**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

**Bioecologia de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni*
(Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira**

Aline Bertin

Dissertação apresentada para obtenção do título
de Mestre em Ciências. Área de concentração:
Entomologia

**Piracicaba
2011**

Aline Bertin
Licenciada em Ciências Biológicas

Bioecologia de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira

Orientador:
Prof. Dr. **JOSÉ ROBERTO POSTALI PARRA**

Dissertação apresentada para obtenção do título
de Mestre em Ciências. Área de concentração:
Entomologia

**Piracicaba
2011**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA - ESALQ/USP**

Bertin, Aline

Bioecologia de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira / Aline Bertin. - - Piracicaba, 2011.

72 p. : il.

Dissertação (Mestrado) - - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 2011.

1. Ciclo de vida 2. Cochonilhas 3. Porta-enxertos 4. Uva 5. Estruturas vegetais
I. Título

CDD 634.82
B544b

"Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte – O autor"

*Aos meus pais, Aléssio Bertin e Maria Madalena Müller Bertin,
pelo carinho e apoio.*

DEDICO

*Ao meu namorado, Vitor Antonio Corrêa Pavinato,
pelo amor e companheirismo.*

OFEREÇO

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador Prof. Dr. José Roberto Postali Parra, pela orientação, pelos ensinamentos, pela oportunidade concedida e pelo grande exemplo de profissionalismo como professor e pesquisador.

Ao Dr. Marcos Botton, pela excelente co-orientação, pelo incentivo e apoio neste projeto, por toda orientação desde a minha iniciação na carreira científica e por todos os ensinamentos transmitidos.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Entomologia da ESALQ/USP pelos conhecimentos transmitidos.

Ao Prof. Dr. Wesley Augusto Conde Godoy, pela contribuição nos modelos de temperatura.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudos.

À Embrapa Uva e Vinho, em especial ao Laboratório de Entomologia, por toda a infraestrutura oferecida.

À Vânia Maria Sganzerla, pela amizade e pela colaboração na realização desta pesquisa.

À Sabrina Lerin e Lígia Bortoli pelo grande auxílio na condução dos experimentos.

A todos os colegas e amigos de turma da Pós-Graduação em Entomologia pelo convívio, companheirismo e por tornar estes dois anos de Pós-Graduação mais agradáveis, em especial: Paula, Rízia e Lucila.

Aos colegas do Laboratório de Biologia de Insetos, pelo convívio, pelos ensinamentos e momentos agradáveis.

Aos colegas e ex-colegas do Laboratório de Entomologia da Embrapa Uva e Vinho pela amizade, companheirismo e auxílio: Aline Nondillo, Adriana Tolotti, Caio Efrom, Cléber

Baronio, Cindy Chaves, Daniel Bernardi, Leonardo Ferrari, Lígia Bortoli, Marcelo Zart, Ruben Machota Junior e Sabrina Lerin.

À amiga Cristiane Müller pelo incentivo, conselhos e pela amizade.

À querida amiga Aline Nondillo, pela agradável convivência, pela amizade e por ser um exemplo de dedicação.

Ao meu namorado Vitor Antonio Corrêa Pavinato, pelo apoio, companheirismo, compreensão, auxílio nas ‘questões matemáticas, estatísticas e ecológicas’, pelos momentos agradáveis ao longo destes anos e pelo amor e carinho concedidos.

À Laurinha, minha querida afilhadinha, que um dia compreenderá a razão da minha ausência.

A todas minhas amigas do RS: Ana, Daia, Franci, Marina, Quele e Sil, pelos momentos de diversão e descontração.

A todos meus familiares e aqueles que contribuíram indiretamente para a realização deste trabalho.

“Where there’s a will, there’s a way.”

SUMÁRIO

RESUMO	11
ABSTRACT	13
LISTA DE FIGURAS	15
LISTA DE TABELAS.....	17
1 INTRODUÇÃO.....	21
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	25
2.1 Identificação e caracterização morfológica das cochonilhas “farinhentas”	25
2.1.1 <i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893)	25
2.1.2 <i>Pseudococcus viburni</i> (Signoret, 1875).....	25
2.2 Distribuição geográfica e plantas hospedeiras de <i>D. brevipes</i> e <i>P. viburni</i>	27
2.3 Características bioecológicas de <i>D. brevipes</i> e <i>P. viburni</i>	29
2.4 Danos causados por cochonilhas “farinhentas” em vinhedos	33
3 MATERIAL E MÉTODOS	35
3.1 Identificação das espécies.....	35
3.2 Manutenção de colônias de <i>D. brevipes</i> e <i>P. viburni</i> em laboratório	35
3.3 Plantas hospedeiras	36
3.4 Determinação de parâmetros biológicos de <i>D. brevipes</i> em folhas e raízes de videira	37
3.4.1 Análise dos dados.....	38
3.5 Determinação das exigências térmicas de <i>D. brevipes</i> em folhas de videira	39
3.6 Determinação de parâmetros biológicos de <i>P. viburni</i> em folhas de videira	40
3.6.1 Análise dos dados.....	41
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	43
4.1 Efeito de diferentes estruturas vegetativas, cultivares e porta-enxertos de videira no desenvolvimento, sobrevivência e reprodução de <i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893)	43
4.1.1 Duração e sobrevivência.....	43
4.1.2 Longevidade e reprodução.....	46
4.1.3 Tabela de vida de fertilidade de <i>D. brevipes</i> em folhas das cultivares de uva de mesa Itália e Niágara Rosada.....	48
4.2 Exigências térmicas de <i>D. brevipes</i> em folhas de uva de mesa da cultivar Itália.....	50

4.3 Efeito de folhas de diferentes cultivares de videira no desenvolvimento, sobrevivência e reprodução de <i>Pseudococcus viburni</i> (Signoret, 1875)	58
4.3.1 Duração e viabilidade	58
4.3.2 Longevidade e reprodução	59
5 CONCLUSÕES	63
REFERÊNCIAS	65

RESUMO

Bioecologia de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira

As cochonilhas “farinhentas” (Hemiptera: Pseudococcidae) têm se tornado pragas importantes em diversas culturas. Na videira, são responsáveis por causar danos diretos, resultando em perdas na produção e danos indiretos como vetoras de vírus. Entretanto, poucas informações estão disponíveis sobre a biologia das espécies na cultura. Neste trabalho, foi estudado em laboratório, o efeito de diferentes estruturas vegetativas, cultivares e porta-enxertos de videira no desenvolvimento, sobrevivência e reprodução de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875). As exigências térmicas de *D. brevipes* foram determinadas, sendo estimado o número anual de gerações da espécie nas principais regiões produtoras de uvas de mesa do Brasil. A biologia de *D. brevipes* foi estudada em folhas de videira das cultivares de uva de mesa Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). As exigências térmicas foram estimadas com base nos dados de biologia obtidos em cinco temperaturas constantes (15, 20, 25, 28 e 30°C) em folhas de videira da cultivar Itália. A biologia de *P. viburni* foi estudada em folhas de videira das cultivares de uva de mesa Itália e Niágara Rosada. *D. brevipes* se desenvolveu em diferentes estruturas vegetativas da planta, bem como em diferentes cultivares e porta-enxertos de videira; no entanto, folhas da cultivar Itália foram as mais adequadas ao desenvolvimento da espécie, considerando-se a menor duração do período ninfá-adulto. A taxa líquida de reprodução (R_0) de *D. brevipes* foi maior em folhas da cultivar Itália (19,82) em relação à cultivar Niágara Rosada (13,78). As ninfas de *D. brevipes* que sobreviveram nas raízes do porta-enxerto Paulsen 1103, se desenvolveram melhor do que em folhas. Raízes do porta-enxerto IAC 572 foram inadequadas para o desenvolvimento de *D. brevipes*, originando fêmeas que não se reproduziram. A velocidade de desenvolvimento de *D. brevipes* aumentou com a elevação da temperatura, sendo a faixa de temperatura entre 20°C e 30°C a mais adequada para a espécie. O limiar térmico inferior e superior de desenvolvimento e a constante térmica para o período ninfá-adulto de *D. brevipes* em folhas de videira da cultivar Itália, foram de 8,2°C, 34,5°C e 678,42 graus-dia, respectivamente. De acordo com as exigências térmicas de *D. brevipes* foi possível estimar a ocorrência de 3,4 gerações anuais em Bento Gonçalves (RS), 3,1 em Caxias do Sul (RS), 4,4 em Marialva (PR), 4,8 em Jales (SP) e 5,2 em Petrolina (PE). Através dos dados de longevidade dos adultos e de viabilidade das diferentes fases do ciclo biológico (ninfá-adulto) de fêmeas de *P. viburni*, verificou-se que a cultivar Niágara Rosada foi mais adequada para o desenvolvimento da espécie. Os resultados deste estudo demonstraram que a planta hospedeira afeta o desenvolvimento e a sobrevivência de *D. brevipes* e *P. viburni* e que a escolha da cultivar ou do porta-enxerto a ser utilizado na implantação do vinhedo, pode auxiliar na redução da infestação destas pragas, sendo um componente adicional a ser utilizado em programas de Manejo Integrado na cultura.

Palavras-chave: Cochonilhas “farinhentas”; Ciclo biológico; Estruturas vegetativas; Cultivares; Porta-enxertos; Uva

ABSTRACT

Bioecology of *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) and *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) on grapes

Mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) have become increasingly important pests in many crops. In vineyards, they cause direct damage resulting in production losses and also indirect damages through virus transmission. However, little information is available about the species biology. The effects of different vegetative structures, cultivars and vine rootstocks on the development, survival and reproduction of *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) and *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) were studied under laboratory conditions. The thermal requirements of *D. brevipes* were determined and the annual number of generations was estimated for the principal grape-growing regions of Brazil. Biological aspects of *D. brevipes* were studied using table grape leaves ('Itália': *Vitis vinifera* and 'Niágara Rosada': *Vitis labrusca*) and grapevine rootstocks ('Paulsen 1103': *Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris* and 'IAC 572': *Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). The thermal requirements were estimated using five constant temperatures (15, 20, 25, 28 and 30°C) on 'Itália' table grape leaves. The biology of *P. viburni* was studied on 'Itália' and 'Niágara Rosada' table grape leaves. *D. brevipes* developed on different vegetative structures, cultivars and vine rootstocks. However, table grape leaves of *V. vinifera* 'Itália' were the most suitable for *D. brevipes* development, considering the shortest developmental period. The net reproductive rate (R_o) of *D. brevipes* was higher on 'Itália' table grape leaves (19.82) than on 'Niágara Rosada' (13.78). *D. brevipes* nymphs that survived on Paulsen 1103 roots developed better than on the leaves. Roots of IAC 572 were unsuitable for the development of *D. brevipes*, resulting in non-reproductive females. The developmental rate of *D. brevipes* increased with increasing temperature and the range between 20 to 30°C was the most suitable for this species. The predicted upper lethal temperature was 34,5°C, with a minimum threshold for total development at 8,2°C. *D. brevipes* required 678,42 degree-days to complete development from first instar nymph to the adult stage. According to the thermal requirements, *D. brevipes* can complete 3.4 annual generations per year in Bento Gonçalves (RS), 3.1 in Caxias do Sul (RS), 4.4 in Marialva (PR), 4.8 in Jales (SP) and 5,2 in Petrolina (PE). From the the data on adult longevity and the viability of the different female life stages of *P. viburni*, table grape leaves of *V. labrusca* 'Niágara Rosada' were the most suitable for development of this species. We conclude that the host plant can affect the development and survival of *D. brevipes* and *P. viburni* and that the right choice of the cultivar or vine rootstock to be used in the vineyard can help to reduce pest infestation and is, therefore, an additional component to be included in the integrated pest management of the crop.

Keywords: Mealybugs; Life cycle; Vegetative structures; Cultivars; Rootstocks; Grape

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Fêmea de *Dysmicoccus brevipes* (A) e *Pseudococcus viburni* (B).....27
- Figura 2 - Ciclo biológico de *Dysmicoccus brevipes* (A) e *Pseudococcus viburni* (B).....32
- Figura 3 - Abóbora (*Cucurbita maxima*) da variedade Cabotchá (A) e batata (*Solanum tuberosum*) brotada (B) utilizadas para a criação de *Dysmicoccus brevipes* e *Pseudococcus viburni*.....36
- Figura 4 - Placas de Petri, contendo uma lâmina de ágar-água 3%, utilizadas nos bioensaios com disco de folha (3,5 cm de diâmetro) (A) e pedaços de raízes (B).....37
- Figura 5 – Relação entre a taxa de desenvolvimento (1/D) do 1º, 2º e 3º ínstaes e do período ninfá-adulto de *Dysmicoccus brevipes* e a temperatura (°C), em folhas de uvas de mesa, cultivar Itália (*Vitis vinifera*). UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....54
- Figura 6 - Termo-higrograma com base nas normais climatológicas de Bento Gonçalves e Caxias do Sul (RS), Marialva (PR), Jales (SP) e Petrolina (PE).....57

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 - Principais plantas hospedeiras de *Dysmicoccus brevipes* e *Pseudococcus viburni*.....28
- Tabela 2 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....46
- Tabela 3 - Viabilidade ($X \pm EP$, %) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....46
- Tabela 4 - Longevidade ($X \pm EP$, dias), duração média ($X \pm EP$, dias) dos períodos de pré-oviposição e oviposição e fecundidade ($X \pm EP$, ninfas) de fêmeas de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....49
- Tabela 5 - Taxa líquida de reprodução (R_0), taxa intrínseca de crescimento (r_m), intervalo médio entre gerações (IMG), tempo de duplicação (TD) e razão finita de aumento (λ) de *Dysmicoccus brevipes* sobre folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....49

- Tabela 6 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira da cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....51
- Tabela 7 - Viabilidade ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira da cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....51
- Tabela 8 - Equação linear da velocidade de desenvolvimento ($1/D$), coeficiente de determinação (R^2), limiar térmico inferior de desenvolvimento (T_b) e constante térmica (K), das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* mantida em folhas de videira, cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....55
- Tabela 9 - Limiar térmico superior de desenvolvimento (T_{max}) e parâmetros estimados pelo modelo Logan 6 para as fases imaturas e para o período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira, cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....55
- Tabela 10 - Regiões produtoras de uvas de mesa, temperatura média anual (°C) e número provável de gerações anuais de *Dysmicoccus brevipes* com base no limiar térmico inferior de desenvolvimento (8,2°C).....56
- Tabela 11 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Pseudococcus viburni* e longevidade de machos e fêmeas, em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....61

Tabela 12 - Viabilidade ($X \pm EP$, %) das fases imaturas e do período ninfá-adulto de machos e fêmeas de *Pseudococcus viburni* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas.....61

1 INTRODUÇÃO

Perdas econômicas resultantes da presença de cochonilhas “farinhentas” (Hemiptera: Pseudococcidae) na cultura da videira têm aumentado consideravelmente na última década (GEIGER; DAANE, 2001; WALTON; PRINGLE, 2004b; BOTTON et al., 2007; DAANE et al., 2008). Como resposta da comunidade científica, tem havido um grande esforço para melhor compreender a biologia, ecologia e distribuição destes insetos, como forma de aperfeiçoar as estratégias de manejo (WALTON; PRINGLE, 2005; DAANE et al., 2008; CID et al., 2010; VARIKOU et al., 2010).

