

125

Circular
Técnica*Bento Gonçalves, RS
Março, 2016***Autores****Vitor C. Pacheco da Silva**

Eng. Agr., M.Sc., Doutorando,
Universidade Federal de Pelotas,
Departamento de Fitossanidade,
Pelotas, RS,
vitorcezar@gmail.com

Marcos Botton

Pesquisador, Dr.,
Embrapa Uva e Vinho,
Bento Gonçalves, RS,
marcos.botton@embrapa.br

Ernesto Prado

Pesquisador Convidado, Dr.,
Empresa de Pesquisa
Agropecuária de Minas Gerais,
Epamig,
Lavras, MG,
epradoster@gmail.com

José Eudes de Moraes Oliveira

Pesquisador, Dr.,
Embrapa Semiárido,
Petrolina, PE,
eudes.oliveira@embrapa.br



Bioecologia, Monitoramento e Controle de Cochonilhas Farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) na Cultura da Videira

Introdução

Insetos sugadores de seiva conhecidos como cochonilhas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoomorpha) são frequentemente encontradas associadas à cultura da videira, *Vitis* spp., onde aproximadamente 200 espécies estão registradas (GARCÍA et al., 2016). Destacam-se as cochonilhas pertencentes às famílias Diaspididae (89 espécies), Pseudococcidae (39) e Coccidae (32) devido ao maior número de espécies e à sua importância econômica. Dentre estas, as cochonilhas farinhentas (Pseudococcidae) são frequentemente encontradas causando danos significativos à cultura (DAANE et al., 2012; MORANDI FILHO et al., 2015).

As cochonilhas farinhentas são conhecidas por esse nome devido ao acúmulo de ceras pulverulentas de coloração branca depositadas na superfície do corpo. São insetos de tamanho diminuto, cujas fêmeas adultas medem de três a cinco milímetros; possuem corpo oval-arredondado de coloração rosada ou acinzentada; são relativamente móveis se comparadas aos outros grupos de cochonilhas, porém, tendem a permanecer a maior parte do seu ciclo de vida agrupadas, alimentando-se em locais protegidos da planta (WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992).

Normalmente são encontradas nos vinhedos em baixa densidade populacional, no entanto, surtos populacionais são observados na videira, principalmente quando atacada por espécie exótica invasora, culminando na necessidade de controle. A identificação específica de cochonilhas farinhentas é um dos obstáculos na implantação de técnicas de manejo, pois esta é realizada por poucos especialistas, e uma alta diversidade de espécies ocorre no Brasil. Estudos foram realizados para diferenciação de espécies próximas através de análise molecular, incluindo espécies presentes no Brasil (DEMONTIS et al. 2007; CAVALIERI et al. 2008). Além disto, kits de identificação molecular foram desenvolvidos para a identificação das principais espécies de cochonilhas farinhentas consideradas pragas (DAANE et al., 2011; PACHECO DA SILVA et al., 2014).

Este grupo de insetos possui importância quarentenária quando as espécies não estão presentes no país de destino das exportações, ou quando a cochonilha não pode ser identificada ao nível de espécie, resultando na rejeição dos lotes (GONZÁLEZ; VOLOSKY, 2004; CICHÓN et al., 2009).

Devido à frequência com que as cochonilhas farinhentas têm sido encontradas danificando a cultura da videira nos últimos anos, esta circular técnica tem como objetivo disponibilizar informações referentes à bioecologia das principais espécies encontradas na cultura, apresentando estratégias para seu monitoramento e controle.

Distribuição geográfica e hospedeiros

As principais espécies de Pseudococcidae pragas são polífagas e encontram-se amplamente distribuídas no Brasil. *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) e *Planococcus citri* (Risso) encontram-se nas principais regiões produtoras de uva enquanto que, *Pseudococcus viburni* (Signoret) e *Planococcus ficus* (Signoret) causam danos principalmente em vinhedos do Rio Grande do Sul, sendo a segunda espécie restrita ao Estado (PACHECO DA SILVA et al., 2014; PACHECO DA SILVA et al., *in press*¹). A cochonilha do algodão *Phenacoccus solenopsis* Tinsley até o momento foi encontrada somente em vinhedos de Petrolina (PE) (PACHECO DA SILVA et al., 2014).

A cochonilha rosada do hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green) foi encontrada pela primeira vez em 2010, em Roraima (MARSARO JUNIOR. et al., 2013) e, posteriormente, no Espírito Santo e Bahia (CULIK et al., 2013), Pernambuco (OLIVEIRA et al., 2014), Alagoas (BROGLIO et al., 2015) e São Paulo (PRADO et al., *dados não publicados*²), ainda não havendo registro de ocorrência no Rio Grande do Sul (Figura 1).

As cochonilhas farinhentas são importantes pragas da fruticultura, principalmente em abacaxizeiro,

cacaueiro, caquizeiro, citros, mamoeiro, videira e recentemente em anonáceas como a gravioleira, onde podem causar prejuízos de até 100% na produção. Além destas culturas, causam danos em algodoeiro, cafeeiro, cana-de-açúcar e mandioca (GALLO et al., 2002).

Diversas espécies de plantas daninhas são hospedeiras de cochonilhas farinhentas, sendo frequentemente encontradas em raízes de *Rumex* spp. (língua-de-vaca), *Sonchus* spp. (serralha), *Trifolium* spp. (trevo), *Artemisia verlotorum* Lamotte (losna), *Cyperus rotundus* L. (tiririca), *Chenopodium album* L. (ançarinha-branca), *Conium maculatum* L. (cicuta), *Conyza bonariensis* L. (buva), *Galega officinalis* L. (arruda-caprária), *Foeniculum vulgare* Mill. (funcho) e *Malva* sp. (malva) (SANTA-CECÍLIA et al., 2002; COSTA, 2010; PACHECO DA SILVA et al., 2014).

Caracterização dos danos e importância econômica

Na videira, as cochonilhas farinhentas desenvolvem-se em todos os órgãos da planta, com preferência por folhas novas, cachos e brotos. Porém, frequentemente passam despercebidas devido ao seu hábito críptico, desenvolvendo-se em locais de difícil

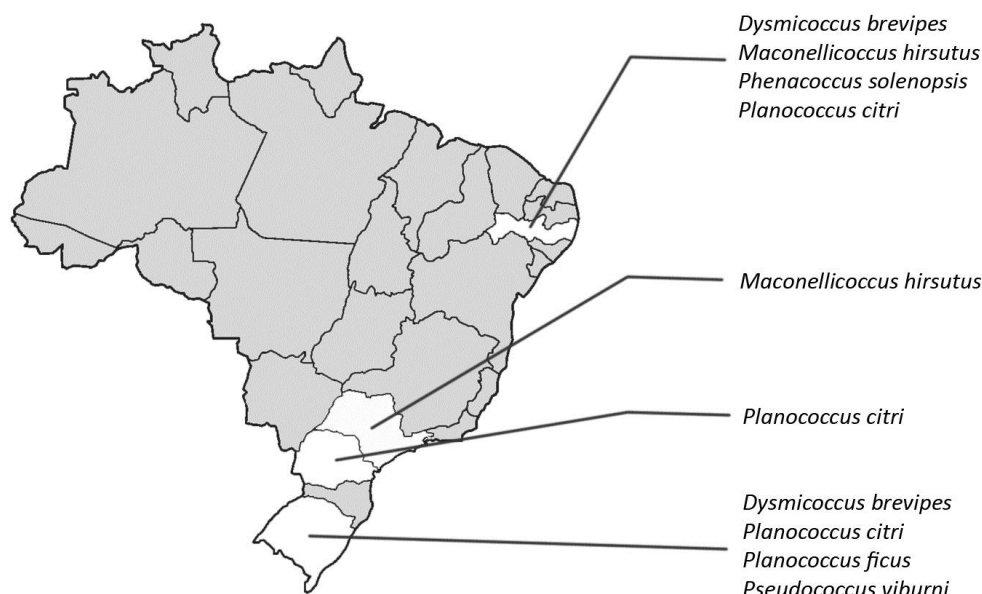


Fig. 1. Mapa de distribuição das principais espécies de cochonilhas farinhentas registradas em videira, no Brasil (OLIVEIRA et al., 2014; PACHECO DA SILVA et al., 2014, PRADO et al., *dados não publicados*²).

¹ PACHECO DA SILVA, V. C.; GALZER, E. C. W.; MALAUSA, T.; GERMAIN, J-F.; KAYDAN, M. B.; BOTTON, M. The vine mealybug *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae) damaging vineyards in Rio Grande do Sul, Brazil. **Neotropical Entomology**, 2016. (Artigo aceito para publicação).

² PRADO, E.; PACHECO DA SILVA, V. C.; SANTA-CECILIA, L. V. C.; MAIA, J. D. C.; BOTTON, M. Detecção de três espécies de cochonilhas-farinhas (Hemiptera: Pseudococcidae) associadas a culturas de importância econômica no Brasil. (Artigo enviado para publicação).

visualização, como no engaço dos cachos e embaixo da casca do tronco. Podem colonizar as raízes dependendo da espécie, do hospedeiro e da textura do solo, sendo favorecidas por solos arenosos (GODFREY et al., 2005; BECERRA et al., 2006) (Figura 2-5).



Fig. 2. *Planococcus citri* em folhas de videira. Foto: E. C. W. Galzer.



Fig. 3. *Planococcus citri* em muda de videira. Foto: E. C. W. Galzer.



Fig. 4. *Dysmicoccus* sp. em raízes de (A) língua de vaca (*Rumex* sp.) e (B) videira *Vitis* sp. Foto: V. C. Pacheco da Silva e M. Botton.

