três anos.

16.4 Traça dos cachos: *Cryptoblabes gnidiella* (Millière, 1864) (Lepidoptera: Pyralidae)

16.4.1. Descrição e bioecologia

A traça-dos-cachos é um lepidóptero, de origem mediterrânea, sendo uma espécie polífaga. Esta já foi encontrada alimentando-se em uma ampla variedade de espécies vegetais, incluindo abacate, banana, café, carambola, citros, feijão, figo, kiwi, maçã, manga, mirtilo, uva, pera e pêssego, feijão, algodão, milho, sorgo, arroz e trigo (SINGH, SINGH, 1997).

Os adultos apresentam entre 14 e 16 mm de envergadura e 6 a 7 mm de comprimento (SCATONI, BENTANCOURT, 1983) (Figura 183A). Apresentam coloração predominantemente cinza, tendo dimorfismo sexual, onde os machos apresentam, no quarto antenômero, uma pequena protuberância em forma de gancho. A longevidade dos adultos é, em média, de sete dias, sendo estes pouco ativos durante o dia,

Tabela 73. Índice de resistência de espécies de *Vitis* e Híbridos à forma radicular da *Daktulosphaira vitifoliae*.

Fonte: Adaptado de Ravaz, 1897.

Espécie/híbrido (porta-enxerto)	Índice de resistência
<i>Vitis rotundifolia</i>	20
<i>Vitis berlandieri</i> (genótipo I)	19
<i>Vitis cordifolia</i>	19
<i>Vitis riparia</i>	19
<i>Vitis riparia</i> "Grand Glabra"	19
<i>Vitis rupestris</i>	19
<i>Vitis berlandieri</i> x <i>Vitis riparia</i> (420A Mgt)	19
<i>Vitis cordifolia</i> x <i>Vitis rupestris</i>	19
<i>Vitis riparia</i> x <i>Vitis rupestris</i> (3306 C)	19
<i>Vitis riparia</i> x <i>Vitis rupestris</i> (3309 C)	19
<i>Vitis berlandieri</i> (genótipo 2)	18
<i>Vitis cinerea</i>	18
<i>Vitis riparia</i> x <i>Vitis berlandieri</i> (34-E)	18
<i>Vitis aestivalis</i>	17
<i>Vitis monticola</i>	17
<i>Vitis riparia</i> x <i>Vitis rupestris</i> (101-14 Mgt)	17
<i>Vitis rupestris</i> du Lot	16
<i>Vitis berlandieri</i> (41-B) x Chasselas	16
<i>Vitis rupestris</i> (nº 1) x Aramon	16
<i>Vitis rupestris</i> (1202) x Mourvèdre	16
<i>Vitis riparia</i> x <i>Vitis berlandieri</i> (33)	15
<i>Vitis solonis</i>	15
<i>Vitis candicans</i>	14
Jacquez	13
Herbemont	12
Vialla	12
Noah	11
Clinton	10
Othelo	10
<i>Vitis californica</i>	5
<i>Vitis labrusca</i>	5
Especies Asiáticas	2
<i>Vitis vinifera</i>	0

possuem hábitos de alimentação, acasalamento e oviposição nos períodos de menor luminosidade. Cada fêmea oviposita aproximadamente 100 ovos durante o período de oviposição (RINGENBERG et al., 2006); os ovos são depositados de forma isolada nos pecíolos das folhas e na superfície dos frutos.

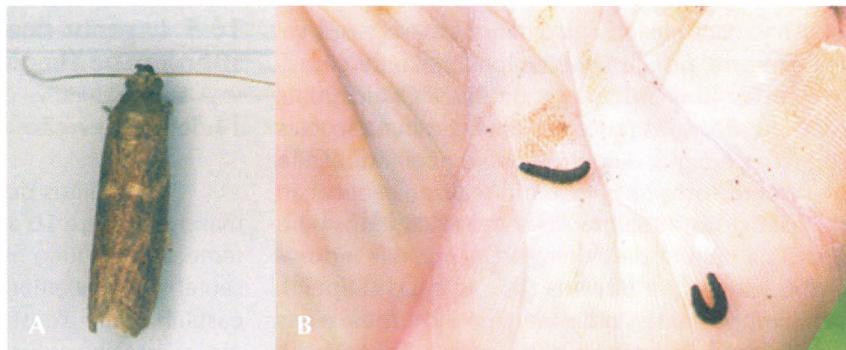
O ciclo biológico (ovo-adulto) tem duração média de 37 dias a 25°C, sendo as fases de ovo, lagarta e pupa, de 4, 26 e 7 dias, respectivamente. Os ovos, inicialmente, são de coloração branca e adquirem coloração alaranjada, à medida que ocorre o desenvolvimento embrionário. Apresentam formato de disco tendo diâmetro próximo de 0,5 mm, os quais dificilmente são percebidos a olho nu. As lagartas (Figura 183B) têm coloração escura e, quando completamente desenvolvidas (quinto instar), atingem cerca de 10 mm de comprimento. Estas, logo após a eclosão, apresentam coloração laranja clara, modificando para cinza. Apresentam duas listras longitudinais pretas bem distintas, salpicadas por pequenas zonas claras (SWAILEM, ISMAIL, 1972; RINGENBERG et al. 2005).

16.4.2. Sintomas e danos

A praga é prejudicial durante o estágio de lagarta. Em geral, a presença de teia e excrementos no interior dos cachos, entre as bagas é a forma mais fácil para identificar a presença desta praga no vinhedo (Figura 184). Os danos iniciais podem ser observados desde as inflorescências, no entanto são mais facilmente visualizados em cachos com bagas verdes. Nesses, as lagartas alimentam-se da casca nas regiões da ráquis e dos frutos. De acordo com o local de ataque, ocasionam o murchamento dos cachos ou parte destes e também a queda prematura dos frutos. Quando o ataque se dá em pré-colheita, o consumo da casca gera o extravasamento do suco pelo cacho, o que possibilita a proliferação de organismos causadores da podridão ácida, que prejudicam a qualidade dos cachos para a produção de vinhos ou mesmo para o comércio *in natura* (GALLO et al. 2002; BOTTON et al. 2013). Além disso, esse dano também favorece a proliferação dos fungos *Aspergillus carbonarius*, *A. niger* e *Penicillium sp.*, responsáveis pela produção de ocratoxina A nos

Figura 183. Adulto (A) e lagarta (B) da traça-dos-cachos (*Cryptoblabes gnidiella*).

Fonte: Ringenberg, R., 2002.



vinhos, reduzindo a qualidade e pondo em risco a saúde dos consumidores (ROUSSEAU, 2005; RINGENBERG et al. 2006).

No Brasil, essa praga foi observada causando danos significativos em cachos de uvas em, praticamente, todas as regiões produtoras, com destaque para o Rio Grande do Sul e Vale do São Francisco, onde foram observados danos entre 10 e 60% (BOTTON et al. 2003; RINGENBERG et al. 2006). Em Santa Catarina, em especial na região do Alto Vale do Rio do Peixe, já foram observados danos em aproximadamente 16% e 45% dos cachos nas variedades Syrah e Tannat, respectivamente. Nas regiões de maior altitude, como em São Joaquim, essa praga ainda não é considerada preocupante pelos produtores, uma vez que não foram observadas perdas significativas nos vinhedos.

As condições que favorecem a liberação de substâncias açucaradas nos cachos também favorecem a atração das fêmeas para a oviposição. Assim, em variedades mais tardias (com colheita compreendida entre março a maio), é possível a ocorrência de maiores índices populacionais. Nessas situações, também é comum observar maior intensidade de ataque às variedades que apresentam cachos mais compactos (RINGENBERG et al. 2006). Isso se dá, em hipótese, pela dificuldade de penetração dos inseticidas no interior dos cachos (abrigos das lagartas) e, também, pela maior dificuldade de ação dos inimigos naturais nestes locais. Nessas situações, os produtores devem ter mais atenção para evitar problemas mais sérios, quando da colheita dos frutos.

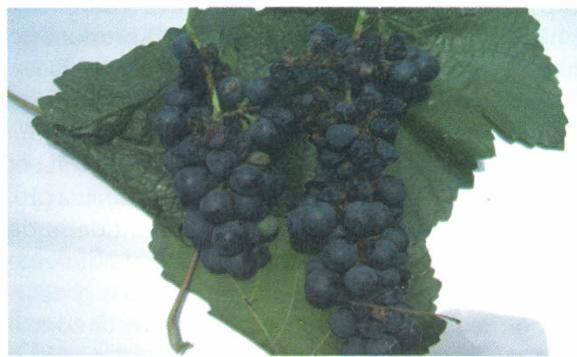


Figura 184. Cacho danificado pelo ataque de lagartas da traça-dos-cachos (*Cryptoblabes gnidiella*).

Fonte: Arioli, C.J., 2011.

16.4.3. Monitoramento e controle

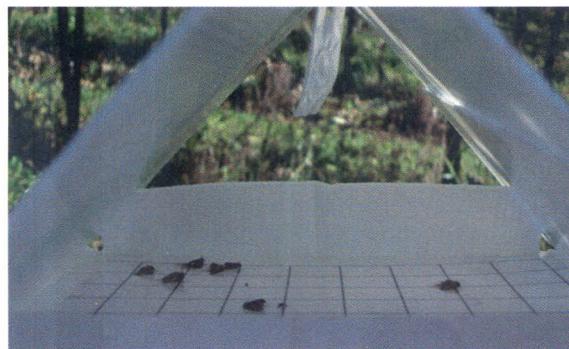
O monitoramento deve ser realizado através do uso de armadilhas modelo Delta (Figura 185) iscadas com feromônio sexual para a atração de machos (Bio Cryptoblabes®). As armadilhas devem ser fixadas nas plantas a aproximadamente 2,0 m do solo e o atrativo substituído a cada 30 dias (RINGENBERG et al. 2006; SILVA et al. 2010; BOTTON et al. 2013). Recomenda-se utilizar, no mínimo, duas armadilhas por hectare e que estas sejam revisadas semanalmente. O nível de controle recomendado é de 20 machos/armadilha/semana (BOTTON et al. 2013). Caso o produtor não disponha destas armadilhas, ele deve observar a presença das lagartas nos frutos, realizando o controle quando for constatado 10% de cachos com presença da praga (BOTTON et al. 2005a).

O controle biológico natural da traça-dos-cachos ocorre, principalmente, pela ação de parasitoides das famílias Ichneumonidae e Chalcididae. Os ovos são parasitados por *Trichogramma* sp. Nas situações em que o controle biológico natural não é eficiente, torna-se necessário realizar a aplicação de inseticidas. Atualmente, estão registrados para o uso na cultura da videira os inseticidas Indoaxarbe (Rumo®) e *Bacillus thuringiensis* (Dipel®). Pelo comportamento dos adultos (noturnos) e das lagartas (alimentação na parte interna dos cachos), o produtor deverá realizar a aplicação durante a noite, dando ênfase a penetração do produto no interior dos cachos (HICKEL, et al. 2010).

O emprego de feromônio sexual sintético para o controle por comportamento de *C. gnidiella* ainda está em fase de testes no Brasil (ARIOLI et al. 2013; BOTTON et al. 2013). Pela aplicação, no ambiente (vinhedo), de uma quantidade de feromônio superior àquela liberada naturalmente pelas fêmeas, esse método interfere nos processos e mecanismos que possibilitam o encontro dos machos com as fêmeas e, assim, impede o acasalamento dos insetos. O método é promissor, uma vez que não apresenta impactos negativos ao meio ambiente e nem riscos de intoxicação para o homem e animais.

Figura 185. Armadilha modelo Delta utiliza no monitoramento da traça-dos-cachos (*Criptoblabes gnidiella*).

Fonte: Ringenbergs, R., 2002.



16.5 Lagarta-das-fruteiras: *Argyrotaenia sphaleropa* (Lepidoptera:Tortricidae)

16.5.1. Descrição e bioecologia

Os adultos de *A. sphaleropa* são pequenas mariposas entre 10 a 18 mm (Figura 186) sendo as fêmeas um pouco maiores que os machos. Apresentam as asas anteriores de coloração variável de castanho claro a castanho escuro, quase preto, com áreas vermelho escuro. Têm hábitos noturnos, sendo pouco ativas durante o dia. A oviposição também ocorre à noite, sendo os ovos depositados em massas irregulares e ligeiramente superpostas, sempre em superfícies lisas, principalmente na face superior das folhas. Cada fêmea oviposita entre 170 e 270 ovos em uma vida de, aproximadamente, sete dias (BENTANCOURT, SCATONI, 1986, BENTANCOURT et al. 1988; RINGENBERG et al. 2006). Os ovos têm, inicialmente, uma coloração amarelo-clara, passando a alaranjada e, finalmente, castanho-avermelhada, sendo a duração do período embrionário próximo de 6 dias, em uma temperatura de 26°C (BENTANCOURT, SCATONI, 1986, BENTANCOURT et al. 1988). Em folhas de videira, as lagartas passam por cinco ou seis instares. Em média, o tempo para completar uma geração, em uma temperatura de 20°C,

Figura 186. Adulto da lagarta-das-fruteiras (*Argyrotaenia sphaleropa*).

Fonte: Botton et al. 2004c.



Figura 187. Cacho danificado pelo ataque da lagarta-das-fruteiras (*Argyrotaenia sphaleropa*). No detalhe, a presença da praga é evidenciada pela ocorrência de filamentos sedosos e excrementos entre as bagas.

Fonte: Botton, M., 2003.



é de aproximadamente 37 dias, sendo seis para a fase de ovo, dezenove para a de lagarta, seis para a de pupa e sete a longevidade de adultos (BENTANCOURT, SCATONI, 1986, BENTANCOURT et al. 1988; RINGENBERG et al. 2006).