As cochonilhas da família Pseudococcidae são reconhecidas pela fina camada de secreção cerosa branca que recobre o seu corpo (SANTA-CECÍLIA et al., 2007; CICHÓN; GARRIDO; FERNANDEZ, 2009). São insetos sugadores que se alimentam do floema das plantas, sendo responsáveis por prejuízos em diversas culturas (WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992; BEN-DOV, 1994). Na videira, as cochonilhas “farinhentas” têm se tornado cada vez mais importantes devido aos danos diretos e indiretos causados ao cultivo (GODINHO; FRANCO, 2001; BÓRBON; GRACIA; GÓMEZ TALQUENCA, 2004; WALTON; PRINGLE, 2004a; DAANE et al., 2008; CID et al., 2010).

Ao se alimentar, as cochonilhas excretam uma substância açucarada, o *honeydew*, que pode se acumular sobre folhas e frutos, resultando em danos diretos à cultura. Além disto, o *honeydew* serve como substrato para o crescimento de fungos, os quais depreciam os cachos comercialmente, resultando no descarte da fruta (FLAHERTY et al., 1992; GONZÁLEZ; VOLOSKY, 2004; DAANE et al., 2008). O *honeydew* também é aproveitado por formigas doceiras, que limitam o controle biológico natural, principalmente de parasitoides (DAANE et al., 2007; MGOCKE; ADDISON, 2009).

Indiretamente, as cochonilhas “farinhentas” são vetoras de vírus, com destaque para o complexo de vírus do enrolamento das folhas da videira (grapevine leafroll-associated virus, GLRaV), o das caneluras do tronco-da-videira (GVA) e o do intumescimento dos ramos (GVB) (GARAU et al., 1995; CABAILEIRO; SEGURA, 1997; GOLINO et al., 2002; FAJARDO et al., 2003; BERTIN et al., 2010).

Além dos danos diretos e indiretos causados à cultura, as cochonilhas são também motivo de preocupação quarentenária. A presença de algumas espécies nos cachos aumenta o descarte da fruta, impedindo a exportação para alguns países (GONZÁLEZ; VOLOSKY, 2004).

Associadas à videira são relatadas diversas espécies de cochonilhas “farinhentas”, cada uma com características biológicas próprias (DAANE et al., 2008). Dentre as espécies relatadas para a cultura no Brasil, destacam-se *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Planococcus minor* (Maskell, 1897), *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn, 1900), *Pseudococcus longispinus* (Targioni-Tozzetti, 1867), *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) e *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) (SILVA et al., 1968; FOLDI; SORIA, 1989; AFONSO, 2005; KUNIYUKI et al., 2006; MORANDI FILHO, 2008).

A presença de *D. brevipes* associada à videira é recente (MORANDI FILHO, 2008). A espécie é polífaga e pode ser encontrada infestando raízes, folhas e frutos de diferentes culturas, com destaque para o abacaxi e o cafeeiro (SANTA-CECÍLIA et al., 2007). Na videira, *D. brevipes* tem sido encontrada principalmente associada às raízes; no entanto, indivíduos da espécie migram para folhas e bagas causando prejuízos significativos na colheita.

P. viburni também foi registrada recentemente associada ao cultivo, principalmente em uvas de mesa cultivadas sob cobertura plástica no Rio Grande do Sul. A cobertura de plástico no parreiral tem sido empregada para minimizar os efeitos da precipitação pluvial durante as safras, reduzindo a incidência de doenças fúngicas e a necessidade de pulverizações (CHAVARRIA; SANTOS, 2009). A princípio, a alteração no microclima causado pela cobertura plástica nos vinhedos tem tornado o ambiente mais favorável ao desenvolvimento da espécie devido ao aumento da temperatura. As demais espécies foram referidas somente com registros pontuais, sem menção a danos econômicos.

Não existem informações sobre a bioecologia de *D. brevipes* associada à videira. Como a espécie tem sido encontrada principalmente nas raízes, este fato aumenta a importância da cochonilha principalmente no momento do replantio, quando a mesma permanece no solo, e reinfesta as raízes do novo cultivo. Nestes casos, por hipótese, a cochonilha pode ser vetora de vírus, como observado para *Pseudococcus calceolariae* (Maskell, 1879) na Nova Zelândia (BELL et al., 2009). Da mesma forma, poucos trabalhos foram conduzidos visando conhecer a biologia de *P. viburni*, principalmente em uvas de mesa.

O objetivo deste trabalho foi estudar a biologia das cochonilhas “farinhentas” *D. brevipēs* e *P. viburni* em diferentes estruturas vegetativas, cultivares e porta-enxertos de videira e em diferentes temperaturas, visando obter informações que auxiliem na elaboração de estratégias de manejo destas espécies na cultura.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Identificação e caracterização morfológica das cochonilhas “farinhentas”

2.1.1 *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893)

A cochonilha *D. brevipes* é conhecida comumente por cochonilha-do-abacaxi (*pineapple mealybug*) e foi descrita originalmente como *Dactylopius brevipes* Cockerell, 1893, a partir de exemplares coletados em abacaxi (McKENZIE, 1967). *Pseudococcus missionum* Cockerell, 1910, *Pseudococcus cannae* Green, 1934 e *Pseudococcus pseudobrevipes* Mamet, 1941 são algumas das sinonímias (McKENZIE, 1967; WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992; BEN-DOV, 1994).

As fêmeas adultas possuem o corpo com formato oval recoberto por uma secreção pulverulenta de cera branca, coloração rósea, medindo cerca de 3 mm de comprimento (Figura 1a). Circundando o corpo da cochonilha, existem 17 pares de prolongamentos cerosos, sendo os quatro pares posteriores ao final do abdome maiores e mais robustos (SANTA-CECÍLIA et al., 2007).

As ninfas de primeiro ínstar possuem pouca cerosidade no corpo e um par de curtos filamentos dispostos na extremidade do abdome, enquanto que ninfas de segundo ínstar apresentam seis pares de filamentos cerosos na extremidade abdominal, sendo o último par maior e mais robusto do que os demais. No terceiro ínstar, as ninfas se assemelham à fêmea adulta, apresentando 17 pares de filamentos cerosos ao redor do corpo (SANTA-CECÍLIA et al., 2007).

Os machos de *D. brevipes* são alados e como não se alimentam, não possuem importância econômica (WALLER et al., 2007). Possuem antenas com 8 segmentos e um par de filamentos cerosos caudais, semelhantes aos das fêmeas (BEARDSLEY, 1965).

2.1.2 *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875)

A cochonilha *P. viburni* é conhecida por “*obscure mealybug*” e foi originalmente descrita como *Dactylopius viburni* Signoret, 1875 (BEN-DOV, 1994).

É considerada uma espécie cosmopolita e morfologicamente similar a *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn) (McKENZIE, 1967; WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992). A separação de *P. viburni* e *P. maritimus* foi possível somente após descrições taxonômicas que distinguiram uma série de caracteres diagnósticos entre estas espécies estreitamente relacionadas, como por exemplo, o número de poros discoidais próximos ao olho, o número de poros translúcidos na tíbia e fêmur posteriores, entre outros (MILLER; GILL; WILLIAMS, 1984). Além destes caracteres morfológicos, o fluido defensivo liberado ao serem perturbadas também serve como uma ferramenta para distinguir as espécies, sendo de cor alaranjada em *P. maritimus* e de coloração clara em *P. viburni* (VARELA et al., 2006).

Pseudococcus obscurus Essig, 1909, *Pseudococcus malacearum* Ferris, 1950, *Pseudococcus fathyi* Bodenheimer, 1944 e *Pseudococcus affinis* (Maskell) são algumas sinônimas de *P. viburni* (McKENZIE, 1967; WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992; BEN-DOV, 1994).

As fêmeas adultas de *P. viburni* possuem o corpo ovalado e alongado, de coloração rosada, recoberto por secreção pulverulenta branca (Figura 1b). Apresentam 17 pares de filamentos cerosos ao redor do corpo, sendo o par caudal menor ou igual à metade do comprimento do corpo (GONZÁLEZ; VOLOSKY, 2004; IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005).

Ninfas de primeiro ínstar possuem coloração amarela a rosada e não apresentam a cerosidade branca característica das fêmeas adultas (IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005; CICHÓN; GARRIDO; FERNANDEZ, 2009). No segundo ínstar, as ninfas começam a desenvolver os filamentos laterais do corpo, sendo que no terceiro ínstar já se assemelham muito com a forma adulta, podendo-se verificar todos os filamentos ao redor do corpo (IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005).

Os machos de *P. viburni* são alados e menores que as fêmeas. Possuem cabeça, tórax e abdome definidos e antenas com 10 segmentos. O primeiro par de asas é membranoso e com venação alar simples, enquanto que o posterior é transformado em halteres (CICHÓN; GARRIDO; FERNANDEZ, 2009). Os machos desta espécie, bem como de outras espécies de pseudococcídeos, possuem o aparato bucal não funcional e um par de cercos que se assemelham aos filamentos cerosos caudais das fêmeas (McKENZIE, 1967).

Figura 1 - Fêmea de *Dysmicoccus brevipes* (A) e *Pseudococcus viburni* (B)

2.2 Distribuição geográfica e plantas hospedeiras de *D. brevipes* e *P. viburni*

As cochonilhas da família Pseudococcidae estão amplamente distribuídas em todas as regiões do mundo, sendo mais abundantes nos trópicos e subtropicais (BEN-DOV, 1994).

D. brevipes é uma das espécies mais comuns na região neotropical, podendo ser encontrada em uma ampla variedade de vegetais (WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992), tanto em raízes quanto em folhas e frutos (BEN-DOV, 1994; SANTA-CECÍLIA et al., 2007). O centro de origem de *D. brevipes* é incerto, sendo sugeridas a América Central ou do Sul (WATERHOUSE, 1998).

A espécie é cosmopolita e polífaga, apesar de ser conhecida como cochonilha-do-abacaxi (Tabela 1). No entanto, merece destaque as infestações observadas em café (*Coffea* sp.), soja (*Glycine max*), mandioca (*Manihot esculenta*) e abóbora (*Cucurbita* sp.) (WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992; BEN-DOV, 1994). Em videira, a espécie foi recentemente relatada no Brasil (MORANDI FILHO, 2008), embora já tenha sido mencionada em vinhedos no Sul da Ásia (WILLIAMS, 2004).

P. viburni possui ampla distribuição geográfica, ocorrendo principalmente em regiões de clima temperado com temperaturas mais amenas, nos dois hemisférios. As áreas de importância incluem o Mediterrâneo (França, Itália, Espanha, Portugal), norte da África, África do Sul, Austrália, Nova Zelândia e grande parte do continente americano (GONZÁLEZ, 2003b).

A origem de *P. viburni* foi inferida com base em seus parasitóides (CHARLES, 2011). Há suporte para a hipótese de que *P. viburni* e o parasitóide *Acerophagus maculipennis* (Mercet,

1923) (Hymenoptera: Encyrtidae) sejam espécies do Novo Mundo que co-evoluíram em regiões de clima temperado da América do Sul, provavelmente no centro-sul do Chile (CHARLES, 2011).

Por ser uma espécie polífaga, desenvolve-se num amplo número de hospedeiros (Tabela 1), incluindo culturas economicamente importantes, tais como a batata (*Solanum tuberosum*), citros (*Citrus* spp.), macieira (*Malus* spp.), tomateiro (*Solanum lycopersicum*), videira (*Vitis* spp.), (McKENZIE, 1967; WILLIAMS; GRANARA DE WILLINK, 1992) e plantas daninhas presentes nas áreas cultivadas (WALTON; PRINGLE, 2004a).

Tabela 1 - Principais plantas hospedeiras de *Dysmicoccus brevipes* e *Pseudococcus viburni*

Plantas hospedeiras	Espécies	
	<i>Dysmicoccus brevipes</i>	<i>Pseudococcus viburni</i>
Abacaxi (<i>Ananas comosus</i>)	X	
Abacateiro (<i>Persea americana</i>)	X	X
Abóbora (<i>Cucurbita</i> spp.)	X	X
Ameixa (<i>Prunus domestica</i>)		X
Batata (<i>Solanum tuberosum</i>)	X	X
Café (<i>Coffea</i> spp.)	X	
Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>)	X	
Citros (<i>Citrus</i> spp.)	X	X
Coco (<i>Cocos nucifera</i>)	X	
Maçã (<i>Malus</i> spp.)		X
Mandioca (<i>Manihot esculenta</i>)	X	X
Manga (<i>Mangifera indica</i>)	X	
Pera (<i>Pyrus communis</i>)		X
Soja (<i>Glycine max</i>)	X	X
Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>)		X
Uva (<i>Vitis</i> spp.)	X	X

Fonte: BEN-DOV, 1994; CULIK; GULLAN, 2005; GRANARA DE WILLINK, 2009.

P. viburni é a espécie mais abundante e de maior distribuição em vinhedos do Chile (GONZÁLEZ, 2003a), sendo também relatada nos EUA em associação com a formiga argentina,

Linepithema humile (Mayr) (PHILLIPS; SHERK, 1991; DAANE et al., 2007; DAANE et al., 2008).

Esta espécie pode ser encontrada tanto nas raízes quanto na parte aérea da planta hospedeira (GONZÁLEZ, 2003b). Na videira, durante o inverno, a espécie é encontrada em locais protegidos da planta, como sob a casca do tronco, migrando para a parte aérea no período vegetativo e reprodutivo, infestando inclusive os cachos (GONZÁLEZ, 2003a).