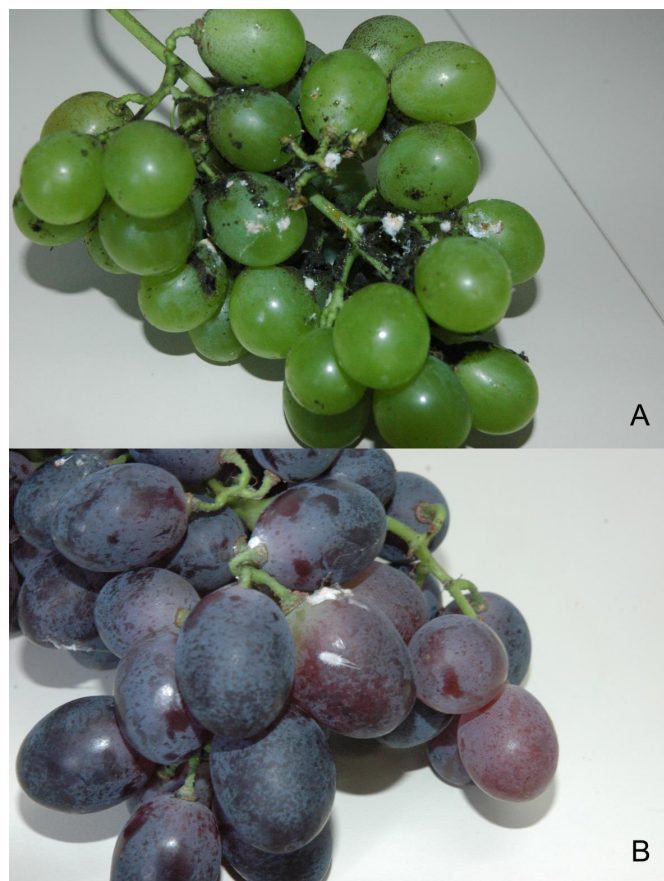


Fig. 5. (A) *Planococcus ficus*, (B) *Pseudococcus viburni* em cachos de uva 'Itália' e 'Ribol'. Foto: V. C. Pacheco da Silva.

As cochonilhas farinhentas causam danos diretos e indiretos à videira. Devido à sua alimentação no floema, os insetos (principalmente ninfas de 3º ínstar e fêmeas adultas) excretam abundante quantidade de *honeydew*, substância açucarada rica em carboidratos, que cobre frutos e folhas (Figura 6). A presença de *honeydew* atrai outros insetos como formigas doceiras (Hymenoptera: Formicidae) e mariposas (Lepidoptera) que podem vir a causar danos à cultura, como a traça dos cachos, *Cryptoblabes gnidiella* Mill. (Lepidoptera: Phycitidae) que oviposita em locais próximos às colônias de cochonilhas (FRANCO et al., 2009). Além disto, o excesso de *honeydew* faz com que os cachos se tornem melados, onde ficam aderidos insetos mortos, exuvias, pó, terra e outros materiais que venham a entrar em contato com as bagas, prejudicando assim o seu valor comercial. Além disto, o *honeydew* serve como substrato para o desenvolvimento de fungos causadores da fumagina (Figura 7; 8). A fumagina é um complexo de fungos pertencentes ao gênero *Capnodium* que não causa danos ao tecido vegetal, porém diminui a capacidade fotossintética das plantas, acarretando em queda de produtividade. Quando ocorre nos frutos, somada a presença de cochonilhas, aumenta significativamente o descarte da fruta devido aos danos estéticos (Figura 5A).

Este tipo de dano é mais importante em cultivos de uvas finas de mesa, quando em alta densidade populacional da praga toda a produção pode ser comprometida. Na região Sul do Brasil, os danos causados pela fumagina ocorrem principalmente em

videira cultivada sob cobertura plástica, uma vez que esta impede que os frutos sejam lavados pela chuva retirando o excesso de *honeydew*.

Além destes tipos de danos, as cochonilhas farinhentas causam diminuição do vigor da planta e queda de qualidade dos vinhos produzidos com as uvas atacadas (BORDEU et al., 2012).

Os danos indiretos são causados devido à transmissão de vírus, sendo as cochonilhas farinhentas consideradas o principal grupo de insetos transmissores de vírus na viticultura. Nesse caso, merece destaque o vírus do enrolamento da folha da videira-3 (*Grapevine leafroll associated virus 3*, GLRaV-3), por ser o predominante nos vinhedos do Brasil e no mundo (MARTELLI et al., 2002; NAIDU et al., 2014) (Figura 9).

GLRaV causa queda de produção de 30 a 40%, atraso na maturação, perda de qualidade das uvas, degenerescência e morte das plantas (GOLINO et al., 2002; GOLINO; ALMEIDA, 2008). Devido à incidência de vírus nas plantas, os produtores são obrigados a substituir o vinhedo, acarretando em altos custos e prejuízos (GOLINO et al., 2008). A principal estratégia de manejo tem sido a implantação de novos parreirais com material vegetativo livre de vírus (FAJARDO et al., 2003). No entanto, mesmo com a introdução de material sadio, observações de campo têm indicado um aumento crescente na incidência de viroses provavelmente associado a dispersão causada pelas cochonilhas (FAJARDO et al., 2003).



Fig. 6. *Honeydew* produzido por cochonilhas farinhentas promovendo o desenvolvimento da fumagina. Foto: E. C. W. Galzer.



Fig. 7. Superfície foliar com fungos (fumagina) em decorrência da deposição de substância açucarada (*honeydew*) por cochonilhas farinhentas. Foto: E. C. W. Galzer.



Fig. 8. Superfície de cacho com fungos (fumagina) em decorrência da deposição de substância açucarada (*honeydew*) por cochonilhas farinhentas. Foto: V. C. Pacheco da Silva



Fig. 9. (A) Folha sadia, (B) Folha com sintoma de infecção pelo vírus do enrolamento da folha da videira. Foto: V. C. Pacheco da Silva.

Biologia

As fêmeas de Pseudococcidae passam pelas fases de ovo, ninfa de primeiro, segundo e terceiro ínstar, e finalmente um quarto ínstar que é considerado como fêmea adulta embora seja um estágio imaturo mas com os órgãos sexuais desenvolvidos (inseto neotênico) (Figura 10). Os diferentes ínstares se diferenciam pelo tamanho do corpo e pelo número de antenômeros, e a fêmea adulta se distingue pela presença da vulva que pode ser observada em preparação microscópica.

Em machos são observadas as fases de ovo, seguida pelas de ninfa de primeiro e segundo ínstar. Ao final do segundo ínstar tecem um casulo dentro do qual se desenvolvem as fases de pré-pupa e pupa, emergindo posteriormente o adulto alado (Figura 10). O macho adulto é um inseto pequeno (2 mm), que não se alimenta, e somente tem como função fecundar a fêmea.

Os ovos são depositados em ovissacos, massa branca com aspecto algodonososo, composta por filamentos cerosos (Figura 11 A). Dos ovos eclodem as ninfas de primeiro ínstar (Figura 11 B), principal estágio de dispersão dos insetos. Logo após a eclosão, as ninfas são pequenas, frágeis, de coloração amarelada à rosada, sendo que nos primeiros dias de cada ínstar não apresentam secreções cerosas na superfície do corpo (o que lhes confere uma maior susceptibilidade aos inseticidas de contato). São atraídas pela luz e tendem a subir para os locais mais altos, nos tecidos novos da planta. Alguns trabalhos indicam que a dispersão efetuada pelas ninfas de primeiro ínstar ocorre principalmente dentro da planta, sendo que a dispersão entre plantas do vinhedo é realizada principalmente por outros agentes como o vento, pessoas, maquinário, aves e formigas (GEIGER e DAANE, 2001; CID et al., 2010).

O segundo e terceiro ínstar são chamados de ínstares de alimentação, fase na qual as cochonilhas tendem a permanecer imóveis, alimentando-se em locais protegidos na planta (Figura 12 B, 12 C).

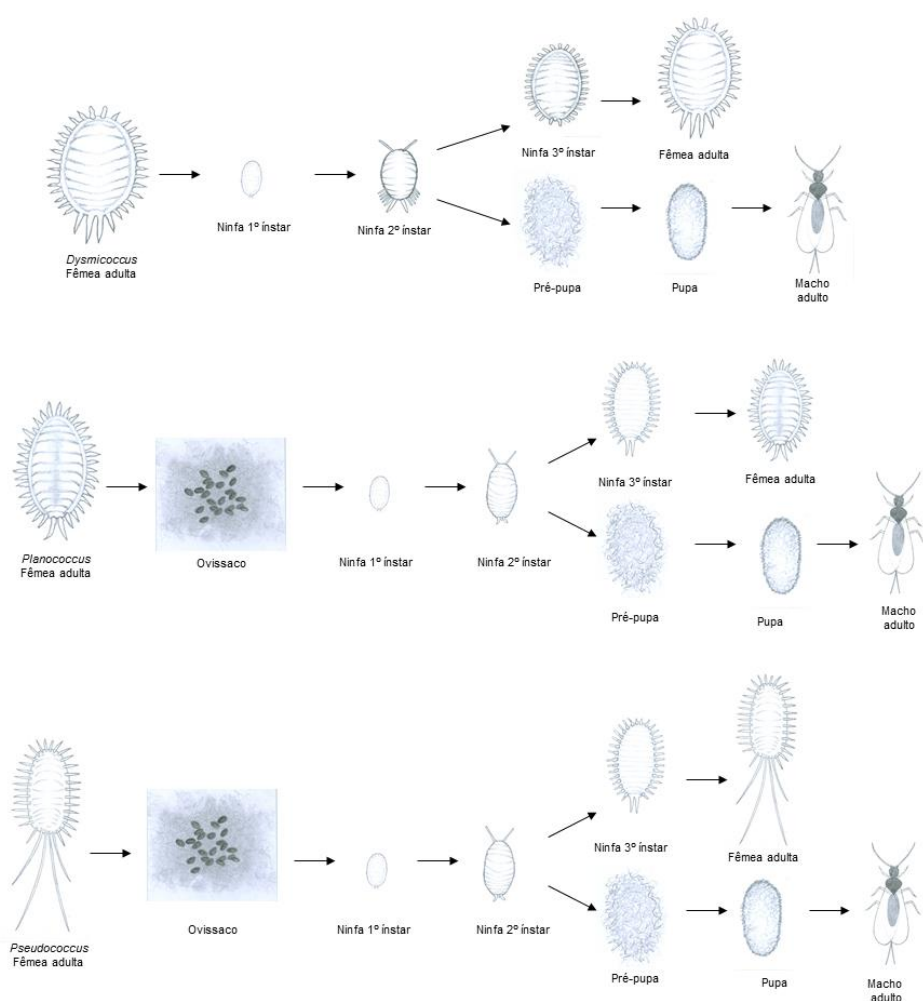


Fig. 10. Ciclo de desenvolvimento de cochonilhas farinhentas. Ilustração: Adriana Tolotti.