A. sphaleropa é um inseto polífago. Sua ocorrência já foi constatada sobre caqui, pera, maçã, roseira, dália, citros, mimo-de-vênus, capororoca, entre outras (BIEZANKO, 1961; BENTANCOURT, SCATONI, 1986).

16.5.2. Sintomas e danos

A praga é prejudicial durante o estágio de lagarta. Os insetos podem se alimentar de brotos, folhas, flores e frutos; mostram forte tendência a permanecer ocultas durante todo seu desenvolvimento, escondendo-se, logo após a eclosão, na face inferior das folhas da videira. Neste local, constroem um abrigo de fios de seda, em forma de galeria. À medida que se desenvolvem, dobram a folha onde se encontram, alojando-se no seu interior; ou unem duas ou mais folhas, permanecendo entre elas. Além das folhas, as lagartas se alimentam nos cachos, onde danificam o pedúnculo que sustenta a baga, perfu-

rando-o. Lagartas de tamanho maior se alojam entre as bagas, alimentando-se superficialmente das mesmas, sendo sua presença evidenciada por filamentos sedosos e excrementos entre as bagas (Figura 187) (BOTTON et al. 2004c)

16.5.3. Monitoramento e controle

Em experimentos realizados no Brasil, o feromônio sexual da lagarta-das-fruteiras, uma mistura de (Z)-11,13-acetato de tetradecenila (Z11,13-14Ac), (Z)-11,13-tetradecadienal (Z11,13-14Ald), (Z)-11-te-tradecenal (Z11-14Ald) na razão de 4:4:1 demonstrou ser eficiente no recrutamento dos insetos, no entanto, não houve interesse das empresas em registrar a formulação. Entre os inseticidas testados para o controle desta praga, apenas *Bacillus thuringiensis* (Dipel®) tem uso permitido para o seu controle no Brasil.

16.6 Besouro verde da videira *Maecolaspis* spp. (Coleoptera: Chrysomelidae) e *Paralauca dives* (Gemar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae)

16.6.1. Descrição e bioecologia

Os besouros verdes que atacam a videira destacam-se pelo tamanho reduzido (3 a 5 mm) e coloração verde-metálico (Figura 188). Na fase de larva, desenvolvem-se no solo, onde podem alimentar-se das raízes de diferentes espécies vegetais. Os besouros adultos são polífagos e, além da videira, atacam feijão, batata-doce, macieira, roseira, citros e outros vegetais. Informações sobre a biologia destes insetos na cultura da videira são inexistentes até o momento, bem como a identificação das espécies está sendo revista.

As espécies *Maecolaspis aenea* (FABRICIUS, 1801), *M. trivalis* (BOHEMAN, 1858) e *M. geminata* (BOHEMAN, 1859) são as principais relatadas na cultura da videira, contudo, os atuais taxonomistas alertam para o fato de *Maecolaspis* ser um gênero com ambiguidade de espécies e que precisa ser revisado, para que as identificações sejam confiáveis (HICKEL et al. 2010).

Os adultos são de fácil visualização pelos vinheteiros, pois se localizam sob as folhas e ao serem tocados, imobilizam-se e caem no solo. O período de ataque destes insetos vai de outubro a janeiro e a maior incidência dos ataques é observada nos meses de novembro e dezembro.

16.6.2. Sintomas e danos

Os adultos utilizam seu aparelho bucal mastigador para realizar inúmeras perfurações características nas folhas da videira (Figura 189) e o limbo foliar costuma romper-se pela ação dos ventos, além disso, atacam também os cachos e brotos novos. Após os ataques, observa-se menor crescimento das plantas, devido à redução da área foliar, promovendo menor atividade fotossintética. Outro dano causado pelo inseto adulto é a queda prematura das bagas, ou mesmo, o apodrecimento dos cachos maduros. Quando comprometidos, os cachos apresentam o pedicelo das bagas danificado, no qual o tecido lenhoso fica exposto (BOTTON et al. 2003).



16.6.3. Monitoramento e controle

A incidência de besouros desfolhadores deve ser acompanhada a partir do mês de outubro, com inspeções frequentes no vinhedo. Avalia-se a presença de adultos e/ou lesões nas folhas. As infestações devem ser controladas já no início. O controle dos surtos de populações de besouros desfolhadores, normalmente, é feito com aplicação de inseticidas, dirigida aos focos de ocorrência da praga (HICKEL et al. 2010). Pode ser necessária mais de uma pulverização, dependendo da intensidade de ataque. É primordial dar preferência a produtos químicos de baixo poder residual e que possuam seletividades aos inimigos naturais.

Figura 188 (alto). Besouro desfolhador *Maecolaspis* sp em folha de videira.

Figura 189 (acima). Dano de besouros desfolhadores em folha de videira.

Fonte: Arioli, C. J., 2011.

dos. No entanto, tem sido relatado com frequência o ataque a frutíferas de clima temperado, especialmente pêssego, em Pelotas, RS (SALLES, 1998; NÖRNBERG et al. 2013); maçã, na região de Fraiburgo, SC (BONETTI et al. 1999); e uva, na Serra Gaúcha, RS (BOTTON et al. 2005b). As infestações têm sido observadas, quando os pomares estão próximos a paióis de milho (SALLES, 1998; BOTTON et al. 2005b).

Os adultos são gorgulhos de 2,0 a 3,5 mm de comprimento, de coloração castanho-escuro, com manchas mais claras nos élitros (asas anteriores), visíveis logo após a emergência (BOTTON et al. 2005b) (Figura 190). Observa-se, também, como característica morfológica, uma projeção cefálica em forma de tromba recurvada, onde se encontram as

16.7 Gorgulho-do-milho: *Sitophilus zeamais* (Motschlsky, 1855) (Coleoptera: Curculionidae)

16.7.1. Descrição e bioecologia

O gorgulho-do-milho *S. zeamais* é uma praga cosmopolita e característica de produtos armazena-

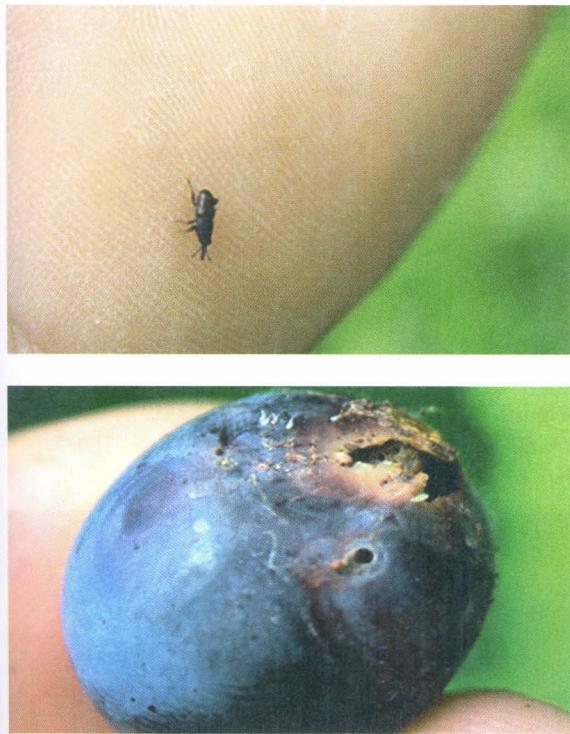


Figura 190 (alto). Adulto de gorgulho-do-milho *Sitophilus zeamais*.

Figura 191(acima). Dano do gorgulho-do-milho (*Sitophilus zeamais*) em uma baga de uva.

Fonte: Arioli, C. J., 2011.

peças bucais. A grande multiplicação do gorgulho ocorre nos paioís existentes nas propriedades rurais, que não recebem tratamento adequado visando seu controle, principalmente, aqueles com milho armazenado (BOTTON et al. 2005b).

16.7.2. Sintomas e danos

Na videira, o gorgulho incide nos cachos compactos de uvas viníferas, principalmente das variedades Cabernet Sauvignon e Merlot, durante o período de maturação. Na variedade Cabernet Sauvignon, observou-se que dois a três gorgulhos por cachos são capazes de proporcionar 30% de bagas danificadas no período de uma semana, o

que evidencia o alto poder destrutivo do gorgulho na uva (HICKEL, 2008). Uvas de mesa, como a "Clara" e a "Linda", também podem sofrer ataques de gorgulhos-do-milho (HICKEL et al. 2010).

Os adultos perfuram as bagas (Figura 191), principalmente no terço mediano dos cachos, permitindo a entrada da podridão ácida, que deprecia a qualidade dos vinhos, além de prejudicar os frutos para comércio in natura. Da mesma forma que a traça-dos-cachos, os ferimentos causados nas bagas pelo gorgulho podem propiciar a proliferação de fungos responsáveis pela produção da ocratoxina A no vinho, reduzindo a qualidade do produto final, bem como pondo em risco a saúde dos consumidores (ROUSSEAU, 2005).

O início da infestação do gorgulho em vinhedos ocorre na época em que se inicia a maturação das referidas variedades viníferas e, normalmente, se prolonga por cerca de um mês, podendo persistir até a colheita, entre março e abril (HICKEL, SCHUCK, 2005).

16.7.3. Monitoramento e controle

As técnicas ou métodos para o monitoramento do gorgulho-do-milho em grãos armazenados já estão estabelecidas, porém não se aplicam para o monitoramento das populações em campo aberto (vinhedos). Em vinhedos, podem ser utilizadas armadilhas adaptadas do tipo Pet-milho, conforme recomendação para a cultura da videira (HICKEL, SCHUCK, 2008), utilizando-se, como atrativo alimentar, aproximadamente 100 g de grãos de milho. As armadilhas devem ser distribuídas de maneira equidistante nas bordas e no centro do pomar, posicionadas nas plantas a 1,7 m do solo. Segundo Nörnberg et al. (2013), os gorgulhos têm preferência por frutos maduros e este comportamento se deve a diversos fatores, bióticos ou abióticos, como condições climáticas, características físico-químicas dos frutos e bioecologia do inseto.

Alguns procedimentos alternativos foram desenvolvidos para monitorar a infestação dos cachos pelo gorgulho subsidiando, dessa forma, a tomada de decisão pelo controle desta praga. Recomenda-se que o monitoramento seja realizado no período de

maturação, mergulhando-se os cachos num recipiente com água e detergente (0,5%) para facilitar a contagem dos insetos. O nível de controle é de 10% dos cachos infestados. Não existem inseticidas registrados para o controle desta praga na cultura da videira; assim, os maiores esforços de manejo devem ser direcionados, quando for o caso, aos paióis de armazenagem do milho, localizados próximos aos vinhedos (BOTTON et al. 2005a).

Esta prática, embora necessária, apresenta dificuldades para ser implementada, pois vários pequenos agricultores produzem e estocam milho para manutenção da criação de animais e não se preocupam com a incidência do gorgulho. Consequentemente, sobram vários armazéns pequenos, nos quais o controle não é realizado e que servem de foco de infestação.

16.8 Mosca-das-frutas sul-americana: *Anastrepha fraterculus* (Wied) (Diptera: Tephritidae)

16.8.1. Descrição e bioecologia

A mosca-das-frutas sul-americana, *Anastrepha fraterculus* é considerada a principal praga das frutíferas de clima temperado, na região Sul do Brasil. Esta espécie possui ampla distribuição na América do Sul (com exceção do Chile), atacando tanto frutos de plantas nativas como a goiabeira serrana, cerejeira, guabirobeira, araçazeiro, quanto frutíferas cultivadas como macieira, pessegueiro, ameixeira, citros e videira (NORA et al. 2000; SCOZ et al. 2006; SILVA et al. 2006; ROSA et al. 2017).

Os adultos de *A. fraterculus* são moscas vistosas de coloração predominante amarela e asas maculadas (Figura 192). Medem cerca de oito milímetros de comprimento e apresentam, como característica do gênero, duas manchas amarelas sombreadas nas asas: uma em forma de "S" que vai da base à extremidade da asa e outra em forma de "V" invertido no bordo posterior (HICKEL et al. 2010).

A fêmea diferencia-se morfológicamente do macho, por possuir a porção terminal do abdome com formato tubular, no qual se encontra um robusto ovipositor que facilita a punctura e a postura, feita

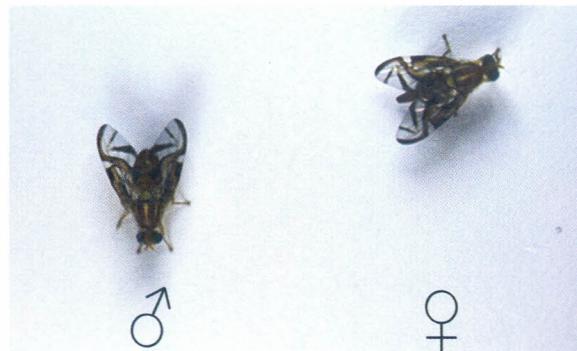


Figura 192. Adultos macho e fêmea da mosca-das-frutas sul-americana (*Anastrepha fraterculus*).

Fonte: Arioli, C. J., 2012.