2.3 Características bioecológicas de *D. brevipipes* e *P. viburni*

A temperatura é um fator determinante no desenvolvimento das cochonilhas “farinhentas” (VARIKOU et al., 2010), embora o tempo de desenvolvimento e os limites térmicos possam diferir entre as espécies. *P. viburni* apresenta de três a quatro gerações por ano (DAANE et al., 2008), enquanto que *D. brevipipes* pode, à temperatura de 27°C, completar até 10 gerações no mesmo período (COLEN et al., 2000).

O local de alimentação na planta e a dinâmica das populações nos vinhedos variam tanto entre espécies como dentro da mesma espécie, dependendo das condições ambientais de cada região e das práticas culturais realizadas no vinhedo como demonstrado para *Planococcus citri* (CID et al., 2010) e *Pseudococcus maritimus* (GEIGER; DAANE, 2001; GRASSWITZ; JAMES, 2008).

A maioria das cochonilhas é encontrada em locais protegidos da planta, como sob a casca do tronco, embora também infestem folhas e frutos. A localização das cochonilhas no vinhedo deve ser realizada observando-se, por exemplo, a presença de formigas e a casca do tronco ou cachos com fumagina (GEIGER; DAANE et al., 2001).

As ninfas de primeiro ínstar se movem rapidamente em busca de um local para se alimentar, sendo responsáveis pela dispersão, a qual ocorre, na maioria dos casos, de forma passiva, pelo vento (GRASSWITZ; JAMES, 2008; CID et al., 2010). No entanto, a disseminação também pode ocorrer por meio de material contaminado, tanto de plantas como de implementos agrícolas (GRASSWITZ; JAMES, 2008).

As fêmeas da família Pseudococcidae passam por três ínstares livres (sem formação de casulo), onde cada ínstar se assemelha ao anterior, exceto pelo aumento de tamanho e da quantidade de secreção cerosa. Os machos apresentam quatro ínstares, sendo que ao final do

segundo ínstar são construídos casulos de filamentos cerosos (pupa), no qual passam pelos estágios pré-pupal e pupal, dando origem a um indivíduo alado, pequeno e de vida curta (GONZÁLEZ, 2003a) (Figura 2a e 2b).

O primeiro, segundo e terceiro ínstars de fêmeas de *P. viburni* duram, em média, 11, 15 e 10 dias, respectivamente, a 25°C. A longevidade das fêmeas é de, aproximadamente, 42 dias e a duração do ciclo total (ovo a adulto) de 45 dias (MUDAVANHU, 2009). A duração dos ínstars para machos é de, em média, 10, 7, 7 e 7 dias para o primeiro, segundo, terceiro (pré-pupa) e quarto (pupa) ínstars, respectivamente, com a longevidade variando de 2 a 6 dias (IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005).

P. viburni não completa o desenvolvimento a 30°C (MUDAVANHU, 2009), sustentando os relatos de Daane et al. (2008) de que na Califórnia a espécie está limitada a regiões produtoras de uva de clima mais frio por possuir maior tolerância às temperaturas mais baixas, fato também observado no Brasil, onde *P. viburni* somente foi registrada no Rio Grande do Sul. Informações sobre a biologia de *P. viburni* estão disponíveis somente para batata (IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005) e macieira (MUDAVANHU, 2009).

A fase ninfal de fêmeas e machos de *D. brevipes* é de 39 e 32 dias, respectivamente. Apesar dos machos apresentarem um período ninfal menor do que as fêmeas, a sobreposição de gerações assegura o acasalamento na natureza (SANTA-CECÍLIA; BUENO; PRADO, 2004). A duração do primeiro, segundo e terceiro ínstars de fêmeas em abacaxi é, em média, de 12, 11 e 14 dias, respectivamente. Para machos, o primeiro ínstar dura, em média, 11 dias e, aproximadamente 21 dias dentro do casulo, onde passa pelas fases de pré-pupa e pupa (SANTA-CECÍLIA; BUENO; PRADO, 2004). Os machos, após a emergência, vivem de dois a quatro dias, enquanto que a longevidade das fêmeas pode chegar a 26 dias (COLEN et al., 2000).

A forma de reprodução que ocorre nestas espécies é variável. Para *P. viburni*, o acasalamento é fundamental para que haja produção de prole viável (WATERWORTH; WRIGHT, MILLAR, 2011), enquanto que para *D. brevipes* a reprodução pode ocorrer também de forma partenogenética (BEARDSLEY, 1965).

Fêmeas de *P. viburni* são capazes de copular múltiplas vezes; no entanto, o número de cópulas não está relacionado com a maior produção de ovos (WATERWORTH; WRIGHT, MILLAR, 2011).

As fêmeas de *P. viburni* são ovíparas, depositando uma massa de ovos num ovissaco branco e filamentoso (IRACHETA; GONZÁLEZ, 2005). Os filamentos de cera que recobrem os ovos, formando o ovissaco, têm por função protegê-los contra a dessecação, inimigos naturais e fornecer uma forma de fixação ao substrato (COX; PEARCE, 1983). A capacidade de oviposição das fêmeas é, em média, de 240 ovos e o período embrionário dura aproximadamente 8 dias, em macieira (MUDAVANHU, 2009).

As fêmeas de *D. brevipes* são ovovivíparas e logo após a oviposição ocorre a eclosão das ninfas (SANTA-CECÍLIA et al., 2007). Por serem ovovivíparas, a presença de filamentos cerosos é reduzida ou nula, sendo que as próprias fêmeas protegem as ninfas cobrindo-as com o abdome (McKENZIE, 1967). As fêmeas de *D. brevipes* colocam, em média, 290 ovos quando alimentadas em abacaxi (MENEZES, 1973).

O número de descendentes produzidos varia com a espécie, condições ambientais e com o alimento (CHONG; RODA; MANNION, 2008; ZAVIEZO et al., 2010).

Figura 2 - Ciclo biológico de *Dysmicoccus brevipes* (A) e *Pseudococcus viburni* (B). Ilustrações: Adriana Tolotti

2.4 Danos causados por cochonilhas “farinhentas” em vinhedos

As cochonilhas “farinhentas” são insetos sugadores que se alimentam do floema de diversas plantas. Na videira, alimentam-se no tronco, folhas e frutos, havendo espécies que podem utilizar as raízes, causando danos diretos e indiretos (DAANE et al., 2008).

As perdas diretas na produção ocorrem principalmente quando as cochonilhas se localizam nos cachos, onde ao se alimentarem nas bagas, excretam o *honeydew*, que se acumula sobre as folhas e frutos, servindo de substrato para o desenvolvimento de fungos (FLAHERTY et al., 1992; GONZÁLEZ; VOLOSKY, 2004; DAANE et al., 2008).

Em uvas destinadas ao processamento, a contaminação resultante do *honeydew* excretado pelas cochonilhas não causa danos econômicos (GONZÁLEZ, 2003a), embora existam evidências de que as mesmas possam alterar a qualidade do vinho (BORDEU; TRONCOSO, ZAVIEZO, no prelo). Para produtores de uvas de mesa, a presença de cochonilhas “farinhentas”, do *honeydew* liberado e da fumagina provoca danos estéticos, reduzindo o valor comercial da uva (GODFREY et al., 2002).

O *honeydew* também é aproveitado por formigas doceiras, com destaque para *L. humile*, as quais atuam reduzindo a abundância e o sucesso reprodutivo dos parasitoides nos vinhedos (DAANE et al., 2007; MGOCKE; ADDISON, 2009).

A alimentação na raque e no pedicelo dos cachos da uva reduz o acúmulo de açúcar e o desenvolvimento da coloração nas bagas e, em vinhedos com altas densidades populacionais pode ser observada a perda de vigor das plantas (GODFREY et al., 2002).

Indiretamente, as cochonilhas “farinhentas” atuam como vetoras de vírus, com destaque para o complexo de vírus do enrolamento das folhas da videira (GLRaV, grapevine leafroll-associated virus), o das caneluras do tronco-da-videira (GVA, grapevine virus A) e o do intumescimento dos ramos (GVB, grapevine virus B) (CABALEIRO; SEGURA, 1997; GOLINO et al., 2002; CHARLES et al., 2009; BERTIN et al., 2010).

Dentre as espécies vetoras encontram-se, *P. citri*, *P. ficus*, *P. longispinus*, *P. maritimus* e *P. viburni*, sendo esta última vetora dos vírus GVA, GVB e GLRaV-3 (GARAU et al., 1995; GOLINO et al., 2002; TSAI et al., 2008). A espécie *D. brevipes* é transmissora do “*pineapple mealybug wilt-associated virus*” (PMWaV) na cultura do abacaxi (SETHUR et al., 1998), porém não existem relatos que demonstrem a transmissão de vírus por esta espécie em vinhedos.

A doença do enrolamento das folhas da videira é causada por um complexo de vírus, conhecidos coletivamente por vírus associados ao enrolamento das folhas da videira (GLRaV), sequencialmente nomeados de GLRaV-1 a GLRaV-9 (MARTELLI et al., 2002). A espécie GLRaV-3 é a predominante na maioria dos vinhedos (CABELEIRO; SEGURA, 2006; SHARMA et al., 2011), podendo causar perdas na produção de até 40% (GOLINO et al., 2002).

Os primeiros instares da cochonilha são os mais eficientes na transmissão deste vírus quando comparados às fêmeas adultas. Sendo assim, a alta mobilidade das ninfas nos primeiros instares e a capacidade de dispersão pelo vento fazem com que a transmissão do vírus GLRaV-3 em campo ocorra principalmente nesta fase (TSAI et al., 2008).

As infecções por vírus reduzem a produtividade e a qualidade da uva, retardando a maturação dos cachos, diminuindo o teor de açúcar e a longevidade da planta (KOMAR et al., 2007).

Não há evidências de especificidade entre vírus e vetor, pois diferentes espécies de cochonilhas podem transmitir o vírus GLRaV-3 e *P. ficus*, por exemplo, pode transmitir pelo menos cinco espécies de GLRaVs (TSAI et al., 2010). Este fato possui consequências epidemiológicas importantes, tornando necessário o controle dos vetores para impedir a propagação da doença, independentemente da espécie de vírus (GLRaVs).

As cochonilhas são também motivo de preocupação quarentenária, pois a presença de algumas espécies nos cachos pode resultar em restrições à exportação. Além disto, o alto grau de semelhança morfológica pode limitar a identificação dos adultos e principalmente dos estágios imaturos, podendo levar a identificações incorretas e ao embargo de frutas destinadas à exportação, devido à constatação de uma espécie muito próxima à de importância quarentenária (GONZÁLEZ, 2003b).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Identificação das espécies

A identificação de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) foi realizada com base em caracteres morfológicos de fêmeas adultas, pelo Dr. Ernesto Prado (pesquisador visitante CNPq/UFLA). *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) foi identificada pelo pesquisador Dr. Thibaut Malausa (INRA - Sophia Antipolis) por meio de marcadores moleculares desenvolvidos para a identificação de pseudococcídeos (MALAUSA et al., 2010).

3.2 Manutenção de colônias de *D. brevipes* e *P. viburni* em laboratório

A criação de *D. brevipes* foi realizada a partir de insetos coletados em raízes de figueira (*Ficus carica*), os quais foram mantidos em abóboras (*Cucurbita maxima*) da variedade Cabotchá (Figura 3a). As abóboras foram acondicionadas em bandejas plásticas (40cm X 27cm X 36cm) contendo no fundo papel toalha e cobertas na parte superior com tecido “voile”, conforme o método descrito por Lepage (1942). As abóboras foram lavadas em água corrente e desinfestadas com hipoclorito de sódio a 3%. Posteriormente, foram secas e esterilizadas em câmara de fluxo com lâmpada germicida. Semanalmente, foi realizada a limpeza das gaiolas e uma vez por mês, as abóboras foram substituídas.

A criação de *P. viburni* foi realizada em batatas (*Solanum tuberosum*) brotadas, em gaiolas de acrílico, contendo no fundo papel toalha (Figura 3b), a partir de insetos coletados em videira (*Vitis vinifera*). A limpeza das gaiolas foi realizada semanalmente para evitar a contaminação por microorganismos e as batatas foram substituídas a cada 20 dias. As batatas utilizadas na criação foram mantidas em câmaras climatizadas reguladas na temperatura de 8°C e na ausência de luz para indução da brotação.

A criação de *D. brevipes* foi mantida em sala climatizada sob condições de temperatura, umidade e fotoperíodo controladas ($25 \pm 2^\circ\text{C}$, $70 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase), enquanto que *P. viburni* foi mantida em câmara climatizada ($25 \pm 2^\circ\text{C}$, $70 \pm 10\%$ UR), na ausência de luz.

As espécies foram mantidas em salas separadas a fim de evitar a mistura de espécies.

Figura 3 - Abóbora (*Cucurbita maxima*) da variedade Cabotchá (A) e batata (*Solanum tuberosum*) brotada (B) utilizadas para a criação de *Dysmicoccus brevipennis* e *Pseudococcus viburni*

3.3 Plantas hospedeiras

A produção de uvas de mesa no Brasil pode ser dividida em dois grupos: um formado pelas uvas finas de mesa (*Vitis vinifera*), na qual a cultivar Itália e suas variações representam 90% da produção e outro grupo formado pelas uvas rústicas de mesa (*Vitis labrusca*), onde a principal representante é a cultivar Niágara Rosada (NACHTIGAL, 2003a).

Folhas de videira das cultivares Itália e Niágara Rosada foram coletadas em vinhedos comerciais localizados no Vale dos Vinhedos (S 29°12.146' H 051°33.078') e na Embrapa Uva e Vinho (S 29°09.853' H 051°31.777') em Bento Gonçalves, RS, respectivamente. Durante a execução dos experimentos não foram realizadas aplicações de inseticidas nestas áreas.

As folhas foram lavadas em solução contendo hipoclorito de sódio a 3% e, posteriormente, em água corrente. A seguir, foram secas e esterilizadas em câmara de fluxo com lâmpada germicida por 5 minutos. A cada cinco dias, as folhas de videira foram renovadas. A transferência das cochonilhas para a nova folha foi feita recortando-se uma pequena área foliar ao redor do inseto, a qual foi colocada sobre o novo disco foliar permitindo o deslocamento natural da cochonilha, evitando-se assim, danos no seu aparelho bucal (CORRÊA et al., 2005).