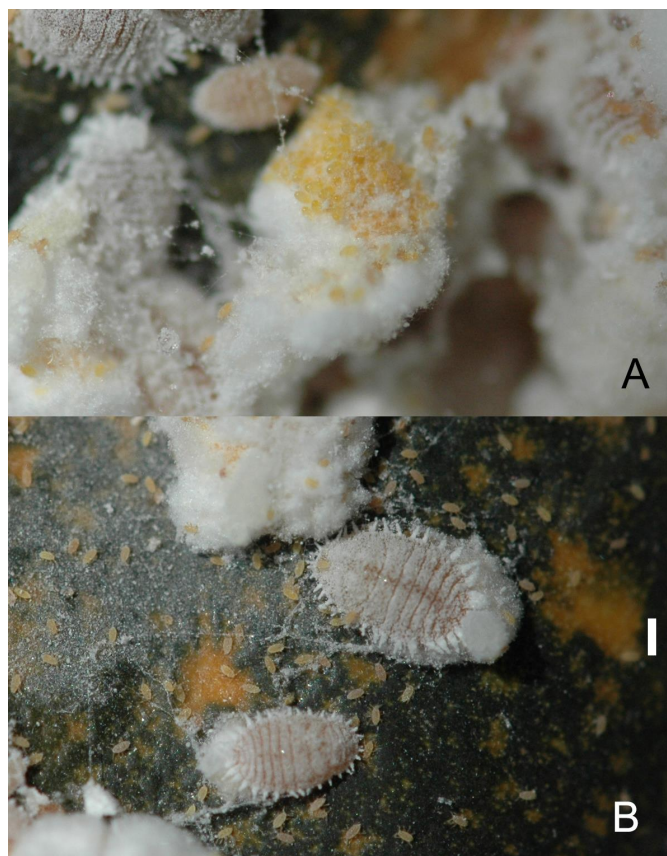


Fig. 11. (A) Ovissaco contendo ovos de *Planococcus citri* (B) ninfas de primeiro ínstar e fêmeas adultas de *Planococcus citri* (escala: 1 mm). Foto: V. C. Pacheco da Silva.

A metamorfose dos machos inicia-se ao fim do segundo ínstar, quando começam a tecer um casulo algodoadoso, no qual se desenvolvem os dois estágios subsequentes, seguidos pela emergência do adulto (Figura 12 D, 12 E). São normalmente alados, pequenos, possuem aparelho bucal atrofiado, cabeça, tórax e abdome bem definidos com um par de filamentos caudais brancos, normalmente são de coloração acinzentada ou avermelhada, as asas anteriores são membranosas e asas posteriores pouco visíveis (modificadas em halteres) (CICHÓN et al., 2009; FRANCO et al., 2009). Após a emergência, os machos permanecem no interior do casulo, onde passam por um período de maturação sexual (GULLAN; MARTIN, 2009; SILVA et al., 2013).

O casulo produzido pelos machos e os ovissacos são compostos por longos filamentos cerosos, cuja função é de proteção contra fatores abióticos (como chuva, dessecação, adesão por *honeydew*) e ataque de inimigos naturais. Além disso, os filamentos cerosos do casulo e ovissaco promovem a adesão dos ovos ou do macho em desenvolvimento ao substrato, e previnem que os ovos fiquem colados uns aos outros (COX; PEARCE, 1983).

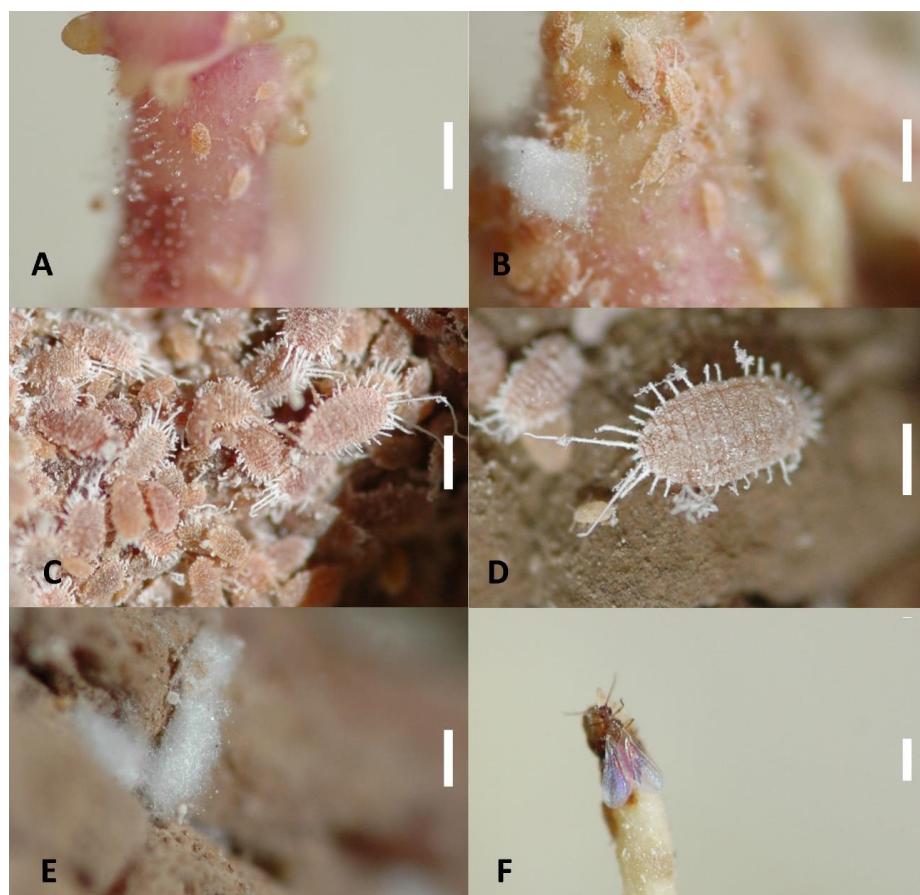


Fig. 12. Desenvolvimento de *Pseudococcus viburni*. Ninfas de primeiro (A), segundo (B) e terceiro ínstar (C), fêmea adulta (D), casulo para o desenvolvimento de machos (E), macho adulto (F). Escala: 1 mm. Foto: V. C. Pacheco da Silva.

A reprodução de cochonilhas farinhentas pode ser sexuada, assexuada ou facultativa, dependendo da espécie. Tanto a reprodução sexuada como assexuada são observadas em algumas espécies, como *Dysmicoccus brevipes*. Já espécies como *Pl. citri*, *Pl. ficus*, *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti), *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn) e *Ps. viburni* reproduzem-se exclusivamente de forma sexuada (SILVA et al., 2010; WATERWORTH, et al.; 2011; WATERWORTH; MILLAR, 2012).

Bioecologia das principais espécies

As principais espécies de cochonilhas farinhentas encontradas em vinhedos destinados a elaboração de vinhos no Brasil são: *D. brevipes*, *Pl. citri* e *Ps. viburni* (BERTIN et al., 2013; MORANDI FILHO et al., 2015). Já na produção de uvas finas de mesa foram encontradas principalmente as espécies *D. brevipes*, *Ps. viburni* (PACHECO DA SILVA et al., 2014) e recentemente *Pl. ficus* (PACHECO DA SILVA et al., *in press*²). Além destas espécies, a cochonilha rosada do hibisco *M. hirsutus* foi encontrada causando danos significativos em vinhedos de Petrolina e São Paulo (OLIVEIRA et al., 2014; PRADO et al., *dados não publicados*³).

Dysmicoccus brevipes (cochonilha rosada do abacaxi). Espécie com distribuição cosmopolita. Apresenta reprodução sexuada ou assexuada com oviposição de tipo ovovivípara, ou seja, as fêmeas realizam a postura de ovos com o embrião em estágio de desenvolvimento avançado. Inseto polífago, registrado em mais de 50 famílias de plantas. Frequentemente localiza-se no sistema radicular da videira, e ocasionalmente é encontrado no tronco, ramos e folhas, com preferência por locais protegidos. A 25°C, o período ninfal é de aproximadamente 45 dias (42 dias em 'Itália' e 47 dias em 'Niágara rosada') (BERTIN et al., 2013). Fêmeas adultas alimentadas em folhas vivem aproximadamente 40 dias (BERTIN et al., 2013). Quando alimentada em abacaxizeiro, foi observada

oviposição média de 270 ovos (NAKANO, 1972) e em brotos de batata 240 ovos (GHOSE, 1983) (Figura 13 A).

Planococcus citri (cochonilha dos citros). É uma cochonilha polífaga e de distribuição cosmopolita. É uma das espécies transmissoras do GLRaV-3 (CABALEIRO; SEGURA, 1997; CID; FERERES, 2010). Se encontra principalmente na parte aérea da planta, porém em baixas temperaturas pode descer às raízes. A dispersão na videira ocorre principalmente pelas ninfas de primeiro ínstar quando deslocam-se pelo tronco e ramos da mesma planta, sendo dificilmente encontradas nas partes verdes. A dispersão entre plantas é lenta pela reduzida mobilidade do inseto, assim é frequente a ocorrência da infestação em reboleiras. O vento e os implementos agrícolas são provavelmente os principais meios de dispersão dentro do vinhedo (CID et al. 2010).