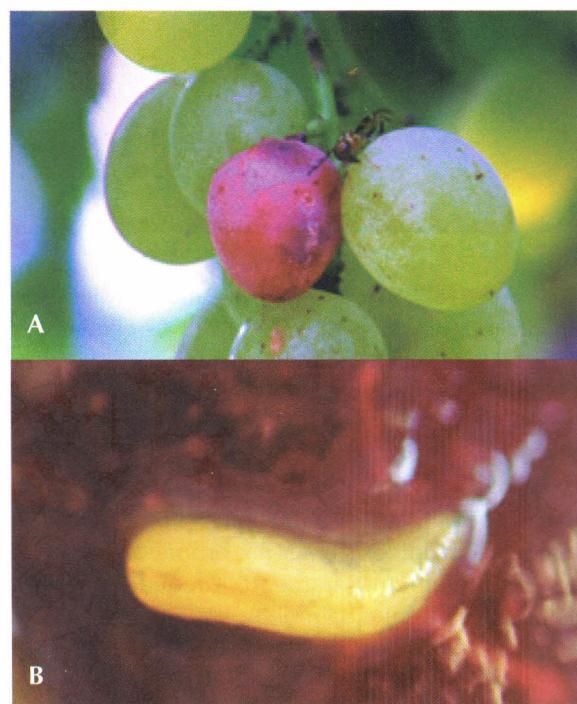


Figura 193. Fêmea de *Anastrepha fraterculus* realizando postura endofítica em baga de uva (A). Larva de mosca-das-frutas sul-americana (*Anastrepha fraterculus*).

Fonte Foto A: Arioli, C.J.

Fonte Foto B: Marcos, B., 2006.

de forma endofítica (Figura 193A). Os ovos são de coloração branco-brilhante, com formato fusiforme. As larvas são vermiformes, ápodas e de coloração branco-amareladas (Figura 193B). Até o seu último estágio larval, atingem de oito a dez milímetros de comprimento. Ao abandonarem as bagas, as larvas vão para o solo, onde se transformam em pupas e, na fase seguinte, ocorre a emergência dos adultos (BOTTON et al. 2005a).

Devido à alta incidência de mosca-das-frutas, nos meses de novembro a março, nas regiões de Altitude de Santa Catarina e a maturação da videira estar concentrada neste período, pode existir uma sequência de injúrias nas diferentes variedades de videira.

16.8.2. Sintomas e danos

Em geral, o dano é causado tanto pelas fêmeas, que perfuram a epiderme das bagas para realizar a oviposição, como pelas larvas, que consomem a polpa (Figura 194), provocando maturação precoce e queda prematura dos frutos. No entanto, o tipo de dano é variável, conforme a variedade que está sendo atacada. De acordo com Zart et al. (2009), em uvas finas de mesa com película de cor branca, como a variedade Moscato ou seus descendentes, quando ocorre postura próxima à fase de maturação, há o desenvolvimento normal das larvas até a fase de pupa. As larvas ao se alimentarem da polpa, inicialmente, constroem galerias que evoluem para áreas de apodrecimento, o que acaba ocasionando a queda de bagas. Já, nas variedades Cabernet Sauvignon, Isabel e Niagara Rosada, não há o desenvolvimento das mesmas.

O inseto pode fazer puncturas de “prova”, não depositando os ovos no interior das bagas. Este comportamento é adotado pela fêmea para garantir que os ovos sejam depositados nas bagas que ofereçam melhor substrato para o desenvolvimento das larvas. A punctura realizada de forma prematura, em bagas ainda verdes (grão chumbinho), pode levar a queda prematura em variedades como Cabernet Sauvignon, Moscato Embrapa e Isabel. Para a variedade Niagara Rosada, não há queda e nem deformação de bagas pelo ataque de *A. fraterculus* (HICKEL et al. 2010).



Figura 194. Dano ocasionado pelas larvas de *Anastrepha fraterculus* em cacho de uva.

Fonte: Arioli, C.J., 2011.

Além dos ferimentos provocados pela punctura e oviposição, que ocasionam a queda prematura das bagas verdes, as mesmas facilitam a disseminação de fitopatógenos, ampliando as perdas de produção (MACHOTA JUNIOR et al. 2013). *Botrytis sp.* e *Glomerella cingulata* são facilmente observados em pré-colheita, bem como coleópteros da família Nitidulidae em cachos danificados por *A. fraterculus*. Em hipótese, essa associação pode reduzir a qualidade dos cachos (mosto), o que já justificaria o controle da praga nos vinhedos.

16.8.3. Monitoramento e controle

Um aspecto de importância fundamental no manejo da mosca-das-frutas é o monitoramento que, geralmente, está relacionado aos insetos que sobrevivem dos hospedeiros, oriundos das áreas frutícolas cultivadas (FERNANDES, 1987; KOVALESKI, 1997). Como a produção de frutos das espécies hospedeiras varia de ano para ano, é de grande importância conhecer a flutuação populacional de mosca-das-frutas em vinhedos de diferentes variedades.

O monitoramento das populações de moscas-das-frutas é feito com frascos do tipo “caça-mosca” (Figura 195), contendo substâncias alimentares atrativas, como a proteína hidrolisada a 5% (ZART et al. 2009; BOTTON et al. 2012) ou o CeraTrap® (MACHOTA JUNIOR et al. 2013). O suco de uva

a 25%, que, por muito tempo, foi considerado o atrativo padrão para monitoramento de mosca-das-frutas, não deve ser recomendado como substância atrativa, principalmente pela variação ocorrente em diferentes lotes do produto, que pode gerar resultados insatisfatórios como a incidência de danos no vinhedo e a ausência de moscas-das-frutas capturadas nas armadilhas (ZART et al. 2009).

Os frascos caça-moscas devem ser instalados nas bordas do vinhedo na proporção de quatro frascos por hectare. As inspeções devem ser realizadas, quando também se renova o atrativo, semanalmente (HICKEL et al. 2010); exceto no uso do atrativo *CeraTrap®*, que tem maior estabilidade, apresentando durabilidade nas armadilhas instaladas nos vinhedos.

O acompanhamento e o conhecimento do número de moscas-das-frutas capturadas nas armadilhas servem para embasar a tomada de decisão em relação ao controle ou não desses insetos, uma vez interpretado no nível de dano econômico (CARVALHO, 2005; HICKEL, 2008).

Como as informações sobre o manejo de controle de mosca-das-frutas em vinhedos são escassas, adotam-se, normalmente, as mesmas medidas e tecnologias geradas para o controle deste inseto em outras frutíferas de clima temperado. Primeiramente, se recomenda o monitoramento, que permite a constatação e aferição da população da praga no vinhedo.

Assim que constatadas as primeiras capturas no vinhedo, deve-se iniciar a aplicação de isca tóxica para o controle da mosca. Dentre os métodos de controle preconizados pelo Manejo Integrado de Pragas (MIP) para o controle da mosca-das-frutas, o emprego de iscas tóxicas tem sido a principal estratégia utilizada para o manejo desta praga, em diferentes regiões e diferentes frutíferas (STARK et al. 2004; CHUECA et al. 2007; RUIZ et al. 2008). O princípio da tecnologia é o emprego de um atrativo alimentar, associado a um inseticida que mata os insetos, quando estes entram em contato ou ingerem o produto associado à isca, num sistema de atrai e mata (SALLES, 1995; KOVALESKI, RIBEIRO, 2003; HÄRTER et al. 2010).

Na aplicação de isca, devem-se privilegiar os setores onde, historicamente, incide a maior população de moscas e onde os frascos caça-moscas

indicarem a presença da praga. Aplica-se diretamente sobre os ramos e folhas das plantas, em gotas grossas, numa faixa de um metro de largura, gastando-se 50 ml/planta ou 100 a 200 L de isca por hectare (HICKEL et al. 2010). Aplica-se em intervalos de três a sete dias, ou logo após períodos de precipitação. A isca tóxica também pode ser aplicada nas bordas do vinhedo, nos quebra-ventos ou na vegetação nativa circundante.

No controle químico, a utilização de iscas tóxicas para o controle da mosca-das-frutas é a forma menos impactante ao meio ambiente por reduzir a quantidade de agrotóxicos empregados por unidade de área, quando comparado à pulverização em cobertura (ZART et al. 2009, NAVARRO-LLOPIS et al. 2012).

Deve-se tomar cuidado com o atrativo utilizado, principalmente àqueles à base de melaço-de-cana, que podem atrair insetos benéficos como abelhas polinizadoras, parasitoides e predadores, que são de grande importância para o equilíbrio ecológico e para a manutenção da diversidade no agroecossistema.

Dessa forma, proteínas específicas para aplicação em forma de isca tóxicas já podem ser encontradas no mercado como o Biofruit® e o Succes®, que servem como substituto ao melaço. Além disso, pode ser utilizado o atrativo ANAMED® que tem como base a tecnologia SPLAT® (Specialized Pheromone & Lure Application Technology); contém extratos vegetais de frutas e estimulantes de alimentação, devendo ser associado a um inseticida registrado para a cultura alvo no momento da aplicação, atuando como atrai e mata (ARIOLI et al. 2017).

Experimentos de laboratório, semi-campo e campo, demonstraram que o ANAMED® apresenta maior resistência à remoção pela chuva e a degradação pela radiação ultravioleta, proporcionando maior eficácia que as formulações tradicionais de iscas tóxicas, principalmente em locais com elevada precipitação pluvial como é o caso da Região Sul do Brasil (BORGES, 2011, BOTTON et al. 2012). O emprego destas novas formulações de iscas tóxicas como auxiliar no manejo da mosca das frutas deve ser ampliado nos próximos anos visando melhorar o controle da praga nos cultivos.



Figura 195. Armadilha tipo McPhail utiliza no monitoramento de *Anastrepha fraterculus*.

Fonte: Botton, M., 2000.

Devido à estabilidade apresentada pela formulação CeraTrap® (altamente atrativa a moscas-das-frutas por até 60 dias), a captura massal (atrai e captura), por meio da utilização de um número elevado de armadilhas por hectare, torna-se uma alternativa importante a ser utilizada pelos fruticultores. Com o uso de aproximadamente 100 armadilhas por hectare, distribuídas pelo vinhedo (em especial nas bordas por onde ocorre ponto de entrada da mosca), estabelece-se uma espécie de “barreira”, a qual impede a entrada dos insetos e, consequentemente, reduz a população de mosca-das-frutas no interior do vinhedo (MACHOTA JUNIOR et al. 2013).

Aplicações de inseticidas em cobertura só são recomendadas quando se constata o nível de 3,5 moscas/frasco/semana (HICKEL, 1993). Em períodos de incremento populacional, quando a captura se mantém alta, mesmo com a aplicação de inseticidas, deve-se observar a persistência biológica do inseticida (período em que o produto é eficiente para o fim a que se destina), visando a uma nova aplicação e ao efeito residual (período no qual o ingrediente ativo permanece ativo nos

frutos, podendo trazer implicações de ordem toxicológica e quantidades significativa de resíduos no momento da colheita).

16.9 Drosófila-da-asa-manchada: *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae)

16.9.1. Descrição e bioecologia

A *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) é uma praga quarentenária polífaga, popularmente conhecida por Spotted Wing Drosophila, mosca-da-cereja, drosófila-da-asa-manchada (DAM) e também como suzuki. Originária do Japão, foi descrita por Matsumura em 1931, porém já havia registro anterior por Kansava em 1916 (BERRY, 2012).

Esta espécie está em constante expansão mundial. Desde 2008, vem ocasionando danos econômicos expressivos em países da Europa e América do Norte, ao atacar pequenos frutos e/ou frutos com tegumento frágil (HAUSER et al. 2009; GOODHUE et al. 2011; CALABRIA et al. 2012; SCHLEENER et al. 2015). No Brasil, a praga já foi identificada nos estados do sul e sudeste (RAMIREZ et al. 2013; DEPRÁ et al. 2014), causando danos em frutos de morango, mirtilo, uva, pêssego, ameixa e feijão (SANTOS, 2014; NUNES et al. 2014; GEISLER et al. 2015; SOUZA et al. 2017).

Os adultos machos de *D. suzukii* são pequenos (3 mm), identificados pela mancha negra característica que apresentam nas asas (Figura 196a) e pelos dois pentes na tibia do par de patas anterior (Figura 196b). As fêmeas não apresentam manchas nas asas e medem 4 mm (Figura 196c). São identificadas pela presença de um ovipositor serrilhado (Figura 196d), o que a torna diferente das demais espécies do seu gênero (SCHLEENER et al. 2015). Os ovos possuem uma coloração branca e dois filamentos finos utilizados na respiração, são depositados na superfície da epiderme ou no interior dos frutos. As larvas apresentam coloração branco-leitosa, medem 6 mm de comprimento, alimentam-se da polpa das frutas passando por três estágios larvais. As pupas apresentam uma coloração castanha e forma cilíndrica, possuem um par de estigmas na extremidade,

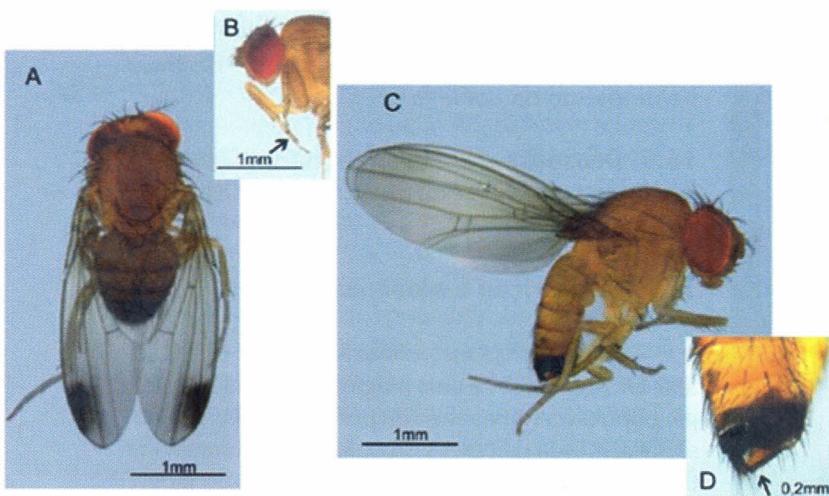


Figura 196. Identificação de adultos de *D. suzukii*: A) presença de mancha negra nas asas do macho; B) dois pentes na tibia anterior; C) fêmea de *D. suzukii*; D) ovipositor serrilhado.