Os porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt), que são os mais utilizados nas principais regiões produtoras de uvas de mesa de clima temperado e tropical, respectivamente, foram cultivados em casa de vegetação, em baldes plásticos (uma muda de videira por recipiente) com capacidade para 3 litros.

As raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 e IAC 572, utilizadas nos experimentos, foram retiradas das mudas de videira com um ano de idade, e lavadas em solução contendo hipoclorito de sódio a 3%; posteriormente, foram lavadas em água corrente e a seguir, secas e esterilizadas em câmara de fluxo com lâmpada germicida por 5 minutos. A cada cinco dias foram substituídas as raízes, transferindo-se as cochonilhas para raízes novas, cortando-se o pedaço da raiz “velha” em que as mesmas se encontravam e colocando-o sobre o material a ser infestado.

3.4 Determinação de parâmetros biológicos de *D. brevipes* em folhas e raízes de videira

A biologia de *D. brevipes* foi estudada em folhas de videira das cultivares de uva de mesa Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt).

Fêmeas adultas de *D. brevipes* provenientes da criação de manutenção foram individualizadas em placas de Petri (6,0 cm de diâmetro) sobre um disco foliar (3,5 cm de diâmetro) de videira para a obtenção das ninfas. Logo após a eclosão, ninfas de primeiro instar de *D. brevipes* foram individualizadas sobre discos de folhas (3,5 cm de diâmetro) (Figura 4a) e pedaços de raízes (Figura 4b), mantidas no interior de placas de Petri (6 cm de diâmetro) contendo uma lâmina de 1 cm de ágar-água (3%) e cobertas por parafilme, conforme o método proposto por Santa-Cecília et al. (2008).

Figura 4 - Placas de Petri, contendo uma lâmina de ágar-água 3%, utilizadas nos bioensaios com disco de folha (3,5 cm de diâmetro) (A) e pedaços de raízes (B)

Todas as placas foram mantidas em câmara climatizada ($25 \pm 2^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase) no delineamento experimental inteiramente casualizado, com 150 repetições

em cada cultivar de folha e 250 repetições em cada porta-enxerto de raiz, devido à maior dificuldade em se trabalhar com esta estrutura vegetativa.

A avaliação dos ínstaes foi realizada com base na presença das exúvias liberadas pelas ninfas, analisadas a cada dois dias com auxílio de um microscópio estereoscópico (CORRÊA et al., 2005). Como não há diferença sexual evidente no início do desenvolvimento ninfal, as repetições foram constituídas por indivíduos de sexo não conhecido, definindo-se o mesmo a partir do segundo ínstar quando os machos formam casulos para completar o seu desenvolvimento (McKENZIE, 1967). Foram avaliadas a duração e viabilidade de cada ínstar, bem como a duração e viabilidade da fase ninfal.

Na fase adulta, foram avaliados os períodos de pré-oviposição (período que compreende a última ecdise até a primeira postura) e oviposição (período em que as fêmeas realizaram postura). A fecundidade foi obtida através da contagem diária de ninfas das fêmeas que realizaram “postura” e a longevidade dos adultos como sendo a duração entre a última ecdise e a morte da cochonilha.

3.4.1 Análise dos dados

Com os dados obtidos foi elaborada a tabela de vida de fertilidade em folhas de videira das cultivares Itália e Niágara Rosada calculando-se a taxa líquida de reprodução (R_0), a taxa intrínseca de crescimento (r_m), a razão finita de aumento (λ), o intervalo médio entre gerações (IMG) e o tempo de duplicação (TD) através do método Jackknife (MAIA; LUIZ; CAMPANHOLA, 2000). Foram estimadas as médias e variâncias dos parâmetros associados à tabela de vida, os quais foram posteriormente comparados através do Teste t de student ($p < 0,05$) (SAS Institute, 2002).

Em raízes dos porta-enxertos IAC 572 e Paulsen 1103 não foram calculadas as tabelas de vida de fertilidade em razão da ausência de descendentes e do baixo número de fêmeas que ovipositaram, respectivamente.

Os dados sobre duração e reprodução foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade (SAS Institute, 2002). A viabilidade dos diferentes ínstaes e do período ninfal foi avaliada ajustando um modelo linear generalizado do tipo binomial (NELDER; WEDDERBURN, 1972). Verificou-se a

qualidade de ajuste com auxílio do gráfico meio-normal de probabilidades com envelope simulado e as comparações múltiplas foram feitas a partir da obtenção dos intervalos de confiança para as médias, segundo a distribuição binomial.

3.5 Determinação das exigências térmicas de *D. brevipes* em folhas de videira

Para determinar as exigências térmicas da fase ninfal de *D. brevipes*, ninfas recém eclodidas, provenientes de posturas realizadas por fêmeas da criação de manutenção, foram individualizadas sobre discos de folhas (3,5 cm de diâmetro) de videira da cultivar Itália (*V. vinifera*) em placas de Petri (4,5 cm de diâmetro) contendo uma lâmina de 1 cm de ágar-água (3%).

Os ensaios foram conduzidos em câmaras climatizadas reguladas nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e $30 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 100 repetições por temperatura.

A avaliação do número de instares foi realizada com base na presença das exúvias liberadas pelas ninfas, analisando-as a cada dois dias, com auxílio de um microscópio estereoscópico (CORREA et al., 2005). Foram avaliadas também a duração e viabilidade de cada instar e a duração e viabilidade da fase ninfal.

O limiar térmico inferior de desenvolvimento (T_b , em $^\circ\text{C}$) e a constante térmica (K , em graus dia – GD) de *D. brevipes* nas diferentes fases de desenvolvimento foram estimados através da regressão linear que descreve a relação entre a temperatura (T) e a taxa de desenvolvimento ($1/D$), através da equação $1/D = bT + a$ (HADDAD; PARRA, 1984).

O limiar térmico superior de desenvolvimento ($T_{\max}$) foi estimado utilizando o modelo não linear Logan 6 (LOGAN et al., 1976). As taxas de desenvolvimento de cada fase do ciclo biológico foram ajustadas no modelo $\frac{1}{D} = \psi \left[\exp(\rho T) - \exp\left(\rho T_{\max} - \frac{T_{\max} - T}{\Delta T}\right) \right]$ e os parâmetros (ψ , ρ , $T_{\max}$ e ΔT) foram estimados utilizando a regressão não linear. O parâmetro ψ corresponde à taxa de desenvolvimento na temperatura base, ρ a taxa de reação bioquímica na medida em que a temperatura aumenta para atingir a temperatura ótima de desenvolvimento (T_o), e ΔT corresponde à diferença entre a T_o e a $T_{\max}$ quando a degradação térmica torna-se a influência dominante.

Com base nas normais térmicas de Bento Gonçalves (RS), Caxias do Sul (RS), Marialva (PR), Jales (SP) e Petrolina (PE), principais pólos produtores de uva de mesa do Brasil, e nas exigências térmicas de *D. brevipes* estimou-se o provável número anual de gerações, considerando como uma geração, a duração do período ninfal mais o período que antecede a oviposição. O período de pré-oviposição foi padronizado com base no valor obtido a 25°C, que foi, em média de 32 dias.

Foi elaborado um climograma (termo-higrograma) com base nas normais climatológicas destes municípios, para avaliar as regiões de ocorrência mais provável para a espécie (SILVEIRA NETO et al., 1976). As normais climatológicas dos municípios foram obtidas através do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET, 2009) e da base de dados meteorológicos da Embrapa Uva e Vinho.

Os dados sobre duração e sobrevivência nas diferentes temperaturas foram analisados conforme o método descrito no item 3.4.1.

3.6 Determinação de parâmetros biológicos de *P. viburni* em folhas de videira

Para determinar os parâmetros biológicos de *P. viburni*, o desenvolvimento desta espécie foi estudado em folhas de videira das cultivares de uva de mesa Itália (*V. vinifera*) e Niágara Rosada (*V. labrusca*).

Fêmeas adultas de *P. viburni* provenientes da criação de manutenção, foram individualizadas em placas de Petri (6,0 cm de diâmetro) sobre um disco foliar (3,5 cm de diâmetro) de videira para a realização das posturas. As ninfas recém eclodidas de *P. viburni* foram individualizadas em placas de Petri (6 cm de diâmetro), contendo uma lâmina de 1cm de ágar-água (3%) sobre um disco foliar (3,5cm de diâmetro) e vedadas com parafilme.

Todas as placas foram mantidas em câmara climatizada ($25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $60 \pm 10\%$ UR e 14 horas de fotofase) no delineamento experimental inteiramente casualizado, com 150 repetições em cada cultivar.

As avaliações foram realizadas conforme os métodos descritos no item 3.4. No entanto, devido a espécie apresentar somente reprodução sexuada, na fase adulta foram separados 24 casais, 14 com machos recém emergidos e fêmeas adultas com, em média, 5 dias e, 10 casais com machos recém emergidos e fêmeas adultas com, aproximadamente, 30 dias na cultivar Niágara

Rosada, para avaliação do período reprodutivo e da fecundidade. Os casais foram separados com fêmeas de diferentes idades devido à ausência de informações sobre a maturidade sexual das fêmeas.

Devido à alta mortalidade das fêmeas e a ausência de sincronização entre fêmeas adultas e machos recém emergidos, não foi possível verificar os parâmetros reprodutivos na cultivar Itália.

3.6.1 Análise dos dados

A razão sexual obtida foi comparada por meio do teste qui-quadrado (X^2). Os dados referentes à duração foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade (SAS Institute, 2002). A viabilidade dos diferentes ínstaes e do período ninfal foi avaliada ajustando um modelo linear generalizado do tipo binomial (NELDER; WEDDERBURN, 1972). Verificou-se a qualidade de ajuste com auxílio do gráfico meio-normal de probabilidades com envelope simulado e as comparações múltiplas foram feitas a partir da obtenção dos intervalos de confiança para as médias, segundo a distribuição binomial.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Efeito de diferentes estruturas vegetativas, cultivares e porta-enxertos de videira no desenvolvimento, sobrevivência e reprodução de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893)

4.1.1 Duração e sobrevivência

A fase de ninfa das fêmeas de *D. brevipes*, independente da estrutura vegetativa na qual a espécie se alimentou, foi de três instares. O tempo de desenvolvimento do primeiro instar não diferiu em função da cultivar ou porta-enxerto nos quais as cochonilhas se alimentaram (Tabela 2). No segundo instar, a menor duração foi observada em raízes do porta-enxerto IAC 572, em média de 10 dias, diferindo apenas quando comparada a dos insetos que se alimentaram em folhas da cultivar Niágara Rosada, cuja duração foi a mais longa, de aproximadamente 14 dias (Tabela 2).

No entanto, as maiores diferenças foram verificadas no último instar, onde em raízes de ambos os porta-enxertos este período foi significativamente menor, em média metade do tempo observado nas folhas das cultivares Itália e Niágara Rosada (Tabela 2). O menor tempo de desenvolvimento do último instar em raízes resultou, conseqüentemente, num menor período ninfal da cochonilha nesta estrutura vegetativa quando comparado às folhas, independente da cultivar (Tabela 2).

No entanto, entre as cultivares de folhas avaliadas, o período ninfal foi significativamente mais longo para os insetos que se alimentaram na cultivar Niágara Rosada (Tabela 2). O prolongamento do período ninfal observado em folhas de Niágara Rosada pode estar relacionado à menor qualidade nutricional do hospedeiro, pois alimentos mais adequados aos insetos normalmente propiciam menor duração das fases de desenvolvimento (PARRA, 2001).

Em raízes, a duração do período ninfa-adulto variou de 32 a 33 dias e não foi influenciada pela variedade do porta-enxerto. Quando *D. brevipes* foi criada em cultivares de sua principal planta hospedeira, o abacaxi (SANTA-CECÍLIA; BUENO; PRADO, 2004), a duração do período ninfal foi semelhante à duração observada em raízes de videira no presente trabalho.

É conhecido que nem todas as plantas ou partes delas apresentam-se nutricionalmente adequadas à alimentação de insetos sugadores de seiva elaborada, como no caso das cochonilhas.

O conteúdo de nitrogênio da planta hospedeira é crucial para o desenvolvimento de insetos fitófagos e a concentração do nitrogênio solúvel, na forma de aminoácidos livres, pode variar de acordo com a espécie da planta, a variedade e a parte dela (RISEBROW; DIXON, 1987). Uma hipótese para o menor tempo de desenvolvimento e a maior ocorrência desta espécie em raízes no campo é de que a concentração de nitrogênio nesta estrutura seja maior do que a encontrada em folhas, visto que a videira possui a capacidade de armazenar nitrogênio nas partes perenes da planta, especialmente em raízes, para posterior mobilização e redistribuição (BRUNETTO et al., 2005).

A influência do nitrogênio, por meio da fertilização nitrogenada em plantas de cóleus (*Solenostemon scutellarioides* L.), resultou no aumento da capacidade reprodutiva, maior tamanho de fêmeas e no menor tempo de desenvolvimento de *P. citri* (HOGENDORP; CLOYD; SWIADER, 2006). O nitrogênio também afetou *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) (Hemiptera: Aphididae), que ao ser criado em plantas sem fertilizantes ou com teores reduzidos de nitrogênio, teve um menor desempenho reprodutivo e longevidade, demonstrando efeito positivo deste nutriente na nutrição do inseto (JANSSON; EKBOM, 2002).

Quando analisada a sobrevivência de cada ínstar observa-se uma diferença significativa entre os valores obtidos em folhas e raízes (Tabela 3). Em folhas das cultivares Itália e Niágara Rosada, a sobrevivência no primeiro instar foi superior a 90%, chegando a quase 100% na variedade Itália, enquanto que em raízes dos diferentes porta-enxertos a sobrevivência foi de apenas 30%.

No segundo instar, a viabilidade diferiu entre as cultivares Itália e Niágara Rosada, sendo maior para insetos que foram mantidos em folhas de Itália. Em raízes, não houve diferença significativa entre os porta-enxertos (Tabela 3). A viabilidade do terceiro ínstar apresentou diferenças entre folhas da cultivar Niágara Rosada e as raízes dos diferentes porta-enxertos e, entre folhas da cultivar Itália e raízes do porta-enxerto Paulsen 1103, onde foi observada a menor sobrevivência (33%) (Tabela 3).