Esta espécie é ovípara e a duração do período de ovo a adulto é de aproximadamente 31 dias em folhas e raízes de videira (MORANDI FILHO et al., 2008). Cada fêmea vive aproximadamente 55 dias a 25°C (MORANDI FILHO et al., 2008) e produz em média 150 ovos, podendo chegar a aproximadamente 200 ovos dependendo da adubação nitrogenada (HOGENDORP et al., 2006) (Figura 13 B).

Planococcus ficus (cochonilha da videira). Espécie de crescente importância e amplamente distribuída no mundo. Espécie ainda pouco frequente em vinhedos no Brasil, onde foi relatada originalmente em 1985, mas sem causar prejuízos econômicos (FOLDI; KOZÁR, 2005). Recentemente a espécie foi encontrada em uva de mesa cultivada sob cobertura plástica na região da Serra Gaúcha causando danos significativos à produção (PACHECO DA SILVA et al., *in press*⁴). Assim como outras espécies do gênero, *Pl. ficus* é polífaga, encontrando-se em diferentes famílias de

³ PRADO, E.; PACHECO DA SILVA, V. C.; SANTA-CECILIA, L. V. C.; MAIA, J. D. C.; BOTTON, M. Detecção de três espécies de cochonilhas-farinhas (Hemiptera: Pseudococcidae) associadas a culturas de importância econômica no Brasil. (Artigo enviado para publicação).

⁴ PACHECO DA SILVA, V. C.; GALZER, E. C. W.; MALAUSA, T.; GERMAIN, J.-F.; KAYDAN, M. B.; BOTTON, M. The vine mealybug *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae) damaging vineyards in Rio Grande do Sul, Brazil. **Neotropical Entomology**, 2016. (Artigo aceito para publicação).

plantas. Sua diferenciação com outras espécies de *Planococcus* é possível somente mediante preparações microscópicas ou análise molecular. Desenvolve-se em todos os órgãos da videira e possui uma alta capacidade de causar danos mesmo em baixa densidade populacional devido à abundante liberação de *honeydew* (SFORZA et al., 2005; DAANE et al., 2006). Além disto, *Pl. ficus* é transmissora do GLRaV-3 (CABALEIRO; SEGURA 1997). Nos Estados Unidos foram observadas de três a dez gerações por ano e na Argentina e África do Sul, de cinco a seis gerações (WALTON, 2003; DAANE et al., 2012). O ciclo de desenvolvimento a 30°C é de 23 dias, e 44 dias a 18°C, sendo 30°C a temperatura ideal para seu desenvolvimento; as fêmeas são muito prolíferas, capazes de ovipositar aproximadamente 400 ovos cada uma (WALTON; PRINGLE, 2005; VARIKOU et al., 2010).

No Rio Grande do Sul as temperaturas médias durante a safra são mais baixas, porém devido à utilização de cobertura plástica (Figura 14) a temperatura no dossel da planta pode atingir 31°C (CARDOSO et al., 2008) favorecendo o desenvolvimento de *Pl. ficus* (Figura 13 C).

Maconellicoccus hirsutus (cochonilha rosada do hibisco). Espécie polífaga, encontrada em mais de 200 gêneros de plantas. Considerada uma espécie invasora e recentemente registrada no Brasil (MARSARO JUNIOR. et al., 2013). Além do dano direto, tem importância quarentenária pelas restrições impostas em outros países. Encontra-se principalmente em climas tropicais. Espécie de reprodução sexuada ou assexuada. Faltam informações sobre a biologia de *M. hirsutus* em videira. Em plantas de hibisco, o ciclo de ovo a adulto varia entre 29 dias (27°C) e 31 dias (25°C), com fecundidade de 260 a 300 ovos por fêmea, completando uma geração a cada 40 dias (CHONG et al., 2015) (Figura 13 F). Possui o hábito de se-esconder em fendas, dificultando o

controle. Causa deformações devido à introdução de toxinas nas plantas (CHONG et al., 2015), como encarquilhamento das folhas e entumescimento dos ramos (Figura 14).

Pseudococcus viburni (cochonilha da batata). Espécie cosmopolita de ampla distribuição em climas muito variados. Encontra-se em raízes e parte aérea de um grande número de plantas. Na Serra Gaúcha, *Ps. viburni* vem sendo encontrada principalmente em plantios de uvas de mesa sob cobertura plástica, provavelmente devido ao aumento de temperatura entre a cobertura plástica e o dossel, favorecendo o desenvolvimento da espécie (GONZÁLEZ, 2003; BERTIN, 2012).

As fêmeas adultas de *Ps. viburni* apresentam até 17 pares de filamentos cerosos curtos na margem do corpo, com os pares de filamentos caudais mais longos (Figura 13 E).

Espécies pertencentes ao gênero *Pseudococcus* possuem um ciclo de desenvolvimento mais longo que as demais espécies pragas. Estudos indicam que a duração do estágio ninfal varia entre 45 e 85 dias (a 25°C), porém a razão desta variação ainda não está bem esclarecida, da mesma forma a longevidade das fêmeas varia entre 30 dias em 'Itália' e 95 dias em 'Niágara rosada', com fecundidade de aproximadamente 70 ovos por fêmea (espécie ovípara) (GONZALEZ, 1983; BERTIN, 2012; PACHECO DA SILVA, em fase de elaboração⁵).

Diferenciação entre as espécies

A distinção entre espécies de cochonilhas farinhentas somente pode ser feita mediante preparações microscópicas ou estudos moleculares. Isto é especialmente válido para diferenciar *Pl. citri* de *Pl. ficus*. No entanto, a campo podem ser utilizadas as seguintes características (Tabela 1).

⁵ PACHECO DA SILVA, V. C. Cochonilhas-farinhas (Hemiptera: Coccothraupidae) e seus parasitoides (Hymenoptera: Chalcidoidea) em frutíferas cultivadas na Serra Gaúcha, RS, Brasil: Taxonomia, bioecologia e efeito de inseticidas. Tese (Doutorado em Fitossanidade). Universidade Federal de Pelotas. Pelotas. 2016. (Tese ainda não defendida).

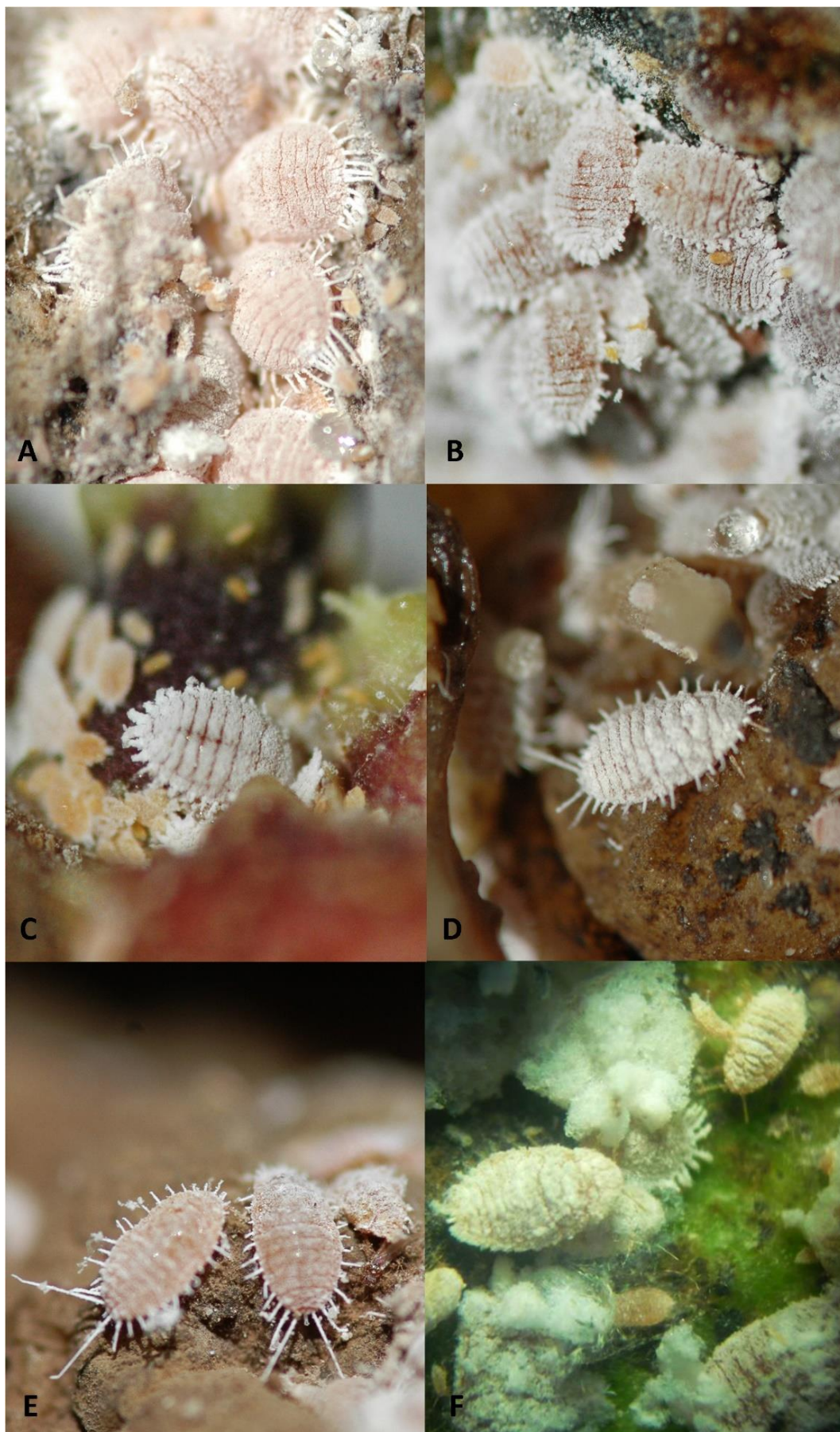


Fig. 13. *Dysmicoccus brevipes* (A), *Planococcus citri* (B), *Planococcus ficus* (C), *Pseudococcus* sp. (D), *Pseudococcus viburni* (E), *Maconelliococcus hirsutus* (F). Foto: V. C. Pacheco da Silva e E. C. Prado.