Fonte: Schlesener et al. 2015.

medem de 2 mm a 3 mm de comprimento (BERNARDI et al. 2015).

Uma das principais características da praga é a sua tolerância às condições climáticas, que pode ser um fator importante da sua adaptação em diversos países. Seus limites de temperatura encontram-se entre 10°C e 32°C, tendo ótimo desenvolvimento entre 20°C e 25°C, sendo capaz de sobreviver a invernos com temperatura negativas. A drosófila-dá-asa-manchada prefere locais frescos e úmidos, cenário climático típico das regiões de Clima Temperado no Brasil. O ciclo biológico (Figura 197) é curto. Em condições ideais, a duração do período de ovo-adulto é, em média, de 9 a 12 dias (FUNES et al. 2018).

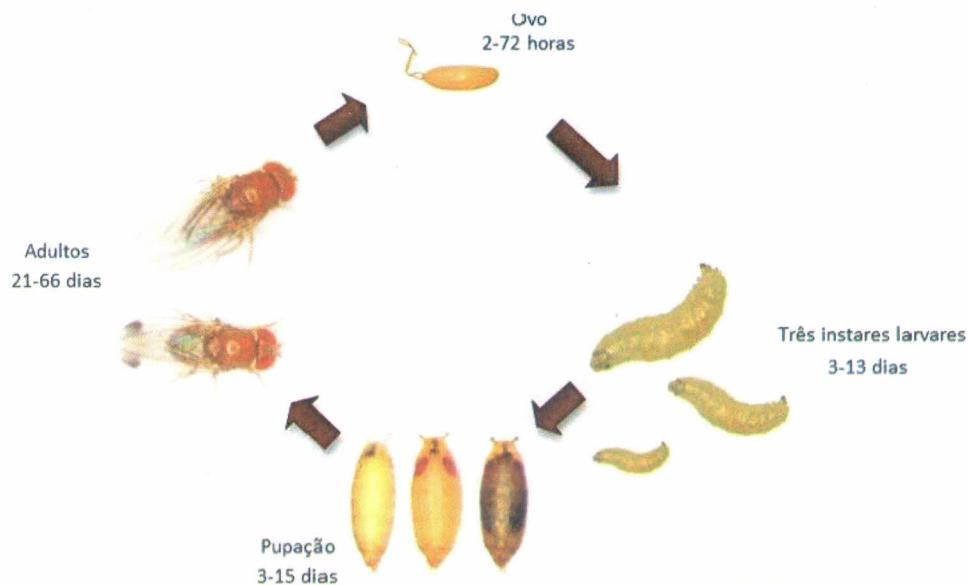
Cada fêmea de *D. suzukii* pode colocar de um a três ovos por frutos e 21 ovos por dia, resultando em uma média de 380 ovos durante sua vida (FUNES et al. 2018). As fêmeas buscam frutas maduras para realizar a oviposição. Depositam os ovos no interior do fruto, onde a larva eclode e consome a polpa. A fase de pupa ocorre no interior do fruto e de forma menos frequente no solo. Os adultos vivem em média de 21 a 63 dias,

podendo entrar em diapausa quando a temperatura for inferior a 5°C. Retornam as atividades em condições favoráveis (FUNES et al. 2018).

16.9.2. Sintomas e danos

Diferente dos demais drosófilídeos, a *D. suzukii* possui capacidade de atacar frutos sadios e maduros, que ainda não tenham sido colhidos, com pH e teor de açúcar mais elevado (SCHLESENER et al. 2015).

Os danos são oriundos do adulto e do desenvolvimento da larva. Ao realizar a postura, com seu ovipositor serrilhado, a fêmea perfura a epiderme dos frutos causando um pequeno ferimento de difícil detecção. Essas pequenas perfurações resultam em infecções secundárias, as quais facilitam a entrada de microorganismos fitopatogênicos, como fungos e bactérias, contribuindo para uma maior deterioração do fruto. Isso resulta na atração de outras espécies de drosófilas e nitidulídeos (SANTOS, 2014). Quando as larvas eclodem, consomem a polpa, causando apodrecimento e queda nos frutos que ainda estão ligados à planta, prejudicando a comercialização e a durabilidade de prateleira dos frutos que já foram

**Figura 197. Ciclo biológico de *D. suzukii*.**

Fonte: Bruno, 2014.

colhidos, além da redução da qualidade do mosto.

Há estudos identificando a susceptibilidade das cultivares uva 'Benitaka', BRS Vitória', 'BRS Morena', 'BRS Isis', 'Carbenet Sauvignon', 'BRS Nubia' e 'BRS Lorena'. Entretanto, se observa resistência aos ataques nas cultivares 'Concord', 'Isabel', 'Itália', 'Itália Muscat', 'Itália Rubí', 'Moscato Bianco', 'Niagara', 'Rosada' e 'Redglobe' ao ataque de *D. suzukii* (ANDREAZZA et al. 2016).

16.9.3. Monitoramento e controle

O monitoramento é uma etapa importante para poder determinar a presença de *D. suzukii*, tanto nos cultivos comerciais como nos hospedeiros alternativos que se encontram próximos, devido ao fato da praga ser polífaga e conter uma ampla gama de hospedeiros (rosáceas, mirtáceas, ericáceas, moráceas, actinidiáceas, ebenáceas e vitáceas) (FUNES et al. 2018). É fundamental que o monitoramento seja realizado durante o ano todo, a fim de se conhecer a flutuação populacional e identificar o momento em que a praga aparece nos vinhedos causando prejuízos comerciais (FUNES et al. 2018). Estudos

de flutuação populacional em vinhedos comerciais, localizados na região serrana de Santa Catarina, estão em desenvolvimento.

A utilização de armadilhas de captura contendo atrativos específicos é o método mais eficiente para a detecção da praga no campo, com base nos métodos de captura disponíveis para outros drosófilidos, já que as informações para monitoramento de *D. suzukii* em vinhedos são escassas. Recomenda-se utilizar três a quatro armadilhas/ha, localizadas na borda dos vinhedos, posicionadas em locais arejados e sombreados, no início de formação dos frutos, e devem ser avaliadas uma vez por semana. As armadilhas utilizadas no monitoramento são do tipo McPhail, ou podem ser confeccionadas a partir de garrafas PET contendo furos laterais. Dentre os atrativos recomendados para utilização no monitoramento de adultos de *D. suzukii*, está a solução de vinagre de maçã com o de vinho tinto, na proporção de 40:60, junto com um surfactante (detergente) para quebrar a tensão superficial, e impedir a fuga dos insetos. Para estes, recomenda-se a dose de 100 mL por armadilha (BERNARDI et al. 2015; SCHLE-SENER et al. 2015).

O controle inicia-se a partir do reconhecimento da praga nos vinhedos, preconizando a utilização do Manejo Integrado de Pragas (MIP). Ainda não há estudos realizados em vinhedos comerciais no Brasil, que apresentem um nível de controle para a praga.

Dentre os métodos culturais para o controle da praga, podemos destacar algumas práticas, como: a colheita ser realizada na época ideal, mantendo a fruta sadia fora do alcance da praga; retirar os restos de frutos que sobrarem nos vinhedos, para que não sejam uma fonte de nutrição e abrigo para as fases imaturas da praga (SCHLESENER et al. 2015; FUNES et al. 2018); evitar o tráfego de caixas e equipamentos de áreas infestadas para áreas sadias. Caso isto não seja possível, é necessário realizar uma boa limpeza dos mesmos, já que podem servir para transportar a praga de um lugar para o outro. Por se tratar de uma praga altamente polífaga, o manejo e monitoramento em plantas hospedeiras que estejam próximas às áreas de cultivo também é uma estratégia recomendada.

Uma técnica importante para o controle de *D. suzukii* é a captura em massa, utilizando uma alta densidade de armadilhas. Testes realizados na Suíça mostraram uma redução significativa nas populações da praga, em cultivos de framboesa, por um período de três semanas, utilizando-se uma densidade de 200 armadilhas/ha, em locais sombreados na altura dos frutos (BAROFFIO et al. 2015). Em nível de Brasil, estas técnicas ainda carecem de validação para serem incluídas dentro de um plano de manejo da praga.

Estudos recentes revelam que a drosófila-da-asa-manchada é atraída por cores que variam entre o vermelho e o preto, capturando um maior número de adultos quando comparados a dispositivos transparentes, que utilizam a mesma isca (RENKEMA et al. 2014). A utilização de uma faixa horizontal preta em armadilhas vermelhas e uma faixa vermelha em armadilhas pretas, aumentam significativamente a captura, quando comparado a armadilhas só pretas ou vermelhas (BASOALTO et al. 2013).

No Brasil, a eficiência de atrativos para a utilização na captura de *D. suzukii* já foi estudada, de forma preliminar, por Padilha et al. (2016), onde verificaram que o atrativo Droskidrink® capturou maior número de adultos, mas não diferindo de

Suzukii Trap® e das leveduras testadas em vinhedos comerciais. Já, em estudo realizado em pomar comercial de framboesa, o produto comercial Scentry® e o atrativo fermento biológico, foram eficientes para captura drosófila-da-asa-manchada e, quando misturados numa mesma armadilha, a eficiência era elevada (SANTOS et al. 2016). O atrativo alimentar Suzukii Trap®, foi o mais eficiente para a captura de *D. suzukii*, na cultura do pessegueiro, de acordo com Bortoncello et al. (2016).

O controle biológico é uma das ferramentas aliadas no controle de pragas, entre os vários agentes que poderiam ser utilizados como ferramentas para regular a população de drosófila-da-asa-manchada. Estudos com fungos entomopatogênicos mostram que os mesmos reduzem a população da praga no campo. Algumas vespas parasitoides (Hymenoptera) já foram estudadas, mas sem apresentar resultados promissores; porém, atualmente, tem-se o conhecimento de mais de 50 espécies de parasitoides capazes de atacar a família Drosophilidae (FLEURY et al. 2009). Para o sucesso do controle biológico é necessário conhecer as espécies endêmicas, inimigas naturais da praga.

A utilização do controle químico é uma das principais ferramentas utilizada na Europa e nos EUA, no manejo de *D. suzukii*. Produtos que são eficientes para moscas pertencentes à família Tephritidae como os organofosforados, piretroides, espinosinas e diamidas, apresentam resultados promissores no controle da praga (FUNES et al. 2018). Neonicotinoides e organofosforados sistêmicos apresentam ação ovicida, capaz de controlar as larvas no interior dos frutos (SCHLESENER et al. 2015). Porém, no Brasil, ainda não há recomendações de produtos químicos para o controle de insetos pertencentes à família Drosophilidae, justamente pelo fato da *D. suzukii* ser uma praga que vem causando prejuízos de forma recente no país. A grande implicação deste método está na carga de resíduos que os produtos deixam nos frutos e que, posteriormente, serão comercializados.

16.10 Ácaros

Os ácaros que atacam a videira são mais prejudiciais em regiões tropicais onde o clima é seco, o

que favorece a sua multiplicação. Algumas espécies de ácaros podem ser encontradas em vinhedos, entretanto, poucas atingem a situação de praga, exigindo a adoção de medidas de controle (BOTTON et al., 2003).

Nos últimos anos, devido à expansão de cultivos para novos polos produtores, na região sul, e às diferentes formas de manejo dos vinhedos, têm-se observado um aumento na incidência de ácaros fitófagos causando prejuízos, havendo necessidade de se ampliar os cuidados sobre o monitoramento e manejo das espécies nos vinhedos. Na região de altitude de Santa Catarina, duas famílias Tetranychidae e Eriophyidae podem apresentar importância econômica.

16.10.1. Ácaro-da-ferrugem-da-videira: *Calepitrimerus vitis* (Nalepa 1905) (Acari: Eriophyidae)

Descrição e bioecologia

O ácaro-da-ferrugem-da-videira, ou microácaro-das-folhas *Calepitrimerus vitis* (NALEPA, 1905) pertence à subclasse Acari, ordem Prostigmata, família Eriophyidae (CARMONA, DIAS, 1996). Este ácaro foi relatado, pela primeira vez no Brasil, no Rio Grande do Sul, em 1951, causando o raquitismo das plantas, redução de crescimento das bagas. Os adultos possuem de 0,15 a 0,20 mm de comprimento e 0,04 mm de largura, são veriformes, alongados e achatados, com o corpo fortemente segmentado, apresentando dois pares de pernas e um par de filamentos caudais (RODRÍGUEZ et al. 2008).

A dispersão natural de *C. vitis* ocorre, principalmente, através do vento, quando os ácaros se acumulam na posição vertical, num processo denominado “encadeamento”, principalmente no verão, permitindo a dispersão da espécie a longa distância, por correntes aéreas (DUFFNER et al. 2001), ou através da utilização de sarmentos, ou gemas obtidas de plantas infestadas (RODRÍGUEZ et al. 2008). A dispersão a curta distância ocorre pela água das chuvas, além da dispersão ativa entre as folhas da planta (CARMONA, DIAS, 1996).

