

**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**

Análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) e flutuação populacional de potenciais vetores de *Xylella fastidiosa* em vinhedos nos estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, Brasil

Rudiney Ringenberg

**Tese apresentada para obtenção do título de
Doutor em Ciências. Área de Concentração:
Entomologia**

**Piracicaba
2008**

Rudiney Ringenberg
Engenheiro Agrônomo

Análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) e flutuação populacional de potenciais vetores de *Xylella fastidiosa* em vinhedos nos estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, Brasil

Orientador:
Prof. Dr. JOÃO ROBERTO SPOTTI LOPES

**Tese apresentada para obtenção do título de
Doutor em Ciências. Área de Concentração:
Entomologia**

Piracicaba
2008

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
DIVISÃO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - ESALQ/USP**

Ringenberg, Rudiney

Análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) e flutuação populacional de potenciais vetores de *Xylella fastidiosa* em Vinhedos nos estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, Brasil / Rudiney Ringenberg. - - Piracicaba, 2008.

100 p. : il.

Tese (Doutorado) - - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2008.
Bibliografia.

1. Bactérias fitopatogênicas 2. Cigarrinhas 3. Uva 4. Vetores de doenças de plantas I. Título

CDD 634.82

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

Aos meus pais,

Rubens e Reni

E a minhas irmãs,

Raquely e Rafaeli

Pelo carinho, compreensão e confiança,

OFEREÇO

A minha querida esposa,

Patrícia

Pelo amor, paciência e apoio constante,

DEDICO

Agradecimentos

A Deus, o grande criador.

Ao professor Dr. João Roberto Spotti Lopes, pela orientação, confiança e amizade durante a realização deste trabalho. Agradeço pela oportunidade e pelo estímulo constante em continuar esta caminhada.

Ao pesquisador Dr. Marcos Botton, da Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS, pelo auxílio nos trabalhos de campo. Agradeço pela amizade, ajuda no trabalho burocrático relacionado à aquisição de materiais, equipamentos, grupo de auxílio e logística de coleta dos materiais e ainda por compartilhar sua experiência profissional ao longo de minha caminhada acadêmica.

À Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – USP, pela oportunidade de realização do curso de Doutorado em Entomologia.

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) – Centro Nacional de Pesquisa de Uva e Vinho (CNPUV), na pessoa do Chefe Geral Dr. Alexandre Hoffmann por ter permitido, através da parceria ESALQ/USP – EMBRAPA a realização do trabalho de conclusão do Curso de Doutorado, juntamente com as atividades de pesquisa da Empresa.

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

As pesquisadoras Dra. Francisca Nemauro Haji e Dra. Beatriz Aguiar Jordão Paranhos da Embrapa Semi Árido e a VALEXPORT (Associação dos Produtores Exportadores de Frutas do

Vale do São Francisco), na pessoa do Sr. José Gualberto de Freitas pelo apoio logístico e financeiro durante a realização dos trabalhos em Petrolina, PE.

Ao Assistente de Pesquisa da Embrapa Uva e Vinho Léo Antonio Carollo pela amizade e colaboração nos trabalhos de campo e laboratório que resultaram nesta Tese.

Aos colegas e amigos do Laboratório de Entomologia da Embrapa Uva e Vinho, em especial, Aline Nondillo, Cristiane Muller, Cristiano Arioli, Marco Aurélio Tramontin, Odimar Zanuzo Zanardi, e Wilson Morandi Filho pela convivência, incentivo, companheirismo e auxílios durante o curso.

Aos colegas e amigos do Laboratório de Insetos Vetores de Fitopatógenos – ESALQ/USP, Alexandre Missassi, Daniele Turati, Danilo Tornisiello, Fernanda E. do Nascimento, Flávio Perina Junior, Jean Patrick Bonani, Joyce Froza, Marcelo Pedreira Miranda, Rodrigo Neves Marques.

A todos os professores responsáveis por minha formação acadêmica, agradeço pelo esforço e dedicação despendido nessa jornada.

Aos meus pais, Rubens Ringenberg e Reni Ringenberg, minhas irmãs Rafaeli e Raquely, cunhado Marcos, minhas queridas meninas Eduarda, Laís e Maria Fernanda por garantirem desde o início a minha formação, razão das minhas maiores alegrias, em quem sempre busquei respaldo para chegar aqui.