Fig. 14. Vinhedos sob cobertura plástica cultivados na Região da Serra Gaúcha – RS, Brasil. Foto: R. Machota Jr.

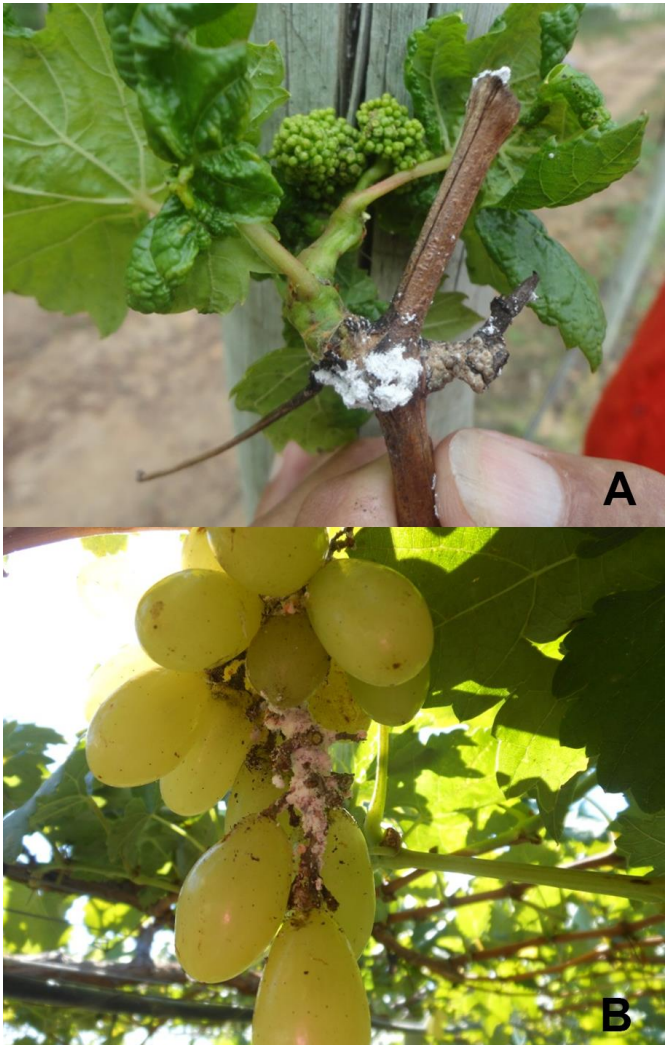


Fig. 15. Injúria da cochonilha rosada do hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* em brotações (A) e cacho (B). Foto: Jose E. M. Oliveira.

Tabela 1. Características para diferenciação rápida entre as principais espécies de cochonilhas farinhentas pragas da videira no Brasil.

	<i>Dysmicoccus brevipes</i>	<i>Planococcus citri</i>	<i>Planococcus ficus</i>	<i>Pseudococcus viburni</i>	<i>Maconellicoccus hirsutus</i>
Presença de filamentos cerosos dispersos na margem do corpo	17 pares	18 pares	18 pares	17 pares	Sem filamentos cerosos aparentes
Tipo de filamento lateral	Finos	Grossos	Grossos	Finos	Sem filamentos laterais aparentes
Presença de filamento caudal longo	Sem diferenciação	Sem diferenciação	Sem diferenciação	Presente	Sem filamentos caudais aparentes
Formato do corpo	Arredondado	Ovalado	Ovalado	Ovalado – mais retangular	Ovalado
Faixa longitudinal no dorso	Ausente	Presente	Presente	Ausente	Ausente
Produção de <i>honeydew</i>	Moderada	Moderada	Alta	Moderada	Moderada

Associação entre formigas doceiras e cochonilhas

O *honeydew* liberado pelas cochonilhas farinhentas é utilizado como fonte de carboidratos para formigas doceiras pertencentes aos gêneros *Camponotus*, *Crematogaster*, *Linepithema*, *Pheidole*, e *Solenopsis* (Hymenoptera: Formicidae). Em contrapartida, diferentes espécies de formigas beneficiam as cochonilhas protegendo-as do ataque de inimigos naturais, além de atuarem como dispersoras das cochonilhas entre as plantas (Figura 16). A associação entre a formiga argentina *Linepithema humile* (Mayr) e cochonilhas farinhentas em vinhedos é relatada na Califórnia como uma das principais dificuldades no controle (GODFREY et al., 2002; DAANE et al., 2007; DAANE et al., 2008). Mgocheki e Addison (2009) observaram que a presença de formigas doceiras reduz significativamente o parasitismo de *Pl. ficus* por *Anagyrus* sp. e *Coccidoxenoides perminutus* Girault (Hymenoptera: Encyrtidae).



Fig. 16. Formigas associadas a cochonilhas farinhentas (A) *Pseudococcus viburni* e *Linepithema micans* (B) *Dysmicoccus brevipes* sendo transportada por *Solenopsis* sp. Foto: E. C. W. Galzer.

Monitoramento

Visando um manejo eficiente das cochonilhas farinhentas nos vinhedos é fundamental que a população seja monitorada, identificando-se os focos de infestação e evitando-se as aplicações preventivas de inseticidas.

Frequentemente as infestações, principalmente no estado inicial, se apresentam em focos (ou reboleiras), sendo o controle realizado direcionado somente nos talhões ou setores afetados. Para tal, o monitoramento de todo o parreiral é indispensável, principalmente em uvas de mesa, podendo ser realizado por: (a) observação visual nos troncos, folhas e/ou frutos, (b) uso de armadilhas de papel corrugado e (c) uso de armadilhas de feromônio sexual.

a) Observação visual

Todas as plantas do vinhedo devem ser analisadas por 5 minutos (GEIGER; DAANE, 2001). O monitoramento deve ser realizado no tronco, embaixo da casca, nas brotações, folhas e cachos, e em plantas daninhas hospedeiras. Deve-se utilizar como indicativo a presença de formigas e de fumagina nas folhas, cachos e tronco, através da análise das folhas superiores às manchas de fumagina. As áreas onde forem encontradas cochonilhas farinhentas devem ser marcadas para que seja realizado o controle localizado e para direcionar os próximos monitoramentos.

Durante o período de maturação, analisar principalmente os cachos mais próximos ao tronco procurando marcar os locais infestados no vinhedo. Na Figura 18, são apresentados os períodos fundamentais para o monitoramento das espécies.

b) Armadilha de papel corrugado (Figura 17)

Com esse procedimento, tem-se como objetivo realizar monitoramento das fêmeas no momento em que estas descem ao tronco para realizar a postura. A rugosidade do papel corrugado é semelhante à da casca do tronco, fazendo com que as fêmeas adultas usem esta armadilha para oviposição. Desta forma, o lado rugoso do papel deve ser aplicado em contato com o tronco. As armadilhas devem ser instaladas nas áreas onde as cochonilhas foram detectadas através de observação visual, sendo trocadas quinzenalmente.



Fig. 17. Armadilha de papel corrugado para monitoramento de cochonilhas farinhentas em videira. Foto: V. C. Pacheco da Silva.

c) Armadilha de feromônio sexual

Utilizada para monitoramento dos machos no momento em que realizariam a cópula. Principal técnica utilizada em outros países para o monitoramento de espécies com reprodução sexuada. Os feromônios sexuais para cochonilhas farinhentas ainda não são comercializados no Brasil e nos experimentos preliminares conduzidos

verificou-se a necessidade de se realizar ajustes nas formulações que são eficazes nos outros países.

Controle

Químico

A principal forma de controle de cochonilhas farinhentas é através do emprego de inseticidas. Porém, devido ao seu hábito críptico e pela presença das ceras ao redor do corpo, as aplicações muitas vezes não são efetivas. Além disso, o uso excessivo de inseticidas prejudica a diversidade de inimigos naturais e pode selecionar populações resistentes, como relatado para *Ph. solenopsis* (SADDIQ et al., 2014; AFZAL et al., 2015).

As aplicações de inseticidas podem ser realizadas via pulverização foliar, via solo na forma de rega ("drench") ou irrigação localizada (FRANCO et al., 2009). A aplicação foliar atinge apenas os insetos expostos, principalmente as ninfas de primeiro ínstar logo após a eclosão ou as cochonilhas presentes nas folhas, não sendo eficaz para as que permanecem escondidas dentro dos cachos ou embaixo da casca.

Para que o controle seja efetivo e não ocorram perdas durante a colheita, principalmente no cultivo