C. vitis ataca, exclusivamente, a videira (WALTON et al. 2007). No Brasil, durante o inverno, as fêmeas normalmente ficam protegidas nas reentrâncias dos sarmentos (SIQUEIRA et al. 2011) e, raramente, no interior das brácteas das gemas (JOHANN et al. 2009). Na primavera, a partir do inchamento das gemas, as fêmeas retomam a atividade, migrando para as folhas novas, onde se estabelecem e se multiplicam durante a safra. No início do desenvolvimento da cultura, o ácaro localiza-se nas folhas novas; porém, com o desenvolvimento das plantas, ocorre a migração para as folhas mais velhas. *C. vitis* localiza-se, principalmente, na página inferior das folhas. A primavera e o verão são os períodos mais favoráveis ao desenvolvimento da espécie, quando surgem as fêmeas protogíneas e machos morfologicamente semelhantes, que se reproduzem de forma sexuada (SIQUEIRA et al. 2011).

O crescimento populacional de *C. vitis* no vinhedo varia conforme as condições climáticas, com a composição e quantidade de ácaros predadores e, ainda, com os tratamentos fitossanitários realizados no vinhedo (DUSO, VETTORAZZO, 1999).

Sintomas e danos

O ácaro-da-ferrugem-da-videira é uma espécie monófaga, atacando somente o gênero *Vitis* (CARMONA, DIAS, 1996), ou mais especificamente *V.*



Figura 198. Sinais do ataque de *Calepitrimerus vitis* em folhas de videira.

Fonte: Ciro Pavan, 2000.

vinifera L (WALTON et al. 2007), o que, entretanto, diverge das observações de Keifer (1942), que verificou a presença de *C. vitis* em videiras nativas nos Estados Unidos.

Os sintomas do ataque variam conforme a densidade populacional do ácaro (Figura 198). Em condições de alta infestação, é possível observar necroses em escamas protetoras do primórdio vegetativo e, em casos extremos, a morte das gemas (RODRÍGUEZ et al. 2008). Estes ácaros perfuram as células da epiderme das folhas e alimentam-se do conteúdo intracelular, resultando em manchas de coloração pardacentra. Em altas infestações, observam-se sintomas de bronzeamento nas folhas, as quais secam e apresentam um aspecto coriáceo, com a parte inferior acinzentada. A severidade dos danos pode ser maior em anos quentes e secos.

Monitoramento e controle

O monitoramento deve ser realizado de forma direcionada nos vinhedos, com base no histórico de ocorrência do ácaro. Para tal, devem-se retirar, durante o inverno, dez ramos de videira/ha e analisar em laboratório a presença de fêmeas hibernantes nas gemas. O vinhedo é considerado infestado quando forem constatadas três ou mais fêmeas/gema (SIQUEIRA et al. 2011). O monitoramento também pode ser realizado durante o desenvolvimento vegetativo da cultura, coletando-se duas folhas medianas por planta, num total de vinte plantas por hectare. O nível de controle para aplicação de acaricidas é a presença de 20% de folhas amostradas, com trinta ou mais ácaros por folha. Sempre que possível, deve-se direcionar os tratamentos com acaricidas para os focos de infestação (SIQUEIRA et al. 2011).

O controle químico do ácaro-da-falsa-ferrugem-da-videira, em nível mundial, vem sendo realizado através de pulverizações de acrinatina, carbaril, diconfol, endossulfano, espirodiclofeno, enxofre, fempiroximato e fenaziquim (RODRÍGUEZ et al. 2008; DUSO, VETTORAZZO, 1999), ou pelo emprego de óleos de origem vegetal e animal (BERNARD et al. 2003), não havendo no Brasil nenhum produto registrado para o controle deste ácaro na cultura da videira (AGROFIT, 2014).

C. vitis é facilmente controlado com acaricidas sintéticos e enxofre, aplicados em pulverização, durante o período vegetativo da cultura. Recomenda-se, também, retirar do vinhedo os sarmentos provenientes da poda, os quais devem ser queimados para não servirem de abrigo às fêmeas em hibernação (HICKEL et al. 2010).

Acredita-se que a pouca expressão deste ácaro como pragas da videira no Brasil decorra, entre outros fatores, da presença de vários agentes de controle biológico. Como a aplicação de inseticidas no cultivo da videira não é intenso no período vegetativo, as populações de inimigos naturais podem manter-se nos vinhedos (HICKEL et al. 2010). Destacam-se, no controle biológico, os ácaros da família Phytoseiidae que possuem a capacidade de suprimir as populações de ácaros fitófagos no agroecossistema a um nível de equilíbrio que não seja necessária a intervenção com outro método de controle.

16.10.2. Ácaro-rajado *Tetranychus urticae* (Acari:Tetranychidae)

Descrição e bioecologia

O ácaro-rajado vive, principalmente, na face inferior das folhas da videira, possui coloração amarelo esverdeada, com duas manchas escuras no dorso do corpo e tamanho diminuto (fêmeas com de 0,5 mm e machos com 0,3 mm de comprimento) (Figura 199). São ácaros

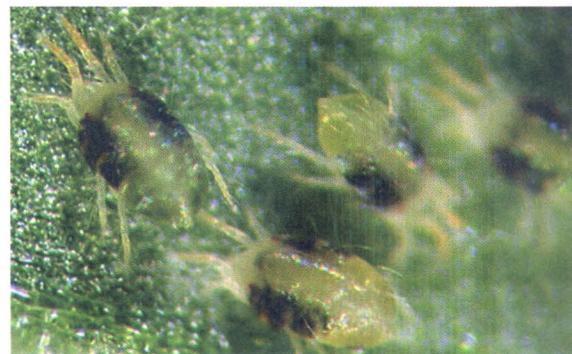


Figura 199. Adulto do ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*).

Fonte: Poletti, M., 2001.

que tecem teias, sendo esta, uma característica peculiar da família Tetranychidae. A ausência de chuva, aliada às altas temperaturas favorecem o crescimento populacional das populações (BOTTON et al. 2003).

Após a colonização das plantas, o ácaro-rajado tece na face inferior das folhas, um entrelaçado de fios de seda que, posteriormente, apresenta característica de uma teia. Sobre essa teia, a fêmea realiza a oviposição, podendo também depositar seus ovos diretamente sobre a superfície foliar (MORAES, FLECHTMANN, 2008).

16.10.3. Ácaro-vermelho-europeu *Panonychus ulmi* (Koch, 1836) (Acari:Tetranychidae)

Descrição e bioecologia

Entre os indivíduos macho e fêmeas do ácaro-vermelho-europeu há acentuado dimorfismo sexual (Figura 200). As Fêmeas apresentam corpo globoso, vermelho-escuro, com aspecto aveludado e medem cerca de 0,7 mm de comprimento. Longas cerdas inseridas em protuberâncias brancas ocorrem uniformemente distribuídas na parte dorsal do corpo. Os machos são menores e mais esguios, possuem abdome afilado e pernas longas, apresentam cor amarelo-escura ou amarela avermelhada e as cerdas dorsais estão inseridas em protuberâncias brancas (HICKEL et al. 2010).

Os ovos são estriados e apresentam pedúnculo na parte superior, sendo observados na face abaxial

das folhas, próximos das nervuras. O maior número de ovos é observado nas folhas novas da videira. Os adultos estão presentes tanto na face abaxial quanto na face adaxial das folhas (FERLA, BOTTON, 2008).

A dispersão de *P. ulmi* pode ser resultante da proximidade da cultura da maçã com os vinhedos na região da serra catarinense. Não se descarta a hipótese de que o uso de produtos químicos nos vinhedos, com destaque para fungicidas não-seletivos, tenha reduzido a população de inimigos naturais, permitindo a proliferação do ácaro vermelho no cultivo (FERLA, BOTTON, 2008). Além disso, é importante que os técnicos reconheçam a presença dessa espécie nos vinhedos, diferenciando-o de *T. urticae* (ácaro rajado), para fins de definição das estratégias de controle.

Sintomas e danos

Os ácaros podem incidir sobre novas brotações e folhas da videira. Raspam e perfuram as células no limbo foliar e retiram a clorofila destas partes vegetais. Observam-se, inicialmente, pontuações cloróticas, que progridem a manchas necróticas e bronzeamento das folhas (Figura 201); são comuns ataques em reboleiras no vinhedo. Em altas infestações, o crescimento vegetal é prejudicado, podendo ocorrer queda de folhas e ataques sobre os cachos.

A queda antecipada de folhas não permite à planta acumular reservas para a dormência, o que

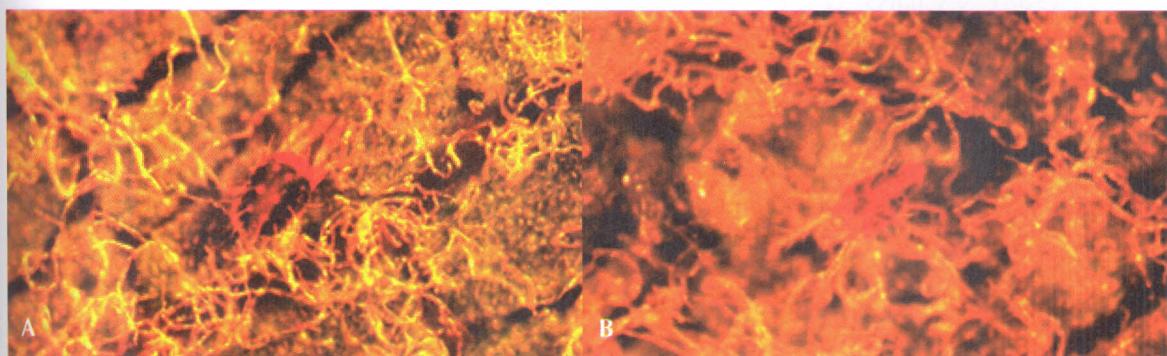


Figura 200. Indivíduos fêmea (A) e macho (B) do ácaro-vermelho-europeu.

Foto: Ribeiro, L.G., 1998.

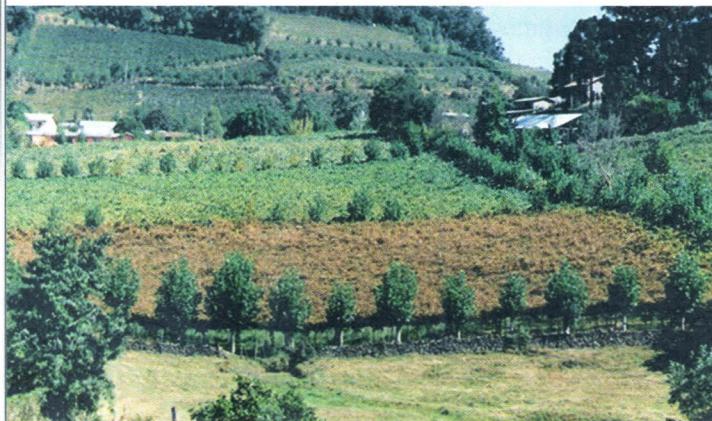


Figura 201. Folhas de videira bronzeadas pelo ataque do ácaro-vermelho-europeu.

Fonte: Botton, M., 2000.

resulta em brotações e floração deficientes no próximo ciclo vegetativo, além de uma maior propensão para expressão de sintomas de declínio (FLAHERTY et al. 1992; DAL BÓ et al. 2007).

Monitoramento e controle

Ainda não existe nível de ação estabelecido para o controle de ácaros tetraniquídeos, em vinhedos no sul do Brasil (HICKEL et al. 2010). Desta forma, recomenda-se realizar, com auxílio de lupa (aumento de 10 vezes), inspeções regulares no vinhedo, principalmente na ocorrência de condições climáticas favoráveis aos ácaros.

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 vinhedos, além de outros inimigos naturais, considera-se que o desequilíbrio causado pela aplicação intensa de inseticidas não seletivos para o controle de outras pragas é um dos principais fatores que contribuem para o aumento populacional de ácaros fitófagos nos vinhedos. Os inseticidas aplicados, principalmente os piretróides e fosforados são prejudiciais aos ácaros predadores, resultando indiretamente no incremento populacional das espécies fitófagas (HICKEL et al. 2010).

Diversas formas de controle podem ser recomendadas para suprimir as populações de ácaros nos vinhedos. Considerando que o aumento populacional de ácaros fitófagos é resultado do desequilíbrio cau-

sado pela aplicação de inseticidas para o controle das pragas primárias, a racionalização do emprego destes insumos deve ser prioritária (HICKEL et al. 2010).

O monitoramento das pragas primárias: uso racional de inseticidas, visando preservar os inimigos naturais; aplicações de inseticidas, somente quando as populações atingem o nível de controle; e redução do uso de adubos nitrogenados são práticas que 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 (HICKEL et al. 2010).

Naturalmente, diversas espécies de ácaros predadores ocorrem nos vinhedos, principalmente 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, do ácaro-rajado, consumindo ovos, larvas, ninfas e adultos. 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).

P. longipes é um predador especialista que se alimenta apenas de ácaros-do gênero *Tetrany-*

chus. 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 (Muller et al. 2013).

O controle químico ainda é o método de controle mais utilizado para reduzir a população de ácaros fitófagos, mesmo as várias dificuldades do seu emprego, dado o número escasso de produtos registrados para a videira. A alternância de ingredientes ativos entre uma aplicação e outra é sempre recomendável, tendo em vista a facilidade com que surgem indivíduos resistentes aos produtos seguidamente aplicados (Muller et al. 2013).

16.11 Vespas e abelhas

16.11.1. Descrição e bioecologia

Além das espécies de insetos, já citados como prejudiciais por danificarem as bagas, as vespas e abelhas (Insecta: Hymenoptera) também tem ocasionado danos significativos à cultura da videira. Estes insetos, de uma forma geral, são benéficos ao homem, uma vez que as vespas são predadoras de insetos-praga e as abelhas, por atuarem como polinizadoras e pela produção de mel, cera e própolis.