Agradeço

SUMÁRIO

RESUMO	8
ABSTRACT	9
1 INTRODUÇÃO	10
2 DESENVOLVIMENTO	13
2.1 Revisão Bibliográfica	13
2.1.1 A videira no Brasil	13
2.1.2 Aspectos econômicos da viticultura	14
2.1.3 Aspectos fitossanitários em videira	14
2.1.4 Doenças associadas a insetos vetores em videira	15
2.1.4.1 Viroses	16
2.1.4.2 Fitoplasmoses	17
2.1.4.3 Mal de Pierce	17
2.1.5 Vetores e modo de transmissão de <i>Xylella fastidiosa</i>	20
2.1.6 Diversidade de <i>Xylella fastidiosa</i> e seus vetores no Brasil	22
2.1.7 Métodos de coletas	23
2.2 Material e Métodos	25
2.2.1 Áreas experimentais	25
2.2.2 Métodos de amostragem	28
2.2.2.1 Amostragem utilizando armadilha adesiva amarela	28
2.2.2.2 Amostragem visual	29
2.2.3 Triagem e identificação das cigarrinhas capturadas	29
2.2.4 Análise dos dados do levantamento com utilização de armadilhas adesivas amarelas .	30
2.2.4.1 Análise faunística	30

2.2.4.2 Análise da flutuação populacional	35
2.2.5 Teste de transmissão da bactéria <i>X. fastidiosa</i> de plantas de citros para plantas de videira e ameixeira pela cigarrinha <i>B. xanthophis</i>	36
2.3 Resultados e Discussão	39
2.3.1 Levantamento de cigarrinhas em vinhedos no Estado do Rio Grande do Sul	39
2.3.1.1 Análise faunística das espécies de Cicadellidae coletadas nos vinhedos	44
2.3.1.2 Efeito da altura da armadilha sobre a coleta de cigarrinhas	51
2.3.1.3 Flutuação populacional de espécies potenciais vetoras de <i>X. fastidiosa</i> e predominantes nos vinhedos	57
2.3.2 Levantamentos de cigarrinhas em vinhedos no Estado de Pernambuco	72
2.3.2.1 Cicadélideos coletados nos municípios de Petrolina e Santa Maria da Boa Vista por armadilhas adesivas	72
2.3.2.2 Avaliações visuais de cicadélideos em videira	74
2.3.2.3 Flutuação populacional da cigarrinha <i>H. spottii</i> , potencial vetora de <i>X. fastidiosa</i> em videira	78
2.3.3 Transmissão da bactéria <i>X. fastidiosa</i> de plantas de citros para plantas de videira e ameixeira pela cigarrinha <i>B. xanthophis</i>	83
3 CONCLUSÕES	86
REFERÊNCIAS	87

RESUMO

Análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) e flutuação populacional de potenciais vetores de *Xylella fastidiosa* em vinhedos nos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, Brasil