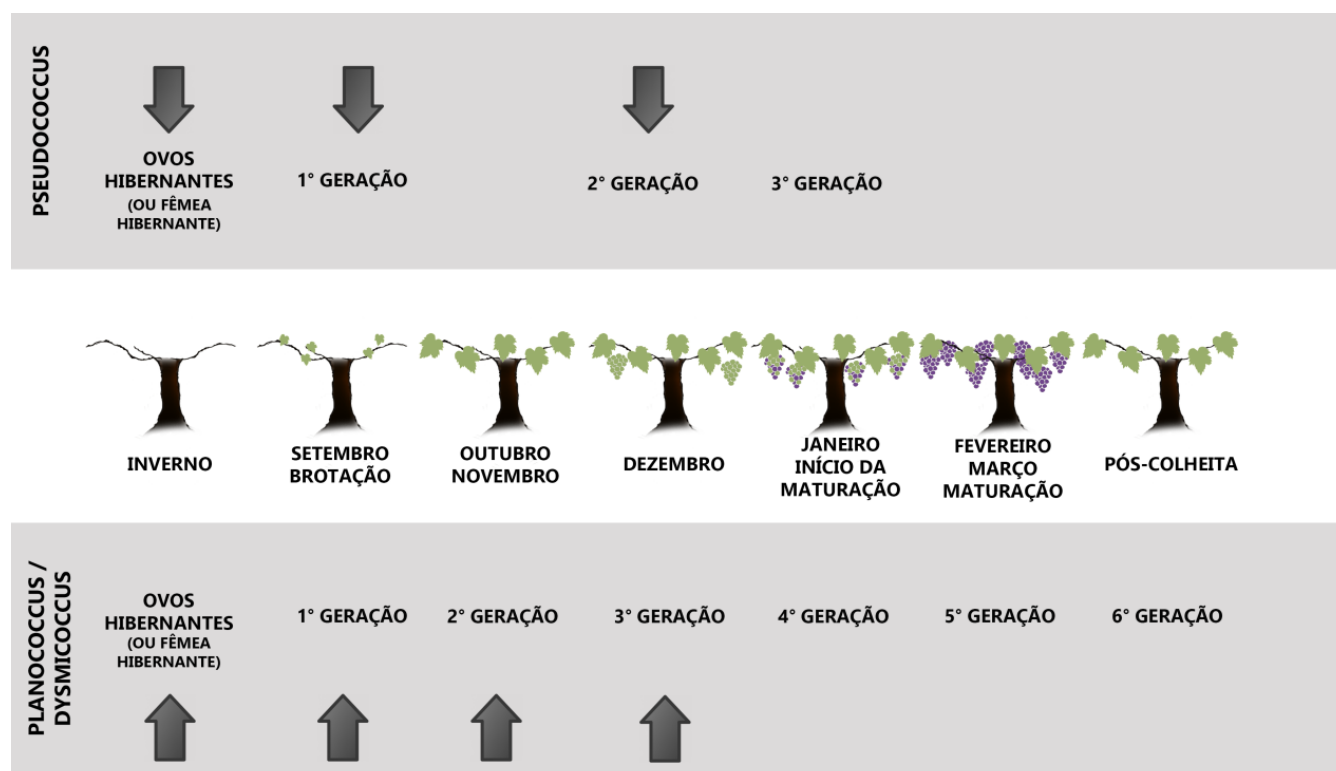


Fig. 18. Períodos de monitoramento de cochonilhas farinhentas em vinhedos no Rio Grande do Sul (considerar sobreposição de gerações). (Dados adaptados de Gonzalez, 1983 e Becerra et al., 2006).

de uvas de mesa, as aplicações devem ser realizadas antes que as cochonilhas migrem para os cachos. A aplicação tardia de inseticidas, após a detecção de altas infestações nos cachos resulta em insucesso no controle, acarretando em desperdício de produtos, risco da presença de resíduos tóxicos nos frutos e na mortalidade de inimigos naturais.

Uma alternativa a pulverização foliar é a aplicação de inseticidas sistêmicos via solo, que apresenta como vantagens a possibilidade de atingir os insetos mesmo quando estão protegidos nas raízes ou sob a casca, além de ser mais seletivo aos inimigos naturais.

Após a realização do monitoramento (Figura 18) o controle deve ser realizado de forma localizada nas plantas infestadas, aplicando os produtos após a brotação, com o intuito de evitar a migração das cochonilhas do tronco para a parte vegetativa/reprodutiva.

Durante o inverno deve ser realizado o monitoramento de fêmeas adultas e ovissacos contendo ovos férteis (ovissacos com coloração interna amarelada, alaranjada ou rosada), através do descasque do tronco. Quando em alta infestação realizar pulverização localizada com inseticidas de contato. Através do monitoramento no inverno, o produtor pode realizar marcação das plantas que apresentam uma maior infestação, direcionando as próximas avaliações e controle para estes locais.

Com o aumento da temperatura, durante o início da brotação, ocorre a eclosão de ninfas de primeiro ínstar, período com duração de aproximadamente três semanas, sendo estas observadas nos pontos mais altos da planta, como abaixo da casca de cicatrização de poda (GEIGER; DAANE, 2001). O primeiro ínstar é o estágio mais sensível aos inseticidas, portanto, o momento mais adequado para controle (DAANE et al., 2012). É fundamental que o monitoramento e o controle sejam realizados durante a brotação, evitando-se assim picos populacionais durante os períodos de maturação e colheita. Na ausência de monitoramento durante o inverno e início da brotação, as cochonilhas farinhentas podem passar despercebidas durante a safra, fazendo com que a sua presença seja notada somente durante a colheita, quando estas já se encontram nos cachos. Prejuízos estéticos como fumagina ou a presença de massas de ovos

não são minimizados pela aplicação de inseticidas (GONZALEZ, 1983).

Durante o início da brotação, apenas ninfas de primeiro ínstar são encontradas nos tecidos novos, momento em que ocorre pouca sobreposição de gerações. Devido à sua sensibilidade, as ninfas podem ser controladas com produtos mais seletivos como óleo mineral e derivados da azadiractina, aplicados simultaneamente tomando o cuidado de avaliar previamente o risco de haver fitotoxicidade (principalmente quando são aplicados conjuntamente a fungicidas). Em casos de histórico de alta infestação no vinhedo, o controle deve ser feito com a aplicação de neonicotinoides via solo (MORANDI FILHO et al., 2009). Neste momento é importante que o controle seja realizado através da utilização de produtos mais seletivos visando a conservação dos inimigos naturais, que permanecerão realizando o controle durante a safra, e evitando-se a seleção de populações resistentes pela utilização constante do mesmo ingrediente ativo.

Inseticidas de amplo espectro como piretroides não devem ser utilizados devido aos seus efeitos deletérios sobre os inimigos naturais.

As aplicações foliares devem ser realizadas visando atingir o interior da planta, como fendas onde se escondem as cochonilhas.

Cultural

Como controle cultural pode-se adotar o raleio dos cachos infestados (removendo-os de dentro do vinhedo), e a remoção de cachos em contato com troncos e ramos. Em áreas com histórico de ataque, recomenda-se evitar cultivares com colheita mais tardia, devido à maior exposição às ninfas das últimas gerações, bem como evitar cultivares que apresentem muitas folhas tornando o vinhedo sombreado. Nesse caso, a poda verde auxilia a reduzir a infestação pelas cochonilhas. Realizar a raspagem dos troncos expondo os insetos ao controle químico ou biológico (DAANE et al., 2012).

Biológico

Diversas espécies de parasitoides e predadores possuem associação com as cochonilhas presentes nos vinhedos (DAANE et al., 2012). Acredita-se que espécies nativas de cochonilhas são normalmente encontradas em níveis populacionais toleráveis devido à ação dos inimigos naturais e a eliminação destes

insetos pode agravar o problema. A utilização de produtos seletivos e a aplicação via solo devem ser priorizadas visando a conservação dos inimigos naturais no vinhedo.

Dentre os predadores destacam-se joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) como *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, que se alimentam principalmente de ovos e ninfas. Tais joaninhas apresentam mimetismo com cochonilhas farinhentas com função de não serem percebidas por formigas doceiras (Figura 19) (GODFREY et al., 2002; DAANE et al., 2007; 2008). Como características de distinção rápida entre *C. montrouzieri* e cochonilhas farinhentas destacam-se a quantidade de ceras, sendo que as joaninhas apresentam mais ceras que as cochonilhas; e a locomoção, sendo que *C. montrouzieri* locomove-se rapidamente quando incomodada. Também ocorrem *Diomus* sp., *Hyperaspis* sp., *Nephus* sp. e *Scymnus* sp. (Coleoptera: Coccinellidae), além de joaninhas migratórias atraídas por grandes populações de cochonilhas, como *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (DAANE et al., 2012). Além das joaninhas, ocorrem neurópteros (Neuroptera:

Crysopidae e Hemerobiidae) e cecidomídeos (Diptera: Cecidomyiidae) como *Diadiplosis* sp., cujo adulto oviposita dentro do ovissaco da cochonilha e a larva se desenvolve alimentando-se dos ovos, ninfas e fêmeas adultas (DAANE et al., 2012).

Dentre as espécies de parasitoides, destacam-se os encirtídeos (Hymenoptera: Encyrtidae), sendo que vários gêneros são encontrados frequentemente parasitando cochonilhas farinhentas, como *Anagyrus* Howard, *Acerophagus* Smith, *Blepyrus* Howard, *Coccidoxenoides* Girault, *Leptomastix* Förster e *Leptomastidea* Mercet (Figura 20, 21) (GODFREY, 2002; WALTON; PRINGLE, 2004; DAANE et al., 2012).



Fig. 19. *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae), larva (A) e adulto (B). Foto: V C Pacheco da Silva.



Fig. 20. Parasitoide de *Planococcus* spp. *Coccidoxenoides perminutus*. Escala: 1 mm. Foto: V. C. Pacheco da Silva.



Fig. 21. *Blepyrus clavicornis*, parasitoide de *Ps. viburni*. Escala: 1 mm. Foto: V. C. Pacheco da Silva.

Quando a ação dos parasitoides é exercida no início da safra, ocorre uma redução significativa da densidade das cochonilhas nos vinhedos, sendo que dependendo da estação do ano e das técnicas aplicadas de manejo o controle exercido por parasitoides pode variar de 10 a 90% (GODFREY et al., 2002).

M. hirsutus é uma cochonilha invasora nos Estados Unidos, e vem sendo mantida abaixo do nível de dano econômico com sucesso na Califórnia através de controle biológico clássico utilizando-se os parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi, *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam & Agarwal e *Allotropa mecrida* (Walker) (ROLTSCH et al., 2006; DAANE et al., 2008).

Controle de formigas

O controle das formigas favorece de forma significativa o controle biológico. Inseticidas de contato aplicados ao redor do tronco são efetivos para o controle. Iscas tóxicas estão sendo desenvolvidas para o manejo das principais espécies.

Fatores que podem favorecer o desenvolvimento de cochonilhas farinhentas

- Excesso de adubação nitrogenada – Plantas mais vigorosas, com excesso de folhas, reduzem a iluminação e a aeração, favorecendo as cochonilhas farinhentas e dificultando o controle.
- Eliminação dos inimigos naturais - Pelo excesso de aplicações de inseticidas, pela utilização de produtos não seletivos, com destaque para os piretroides.
- Presença de formigas doceiras.
- Plantio de cultivares tardias – O maior período de maturação e o atraso na colheita podem acarretar em mais danos nos cachos, bem como o surgimento de mais uma geração dependendo da espécie-praga.
- Utilização de cobertura plástica – Proporciona um aumento de temperatura, favorecendo o desenvolvimento de algumas espécies, bem como agrava os danos causados pela liberação de *honeydew*.