Em Santa Catarina, na região do Alto Vale do Rio do Peixe, foram encontradas as seguintes espécies de vespas, sobre o cultivo da videira: *Synoeca cyanea* (vespa-azul), *Polistes spp.* (vespa-amarela), *Polybia ignobilis* (marimbondo comum) e *Polybia scutellaris* (marimbondo-camoatin) (HICKEL, SCHUCK, 1995). Dentre as abelhas, a espécie mais danosa é *Trigona*

spinipes, vulgarmente conhecida como abelha-cachorro ou irapuá. Possivelmente, *T. spinipes* seja uma das poucas espécies de abelha capaz de cortar a casca da uva (HICKEL E SCHUCK, 1995). No entanto, além desta, outras espécies são observadas em cachos de uva em Santa Catarina como *Apis mellifera* (abelha-comum), *Tetragonisca angustula fiebrigi* (alemãzinha), *Bombus atratus* (mamangava) e uma espécie de abelha-mirim da subfamília meliponinae não identificada (HICKEL, SCHUCK, 1995).

16.11.2. Sintomas e danos

O principal fator que tem ocasionado o ataque de vespas e abelhas aos cachos de uva é a falta de alimento (pólen e néctar) a estas espécies entre janeiro e abril (período de maturação da uva) (HICKEL; SCHUCK, 1995; BOTTON et al. 2003; HICKEL et al. 2010). Segundo Salomé e Orth, (2004) na mesorregião Oeste de Santa Catarina o florescimento do maior número de espécies de plantas de interesse apícola ocorre entre os meses de agosto e novembro, onde cerca de 35% das espécies estão em florescimento. A partir daí, ocorre um declínio, sendo que entre os meses de janeiro e março, apenas 5% das espécies de interesse apícola estão florescendo.

Os relatos de viticultores, aliados a informações de literatura, mencionam perdas que podem chegar a 80% da produção. Embora as observações de viticultores afirmem que abelhas possam ser responsáveis pelos danos, já se sabe que são apenas oportunistas (HICKEL, SCHUCK, 1995). De uma forma geral, o rompimento da película das bagas, seja pela ação de pássaros frugívoros, como o tico-tico (*Zonotrichia capensis*), o azulinho (*Cyanoloxia glaucoacaerulea*), o sabiá (*Turdus rufiventris rufiventris*) e fungos que, ocorrendo de forma associada, promovem o extravasamento do suco, potencializando o ataque de outros insetos e pássaros.

A partir do dano inicial, uma série de insetos (principalmente abelhas e vespas) têm acesso ao suco que escorre pelo cacho. Dessa forma, o dano ocasionado é exponencialmente multiplicado pelo comportamento agressivo de alimentação das abelhas, as quais afugentam as vespas das bagas rompidas, levando-as a romper novas bagas sucessivamente

(Figura 202). Além disso, este comportamento das abelhas acaba por facilitar a disseminação de patógenos por todo o cacho, o qual acaba por secar completamente (HICKEL, SCHUCK, 1995). Não bastasse estes problemas, outra dificuldade imposta pela situação é o risco de picadas aos trabalhadores durante o manuseio dos cachos, por ocasião da colheita da uva, levando, inclusive, a internação de funcionários por alergias.

16.11.3. Monitoramento e controle

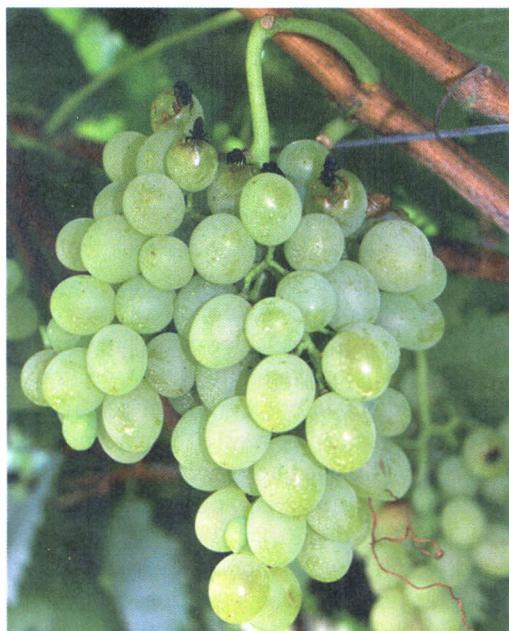


Figura 202. Ataque de abelha-cachorro ou irapuá (*Trigona spinipes*) em um cacho de uva.

Fonte: Arioli, C. J., 2012.

O ataque de vespas e abelhas deve ser permanentemente monitorado. De maneira geral, variedades de uvas brancas, extremamente aromáticas, são mais atacadas, em comparação com outras variedades. Além disso, anos de excesso de chuva no período da colheita favorecem a maior incidência desses insetos pela maior ocorrência de podridões de cacho (pelo maior rompimento das bagas).

Para o controle destes himenópteros, as medidas de controle devem ser sempre preventivas. O controle de vespas e abelhas através da aplicação de inseticidas não é recomendado, uma vez que se coloca em risco toda a cadeia produtiva, pois, além de ocasionar a morte de insetos benéficos (vespas predadoras e abelhas), compromete os produtos finais de produção (o vinho e o mel) pelo risco de deixar resíduos tóxicos.

Tanto vespas quanto abelhas dão preferência a néctar de flores a qualquer outro exsudado (sucos de frutas, por exemplo). Assim, entre as alternativas para afastar estes insetos dos cachos de uva no momento da colheita está o plantio, em áreas adjacentes, de espécies de plantas floríferas que forneçam tanto pólen quanto néctar.

Hickel e Schuck (1995), destacam que o plantio de áreas marginais com plantas que forneçam flores em abundância e por prolongados períodos durante o verão pode ser uma alternativa imediata para suprir alimento às abelhas, diminuindo a sua incidência na cultura da videira. Entre as alternativas, os autores citam o plantio de trigo mourisco *Fagopyrum tataricum*, uma planta pouco exigente em tratos culturais, que proporciona uma florada abundante e prolongada, muito atrativa às abelhas, pode suprir com abundância a flora apícola nos meses de janeiro a março, vindo a minimizar o ataque aos cachos de uva.

Várias substâncias têm sido estudadas como possíveis repelentes de abelhas *A. mellifera*. No entanto, devido à alta volatilidade destes compostos, o efeito é breve e não gera resultados satisfatórios. O extrato piroleinhoso se mostrou eficiente como repelente uma vez que proporcionou uma redução significativa do número de bagas danificadas por vespas e abelhas quando aplicado a cada 5 ou 7 dias no vinhedo (HICKEL, SCHUCK, 2005). No entanto, pelo fato deste produto apresentar alcatrão em sua composição e, também, por deixar odor estranho nos vinhos, teve seu uso proibido e não aceito pelo setor produtivo. Uma alternativa que tem apresentado bom resultado é o uso de óleo de nim. Este óleo é extraído de uma planta *Azadirachta indica* e apresenta características de produto repelente a insetos. Sua aplicação numa dose de 2L/ha da formulação co-

mercial Azamax tem demonstrado bons resultados em vinhedos no Planalto sul de Santa Catarina.

Outra medida para evitar o ataque de vespas e abelhas, viável apenas em pequenos parreirais, consiste em ensacar os cachos de uva, quando se aproxima a época da colheita, ou cobrir a zona dos cachos com uma rede de proteção, que impede/dificulta o acesso dos insetos aos cachos. A destruição dos ninhos de vespas e abelhas deve ser encarada com muito critério, pois estes insetos são valiosos auxiliares na predação de pragas e polinização de culturas.

16.12 Considerações finais

Recentemente o cultivo da videira se expandiu para as regiões de elevada altitude no Estado de Santa Catarina, onde as condições edafoclimáticas são favoráveis para a obtenção de uvas de alta qualidade. Nestas condições, diversos problemas de ordem fitossanitária preocupam os viticultores catarinenses, em especial, a ocorrência de insetos e ácaros-pragas. Além dos prejuízos diretos, decorrentes do ataque sobre as plantas e/ou sobre os frutos, os fermentos ocasionados pela alimentação de algumas dessas pragas favorecem a proliferação de patógenos (fungos), que acabam reduzindo a qualidade dos vinhos e, também, colocando em risco a saúde dos consumidores (ocratoxina A). Dentre os métodos de controle de pragas, disponíveis aos produtores das regiões de altitude de Santa Catarina, estão: a resistência de plantas, o controle cultural, o controle químico e o controle por comportamento. No contexto geral, a integração de métodos permitirá aos produtores controlar, com eficácia, a grande maioria das pragas da viticultura. Isso permitirá a produção de uvas de melhor qualidade, com menor presença de resíduos de agrotóxicos e com reduzida influência ou dano ao ambiente.

16.13 Referências

AGROFIT Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 25 abr. 2014.

ALMANÇA, M. A. K.; ABREU, C. M.; SCOPEL, F. B.; BENEDETTI, M.; HALLEEN, F.; CAVALCANTI, F. R. **Evidências Morfológicas da Ocorrência de *Phaeomoniella chlamydospora* em Videiras no Estado do Rio Grande do Sul.** Bento Gonçalves: Embrapa-CNPUV, 2013. 5 p. (Comunicado Técnico, 134).

ANDREAZZA, F.; BARONIO, C. A.; BOTTON, M.; VALGAS, R. A.; RITSCHEL, P. S.; MAIA, J. D. G.; NAVA, D. E. Suscetibilidade de bagas de genótipos de videira pela infestação por *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 5, p. 599-606, 2016.

ARIOLI, C. J.; BOTTON, M.; MAFRA-NETO, A.; MOLINARI, F.; BORGES, R.; PASTORI, P. L. **Ferromônios sexuais no manejo de insetos-pragas na fruticultura de clima temperado.** Florianópolis: Epagri, 2013. 58p. (Boletim Técnico, 159).

ARIOLI, C. J.; BOTTON, M.; DOS SANTOS, J.P.; DA ROSA, J. M.; MENEZES-NETO, A. C. Manejo integrado de insetos e ácaros-praga na cultura da macieira. **Informe Agropecuário.** Belo Horizonte, v.38, n 297, p. 55-66. 2017.

BAROFFIO, C.; HUBER, B.; KOPP, M.; MARAZZI, C.; MARIETHOZ, J.; SANDRINI, F.; THOSS, H.; ZURFLUH, M. *Drosophila suzukii*: strategie 2015 pour les petits fruits. **Agroscope Fiche Technique**, Ed. Agroscope, Conthey, 2015.

BASOALTO, E.; HILTON, R.; KNIGHT, A. Factors affecting the efficacy of a vinegar trap for *Drosophila suzukii* (Diptera; Drosophilidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 137, p. 561-570, 2013.

BEL, J. **Les maladies de la vigne.** Paris: J.B. Baillière, 1890. 312 p.

BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. Biología de *Argyrotaenia sphaleropa* Meyrick (1909) (Lep.: Tortricidae) en condiciones de laboratorio. **Revisa Brasileira de Biología**, v. 46, n. 1, p. 209-216, 1986.

BENTANCOURT, C. M., SCATONI, I. B.; NUÑEZ, S. **Observaciones sobre labiología de Argyrotaenia sphaleropa (Meyrick, 1909) (Lepidoptera: Tortricidae) en la zona sur del Uruguay.** Universidad de la República, Facultad de Agronomía. Montevideo, Uruguay 11 p. 1988. (Boletín de Investigación, 13).

BERNARD, M.; HORNE, P.; HOFFMANN, A. Movement, distribution and effects of rust mite (*Calepitrimerus vitis*) and preliminary studies of bud mite (*Colomerus vitis*) on grapevines. In: EMMETT, B. (org.) **Strategic use of sulphur in integrated pest and disease management (IPM) programs for grapevines.** Victoria: Department of Primary Industries/ Primary Industries and Resources and Resources South Australia/Centre for Environmental Stress and Adaptation Research/La Trobe University, p. 133-152. 2003.

BERNARDI, D.; BOTTON, M.; NAVA, D. E.; ZAWADNEAK, M. A. C. **Guia para a identificação e monitoramento de pragas e seus inimigos naturais em morangueiro.** Bento Gonçalvez: Embrapa Uva e Vinho, p.49, 2015. (Livro científico).

BERRY, J. A. Pest Risk Assessment: *Drosophila suzukii*: spotted wing drosophila (Diptera: Drosophilidae) on fresh fruit from the USA. Wellington: Ministry for Primary Industries, New Zealand Government, p. 46. 2012.

BIEZANKO, C. M. Olethreutidae, Tortricidae, Phalonidae, Aegeriidae, Glyphipterygidae, Yponomeutidae, Gelechiidae, Oecophoridae, Xylorictidae, Lithocolletidae, Cecidoseidae, Ridiashinidae, Acrolophidae, Tineidae e Psychidae da zona sudeste do Rio Grande do Sul. **Arquivos de Entomologia da Escola de Agronomia "Eliseu Maciel", Série A,** p.1-16, 1961.

BONETI, J. I. S.; RIBEIRO, L.G.; KATSURAYAMA, Y. **Manual de identificação de doenças e pragas da macieira.** Florianópolis: Epagri, 1999, 149 p.

BORGES, R. **Seleção e avaliação de novas formulações de iscas tóxicas para o manejo de *Anastrepha fraterculus* em pomares de macieira.** 2011. 76 p. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Centro de Ciências Agroveterinárias, Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 2011.