Quanto ao período ninfal, a sobrevivência em folhas foi significativamente maior do que a obtida em raízes (Tabela 3). A menor sobrevivência em raízes pode ter ocorrido devido a um mecanismo de antibiose, onde a planta consumida afeta adversamente a biologia do inseto fitófago, reduzindo o tamanho, a longevidade, fecundidade e aumentando a mortalidade e/ou pela não preferência alimentar (SCHOONHOVEN; LOON; DICKE, 2005).

Outro fator importante, que deve ser levado em consideração, para explicar a alta mortalidade em raízes é a idade da planta hospedeira, que pode afetar diretamente a nutrição de insetos sugadores de seiva do floema, em razão de alterações fisiológicas e da disponibilidade de nutrientes na planta (LAZZARI; ZONTA-DE-CARVALHO, 2009). Os experimentos foram realizados utilizando-se folhas de plantas adultas, enquanto que nos ensaios em raízes foram utilizadas plantas com um ano de idade. Além destes fatores, é possível que *D. brevipes* apresente uma adaptação ao hospedeiro onde foram mantidas (*Cucurbita maxima*) na criação estoque, de modo que ao serem transferidas para um novo hospedeiro, necessitam de um tempo maior para se readaptar.

Apesar da baixa sobrevivência, foi observado que as cochonilhas que se alimentaram nas raízes apresentaram um período ninfa-adulto mais curto, em média de 33 dias, com o último ínstar apresentando a metade da duração observada em folhas, indicando a adequação das raízes. Este fato corroboraria com observações realizadas a campo que demonstram que *D. brevipes* é a espécie mais comum em raízes de videira (BOTTON¹, 2011, informação pessoal).

Outra possibilidade está relacionada com o fato do trabalho ter sido conduzido em laboratório, supondo-se que a baixa sobrevivência possa estar associada à metodologia utilizada, pois a exposição das raízes nas placas de Petri pode ter influenciado negativamente o desenvolvimento da espécie, que na natureza fica protegida e coberta pelo solo.

Santa-Cecília; Bueno; Prado (2004) ao estudarem o ciclo biológico de *D. brevipes* em cultivares de abacaxi obtiveram viabilidade da fase ninfal inferior aos valores obtidos em folhas das diferentes cultivares de videira neste trabalho, evidenciando a influência do hospedeiro no desenvolvimento da espécie.

Com base nos resultados obtidos sobre a duração e viabilidade das diferentes fases do desenvolvimento de *D. brevipes* é possível inferir que a espécie possui a capacidade de se desenvolver nas folhas das cultivares Itália e Niágara Rosada, bem como nas raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 e IAC 572; no entanto, as folhas da cultivar Itália são as mais adequadas ao desenvolvimento da espécie devido a menor duração do período ninfa-adulto e da maior longevidade, embora se verifique uma redução no período ninfa-adulto quando a cochonilha se alimenta nas raízes, independente do porta-enxerto utilizado (Tabela 2).

¹BOTTON, M. Embrapa Uva e Vinho.

Tabela 2 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Estrutura vegetativa	Cultivar/ Porta-enxerto	Duração (dias)			
		1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	Período ninfa-adulto
Folha	Itália	13,46 $\pm$ 0,48 a ¹	12,76 $\pm$ 0,56 ab	17,97 $\pm$ 0,79 a	42,20 $\pm$ 1,07 a
	Niágara Rosada	14,13 $\pm$ 0,52 a	13,72 $\pm$ 0,54 bc	20,46 $\pm$ 1,09 a	47,23 $\pm$ 1,39 b
Raiz	Paulsen 1103	14,85 $\pm$ 0,54 a	11,42 $\pm$ 0,82 ab	8,92 $\pm$ 1,30 b	33,69 $\pm$ 1,76 c
	IAC 572	14,25 $\pm$ 0,51 a	10,25 $\pm$ 0,87 a	10,40 $\pm$ 0,92 b	32,47 $\pm$ 1,40 c

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Tabela 3 - Viabilidade ($X \pm EP$, %) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Estrutura vegetativa	Cultivar/ Porta-enxerto	Viabilidade (%)			
		1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	Período ninfa-adulto
Folha	Itália	99,31 $\pm$ 0,69 a ¹	99,26 $\pm$ 0,73 a	65,38 $\pm$ 4,18 ab	63,56 $\pm$ 4,23 a
	Niágara Rosada	94,44 $\pm$ 1,91 a	85,93 $\pm$ 3,08 b	72,16 $\pm$ 4,57 a	56,55 $\pm$ 4,48 a
Raiz	Paulsen 1103	30,45 $\pm$ 2,95 b	54,05 $\pm$ 5,83 c	33,33 $\pm$ 7,64 c	5,37 $\pm$ 1,45 b
	IAC 572	30,45 $\pm$ 2,95 b	51,42 $\pm$ 6,01 c	41,66 $\pm$ 8,33 bc	6,27 $\pm$ 1,55 b

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelos intervalos de confiança estimados segundo ajuste de modelo binomial.

4.1.2 Longevidade e reprodução

Na fase adulta, a longevidade das fêmeas de *D. brevipes* foi, em média, de 37 dias quando criadas em folhas da cultivar Itália e de 42 dias na cultivar Niágara Rosada, não havendo diferença significativa entre tais valores (Tabela 4). Da mesma forma, a longevidade das fêmeas em raízes não foi influenciada pelos porta-enxertos nos quais as cochonilhas se alimentaram (Tabela 4).

Insetos criados em raízes viveram menos, embora os que se alimentaram em raízes de Paulsen 1103 apresentaram longevidade semelhante àqueles criados em folhas de uva Itália (Tabela 4). As raízes do porta-enxerto IAC 572 mostraram-se inadequadas para o desenvolvimento da espécie, pois as fêmeas não deixaram descendentes. Nachtigal (2003b) citou alguns porta-enxertos de videira que apresentam em geral elevado vigor e resistência às principais pragas de solo, dentre eles o IAC 572 que é resistente a filoxera, *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Phylloxeridae). Este fato pode explicar a baixa taxa de desenvolvimento e sobrevivência de *D. brevipes* neste hospedeiro, assim como o observado para *P. citri* (MORANDI FILHO et al., 2008).

A fecundidade das fêmeas variou conforme a estrutura vegetativa em que as cochonilhas se alimentaram (Tabela 4). Em folhas, o número médio de ninfas por fêmea não foi influenciado pela cultivar; no entanto, quando comparado com a fecundidade obtida em raízes do porta-enxerto Paulsen 1103, foi observada uma redução de aproximadamente 52% na capacidade de oviposição (Tabela 4). O número médio de ninfas por fêmea em raízes de Paulsen 1103 foi superior; variando de 9 a 162 ninfas (dados obtidos de 4 fêmeas) devido à presença de indivíduos com maior capacidade reprodutiva, mostrando a adequação das raízes para o desenvolvimento de *D. brevipes*.

O período de pré-oviposição foi semelhante em folhas e raízes de videira, em média de 32 dias (Tabela 4), indicando que fêmeas de *D. brevipes* ao emergir ainda não possuem o sistema reprodutivo maduro. A duração do período de oviposição também não diferiu quando o inseto foi criado em folhas e raízes de videira, sendo em média de 18 dias, havendo períodos em que as fêmeas não ovipositaram (Tabela 4).

Menezes (1973) ao estudar o ciclo biológico de *D. brevipes* em abacaxi observou que apenas fêmeas fecundadas foram capazes de produzir descendentes após um período de pré-

oviposição de, aproximadamente, oito dias. Comparando com os resultados obtidos neste trabalho, aparentemente, o período de pré-oviposição é mais curto para fêmeas que se reproduzem de forma sexuada.

Não foi observada a presença de machos de *D. brevipes* a partir das ninfas isoladas em folhas e raízes de videira, indicando a ocorrência de partenogênese telítica neste hospedeiro.

4.1.3 Tabela de vida de fertilidade de *D. brevipes* em folhas das cultivares de uva de mesa Itália e Niágara Rosada

Através dos dados obtidos na tabela de vida de fertilidade, observa-se que a taxa líquida de reprodução (R_0), que representa o número de vezes que a população aumenta a cada geração, apresentou diferenças significativas em função da cultivar na qual as cochonilhas se desenvolveram. Os resultados indicaram que a cochonilha *D. brevipes* cresce 19,82 vezes a cada geração quando criadas em folhas da cultivar Itália e 13,76 vezes em folhas da cultivar Niágara Rosada.

A taxa intrínseca de crescimento (r_m) foi de 0,037 e 0,029 em folhas da cultivar Itália e Niágara Rosada, respectivamente e a razão finita de aumento (λ), que corresponde ao número de fêmeas adicionadas à população por fêmea, que darão fêmeas numa unidade de tempo, foi de 1,03 e 1,02, respectivamente.

O intervalo médio entre gerações (IMG) variou em função da cultivar avaliada, sendo menor para os insetos que se desenvolveram em folhas da cultivar Itália (Tabela 5), devido a menor duração do período ninfal. Da mesma maneira, o tempo exigido para duplicação da população (TD) também foi inferior em folhas desta cultivar (Tabela 5).

Com base nos dados biológicos e nos resultados da tabela de vida de fertilidade, verifica-se que o emprego da variedade Niágara Rosada e do porta-enxerto IAC 572 são estratégias eficazes para reduzir a infestação da cochonilha no campo. Ao passo que o emprego da cultivar Itália sobre o porta-enxerto Paulsen 1103 tende a propiciar maiores infestações da espécie.

Tabela 4 - Longevidade (X±EP, dias), duração média (X±EP, dias) dos períodos de pré-oviposição e oviposição e fecundidade (X±EP, ninfas) de fêmeas de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt). Temp. 25 ± 2°C, UR de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas

Estrutura vegetativa	Cultivar/ Porta-enxerto	Duração (dias)			Fecundidade
		Longevidade	Período de pré-oviposição	Período de oviposição	
Folha	Itália	37,21±1,83 ab ¹	33,59±1,46 a	15,76±0,97 a	30,86±2,74 a
	Niágara Rosada	42,52±2,23 a	35,25±1,16 a	19,23±1,18 a	24,23±2,02 a
Raiz	Paulsen 1103	27,53±5,83 bc	29,00±2,51 a	20,25±3,22 a	57,50±35,33 b
	IAC 572	18,56±2,30 c	- ²	-	-

¹Médias (±EP) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelo teste de Tukey (p<0,05).

²Em raízes do porta-enxerto IAC 572 as fêmeas não realizaram postura.

Tabela 5 - Taxa líquida de reprodução (Ro), taxa intrínseca de crescimento (rm), intervalo médio entre gerações (IMG), tempo de duplicação (TD) e razão finita de aumento (λ) de *Dysmicoccus brevipes* sobre folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. 25 ± 2°C, UR de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas

Parâmetros da Tabela de Vida de Fertilidade	Cultivar		p-valor
	Itália	Niágara Rosada	
Ro	19,82±1,74	13,76±1,13	0,0049
rm	0,037±0,00	0,029±0,00	0,0000
IMG (dias)	80,61±0,54	89,39±0,58	0,0000
TD (dias)	18,66±0,62	23,57±0,74	0,0000
λ	1,037±0,00	1,029±0,00	0,0000

4.2 Exigências térmicas de *D. brevipes* em folhas de uva de mesa da cultivar Itália

A duração das diferentes fases do ciclo biológico de *D. brevipes* variou em função da temperatura, ocorrendo uma relação inversa entre o tempo de desenvolvimento e o aumento térmico (Tabela 6).

No primeiro ínstar, a maior duração foi registrada na temperatura de 15°C ($51,89 \pm 1,33$ dias). No entanto, observou-se diferença significativa neste período apenas entre as temperaturas mais baixas (15 e 20°C), enquanto que, quando o inseto foi criado a 25, 28 e 30°C, a duração foi semelhante (Tabela 6).

Com relação ao segundo ínstar, a duração a 15°C diferiu significativamente das demais temperaturas (Tabela 6). Nas temperaturas de 20, 25 e 28°C não foi observada diferença na duração desta fase, havendo uma estabilização a partir de 28°C, indicando que temperaturas superiores não favorecem o desenvolvimento do inseto (Tabela 6).

Com relação à duração da fase de ninfa de terceiro ínstar, um decréscimo pode ser observado apenas entre as temperaturas de 28 e 30°C quando comparadas às temperaturas de 20 e 25°C (Tabela 6). O tempo de desenvolvimento do terceiro ínstar na temperatura de 15°C está representado por apenas um indivíduo sobrevivente, o qual não foi incluído na análise estatística neste ínstar (Tabela 6).

A duração média do ciclo biológico (ninfas-adulto) de *D. brevipes* apresentou relação inversa à elevação da temperatura (Tabela 6), sendo que aproximadamente 92% do decréscimo do tempo de desenvolvimento foram explicados pelo aumento da temperatura ($R^2=0,92$). O tempo de desenvolvimento da fase de ninfa a adulto variou de 33 a 130 dias com o decréscimo da temperatura (Tabela 6). A diferença na duração das fases de desenvolvimento de *D. brevipes* entre extremos de temperatura também foi relatada quando o ciclo da espécie foi estudado em abacaxi, onde a variação foi de 29 (30°C) a 58 dias (20°C) (COLEN et al., 2000).

Assim como sobre a duração, a temperatura exerceu influência sobre a sobrevivência de todas as fases de desenvolvimento de *D. brevipes*. No primeiro ínstar, a sobrevivência foi de 96 a 100% na faixa térmica de 20 a 30°C, enquanto que a 15°C, 74% das ninfas sobreviveram (Tabela 7).

No segundo ínstar, houve um decréscimo na sobrevivência das ninfas mantidas a 15 e 28°C, no entanto, o decréscimo observado a 28°C, aparentemente, foi causado pela presença de

resíduos de agroquímicos aplicados nos locais onde foram coletadas as folhas para fornecimento às cochonilhas e não pelo efeito da temperatura. Nas temperaturas de 20, 25 e 30°C a sobrevivência foi superior a 95% (Tabela 7).