- Falta de monitoramento.
- Resistência de populações aos produtos utilizados – A utilização constante de inseticidas contendo um mesmo ingrediente ativo ou grupo químico pode causar a seleção de populações resistentes.

Considerações Finais

Esta circular técnica apresenta informação sobre a biologia, o monitoramento e controle das principais espécies de cochonilhas farinhentas presentes na cultura da videira no Brasil. Com o intuito de evitar o plantio de mudas infestadas por cochonilhas ou contaminadas com vírus, recomenda-se a aquisição de mudas de viveiros que tenham um programa de monitoramento de plantas matrizes. A realização do monitoramento e do controle nos períodos adequados, bem como o emprego de produtos seletivos e a aplicação via solo ou localizada permitirá aos produtores controlar com eficácia as cochonilhas farinhentas, reduzindo as perdas na colheita.

Referências

- AFZAL, M. B.; SHAD, S. A.; ABBAS, N.; AYYAZ, M.; WALKER, W. B. Cross-resistance, the stability of acetamiprid resistance and its effect on the biological parameters of cotton mealybug, *Phenacoccus solenopsis* (Homoptera: Pseudococcidae), in Pakistan. **Pest Management Science**, v. 71, n. 1, p. 151–158, Apr. 2015.
- BECERRA, V.; GONZÁLEZ, M.; HERRERA, M. E.; MIANO, J. L. Dinámica poblacional de *Planococcus ficus* Sign. (Hemiptera - Pseudococcidae) en viñedos. Mendoza (Argentina). **Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias UNCuyo**, v. XXXVIII, n. 1, p. 1-6, 2006.
- BERTIN, A. **Bioecologia de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira**. 2012. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 31 jan 2012.
- BERTIN, A.; BORTOLI, L. C.; BOTTON, M.; PARRA, J. R. P. Host plant effects on the development,

survival, and reproduction of *Dysmicoccus brevipes* (Hemiptera : Pseudococcidae) on Grapevines. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 106, n. 5, p. 604–609, 2013.

BORDEU, E.; TRONCOSO, D. O.; ZAVIEZO, T. Influence of mealybug (*Pseudococcus* spp.)-infested bunches on wine quality in Carmenere and Chardonnay grapes. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 47, n. 2, p. 232–239, Feb. 2012.

BROGLIO, S. M. F.; PRADO, C. E.; SANTOS, J. M. dos; MICHELETTI, L. B. Registro da cochonilha-rosada-do-hibisco infestando frutíferas em Maceió, Alagoas, Brasil. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 28, n. 2, p. 242–248, 2015.

CABALEIRO, C.; SEGURA, A. Field transmission of *Grapevine Leafroll Associated Virus 3* (GLRaV-3) by the mealybug *Planococcus citri*. **Plant Disease**, v. 81, n. 3, p. 283–288, Mar. 1997.

CARDOSO, L. S.; BERGAMASCHI, H.; COMIRAN, F.; CHAVARRIA, G.; MARODIN, G. A. B.; DALMAGO, G. A.; SANTOS, H. P. dos; MANDELLI, F. Alterações micrometeorológicas em vinhedos pelo uso de coberturas de plástico. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 4, p. 441–447, Apr. 2008.

CAVALIERI, V.; MAZZEO, G.; GARZIA, G. T.; BUENOCORE, E.; RUSSO, A. Identification of *Planococcus ficus* and *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) by PCR-RFLP of COI gene. **Zootaxa**, v. 1816, p. 65–68, July 2008.

CHONG, J.-H.; ARISTIZÁBAL, L. F.; ARTHURS, S. P. Biology and Management of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) on Ornamental Plants. **Journal of Integrated Pest Management**, v. 6, n. 1, p. 5–5, 2015.

CICHÓN, L.; GARRIDO, S.; FERNÁNDEZ, D. *Cochinilla harinosa*. **Fruticultura & Diversificación**, v. 60, p. 24–31, 2009.

CID, M.; PEREIRO, S.; CABALEIRO, C.; SEGURA, A. *Citrus mealybug* (Hemiptera: Pseudococcidae) Movement and Population Dynamics in an Arbor-Trained Vineyard. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, n. 3, p. 619–630, Jun. 2010.

CID, M.; FERERES, A. Characterization of the Probing and Feeding Behavior of *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) on Grapevine. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 103, n. 3, p. 404–417, 2010.

COSTA, D. C. **Guía de elementos básicos para el monitoreo y la detección de Chanchitos blancos *Pseudococcus viburni* para implementar MIP acorde a los requerimientos BPA**. Fundación para el Desarrollo Frutícola, 2010. 14 p.

COX, J. M.; PEARCE, M. J. Wax produced by dermal pores in three species of mealybug (Homoptera: Pseudococcidae). **International Journal of Insect Morphology and Embryology**, v. 12, n. 4, p. 235–248, 1983.

CULIK, M. P.; MARTINS, D. dos S.; ZANUNCIO JUNIOR, J. S.; FORNAZIER, M. J.; VENTURA, J. A.; PERONTI, A. L. B. G.; ZANUNCIO, J. C. The invasive hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) and its recent range expansion in Brazil. **Florida Entomologist**, v. 96, n. 2, p. 638–640, June 2013.

DAANE, K. M.; BENTLEY, W. J.; WALTON, V. M.; MALAKAR-KUENEN, R.; MILLAR, J. G.; INGELS, C.; WEBER, E.; GISPERT, C. New controls investigated for vine mealybug. **California Agriculture**, v. 60, n. 1, p. 31–38, Jan./Mar. 2006. Doi: 10.3733/ca.v060n01p31.

DAANE, K. M.; SIME, K. R.; FALLON, J.; COOPER, M. L. Impacts of Argentine ants on mealybugs and their natural enemies in California's coastal vineyards. **Ecological Entomology**, v. 32, n. 6, p. 583–596, Dec. 2007. Doi: 10.1111/j.1365-2311.2007.00910.x.

DAANE, K. M.; COOPER, M.; TRIAPITSYN, S.; WALTON, V. M.; YOKOTA, G.; HAVILAND, D. R.; BENTLEY, W. J.; GODFREY, K.; WUNDERLICH, L. Vineyard managers and researchers seek sustainable solutions for mealybugs, a changing pest complex. **California Agriculture**, v. 62, n. 4, p. 167–171, Oct./Dec. 2008. Doi: 10.3733/ca.v062n04p167.

DAANE, K. M.; MIDDLETON, M. C.; SFORZA, R.; COOPER, M. L.; WALTON, V. M.; WALSH, D. B.; ZAVIESO, T.; ALMEIDA, R. P. Development

of a multiplex PCR for identification of vineyard mealybugs. **Environmental entomology**, v. 40, n. 6, p. 1595–1603, Dec. 2011. Doi: 10.1603/EN11075.

DAANE, K. M.; ALMEIDA, R. P. P.; BELL, V. A.; WALKER, J. T. S.; BOTTON, M.; FALLAHZADEH, M.; MANI, M.; MIANO, J. L.; SFORZA, R.; WALTON, V. M.; ZAVIEZO, T. Biology and management of mealybugs in vineyards. In: BOSTANIAN, N. J.; VINCENT, C.; ISAACS, R. (Orgs.). **Arthropod Management in Vineyards: pests, approaches, and future directions**. Springer Netherlands, 2012. p. 271-307. Doi: 10.1007/978-94-007-4032-7_12.

DEMONTIS, M. A.; ORTU, S.; COCCO, A.; LENTINI, A.; MIGHELI, Q. Diagnostic markers for *Planococcus ficus* (Signoret) and *Planococcus citri* (Risso) by random amplification of polymorphic DNA-polymerase chain reaction and species-specific mitochondrial DNA primers. **Journal of Applied Entomology**, v. 131, n. 1, p. 59–64, Feb. 2007. Doi: 10.1111/j.1439-0418.2006.01126.x.

FAJARDO, T. V. M.; KUHN, G. B.; NICKEL, O. Doenças Virais. In: FAJARDO, T. V. M.(ed.). **Uva para processamento: Fitossanidade**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p. 45-63.

FOLDI, I.; KOZÁR, F. New species of Cataenococcus and Puto from Brazil and Venezuela, with data on others species (Hemiptera, Coccoidea). **Nouvelle Revue d'Entomologie** v. 22, n. 4, p. 305–312, 2005.

FRANCO, J. C.; ZADA, A.; MENDEL, Z. Novel approaches for the management of mealybug pests. In: ISHAAYA, I.; HOROWITZ, A. R. (eds). **Biorational Control of Arthropod Pests: application and resistance management**. Springer Netherlands, 2009. p. 279–316, Doi: 10.1007/978-90-481-2316-2_10

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

GARCÍA, M. M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BEN-DOV, Y.; HARDY, N. B. ScaleNet: A Literature-based model of scale insect

biology and systematics. **Database (Oxford)**, 2016. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26861659>>. Acesso em: 15 fev. 2016.

GEIGER, C. A.; DAANE, K. M. Seasonal Movement and Distribution of the Grape Mealybug (Homoptera: Pseudococcidae): Developing a Sampling Program for San Joaquin Valley Vineyards. **Journal of Economic Entomology**, v. 94, n. 1, p. 291–301, Feb. 2001.

GHOSE, S. K. Biology of parthenogenetic race of *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) [Pseudococcidae: Homoptera] pineapple mealybug. **The Indian Journal of Agricultural Sciences**, v. 53, n. 11, p. 939-942, Nov. 1983.

GODFREY, K. E.; DAANE, K. M.; BENTLEY, W. J.; GILL, R. J.; MALAKAR-KUENEN, R. **Mealybugs in California Vineyards**. University of California, 2002.