BORTONCELLO, A.; BOTTON, M.; BORBA, R. da S. Diferentes atrativos alimentares para captura de *Drosophila Suzukii* (matsumura, 1931)(diptera, drosophilidae) na cultura do pessegueiro. In: Seminário De Iniciação Científica E Tecnológica, 5., 2016, Bento Gonçalves, RS. **Resumos...** Convergência de olhares: a indissociabilidade entre pesquisa, extensão e ensino, Bento Gonçalves, RS: Instituto Federal do Rio Grande do Sul, de 16 a 18 nov. 2016.

BOTTI, C. G.; WOLOSKI, S. Y. Observaciones sobre estrutura anatómica de raíces de vid, y su posible relación com resistencia a problemas sanitarios. **Investigación Agrícola**, v. 4, n. 1, p. 33-36, 1978.

BOTTON, M.; ARIOLI, C. J.; BUENO, O.; NONDILO, A.; SGANZERLA, V. M. Perola-da-terra *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel) (Hemiptera: Margarodidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2011, 2p. (Embrapa Uva e vinho, Folder Técnico).

BOTTON, M.; HICKEL, E. R.; SORIA, S. J.; TEIXEIRA, I. Bioecologia e controle da pérola-da-terra *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel, 1922) (Hemiptera: Margarodidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa-CNPVU, 2000. 23 p. (Circular Técnica, 27).

BOTTON, M.; HICKEL, E. R.; SORIA, S. J. Pragas, In: FAJARDO, T.V.M. (Ed.). **Uva para processamento: fitossanidade.** Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p. 82-105

BOTTON, M.; SORIA, S. J.; HICKEL, E. R. **Manejo de pragas na cultura da videira.** [Bento Gonçalves]: Embrapa. Pragas, 2004a. Disponível em: <<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/>>

sprod/viticultura/acaros.html>. Acesso em: 05/05/2014.

BOTTON, M.; SORIA, S. J.; HICKEL, E. R. Uvas Viníferas para Processamento em Regiões de Clima Temperado. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003, (Embrapa Uva e Vinho, Sistema de produção, 4). Disponível em:<<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvasViniferasRegioesClimaTemperado/pragas.htm>>. Acesso em: 10/04/2019.

BOTTON, M.; RINGENBERG, R.; ZANARDI, O. Z. Controle químico da forma galícola da filoxera *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Phylloxeridae) na cultura da videira. **Ciência Rural**, v. 34, n. 5, 2004b.

BOTTON, M., LORINI, I.; AFONSO, A. P. Ocorrência de *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae) danificando a cultura da videira no Rio Grande do Sul. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 2, p. 355-356, 2005.

BOTTON, M.; OLIVEIRA, J. E. M.; RINGENBERG, R.; CARVALHO, A. N. M.; FERNANDES, M. H.A. **Biologia, monitoramento e controle da traça-dos-cachos da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2013, 5p. (Embrapa Uva e Vinho, Circular Técnica, 99).

BOTTON, M.; HAJI, F. N. P.; ALENCAR, J. A.; HICKEL, E. R.; SORIA, S. J.; VENTURA, M. U.; ROBERTO, S. R. Pragas da videira. In: **Sistema de Produção de Uva de Mesa no Norte do Paraná**. [Bento Gonçalves]: Embrapa. 2005a. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/MesaNorteParana/pragas.htm>>. Acesso em: 10/05/2014.

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, 2005b. (Em-

brapa Uva e Vinho. Circular técnica, 58).

BOTTON, M.; DALLA COLLETA, V. Avaliação da resistência de cultivares de *Vitis rotundifolia* à pérola-da-terra (Hemiptera: Margarodidae) na região sul do Brasil. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 32, n. 2, p. 213-216, 2010.

BOTTON, M.; MELO, G. W. B.; OLIVEIRA, O. L. P.; ONZI, I. Efeito da cobertura vegetal sobre a pérola-da-terra (Hemiptera: Margarodidae) na cultura da videira. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 32, n. 4, p. 681-684, 2010.

BOTTON, M.; MACHOTA JUNIOR, R.; NAVA, D. E.; ARIOLI, C. J. Novas alternativas para o monitoramento e controle de *Anastrepha fraterculus* (Wied. 1830) (Diptera: Tephritidae) na fruticultura de clima temperado. In: Congresso Brasileiro de Fruticultura, 22, 2012. **Anais...** Bento Gonçalves: SBF, 2012.

BROETTO, D.; BAUMANN JÚNIOR, D.; SATO, A. J.; BOTELHO, R. V. Desenvolvimento e ocorrência de pérola-da-terra em videiras rústicas e finas enxertadas sobre os porta-enxertos 'VR 043-43' e Paulsen 1103'. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, Volume especial, p.404-410, 2011.

BRUNO, D. F. V. Comparação de dispositivos e iscos para monitorização de *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae) em pequenos frutos. 2014. 66 p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agronômica) – Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Lisboa, Portugal, 2014.

CALABRIA, G.; MÁCA, J.; BÄCHLI, G.; SERRA, L.; PASCUAL, M. First records of the potential pest species *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Europe. **Journal of Applied Entomology**, v. 136, p. 139-147. 2012.

CARMONA, M. M.; DIAS, J. C. S. **Fundamentos de acarologia agrícola**. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1996. 423 p.

- CARVALHO, R. S. **Metodologia para monitoramento populacional de moscas-das-frutas em pomares comerciais.** Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura. 2005. (EMPRAPA-CNPBMF, Circular Técnica nº 75).
- CAVALCANTI, F. R.; BUENO, C. J.; ALMANÇA, M. A. K. **Declínio e morte de plantas de videira.** Bento Gonçalves: Embrapa-CNPUV, 2013. 44 p. (Documentos, 82).
- CHUECA, P.; MONTÓN, H.; RIPOLLÉS, J. L.; CASTAÑERA, P.; MOLTÓ, E.; URBANEJA, A. Spinosad bait treatments as alternative to malathion to control the mediterranean fruit fly *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) in the Mediterranean Basin. **Journal of Pesticide Science**, v. 32, p. 407-411, 2007.
- DAL BÓ, M. A.; PERUZZO, E. L.; SCHUCK, E. Alternativas de manejo para o controle de declínio da videira. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 20, n. 1, p. 58-61, 2007.
- DAL BÓ, M.; ARIOLI, C. J.; DAMBROS, R. N. Controle do declínio e morte de plantas de videira através do manejo de solo e porta-enxertos resistentes. **Jornal da Fruta**; v.21;n.275;p.12-13, 2013.
- DEPRÁ, M.; POPPE, J. L.; SCHIMTZ, H. J.; De TONI, D. C.; VALENTE, V. L. S. The first records of the invasive pest *Drosophila suzukii* in South American Continent. **Journal of Pest Science**, online version, 2014.
- DE CLERK, C. A. Biology of *Phylloxera vitifoliae* (Fitch) (Homoptera: Phylloxeridae) in South Africa. **Phytophylactica**, v. 6, p.285-291, 1974.
- DUFFNER, K.; SCHRUFT, G.; GUGGENHEIM, R. Passive dispersal of the grape rust mite *Calepitrimerus vitis* Nalepa 1905 (Acari, Eriophyoidea) in vineyards. **Anzeiger für Schädlingskunde**, v. 74, n. 1, p. 1-6, 2001.
- DUSO, C.; VETTORAZZO, E. Mite population dynamics on different grape varieties with or without phytoseiids released (Acari: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 23, p. 741-763. 1999.
- EFROM, C. F. S.; BOTTON, M.; MEYER, G. A. Brazilian ground pearl damaging blackberry, raspberry and blueberry in Brazil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 42, n. 9, p. 1545-1548, 2012.
- FERLA, N. J.; BOTTON, M. Ocorrência do ácaro vermelho europeu associado à cultura da videira no Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 6, p. 1758-1761, 2008.
- FERNANDES, O. A. Bioecologia e avaliação de danos causados por moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em *Citrus sinensis* Osbeck var. Pêra. 1987, p. 79, Dissertação de Mestrado, FFCLRP - USP, Ribeirão Preto, SP, 1987.
- FERRERO, M.; MORAES, G.; KREITER, S.; TIXIER, M.; KNAPP, M. Life tables of the predatory mite *Phytoseiulus longipes* feeding on *Tetranychus evansi* at four temperatures (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae). **Exp. Appl. Acarol.** v. 41, p. 45-53, 2007.
- FIGUEIRA JÚNIOR, E. R. Nova praga da videira em São Paulo – *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel). **O Biológico**, São Paulo, v. 36, n. 9, p. 229-234, 1970.
- FLAHERTY, D. L.; CHRISTENSEN, L. P.; LANINI, W. T.; MAROIS, J. J.; PHILLIPS, P. A.; WILSON, L. T. **Grape Pest Management**. Oakland: University of California, 1992, 290 p.
- FLEURY, F.; GIBERT, P.; RIS, N.; ALLEMAND, R. Ecology and life history evolution of frugivorous *Drosophila* parasitoids. **Advances in parasitology**, v. 70, p. 3-44, 2009.
- FOLDI, I. Morphologie des stades larvaire et imaginal du male d' *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel in Wille 1922) (Homoptera: Coccoidea: Margarodidae). **Nouvelle Revue d'Entomologie**, Paris, v. 7, n. 4, p. 405-418. 1990.

FOLDI, I. Ground pearls: a generic revision of the Margarodidae sensu stricto (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea). **Annales de la Société entomologique de France**, Paris, v. 41, n. 1, p. 81-125, 2005.

FOLDI, I.; SORIA, S. J. Les cochenilles nuisibles a la vigne en Amérique du Sud (Homoptera: Coccoidea). **Annuaire de la Société entomologique Française**, v.25, n.4, p. 411-430, 1989.

FUNES, C. F.; KIRSCHBAUM, D. S.; ESCOBAR, L. I.; HEREDIA, A. M. La mosca de las alas manchadas, *Drosophila suzukii* (Matsamura). **Ediciones INTA**, 2018.

FURTADO, I. P.; MORAES, G. J.; 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). **Biol. Control**, v. 42, p. 139-147, 2007.

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

GALLOTTI, B. J. **Contribuição para o estudo e para o controle químico do Eurhizococcus brasiliensis** (Hempel, 1922). 1976. 63 f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Entomologia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1976.

GARRIDO, L. R.; SÔNEGO, O. R. **Chave para identificação de agentes causadores de declínio da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 1999. (Circular técnica, 26).

GEISLER, F. C. S.; SANTOS, J.; HOLDEFER, D. R.; GARCIA, F. R. M. Primeiro registro de *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) para o estado do Paraná, Brasil e de novos

hospedeiros. **Revista de Ciências Ambientais**, v. 9, n. 2; p. 125-129, 2015.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. Porto Alegre: Renascença, 2008, 362p.

GOODHUE, R. E.; BOLDA, M.; FARNSWORTH, D.; WILLIAMS, J. C.; ZALOM, F. G. Spotted wing drosophila infestation of California strawberries and raspberries: economic analysis of potential revenue losses and control costs. **Pest Management Science**, v. 67, n. 11, p. 1396-1402, 2011.

GRANETT, J.; WALKER, M. A.; KOCSIS, L.; OMER, A. D. Biology and management of grape phylloxera. **Annual review of entomology**, v. 46, n. 1, p. 387-412, 2001.

HAJI, F. N. P.; ALENCAR, J. A. Pragas da videira e alternativas de controle. In: **A viticultura no semi-árido brasileiro**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2000. p. 273-291.

HAJI, F. N. P.; LIMA, M. P. L.; ALENCAR, J. A.; BARBOSA, F. R.; FERREIRA, R. C. F.; MATTOS, M. A. A. **Cochonilha-Pérola-da-Terra: praga emergente na cultura da uva, no Submédio do Vale São Francisco**. Petrolina, EMBRAPA-CPATSA, 2004. 5p. (EMBRAPA-CPATSA, Circular Técnica, 78).

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

HAUSER, M.; GAIMARI, S.; DAMUS, M. *Drosophila suzukii* new to North America. **Fly Times**, v. 43, p. 12-15, 2009.

HICKEL, E. R. 1993. Pragas do pêssego e ameixa e seu controle no estado de Santa Catarina. Epagri: Florianópolis, 45 p. (Boletim técnico, 66).

HICKEL, E. R. Reconhecimento, coleta, transporte e depósito de ninfas da pérola-da-terra, *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel), pela formiga argentina *Linepithema humile* (Mayr). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 32, n. 2, p. 285-290, 1994.

HICKEL, E. R. **Pragas da videira e seu controle no Estado de Santa Catarina**. Videira: Epagri, 1996. 52p. (Boletim Técnico, 77).

HICKEL, E. R. Pragas das fruteiras de clima temperado no Brasil: guia para o manejo integrado de pragas. Florianópolis: Epagri, 2008. 170 p.

HICKEL, E. R.; SCHUCK, E. Vespas e abelhas atacando a uva no Alto Vale do Rio do Peixe; o que fazer quando insetos benéficos passam a ser "pragas". **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 8, n. 1, p. 38-40, 1995.

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

HICKEL, E. R.; BOTTON, M.; SCHUCK, E. **Pragas da Videira e seu controle no Estado de Santa Catarina**. 2. Ed. Florianópolis: Epagri, 2010. 137 p. (Epagri. Boletim Técnico, 77).

HUBER, L.; HOFFMANN, M.; RUHL, E. H.; KIRCHMAIR, M. Disease suppressiveness of vineyard soils infested with grape phylloxera. **Acta Hort.** v. 816: p.41-52, 2009.

JOHANN, L.; KLOCK, C. L.; JUAREZ FERLA, N.; BOTTON, M. Acarofauna (acari) associada à videira (*Vitis vinifera* L.) no Estado do Rio Grande do Sul. **Biociências**, Porto Alegre, v. 17, n. 1, p. 1-19, 2009.