Tabela 6 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira da cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Temperatura (°C)	Duração (dias)			
	1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	Período ninfal
15	51,68 $\pm$ 1,18 a ¹	41,11 $\pm$ 1,98 a	45,00 $\pm$ 0,00 ²	130,00 $\pm$ 0,00 ²
20	17,27 $\pm$ 0,36 b	11,81 $\pm$ 0,40 b	17,69 $\pm$ 0,68 a	47,24 $\pm$ 1,04 a
25	11,70 $\pm$ 0,34 c	11,75 $\pm$ 0,35 b	19,48 $\pm$ 1,01 a	42,58 $\pm$ 1,41 b
28	10,32 $\pm$ 0,35 c	9,73 $\pm$ 0,77 bc	11,25 $\pm$ 1,43 b	32,33 $\pm$ 1,65 c
30	12,83 $\pm$ 0,25 c	8,80 $\pm$ 0,40 c	11,55 $\pm$ 0,61 b	32,95 $\pm$ 0,94 c

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

²Dados não incluídos na análise estatística devido à ausência de repetições.

Tabela 7 - Viabilidade ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira da cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Temperatura (°C)	Sobrevivência (%)			
	1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	Período ninfal
15	74,72 $\pm$ 4,58 a ¹	23,25 $\pm$ 4,58 a	5,00 $\pm$ 5,00 a	1,09 $\pm$ 1,09 a
20	96,84 $\pm$ 1,80 b	97,77 $\pm$ 1,56 b	90,58 $\pm$ 3,18 c	81,05 $\pm$ 4,04 d
25	100,0 $\pm$ 0,00 c	100,0 $\pm$ 0,00 c	62,22 $\pm$ 5,13 b	57,14 $\pm$ 5,02 c
28	100,0 $\pm$ 0,00 c	45,28 $\pm$ 6,90 a	50,00 $\pm$ 10,42 b	22,64 $\pm$ 5,80 b
30	99,00 $\pm$ 1,00 b	94,94 $\pm$ 2,21 b	83,80 $\pm$ 3,96 c	73,00 $\pm$ 4,46 cd

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelos intervalos de confiança estimados segundo ajuste de modelo binomial.

A temperatura de 15°C afetou significativamente o terceiro ínstar, resultando em uma mortalidade de 95% das ninfas. A sobrevivência das ninfas também foi reduzida a 25 e 28°C, ao

passo que a 20 e 30°C foram registradas as maiores porcentagens de sobrevivência, 90 e 83%, respectivamente (Tabela 7).

A sobrevivência do período ninfal foi significativamente afetada pela temperatura, variando de 81,05% a 20°C a 1,09% a 15°C. Uma reduzida sobrevivência para este período de desenvolvimento também foi observada a 28°C; no entanto, neste caso atribui-se a possível presença de agroquímicos nas folhas (Tabela 7). Varikou et al. (2010) ao estudarem o efeito de diferentes temperaturas sobre o desenvolvimento e longevidade de *P. ficus* em uva de mesa, obtiveram sobrevivência de 48,80% na temperatura de 25°C.

Embora a sobrevivência tenha decaído a 28°C devido a presença de agroquímicos, acredita-se que esta temperatura também é adequada ao desenvolvimento da espécie, pois proporcionou um menor tempo de desenvolvimento do período ninfa-adulto, como observado a 30°C.

Cabe ressaltar que em condições naturais, as cochonilhas não são submetidas a temperaturas constantes, tendo a chance de se proteger em microclimas mais adequados, como por exemplo, sob a casca do tronco, entre folhas e cachos de uva, favorecendo o desenvolvimento do inseto (GEIGER; DAANE, 2001).

Com base na duração do ciclo biológico e da viabilidade, verificou-se que temperaturas entre 20 e 30°C são as mais favoráveis ao desenvolvimento de *D. brevipes*. Embora a temperatura de 20°C tenha resultado em uma maior duração do período ninfal, esta temperatura apresentou a maior porcentagem de sobrevivência das ninfas, assim como na temperatura de 30°C que também favoreceu a sobrevivência e o desenvolvimento da espécie, devido à alta viabilidade observada no período ninfal e do curto tempo de duração do ciclo biológico.

Quando o ciclo biológico de *D. brevipes* foi estudado em abacaxi, a temperatura de 30°C foi a que resultou no menor tempo de desenvolvimento; no entanto, não foram relatadas as porcentagens de sobrevivência nas diferentes temperaturas estudadas (COLEN et al., 2000). Assim como para *D. brevipes*, o desenvolvimento e a sobrevivência de *P. ficus* em uva de mesa também foram favorecidos pela temperatura constante de 30°C (VARIKOU et al., 2010), indicando que a espécie pode se adaptar em regiões de clima mais quente por ser, como referido por Williams; Granara de Willink (1992), de região neotropical.

O limiar térmico inferior de desenvolvimento (Tb) para o ciclo biológico (ninfa-adulto) de fêmeas de *D. brevipes* foi de 8,2°C, enquanto que para ninfas de 1°, 2° e 3° ínstaes, a

temperatura base variou entre 8 e 9°C (Tabela 8; Figura 5). Com base no limiar térmico inferior, constatou-se que a espécie necessita de 678,42 graus-dia (GD) para completar o seu desenvolvimento (Tabela 8).

Além da temperatura, características inerentes à própria espécie e à qualidade nutricional da planta hospedeira na qual os insetos foram mantidos podem afetar o tempo de desenvolvimento (BERGANT; TRDAN, 2006). Este fato fica evidente quando o limiar térmico inferior das diferentes fases do ciclo biológico de *D. brevipēs* em videira é comparado aos obtidos quando o inseto foi criado em abacaxi, onde os valores para o 1º, 2º, 3º ínstaes e período ninfa-adulto de fêmeas foram, respectivamente, de 13,9, 6,1, 2,5, e 9,5°C (COLEN et al., 2000), mostrando a influência da planta hospedeira no desenvolvimento do inseto.

A variação verificada nos valores obtidos em diferentes hospedeiros também pode estar relacionada à adaptação das populações às condições climáticas do local na qual vivem, à diferença no fotoperíodo utilizado nos experimentos, assim como, no método utilizado para estimar os limiares de desenvolvimento, os quais diferiram dos utilizados neste trabalho (TRUDGILL et al., 2005; BERGANT; TRDAN, 2006). O limiar térmico inferior de desenvolvimento também pode diminuir com o aumento da latitude. Segundo Honek (1996), espécies que vivem mais próximas aos trópicos possuem temperatura base (em média de 13,7°C) maior do que aquelas que habitam os subtropicos (em média de 10,5°C) e regiões de clima temperado (em média de 7,9°C).

O limiar térmico superior de desenvolvimento (T_{max}) de *D. brevipēs* foi estimado em 34,5°C para o período ninfal. Também foi observado que ninfas de 2º ínstar foram mais resistentes à elevação da temperatura quando comparadas com os demais ínstaes (Tabela 9, Figura 5). Temperaturas maiores do que as observadas para o limiar térmico superior de desenvolvimento da espécie podem ocorrer nas diferentes regiões produtoras de uvas de mesa; no entanto, as cochonilhas podem se abrigar em microclimas mais adequados (GEIGER; DAANE, 2001).

Sendo assim, por meio dos limiares térmicos inferiores e superiores de desenvolvimento para o período de ninfa-adulto de *D. brevipēs* é possível afirmar que a faixa de desenvolvimento da espécie se situa entre 8,2 e 34,5°C, sendo as temperaturas entre 20 e 30°C as mais favoráveis.

Figura 5 - Relação entre a taxa de desenvolvimento (1/D) do 1º, 2º e 3º ínstaes e do período ninfal-adulto de *Dysmicoccus brevipes* e a temperatura (°C), em folhas de uvas de mesa, cultivar Itália (*Vitis vinifera*). UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas (T_b : limiar inferior de desenvolvimento; $T_{\text{máx}}$: limiar superior de desenvolvimento)

Tabela 8 - Equação linear da velocidade de desenvolvimento (1/D), coeficiente de determinação (R²), limiar térmico inferior de desenvolvimento (Tb) e constante térmica (K), das fases imaturas e do período ninfal de *Dysmicoccus brevipes* mantida em folhas de videira, cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas

Fase de desenvolvimento	Equação da regressão linear	R ²	Tb (°C)	K (GD)	p-valor
Ninfa de 1° ínstar	Y = -0,03853 + 0,00447x	0,8208	8,61	223,51	0,0341
Ninfa de 2° ínstar	Y = -0,04230 + 0,00508x	0,8553	8,31	196,57	0,0244
Ninfa de 3° ínstar	Y = -0,03790 + 0,00413x	0,8667	9,16	241,77	0,0215
Período ninfa-adulto	Y = -0,01208 + 0,00147x	0,9253	8,2	678,42	0,0088

Tabela 9 - Limiar térmico superior de desenvolvimento (T_{max}) e parâmetros estimados pelo modelo Logan 6 para as fases imaturas e para o período ninfa-adulto de *Dysmicoccus brevipes* em folhas de videira, cultivar Itália (*Vitis vinifera*), nas temperaturas de 15, 20, 25, 28 e 30°C. UR de 60 ± 10% e fotofase de 14 horas

Fase de desenvolvimento	T _{max} (°C)	ψ ^a	ρ ^b	ΔT ^c	R ²
Ninfa de 1° ínstar	32,62	0,07776	0,197036	5,048199	0,9701
Ninfa de 2° ínstar	36,63	0,023693	0,144516	6,512778	0,8330
Ninfa de 3° ínstar	33,75	0,045608	0,205007	4,853567	0,8176
Período ninfa-adulto	34,51	0,137967	0,169194	5,899896	0,9267

^aψ, taxa de desenvolvimento na temperatura base

^bρ taxa de reação bioquímica na medida em que a temperatura aumenta para atingir a temperatura ótima de desenvolvimento (T_{opt})

^cΔT diferença entre a T_{opt} e a T_{max} quando a degradação térmica torna-se a influência dominante

Com base na temperatura média anual e no limiar térmico inferior de desenvolvimento de *D. brevipes*, o número estimado de gerações anuais para os principais pólos produtores de uva de mesa no Brasil, Bento Gonçalves (RS), Caxias do Sul (RS), Marialva (PR), Jales (SP) e Petrolina (PE), é de 3,40, 3,15, 4,44, 4,84 e 5,25, respectivamente (Tabela 10).

Esta estimativa do número anual de gerações para *D. brevipes* nas diferentes regiões necessita ser validada em campo, visto que além da temperatura, outros fatores podem influenciar o estabelecimento e adaptação das populações da espécie, como por exemplo, a umidade, a fase do desenvolvimento e o sistema de condução das plantas, além das práticas culturais realizadas no vinhedo (GEIGER; DAANE, 2001; CID et al., 2010), a atuação dos inimigos naturais, assim como as cultivares e os porta-enxertos utilizados, conforme os resultados obtidos neste trabalho. O número anual de gerações também pode variar conforme a planta hospedeira, visto que em abacaxi o número provável de gerações anuais foi superior ao estimado neste trabalho, onde a 27°C a espécie pode completar até 10 gerações em um ano (COLEN et al., 2000).

Tabela 10 - Regiões produtoras de uvas de mesa, temperatura média anual (°C) e número provável de gerações anuais de *Dysmicoccus brevipes* com base no limiar térmico inferior de desenvolvimento (8,2°C)

Município	Temperatura média anual (°C)	Nº estimado de gerações/ ano
Bento Gonçalves (RS)	17,3	3,40
Caxias do Sul (RS)	16,3	3,15
Jales (SP)	23,8	4,84
Maringá (PR) ¹	21,7	4,44
Petrolina (PE)	26,3	5,25

¹Maringá (PR) representa a cidade produtora de Marialva (PR).

Até o momento, *D. brevipes* tem sido relatada apenas em vinhedos do Rio Grande do Sul; no entanto, os dados de temperatura indicam que a espécie pode se desenvolver nas demais regiões produtoras de uva de mesa do país.

Embora não tenha sido estudada a influência da umidade relativa sobre o desenvolvimento de *D. brevipes*, elaboraram-se climogramas envolvendo este parâmetro climático e a temperatura, que foi a variável estudada (Figura 6). Estes termo-higrogramas têm por objetivo mostrar qual a distribuição média destes dois parâmetros nas regiões em que ocorre a praga em relação às outras áreas em que eventualmente ela possa ocorrer. Embora tal comparação necessite de validação, pode-se ter uma idéia das áreas em que há maior coincidência destes parâmetros e, portanto, teoricamente, com maiores possibilidades de ocorrência e adaptação da praga. Como se tratam de médias, todas as áreas têm temperaturas dentro da faixa térmica determinada para a espécie, ou seja, entre 8,2°C a 34,5°C; entretanto, as peculiaridades locais podem interferir nesta ocorrência, estando a temperatura e a umidade dentre os fatores de maior importância.

Com base nas normais climatológicas, as regiões de Bento Gonçalves e Caxias do Sul (RS), onde há ocorrência da praga, são bem diferentes de Petrolina (PE), Marialva (PR) e Jales (SP), sendo que nestas duas últimas, existem pontos de coincidência (Figura 6). Ainda assim, estas regiões têm, na maior parte do ano, condições térmicas e higrométricas diferentes das áreas de ocorrência da praga. Isto não impede, no entanto, que a praga ocorra, embora, aparentemente, ela tenha menos condições de se estabelecer.

Figura 6 - Termo-higrograma com base nas normais climatológicas de Bento Gonçalves e Caxias do Sul (RS), Marialva (PR), Jales (SP) e Petrolina (PE)

As exigências térmicas determinadas neste trabalho podem auxiliar na compreensão da dinâmica populacional de *D. brevipes* nos vinhedos, assim como na previsão de picos populacionais, indicando quando as amostragens para o monitoramento da população devem ser iniciadas ou intensificadas ou, em que momento o controle deve ser empregado. Além disto, estas informações poderão servir de base para a otimização de criações em laboratório, assim como para o estabelecimento de futuros programas de controle biológico, onde o conhecimento das exigências térmicas associado à amostragem da população em campo permitirá prever o período mais adequado para a liberação de parasitóides.

4.3 Efeito de folhas de diferentes cultivares de videira no desenvolvimento, sobrevivência e reprodução de *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875)

4.3.1 Duração e viabilidade

Foram obtidos machos e fêmeas de *P. viburni* nas cultivares Itália e Niágara Rosada, sendo a razão sexual de 0,90 e 0,84, respectivamente. O desenvolvimento ninfal das fêmeas apresentou três ínstarres livres, independente da cultivar; enquanto que os machos apresentaram quatro ínstarres. No caso dos machos, ao final do segundo ínstar foram construídos casulos de filamentos cerosos, dentro dos quais as ninfas passaram pelos estágios pré-pupal e pupal.