GODFREY, K. E.; HAVILAND, D.; ERWIN, J.; DAANE, K. M.; BENTLEY, W. J. **Vine Mealybug: What You Should Know**. University of California, n. 8152, 2005.

GOLINO, D. A.; SIM, S. T.; GILL, R.; ROWHANI, A. California mealybugs can spread grapevine leafroll disease. **California Agriculture**, v. 56, n. 6, p. 196–201, Nov./Dec. 2002.

GOLINO, D. A.; WEBER, E.; SIM, S. T.; ROWHANI, A. Leafroll disease is spreading rapidly in a Napa Valley vineyard. **California Agriculture**, v. 62, n. 4, p. 156–160, Oct./Dec. 2008. Doi: 10.3733/ca.v062n04p156.

GOLINO, D. A.; ALMEIDA, R. Studies needed of vectors spreading leafroll disease in California vineyards. **California Agricultura**, v. 62, n. 4, p.174-174, Sep. 2008. Doi: 10.3733/ca.v062n04p174.

GONZÁLEZ, R. H. **Manejo de plagas de la vid**. Santiago: Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias, Veterinarias y Forestales, 1983. 132 p.

GONZÁLEZ, R. H. Manejo cuarentenario de chanchitos blancos de pomáceas en Chile (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Frutícola**, v. 24, p. 89-98, 2003.

GONZÁLEZ, R. H.; VOLOSKY, C. F. Chanchitos blancos y polillas de la fruta: Problemas cuarentenarios de la fruticultura de exportación. **Revista Fruticola**, v. 25, n. 2, p. 41–62, 2004.

GULLAN, P. J.; MARTIN, J. H. Sternorrhyncha (jumping plant-lice, whiteflies, aphids, and scale insects). In: RESH, V. H.; CARDÉ, R.T. (eds.) **Encyclopedia of Insects**. 2nd ed. San Diego: Elsevier, p. 957–967, 2009.

HOGENDORP, B. K.; CLOYD, R. A.; SWIADER, J. M. Effect of nitrogen fertility on reproduction and development of *Citrus mealybug*, *Planococcus citri* Risso (Homoptera: Pseudococcidae), feeding on two colors of coleus, *Solenostemon scutellarioides* L. Codd. **Environmental Entomology**, v. 35, n. 2, p. 201–211, 2006. Doi: <http://dx.doi.org/10.1603/0046-225X-35.2.201>.

MARSARO JÚNIOR, A. L.; PERONTI, A. L. B. G.; PENTEADO-DIAS, A. M.; MORAIS, E. G. F.; S, P. P. R. V. First report of *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae) and the associated parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi, 1948 (Hymenoptera: Encyrtidae), in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 73, n. 2, p. 413–418, 2013. Doi: 10.1590/S1519-69842013000200024.

MARTELLI, G. P.; AGRANOVSKY, A. A.; BAR-JOSEPH, M.; CANDRESSE, T.; COUTTS, R. H.; DOLJA, W.; FALK, B. W.; GONSALVES, D.; JELKMANN, W.; KARASEV, A. V.; MINAFRA, A.; NAMBA, S.; VETTEN, H. J.; WISLER, G. C.; YOSHINAKAWA, N. The family Closteroviridae revised. **Archives of Virology**, v. 147, n. 10, p. 2039–2044, Oct. 2002.

MGOCKE, N.; ADDISON, P. Effect of contact pesticides on vine mealybug parasitoids, *Anagyrus* sp. near *pseudococci* (Girault) and *Coccidoxenoides perminutus* (Timberlake) (Hymenoptera: Encyrtidae). **South African Journal of Enology and Viticulture**, v. 30, n. 2, p. 110–116, Aug. 2009.

MORANDI FILHO, W. J.; GRUTZMACHER, A. D.; BOTTON, M.; BERTIN, A. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Planococcus citri* em diferentes estruturas vegetativas de cultivares de videira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 8, p. 941–947, Ago. 2008. Doi: 10.1590/S0100-204X2008000800001

MORANDI FILHO, W. J.; GRUTZMACHER, A. D.; BOTTON, M.; BERTIN, A. Controle químico da cochonilha-farinheira *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em diferentes idades da

videira. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, n. 3, p. 427–435, jul./set.2009.

MORANDI FILHO, W. J.; PACHECO DA SILVA, V. C.; GRANARA DE WILLINK, M. C.; PRADO, E.; BOTTON, M. A survey of mealybugs infesting South-Brazilian wine vineyards. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, n. 3, p. 251–254, July/Sept. 2015. Doi: 10.1016/j.rbe.2015.05.002.

NAIDU, R.; ROWHANI, A.; FUCHS, M.; GOLINO, D.; MARTELLI, G. P. Grapevine Leafroll: A complex viral disease affecting a high-value fruit crop. **Plant Disease**, v. 98, n. 9, p. 1172–1185, Sept. 2014.

NAKANO, O. **O estudo da cochonilha-da-raiz do cafeeiro, *Dysmicoccus cryptus* (Hempel, 1918) comb.n. (Homoptera: Pseudococcidae)**. 1972. 130 p. Tese (Livre-docência). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

PACHECO DA SILVA, V. C.; BERTIN, A.; BLIN, A.; GERMAIN, J.-F.; BERNARDI, D.; RIGNOL, G.; BOTTON, M.; MALAUSA, T. Molecular and morphological identification of mealybug species (Hemiptera: Pseudococcidae) in Brazilian vineyards. **Plos One**, v. 9, n.7, p. 1–13, July 2014.

ROLTSCH, W. J.; MEYERDIRK, D. E.; WARKENTIN, R.; ANDRESS, E. R.; CARRERA, K. Classical biological control of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), in southern California. **Biological Control**, v. 37, n. 2, p. 155–166, May 2006. Doi: 10.1016/j.biocontrol.2006.01.006.

SADDIQ, B.; SHAD, S. A.; KHAN, H. A. A.; ASLAM, M.; EJAZ, M.; AFZAL, M. B. S. Resistance in the mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Homoptera: Pseudococcidae) in Pakistan to selected organophosphate and pyrethroid insecticides. **Crop Protection**, v. 66, p. 29–33, Dec.2014. Doi: 10.1016/j.cropro.2014.08.006.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SIMÕES, J. C.; SOUZA, I. F. Dinâmica de populações e preferência alimentar da cochonilha-da-raiz (*Pseudococcus comstocki*) pela tiririca. **Planta Daninha**, v. 20, n. 1, p. 39–43, 2002. Doi: 10.1590/S0100-83582002000100006.

SFORZA, R.; KIRK, A.; JONES, W. A. Results of foreign exploration for natural enemies of

Planococcus ficus (Hom.: Pseudococcidae), a new invasive mealybug in California vineyards. In: **AFFP - 7EME Conference International Sur Les Ravageurs en Agriculture**, Montpellier, 2005. p. 1–8.

SILVA, E. B. da; BRANCO, M.; MENDEL, Z.; FRANCO, J. C. Mating Behavior and Performance in the Two Cosmopolitan Mealybug Species *Planococcus citri* and *Pseudococcus calceolariae* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Journal of Insect Behavior**, v. 26, n. 3, p. 304–320, May 2013. Doi: 10.1007/s10905-012-9344-6.

SILVA, E. B. da; MENDEL, Z.; FRANCO, J. C. Can facultative parthenogenesis occur in biparental mealybug species? **Phytoparasitica**, v. 38, n. 1, p. 19–21, Feb. 2010. Doi: 10.1007/s12600-009-0069-9.

VARIKOU, K.; BIROURAKI, A.; BAGIS, N.; KONTODIMAS, D. C. Effect of temperature on the development and longevity of *Planococcus ficus* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 103, n. 6, p. 943–948, Oct. 2010. Doi: <http://dx.doi.org/10.1603/AN10043>.

WALTON, V. M. Development of an integrated pest management system for vine mealybug, *Planococcus ficus* (Signoret), in vineyards in the Western Cape Province, South Africa. 2003. Dissertation,

Stellenbosch University, South Africa. 2003. WALTON, V. M.; PRINGLE, K. L. A Survey of mealybugs and associated natural enemies in vineyards in the Western Cape Province, South Africa. **South African Journal for Enology and Viticulture**, v. 25, n. 1, p. 23–25, 2004.

WALTON, V. M.; PRINGLE, K. L. Developmental biology of vine mealybug, *Planococcus ficus* (Signoret) (Homoptera: Pseudococcidae), and its parasitoid *Coccidoxenoides permitus* (Timberlake) (Hymenoptera: Encyrtidae). **African Entomology**, v. 13, n. 1, p. 143–147, 2005.

WATERWORTH, R. A.; WRIGHT, I. M.; MILLAR, J. G. Reproductive Biology of Three Cosmopolitan Mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) Species, *Pseudococcus longispinus*, *Pseudococcus viburni*, and *Planococcus ficus*. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 104, n. 2, p. 249–260, Mar. 2011. Doi: <http://dx.doi.org/10.1603/AN10139>.

WATERWORTH, R. A.; MILLAR, J. G. Reproductive Biology of *Pseudococcus maritimus* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 105, n. 3, p. 949–956, June 2012.

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

Circular Técnica, 125



Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:
Embrapa Uva e Vinho
Rua Livramento, 515 - Caixa Postal 130
95700-000 Bento Gonçalves, RS
Fone: (0xx) 54 3455-8000
Fax: (0xx) 54 3451-2792
<https://www.embrapa.br/uva-e-vinho/>

1ª edição

Comitê de Publicações

Presidente: César Luis Girardi
Secretária-Executiva: Sandra de Souza Sebben
Membros: Adelião Cargnin, Alexandre Hoffmann,
Ana Beatriz da Costa Czermainski, Henrique
Pessoa dos Santos, João Caetano Fioravanco,
João Henrique Ribeiro Figueredo, Jorge Tonietto,
Rochelle Martins Alvorcem e Viviane Maria Zanella
Bello Fialho

Expediente

Editoração gráfica: Alessandra Russi
Normalização: Rochelle Martins Alvorcem