KALVELAGE, H. Ocorrência de *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel, 1922) (Homoptera, Margarodidae), atacando alfafa (*Medicago sativa* L.) em Lages, Santa Catarina, Brasil. **Anais da Sociedade**

Entomológica do Brasil, Itabuna, v. 16, n. 2, p. 445, 1987.

KEIFER, H. H. **Eriophyid studies XII**. California: Department of Agriculture, 1942, 13 p. (Bulletin v. 31, n. 3).

KOVALESKI, A. Processos adaptativos na colonização da maçã (*Malus domestica*) por *Anastrepha fraterculus* (WIED.) (Diptera: Tephritidae) na região de Vacaria, RS. 1997, 122 p. Tese de Doutorado, IB/USP, São Paulo, 1997.

KOVALESKI, A.; RIBEIRO, L. G. **Manejo de pragas na produção integrada de maçãs**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003. 7 p. (Circular Técnica, 34).

LOURENÇÂO, A. L.; MARTINS, F. P.; ALARCON, L. C. Ocorrência de *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel) (Homóptera: Margarodidae) em videira no município de Louveira, Estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v. 48, n. 2, p. 205-208, 1989.

MACHOTA JUNIOR, R.; BORTOLI, L. C.; BOTTON, M.; GRÜTZMACHER, A. D. Fungi that cause rot in bunches of grape identified in adult fruit flies (*Anastrepha fraterculus*) (Diptera: Tephritidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v.73, n. 2, p.196-201, 2013.

MARICONI, F. A. M.; ZAMITH, A. P. L. Contribuição para o conhecimento dos Margarodidae (Homóptera: Margarodidae) que ocorrem no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 2, n. 1, p. 86-101, 1973.

MILANEZ, J. M. Diagnóstico de pragas de solo do Estado de Santa Catarina. In: Reunião sul brasileira de pragas de solo, 8., 2001, Londrina. **Anais...** Londrina: Embrapa Soja, p. 26-28, 2001.

MULLER, C.; ARIOLI, C. J.; MASCARO, F. A.; BOTTON, M.; LOPES, J. R. S. Pragas da Ameixeira no Brasil. In: Rufato,L.; Pelizza, T.; R.; Kretzchmar, A.A. A Cultura da Ameixeira. Florianópolis: 2013. p. 69-110.

MORAES, G. J.; FLECHTMANN, H. W. Manual de acarologia: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008, 308 p.

NAVARRO-LLOPIS, V.; PRIMO, J.; VACAS, S. Efficacy of attract-and-kill devices for the control of *Ceratitis capitata*. **Pest Management Science**, v. 69, p. 478-482, 2012.

NUNES, A.M.; SCHLESENER, D. C. H.; SOUZA, D. S.; NEUMANN, A. M.; GARCIA, F. R. M. Primeiros registros de *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) em agroecossistemas na metade sul do Rio Grande do Sul. In: XXV Congresso Brasileiro de Entomologia. SEB, Goiânia, GO. **Anais...** Goiânia: v.1, 2014.

NONDILLO, A.; SGANZERLA, V.; BOTTON, M.; BUENO, O. C. Efeito da presença de *Linepithema micans* (Hymenoptera:Formicidae) na infestação de *Eurhizococcus brasiliensis* (Hemiptera: Margarodidae) em plantas em videira. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 23., 2010,Natal. **Anais...** Natal: SEB: EMPARN: UFRN: UFERSA: IFRN, 2010.

NONDILLO, A.; SGANZERLA, V. A.; BUENO, O. C.; BOTTON, M. Metodologia para infestação da pérola-da-terra em plantas de videira utilizando *Linepithema micans* (Forel) sob condições controladas. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2012a. 8 p. (Embrapa Uva e Vinho. Comunicado técnico, 117).

NONDILLO, A.; BOTTON, M.; BUENO, O. C. **Colte e manutenção de colônias de Linepithema micans (Forel) (Hymenoptera: Formicidae)**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2012b. 16 p. (Embrapa Uva e Vinho. Comunicado técnico, 118).

NORA, I.; HICKEL, E. R.; PRANDO, H. F. Santa Catarina. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de Importância Econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, p. 271-283, 2000.

NÖRNBERG, S. D., NAVA, D. E., GRÜTZMACH-ER, A. D., BENTO, J. M. S., OZELAME, Â. L.; HÜB-NER, L. K. Population dynamics and distribution of *Sitophilus zeamais* in peach and apple orchards. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 4, p. 358-364, 2013.

NOVO, J. P. S. **Pérola-da-terra**. O Estado de São Paulo, São Paulo, 08 mar. 1978. Suplemento Agrícola, 5 p.

PADILHA, A. C.; ARIOLI, C. J.; NUNES, M. Z.; MAFRA-NETO, A.; BORGES, R.; BITTENCOURT, M.; BOTTON, M. Avaliação de atrativos alimentares na captura de *Drosophila suzukii* na cultura da videira. In: Congresso Brasileiro De Entomologia, 26; Congresso Latino-Americano De Entomologia, 9., 2016, Maceió, SE. **Anais...** Maceió, SE: Embra- pa Tabuleiros Costeiros, p. 589, 2016.

PANIZZI, A.R.; NOAL, A.C. ***Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel,1922) disseminação no município de Passo Fundo**. Passo Fundo: Universidade de Passo Fundo; Ipeplan, 1971. 34 p.

POLETTI, M.; COLLETTE, L. P.; OMOTO, C. Compatibilidade de Agrotóxicos com os Ácaros Predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**. v. 3, n. 3, 2008.

RAMIREZ, F. M.; VANDERLINDE, T.; BIZZO, L. E. M.; SCHMIDT, H. J.; DE TONI, D. C. First record of *Drosophila suzukii* in Santa Catarina State. In: Simpósio De Ecologia, Genética E Evolução De Drosophila, 8, 2013, Porto de Galinhas, PE. Anais... Porto de Galinhas: UFPE, 2013. p. 40.

RAVAZ, L. Contribution a l'étude de la résistance phylloxérique. **Revue de Viticulture**, v. 8, p. 606-612, 1897.

RENKEMA, J. M.; BUITENHUIS, R.; HALLETT, R. H.Optimizing trap design and trapping protocols

for *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Journal of economic entomology**, v. 107, n. 6, p. 2107-2118, 2014.

RINGENBERG, R.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S.; NONDILLO, A. Biologia comparada e exigências térmicas de *Cryptoblabes gnidiella* em dieta artificial. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n.11, p. 1059-1065, 2005.

RINGENBERG, R.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S.; AMORIN, F. M.; HAJI, F. N. A traça-dos-cachos da Videira. **Revista Cultivar HF**. Pelotas, n. 35, p. 31-33, 2006.

RODRÍGUEZ, L. S.; GAETE, L. A.; REVETRIA, F. C.; ARRIAGADA, C. M. **Nuevas especies de acaros fitófagos asociados a la vid vinífera en Chile**. Santiago: Universidad de Chile, 2008. 11p. Disponível em: <<http://www.gie.uchile.cl/pdf/Luis%20Sazo/acaros.pdf>>. Acesso em: 14 de maio 2014.

ROSA, J. M.; ARIOLI, C. J.; DOS SANTOS, J. P.; A. C. MENEZES-NETTO.; BOTTON, M. Evaluation of Food Lures for capture and Monitoring of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) on Temperate Fruit Trees. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n.3, p. 995-1001, 2017.

ROUSSEAU, J. Ochratoxin A in wines: Current knowledges. **Vinidea**, v. 5, p. 1-6, 2005.

RUIZ, L.; FLORES, S.; CANCINO, J.; ARREDONDO, VALLE, J. J.; DÍAZ-FLEISCHER, F. WILLIAMS, T. Lethal and sublethal effects of spinosad-based GF-120 bait on the tephritid parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 44, p. 296-304, 2008.
SALLES, L. A. B. Bioecologia e controle da mosca-das-frutas-sulamericana. Pelotas, RS: Embrapa CPACT, 1995. 58 p.

SALLES, L. A. B. Principais pragas e seu controle. In: MEDEIROS, C. A. B.; RASEIRA, M. C. B. (Ed.) **A Cultura do pessegueiro**. Brasília: Embrapa-SPI; Pelotas: Embrapa - CPACT, 1998. p. 205-239.

SALOMÉ, J. A.; ORTH, A. I. Diversidade da flora apícola de Santa Catarina. **Agropecuária Catariense**, v. 17, p. 84-88, 2004.

SANTOS, R. S. S. dos. ***Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) atacando frutos de morangueiro no Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014, 4 p. (Embrapa Uva e Vinho. Comunicado Técnico, 159).

SANTOS, R. S. S. dos; BURRACK, H.; PERRITT, R.; BIZOTTO, L. D. A.; de OLIVEIRA, A. S.; FURLANI, G. Avaliação de atrativos para monitoramento de *drosophila suzukii* em pomar comercial de framboesa. In: Congresso Brasileiro De Fruticultura, 24, 2016, São Luis. Fruticultura: fruteiras nativas e sustentabilidade. **Anais...** São Luis, MA: SBF, 2016.

SATO, M. E.; SILVA, M.; CONÇALVES, 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. **Neotrop. Entomol.** v. 31, n. 3, p 449-456, 2002.

SCATONI, I. B; BENTANCOURT, C. M. *Cryptoblabes gnidiella* (Millière): una nueva lagarta de los racimos en los viñedos de nuestro país. **Revista de la AIA**, Asuncion. v. 1, n. 4, p. 266-268, 1983.

SCHLEENER, D. C. H.; WOLLMANN, J.; NUNES, A. M.; CORDEIRO, J.; GOTTSCHALK, M. S.; GARCIA, F. R. M. *Drosophila suzukii*: nova praga para a fruticultura brasileira. **O Biológico**, v. 77, n.1, p. 47-54. 2015.

SCHMIDT, F. S. *Eurhizococcus brasiliensis* (HEMPEL) (Hemiptera: Margarodidae) em videira no Estado de São Paulo: flutuação populacional, distribuição no sistema radicular e avaliação do nematoide *Heterorhabditis indica* (Rhabditida: Heterorhabditidae) e de inseticidas para seu controle. 2012. 63 p. Dissertação (Mestrado em Sanidade Vegetal, Segurança Alimentar e o Ambiente). Instituto Biológico, São Paulo, 2012.

SCOZ, P. L.; 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 pessegoiro [*Prunus persicae* (L.) Batsh]. **Idesia**, v. 24, p. 7-13, 2006.

SILVA, F. F.; MEIRELLES, R. N.; REDAELLI, L. R.; DAL SOGLIO, F. K. Diversity of flies (Diptera: Tephritidae and Lonchaeidae) in organic citrus orchards in the Vale do Rio Caí, Rio Grande do Sul, Southern Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 35, p. 666-670, 2006.

SINGH, Y. P.; SINGH, D. K. Host plants, extent of damage and seasonal abundance of ear head caterpillar, *Cryptoblabes gnidiella* Miller. **Advances in Agricultural Research in India**, Dehra Dun, v.7, p.133-137, 1997.

SIQUEIRA, P. R. E.; BOTTON, M.; FERLA, N. J.; JOHANN, L.; FORMEHL, G.; GRÜTZMACHER, A. D.; HÄRTER, W. **Acarinose da videira no Rio Grande do Sul**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2011. 8p. (Circular Técnica, 85).

SORIA, S. J.; DAL CONTE, A. F. Bioecologia e controle de pragas da videira no Brasil. **Entomología y Vectores**, v. 7, n. 1, p. 73-102, 2000.

SORIA, S. J.; GALLOTTI, B. J. O margarodes da videira *Eurhizococcus brasiliensis* (Homoptera: Margarodidae): biologia, ecologia e controle no Sul do Brasil. Bento Gonçalves, RS: Embrapa-CNPUV, 1986. 22 p. (Embrapa-CNPUV. Circular Técnica, 13).

SOUZA, G. K.; PIKART, T. G.; OLIVEIRA, V. L. D.; BOFF, P.; BOFF, M. I. C. *Acca sellowiana* (Myrtaceae): a new alternative host for *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Brazil. **Florida Entomologist**, v. 100, n. 1, p. 190-191, 2017.

STARK, J. D.; VARGAS, R.; MILLER, N. Toxicity of spinosad in protein bait to three economically important tephritid fruit fly species (Diptera: Te-

phritidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). **Journal Economic Entomology**, v. 97, p. 911-915, 2004.

SWAILEM, S. M.; ISMAIL, I. I. On the biology of the hiney dew moth *Cryptoblabes gnidiella*, Milière. **Bulletin de la Societe Entomologique d'Egypte**, Cairo, v. 56, p. 127-134, 1972.

TOPI, M. **La filossera dela vite**. Torino: GB Paravia, 1926. 99 p.

WALTON, V. M.; DREVES, A. J.; GENT, D. H.; JAMES, D. G.; MARTIN, R. R.; CHAMBERS, U.; SKINKIS, P. A. Relationship between rust mites *Caleptimerus vitis* (Nalepa), bud mites *Colomerus vitis* (Pagenstecher) (Acari: Eriophyidae) and short shoot syndrome in Oregon vineyards. **International Journal Acarology**, v. 33, n. 4, p. 307-318, 2007.

ZART, M. Caracterização morfológica, fisiológica e bioquímica do ataque da pérola-da-terra, *Eurhizococcus brasiliensis* (Wille, 1922) (Hemiptera: Margarodidae), em videiras. 2012. 117 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia). Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012.

ZART, M.; FERNANDES, O. A.; BOTTON, M. Bioecologia e controle da mosca-das-frutas-sulamericana *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2009. 8 p. (Circular Técnica, 81).