A duração do primeiro ínstar de fêmeas de *P. viburni* diferiu em função da cultivar, sendo mais longa para fêmeas que se alimentaram em folhas da cultivar Niágara Rosada (Tabela 11). O inverso ocorreu no segundo e terceiro ínstarres, onde a duração foi significativamente menor para as fêmeas mantidas nesta cultivar (Tabela 11). No entanto, quando comparada a duração do período ninfal, não foram detectadas diferenças entre os hospedeiros (Tabela 11), diferentemente dos resultados obtidos para *D. brevipes*, onde a duração deste período foi significativamente influenciada pela cultivar.

Para machos, a duração do primeiro ínstar não apresentou diferenças em função da cultivar, o contrário do que ocorreu no segundo ínstar, onde os insetos que se alimentaram em folhas da cultivar Niágara Rosada tiveram um menor tempo de desenvolvimento (Tabela 11). Os terceiro e quarto ínstarres tiveram duração similar em ambas as cultivares, assim como a duração

de todo o período ninfal, indicando que as folhas das diferentes cultivares não influenciaram o desenvolvimento de machos desta espécie (Tabela 11).

Diferentemente de *D. brevipes*, a sobrevivência de fêmeas de *P. viburni* foi afetada pelo hospedeiro, sendo significativamente maior em folhas da cultivar Niágara Rosada (Tabela 12), indicando que é possível uma maior ocorrência de populações desta espécie em uvas de mesa desta cultivar. A sobrevivência do período ninfal em folhas da cultivar Itália foi de apenas 13%, enquanto que em Niágara Rosada esta chegou a 74%. Os resultados indicam um possível mecanismo de resistência do tipo antibiose e/ou a não preferência alimentar em fêmeas de *P. viburni* que foram alimentadas com folhas da cultivar Itália, devido à baixa sobrevivência e longevidade observadas.

Para machos, a sobrevivência nos diferentes instares não foi influenciada pela cultivar, visto que ao final do segundo ínstar, ao construir o casulo, os machos cessam sua alimentação, sendo menos afetados pela qualidade do hospedeiro. A sobrevivência em ambos os hospedeiros foi sempre superior a 80%, atingindo 100% no primeiro e segundo instares (Tabela 12).

4.3.2 Longevidade e reprodução

A reprodução de *P. viburni* é apenas sexuada (WATERWORTH; WRIGHT; MILLAR, 2011). Nas fêmeas adultas e virgens que foram mantidas isoladas, foi observada a produção de ovissaco e de ovos em cinco fêmeas oriundas da cultivar Niágara Rosada e em uma fêmea da cultivar Itália, no entanto não houve a eclosão das ninfas.

Foram formados 24 casais na cultivar Niágara Rosada, 14 com machos recém emergidos e fêmeas adultas com, em média, 5 dias e, 10 casais com machos recém emergidos e fêmeas adultas com, aproximadamente, 30 dias, entretanto, não foi observado acasalamento e nem a produção de ovos. O acasalamento pode não ter ocorrido por alguns fatores como a idade das fêmeas, a planta hospedeira, ou mesmo pela falta de sincronização entre casais, afetando o comportamento pela emissão de componentes químicos que interferem na atração entre os sexos (LIMA; DELLA LUCIA, 2001).

Para *P. citri*, foi demonstrado que após a emergência, os machos necessitam completar um período de maturação sexual de pelo menos 30 horas antes de estarem aptos a responder aos feromônios sexuais e copularem (SILVA et al., 2009). Já Waterworth; Wright; Millar (2011)

observaram diferenças entre a atratividade de fêmeas e a receptividade de machos, quase sempre atrasando o início da cópula. Por este motivo, ao realizarem estudos com diferentes espécies de pseudococcídeos, entre elas *P. viburni*, foram mantidos mais de um macho com cada fêmea, fato não realizado neste experimento devido à reduzida disponibilidade de indivíduos.

Na fase adulta, os insetos criados em folhas da cultivar Niágara Rosada tiveram uma longevidade maior em relação àqueles criados em folhas da cultivar Itália, vivendo cerca de 60 dias a mais (Tabela 11).

Os machos de *P. viburni* vivem cerca de três dias (Tabela 11). Apesar da curta duração da fase adulta dos machos, foi possível verificar diferenças na longevidade conforme o hospedeiro, sendo a longevidade maior em machos que se desenvolveram na cultivar Niágara Rosada (Tabela 11).

O desempenho de cada estágio de vida dos insetos depende do sucesso do estágio anterior em obter, sintetizar e acumular as substâncias nutricionais em quantidades adequadas (PARRA, 2009). Sendo assim, confirma-se através da longevidade dos adultos e da maior viabilidade das diferentes fases a melhor adequação da cultivar Niágara Rosada para o desenvolvimento da espécie.

Tabela 11 - Duração média ($X \pm EP$, dias) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de *Pseudococcus viburni* e longevidade de machos e fêmeas, em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Sexo	Cultivar	1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	4° ínstar	Período Ninfal	Longevidade
Fêmeas	Itália	22,26 $\pm$ 0,80 a ¹	37,81 $\pm$ 2,96 a	44,07 $\pm$ 3,18 a	-	88,64 $\pm$ 4,82 a	32,46 $\pm$ 6,19 a
	Niágara Rosada	25,05 $\pm$ 0,96 b	25,66 $\pm$ 0,90 b	35,71 $\pm$ 0,99 b	-	81,91 $\pm$ 1,87 a	96,15 $\pm$ 4,94 b
Machos	Itália	20,46 $\pm$ 1,12 a	32,86 $\pm$ 3,23 a	8,12 $\pm$ 1,56 a	6,42 $\pm$ 1,06 a	67,57 $\pm$ 5,89 a	2,58 $\pm$ 0,35 a
	Niágara Rosada	22,41 $\pm$ 1,34 a	24,25 $\pm$ 2,29 b	8,50 $\pm$ 0,72 a	5,88 $\pm$ 0,65 a	61,00 $\pm$ 1,78 a	4,00 $\pm$ 0,48 b

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical, entre sexos, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Tabela 12 - Viabilidade ($X \pm EP$, %) das fases imaturas e do período ninfa-adulto de machos e fêmeas de *Pseudococcus viburni* em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*). Temp. $25 \pm 2^\circ\text{C}$, UR de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 14 horas

Sexo	Cultivar	1° ínstar	2° ínstar	3° ínstar	4° ínstar	Período Ninfal
Fêmeas	Itália	73,50 $\pm$ 4,09 a ¹	42,10 $\pm$ 5,70 a	46,66 $\pm$ 9,26 a	-	13,33 $\pm$ 3,33 a
	Niágara Rosada	89,90 $\pm$ 2,89 b	95,74 $\pm$ 2,09 b	87,05 $\pm$ 3,66 b	-	74,00 $\pm$ 4,40 b
Machos	Itália	100 $\pm$ 0,00 a	100 $\pm$ 0,00 a	80,00 $\pm$ 13,33 a	92,30 $\pm$ 7,69 a	80,00 $\pm$ 10,69 a
	Niágara Rosada	100 $\pm$ 0,00 a	100 $\pm$ 0,00 a	95,65 $\pm$ 4,34 a	94,44 $\pm$ 5,55 a	89,47 $\pm$ 7,23 a

¹Médias ($\pm EP$) seguidas da mesma letra na vertical não diferem entre si pelos intervalos de confiança estimados segundo ajuste de modelo binomial.

5 CONCLUSÕES

1. *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) desenvolve-se em folhas de videira das cultivares Itália (*Vitis vinifera*) e Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) e em raízes dos porta-enxertos Paulsen 1103 (*Vitis berlandieri* X *Vitis rupestris*) e IAC 572 (*Vitis caribaea* X 101-14 Mgt);
2. Folhas da cultivar Itália (*V. vinifera*) são mais adequadas para o desenvolvimento de *D. brevipes* em relação às folhas da cultivar Niágara Rosada (*V. labrusca*);
3. Raízes do porta-enxerto IAC 572 (*V. caribaea* X 101-14 Mgt) são inadequadas para o desenvolvimento de *D. brevipes*, originando fêmeas que não se reproduzem;
4. As ninfas de *D. brevipes* que sobrevivem nas raízes do porta-enxerto Paulsen 1103 (*V. berlandieri* X *V. rupestris*), se desenvolvem melhor do que em folhas;
5. A taxa líquida de reprodução (R_o) de *D. brevipes* é maior em folhas da cultivar Itália (*V. vinifera*) (19,82) em relação à cultivar Niágara Rosada (*V. labrusca*) (13,78);
6. O desenvolvimento de *D. brevipes* se dá entre 8,2 e 34,5°C, com a faixa térmica ótima entre 20 e 30°C;
7. O limiar térmico inferior de desenvolvimento de *D. brevipes* é de 8,2°C, o limiar térmico superior de desenvolvimento de 34,5°C e a constante térmica (K) de 678,4 graus-dia;
8. O número provável de gerações anuais de *D. brevipes* é de 3,4, 3,1, 4,4, 4,8 e 5,2 para as regiões de Bento Gonçalves e Caxias do Sul (RS), Marialva (PR), Jales (SP) e Petrolina (PE), respectivamente;
9. Folhas de videira da cultivar Niágara Rosada (*V. labrusca*) são mais adequadas ao desenvolvimento de *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) em relação às folhas da cultivar Itália (*V. vinifera*).

REFERÊNCIAS

- AFONSO, A.P.S. **Biologia e controle de *Parthenolecanium persicae* (Fabricius, 1776) (Hemiptera: Coccidae) e transmissão de vírus por *P. persicae* e *Pseudococcus viburni* (Signoret, 1875) (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira.** 2005. 70 p. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2005.
- BEARDSLEY, J.W. Notes on the pineapple mealybug complex, with descriptions of two new species (Homoptera: Pseudococcidae). **Hawaiian Entomological Society Proceedings**, Honolulu, v. 19, n. 1, p. 55-68, 1965.
- BELL, V.A.; BONFIGLIOLI, R.G.E.; WALKER, J.T.S.; LO, P.L.; MACKAY, J.F.; MCGREGOR, S.E. Grapevine leafroll-associated virus 3 persistence in *Vitis vinifera* remnant roots. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 91, n. 3, p. 527-533, 2009.
- BEN-DOV, Y. **A systematic catalogue of the mealybugs of the world (Insecta: Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae and Putoidae) with data on geographical distribution, host plants, biology and economic importance.** Andover: Intercept, 1994. 686 p.
- BERGANT, K.; TRDAN, S. How reliable are thermal constants for insect development when estimated from laboratory experiment? **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Oxford, v. 120, p. 251-256, 2006.
- BERTIN, S.; CAVALIERI, V.; GRAZIANO, C.; BOSCO, D. Survey of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) vectors of *Ampelovirus* and *Vitivirus* in vineyards of northwestern Italy. **Phytoparasitica**, Dordrecht, v. 38, p. 401-409, 2010.
- BÓRBON, C.M. de; GRACIA, O.; GÓMEZ TALQUENCA, G.S. Mealybugs and grapevine leafroll-associated virus 3 in vineyards of Mendoza, Argentina. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 55, n. 3, p. 283-285, 2004.
- 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 and Technology**, Oxford, 2011. No prelo.
- BOTTON, M.; FAJARDO, T.V.M.; MORANDI FILHO, W.J.; GRUTZMACHER, A.D.; PRADO, E. Vetor encoberto – cochonilhas algodonasas em uva. **Cultivar HF**, Pelotas, v. 7, p. 28-29, 2007.
- BRUNETTO, G.; KAMINSKI, J.; MELO, G.W.B.; GATIBONI, L.C.; URQUIAGA, S. Absorção e redistribuição do nitrogênio aplicado via foliar em videiras jovens. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.27, p.110-114, 2005.

CABALEIRO, C.; SEGURA, A. Field transmission of grapevine leafroll associated virus 3 (GLRaV-3) by the mealybug *Planococcus citri*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 81, p. 283-287, 1997.

_____. Temporal analysis of grapevine leafroll associated virus 3 epidemics. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 114, p. 441-446, 2006.

CHARLES, J.G.; FROUD, K.J.; BRINK, R.V.D.; ALLAN, D.J. Mealybugs and the spread of grapevine leafroll-associated virus 3 (GLRaV-3) in a New Zealand vineyard. **Australasian Plant Pathology**, Dordrecht, v. 38, p. 576-583, 2009.

CHARLES, J.G. Using parasitoids to infer a native range for the obscure mealybug, *Pseudococcus viburni*, in South America. **Biocontrol**, Dordrecht, v. 56, p. 155-161, 2011.

CHAVARRIA, G.; SANTOS, H.P. dos. Manejo de videiras sob cultivo protegido. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 6, p. 1917-1924, 2009.

CHONG, J-H.; RODA, A.L.; MANNION, C.M. Life history of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), at constant temperatures. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 37, n. 2, p. 323-332, 2008.

CICHÓN, L.; GARRIDO, S.; FERNÁNDEZ, D. Cochinilla harinosa: cómo prepararse para su reconocimiento, monitoreo y control durante la próxima temporada. **Fruticultura & Diversificación**, Río Negro, n. 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**, Lanham, v. 103, n. 3, p. 619-630, 2010.

COLÉN, K.G.F.; SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; MORAES, J.C.; REIS, P.B. Efeitos de diferentes temperaturas sobre a biologia da cochonilha pulverulenta *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 22, n. 2, p. 248-252, 2000.

CORRÊA, L.R.B.; BONANI, J.P.; SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; SOUZA, B. Aspectos biológicos da cochonilha-branca *Planococcus citri* (Risso, 1813) em citros. **Laranja**, Cordeirópolis, v. 26, n. 2, p. 265-271, 2005.

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**, Oxford, v. 12, n. 4, p. 235-248, 1983.

CULIK, M.P.; GULLAN, P.J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espírito Santo, Brazil. **Zootaxa**, Auckland, v. 964, p. 1-8, 2005.

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**, Oxford, v. 32, p. 583-596, 2007.

DAANE, K.M.; COOPER, M.L.; TRIAPITSYN, S.V.; WALTON, V.M.; YOKOTA, G.Y.; HAVILAND, D.R.; BENTLEY, W.J.; GODFREY, K.E.; WUNDERLICH, L.R. Vineyard managers and researchers seek sustainable solutions for mealybugs, a changing pest complex. **California Agriculture**, Berkeley, v. 62, n. 4, p. 167-176, 2008.

FAJARDO, T.V.M., KUHN, G. B. ; NICKEL, O. Doenças Virais, In: FAJARDO, T. V. M. (Ed.). **Uva para processamento: Fitossanidade**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p. 45-62.

FLAHERTY, D.L.; PHILIPS, P.A.; LEGNER, E.F. PEACOCK, W.L.; BENTLEY, W.J. Mealybugs. In: FLAHERTY, D.L.; CHRISTENSEN, L.P.; LANINI, W.T.; MAROIS, J.J.; PHILLIPS, P.A.; WILSON, L.T. (Ed.) **Grape Pest Management**. Oakland: University of California, 1992. p.159-165.

FOLDI, I.; SORIA, S.J. Les cochonilles nuisibles a la vigne em Amérique du Sud (Homoptera: Coccoidea). **Annales de la Societ Entomologique de France**, Paris, v. 24, n. 25, p. 411-430, 1989.

GARAU, R.; PROTA, V.A.; BOSCIA, D.; FIORI, M.; PROTA, U. *Pseudococcus affinis* Mask., new vector of grapevine trichoviruses A and B. **Vitis**, Siebeldingen, v. 34, n. 1, p. 67-68, 1995.

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**, Lanham, v. 94, n. 1, p. 291-301, 2001.

GODFREY, K.E.; DAANE, K.M.; BENTLEY, W.J.; GILL, R.J.; MALAKAR-KUENEN, R. **Mealybugs in California Vineyards**. Oakland: University of California, 2002. 16 p. (Publication 21612).

GODINHO, M.A.; FRANCO, J.C. Survey on the pest status of mealybugs in Portuguese vineyards. **IOBC WPRS Bulletin**, Ponte de Lima, v. 24, n. 7, p. 221-225. 2001.

GOLINO, D.A.; SIM, S.T.; GILL, R.; ROWHANI, A. California mealybugs can spread grapevine leafroll disease. **California Agriculture**, Berkeley, v. 56, p. 196-201, 2002.

GONZÁLEZ, R.H. Chanchitos blancos de importancia agrícola y cuarentenaria, en huertos frutales de Chile (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Frutcola**, Santiago, v. 24, n. 1, p. 5-17, 2003a.

_____. Manejo cuarentenario de chanchitos blancos de pomceas en Chile (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Frutcola**, Santiago, v. 24, n. 3, p. 89-98, 2003b.

- GONZÁLEZ, R.H.; VOLOSKY, C. Chanchitos blancos y polillas de la fruta: problema cuarentenarios de la fruta de exportación. **Revista Frutícola**, Santiago, v. 25, n. 2, p. 41-62, 2004.
- GRANARA DE WILLINK, M.C. *Dysmicoccus* de la región neotropical (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, Tucumán, v. 68, p. 11-95, 2009.
- GRASSWITZ, T.R.; JAMES, D.G. Movement of grape mealybug, *Pseudococcus maritimus*, on and between host plants. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Oxford, v. 129, p. 268-275, 2008.
- HADDAD, M.L.; PARRA, J.R.P. **Métodos para estimar as exigências térmicas e os limites de desenvolvimento dos insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1984. 45 p.
- 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**, Lanham, v. 35, p. 201-211, 2006.
- HONEK, A. Geographical variation in thermal requirements for insect development. **European Journal of Entomology**, Ceske Budejovice, v.93, p.303-312, 1996.
- INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA. **Normais Climatológicas (1961-1990)**. Brasília, DF: INMET, 2009. 465p.
- IRACHETA, M.S.O.; GONZÁLEZ, R.H. Taxonomía, desarrollo y observaciones biológicas del chanchito blanco de los frutales, *Pseudococcus viburni* (Signoret). **Revista Frutícola**, Santiago, v. 26, n. 1, p. 5-12, 2005.
- JANSSON, J.; EKBOM, B. The effect of different plant nutrient regimes on the aphid *Macrosiphum euphorbiae* growing on petunia. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 104, p. 109-116, 2002.
- KOMAR, V.; VIGNE, E.; DEMANGEAT, G.; FUCHS, M. Beneficial effect of selective virus elimination on the performance of *Vitis vinifera* cv. Chardonnay. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 58, n. 2, p. 202-210, 2007.
- KUNIYUKI, H.; GIORIA, R.; REZENDE, J.A.M.; WILLINK, M.C.G.; NOVO, J.P.S.; YUKI, V.A. Transmissão experimental do Grapevine virus B pela cochonilha *Pseudococcus longispinus* Targioni-Tozzetti (Hemiptera: Pseudococcidae). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 32, n. 2, p. 151-155, 2006.
- LAZZARI, S.M.N.; ZONTA-DE-CARVALHO, R.C. Sugadores de seiva (Aphidoidea). In: PANIZZU, A.R.; PARRA, J.R.P. (Ed.). **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. 1164 p.

LEPAGE, H.S. Abóbora, cobaias para o estudo das pragas dos vegetais. **O Biológico**, São Paulo, v. 8, n. 9, p. 221-224, 1942.

LIMA, E.R.; DELLA LUCIA, T.M.C. Biodinâmica dos feromônios. In: VILELA, E.F.; DELLA LUCIA, T.M.C. (Ed.). **Feromônios de insetos: biologia, química e aplicação**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 13-26.

LOGAN, J.A.; WOLLKIND, S.C.; HOYT, S.C.; TANIGOSHI, L.K. An analytical model for description of temperature dependent rate phenomenon in arthropods. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 5, p. 1133-1140, 1976.

MAIA, A. de H.N.; LUIZ, A.J.B.; CAMPANHOLA, C. Statistical inference on associated fertility life table parameters using Jackknife technique: computational aspects. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 93, n. 2, p. 511-518, 2000.

MALAUSSA, T.; FENIS, A.; WAROT, S.; GERMAIN, J-F.; RIS, N.; PRADO, E.; BOTTON. M.; VANLERNEGHE-MASSUTI, F.; SFORZA, R.; CRUAUD, C.; CULOUX, A.; KREITER, P. DNA markers to disentangle complexes of cryptic taxa in mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 135, p. 142-155, 2010.

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

McKENZIE, H.L. **Mealybugs of California with taxonomy, biology, and control of North American species (Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae)**. Berkeley: University of California Press, 1967. 526 p.

MENEZES, E.B. **Bioecologia e controle da cochonilha farinhosa do abacaxi *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) Ferris, 1950 (Homoptera: Pseudococcidae)**. 1973. 77 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1973.

MGOICHEKI, N.; ADDISON, P. Interference of ants (Hymenoptera: Formicidae) with biological control of the vine mealybug *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Biological Control**, Maryland Heights, v. 49, p. 180-185, 2009.

MILLER, D.R.; GILL, R.J.; WILLIAMS, D.J. Taxonomic analysis of *Pseudococcus affinis* (Maskell), a senior synonym of *Pseudococcus obscurus* Essig, and a comparison with *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn) (Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Easton, v. 86, n. 3, p. 703-713, 1984.

MORANDI FILHO, W.J. **Cochonilhas-farinhentas associadas à videira na Serra Gaúcha, bioecologia e controle de *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae)**. 2008. 93 p. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2008.

MORANDI FILHO, W.J.; GRÜTZMACHER, 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**, Brasília, v. 43, p. 941-947, 2008.

MUDAVANHU, P. **An investigation into the integrated pest management of the obscure mealybug, *Pseudococcus viburni* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae), in pome fruit orchards in the Western Cape Province, South Africa**. 2009. 110 p. Tese (Mestrado em Entomologia) - Faculty of AgriSciences, University of Stellenbosch, South Africa, 2009.

NACHTIGAL, J.C. **Avanços tecnológicos na produção de uvas de mesa**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 10., 2003, Bento Gonçalves. **Palestra...** Bento Gonçalves: EMBRAPA Uva e Vinho, 2003a.

NACHTIGAL, J.C. **Produção de mudas de videira em Regiões Tropicais e Subtropicais**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003b. 23 p. (Circular Técnica, 46).

NELDER, J.A.; WEDDERBURN, R.W.M. Generalized linear models. **Journal of the Royal Statistical Society**, Oxford, v. 135, p. 370-84, 1972.

PARRA, J.R.P. **Técnicas de criação de insetos para programa de controle biológico**. 6.ed. Piracicaba: FEALQ, 2001. 134 p.

PARRA, J.R.P.; PANIZZI, A.R.; HADDAD, M.L. Índices nutricionais para medir consumo e utilização de alimentos por insetos. In: PANIZZI, A.R.; PARRA, J.R.P. (Ed.). **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. 1164 p.

PHILLIPS, P.A.; SHERK, C.J. To control mealybugs, stop honeydew-seeking ants. **California Agriculture**, Berkeley, v. 45, n. 2, p. 26-28, 1991.

RISEBROW, A.; DIXON, A.F.G. Nutritional ecology of phloem feeding insects. In: SLANSKY JUNIOR, F.; RODRIGUEZ, J.G. (Ed.). **Nutritional ecology of insects, mites, spiders and related invertebrates**. New York: Wiley, 1987. p. 421-448.

SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; BUENO, V.H.P.; PRADO, E. Desenvolvimento de *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae) em duas cultivares de abacaxi. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 28, n. 5, p. 1015-1020, 2004.

SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; PRADO, E.; BORGES, C.M.; CORREA, L.R.B.; SOUZA, B. Methodology for biological studies of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). **Coffee Science**, Lavras, v. 3, n. 2, p. 152-155, 2008.

SANTA-CECÍLIA, L.V.C.; SOUZA, B.; SOUZA, J.C.de.; PRADO, E.; MOINO JUNIOR, A.; FORNAZIER, M.J.; CARVALHO, G.A. **Cochonilhas-farinhas em cafeeiros: bioecologia, danos e métodos de controle**. Belo Horizonte: EPAMIG, 2007. 48 p. (Boletim Técnico, 79).

SAS Institute. SAS/STAT. User's guide, Statistics version 9.0. Cary, NC., 2002.

SCHOONHOVEN, L.M.; LOON, J.J.A. van; DICKE, M. **Insect-Plant Biology**. 2nd ed. New York: Oxford University Press, 2005. 421 p.

SETH, D.M.; ULLMAN, D.E.; HU, J.S. Transmission of pineapple mealybug wilt-associated virus by two species of mealybug (*Dysmicoccus spp.*). **Phytopathology**, St. Paul, v. 88, p. 1224-1230, 1998.

SHARMA, A.M.; WANG, J.; DUFFY, S.; ZHANG, S.; WONG, M.K.; RASHED, A.; COOPER, M.L.; DAANE, K.M.; ALMEIDA, R.P.P. Occurrence of grapevine leafroll-associated virus complex in Napa Valley. **PLoS ONE**, San Francisco, v. 6, p. 1-7, 2011.

SILVA, E.B.da; MOUCO, J.; ANTUNES, R.; MENDEL, Z.; FRANCO, J.C. Male location and sexual maturity of adult male mealybugs: narrow window of opportunity in a short lifetime. **IOBC/wprs Bulletin**, Ponte de Lima, v. 41, p. 3-9, 2009.

SILVA, A.G.A.; GONÇALVES, C.R.; GALVÃO, D.M.; GONÇALVES, A.J.L.; GOMES, J.; SILVA, M. do N.; SIMONI, L.de. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitas e predadores**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1968. 622 p.

SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D.; VILLA NOVA, N.A. **Manual de ecologia dos insetos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1976. 419 p.

TRUDGILL, D.L.; HONEK, A.; LI, D.; van STRAALLEN, N.M. Thermal time – concepts and utility. **Annals of Applied Biology**, Oxford, v. 146, p. 1-14, 2005.

TSAI, C.W.; CHAU, J.; FERNANDEZ, L.; BOSCO, D.; DAANE, K.M.; ALMEIDA, R.P.P. Transmission of grapevine leafroll-associated virus 3 by the vine mealybug (*Planococcus ficus*). **Phytopathology**, St. Paul, v. 98, p. 1093-1098, 2008.

TSAI, C.W.; ROWHANI, R.; GOLINO, D.A.; DAANE, K.M.; ALMEIDA, R.P.P. Mealybug transmission of grapevine leafroll viruses: an analysis of virus-vector specificity. **Phytopathology**, St. Paul, v. 100, n. 8, p. 830-834, 2010.

VARELA, L.G.; SMITH, R.J.; BATTANY, M.; BENTLEY, W. Grape, obscure or vine, which mealybug is it, why should you care? **Practical Winery and Vineyard**, San Rafael, Janeiro/ Fevereiro 2006. Disponível em: <<http://www.practicalwinery.com/janfeb06/janfeb06p37.htm>>. Acesso em: 10 out. 2011.

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**, Lanham, v. 103, n. 6, p. 943-948, 2010.

WALLER, J.M.; BIGGER, M.; HILLOCKS, R.J. **Coffee pests, diseases and their management**. Cambridge: CABI Publications, 2007. 434 p.

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**, Dennesig, v. 25, n. 1, p. 23-25, 2004a.

_____. Vine mealybug, *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae), a key pest in South African vineyards. A review. **South African Journal for Enology and Viticulture**, Dennesig, v. 25, n. 2, p. 54-62, 2004b.

_____. Developmental biology of vine mealybug, *Planococcus ficus* (Signoret) (Homoptera: Pseudococcidae), and its parasitoid *Coccidoxenoides perminutus* (Timberlake) (Hymenoptera: Encyrtidae). **African Entomology**, Pretoria, v. 13, p. 143-147, 2005.

WATERHOUSE, D.F. **Biological Control of Insect Pests: Southeast Asian Prospects**. Canberra: Australian Centre for International Agricultural Research, 1998. 548 p.

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**, Lanham, v. 104, n. 2, p. 249-260, 2011.

WILLIAMS, D.J. **Mealybugs of Southern Asia**. London: The Natural History Museum, 2004. 896 p.

WILLIAMS, D.J.; GRANARA DE WILLINK, M.C. **Mealybugs of Central and South America**. Wallingford: CAB International, 1992. 634 p.

ZAVIEZO, T.; CADENA, E.; FLORES, M.F.; BERGMANN, J. Influence of different plant substrates on development and reproduction for laboratory rearing of *Pseudococcus calceolariae* (Maskell) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Ciencia e Investigación Agraria**, Santiago, v. 37, n. 3, p. 31-37, 2010.