Xylella fastidiosa é uma bactéria fitopatogênica transmitida por insetos vetores conhecidos como cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae, Subfamília Cicadellinae). Uma estirpe desta bactéria causa o Mal de Pierce em videira nos EUA e México. No Brasil, esta bactéria ainda não foi detectada colonizando videira, embora esta cultura tenha importância em algumas regiões. Nesta pesquisa foi feito um levantamento faunístico de cigarrinhas da família Cicadellinae por meio de armadilhas adesivas amarelas em vinhedos dos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, com o objetivo de identificar potenciais vetoras de *X. fastidiosa* e sua flutuação populacional. Para a obtenção das cigarrinhas foram realizadas coletas com cartões adesivos amarelos em quatro parreirais comerciais de *Vitis vinifera* para cada Estado. Em cada parreiral foram instalados 20 cartões, distribuídos em 10 pontos espaçados de 40 x 40 m, com duas alturas de amostragem (45 cm do solo e 45 cm acima da lâmina foliar de videira). Os cartões adesivos foram trocados quinzenalmente no período de setembro/2004-setembro/2006 e junho/2005-junho/2007 no Rio Grande do Sul e Pernambuco, respectivamente. Baseando-se em análise faunística, determinaram-se as espécies de cigarrinhas mais abundantes, constantes, freqüentes e dominantes, as quais foram avaliadas quanto à flutuação populacional. No Rio Grande do Sul, 34 espécies de cicadélíneos e 6 de cercopídeos foram encontradas. Porém, a maioria (98,4%) dos 3,893 espécimes coletados foram cicadélídeos, distribuídos nas subfamílias Cicadellinae (n = 2.344; 23 espécies), Gyponinae (n = 1.327; 9 espécies), Deltocephalinae (n = 147; 1 espécie) e Coelidinae (n = 13; 1 espécie). Os insetos da subfamília Cicadellinae foram divididos nas tribos Cicadellini (n = 1.606; 12 espécies) e Proconiini (n = 738; 11 espécies). Dentre os cicadélíneos, 5 espécies de Cicadellini (*Bucephalogonia xanthophis*, *Dilobopterus dispar*, *Macugonalia cavifrons* e a morfo-espécie Cicadellini sp. 1) e 5 de Proconiini (*Molomea consolidata*, *Oncometopia facialis*, *Oncometopia fusca* e *Tapajosa rubromarginata*) prevalecem nos vinhedos do Rio Grande do Sul, de acordo com as análises faunísticas. Nos vinhedos de Pernambuco, verificou-se uma menor diversidade de espécies de cigarrinhas em relação aos do Rio Grande do Sul. Um total de 4.106 cicadélídeos foram coletados, pertencentes a duas subfamílias: Cicadellinae (n = 4.094; 4 espécies) e Gyponinae (n = 12; 2 espécies). A espécie mais abundante foi a *H. spottii* com 3.965 indivíduos encontrados. Esta espécie utiliza a videira como hospedeiro de oviposição e desenvolvimento. Os períodos de maior ocorrência de cigarrinhas nos vinhedos são de outubro a agosto na Serra Gaúcha, e de janeiro a junho em Pernambuco. Neste estudo também foi testada a possibilidade de transmissão por cigarrinhas de uma estirpe de *X. fastidiosa* de citros, causadora da Clorose variegada dos citros (CVC), para videira e ameixeira. Não houve transmissão para videira, indicando que a estirpe de *X. fastidiosa* de citros pode não ser capaz de estabelecer infecção sistêmica em videira, após a inoculação por inseto vetor. No entanto, a diversidade e abundância de cigarrinhas potenciais vetoras nos Estados de Pernambuco e Rio Grande do Sul indicam um grande risco para disseminação do Mal de Pierce em videira caso uma estirpe de *X. fastidiosa* patogênica a esta cultura seja introduzida ou evolua a partir de estirpes existentes no Brasil.

Palavras – chave: *Vitis vinifera*; Mal de Pierce; vetores; Cicadellinae; ecologia

ABSTRACT

Faunistic analyses of leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae) and seasonal fluctuation of potential vectors of *Xylella fastidiosa* em vineyards of the States of Rio Grande do Sul and Pernambuco, Brazil

Xylella fastidiosa is plant-pathogenic bacterium transmitted by leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae) in the subfamily Cicadellinae, commonly known as sharpshooters. In the United States and Mexico, a particular strain of this bacterium causes Pierce's disease (PD) in grapevines. PD has not been reported in Brazil, although grape is a major crop in some regions of this country. In this study, a 2-year survey of Cicadellidae leafhoppers was carried out by yellow sticky traps in vineyards of the States of Rio Grande do Sul and Pernambuco, in order to identify potential vectors of *X. fastidiosa* as well as their seasonal patterns of occurrence in the crop. The survey was conducted in four commercial plantings of *Vitis vinifera* L. per State, by using 20 traps distributed in 10 sampling points and 2 heights (45 cm above soil and 45 cm above the crop canopy) per vineyard. The cards were changed fortnightly during the periods of September/2004-September/2006 and June/2005-June/2007 in the States of Rio Grande do Sul and Pernambuco, respectively. Faunistic analyses of the trapping data from each vineyard were run to determine the most abundant, constant, frequent and dominant sharpshooter species, for which the population fluctuation was studied. In Rio Grande do Sul, 34 leafhopper and 6 spittlebugs (Hemiptera: Cercopidae) species were trapped, but most (98.4%) of the 3,893 specimens collected were leafhoppers, which were distributed in the subfamilies Cicadellinae (n = 2,344; 23 species), Gyponinae (n = 1,327; 9 species), Deltocephalinae (n = 147; 1 species) and Coelidinae (n = 13; 1 species). The sharpshooter (Cicadellinae) specimens were divided in the tribes Cicadellini (n = 1,606; 12 species) and Proconiini (n = 738; 11 species). Among the sharpshooters, 5 species of Cicadellini (*Bucephalagonia xanthophis*, *Dilobopterus dispar*, *Macugonalia cavifrons* and the morpho-species Cicadellini sp. 1) and 5 of Proconiini (*Molomea consolidata*, *Oncometopia facialis*, *Oncometopia fusca* and *Tapajosa rubromarginata*) are prevalent in vineyards of Rio Grande do Sul based on the faunistic indices. In the vineyards of Pernambuco State, a different species composition and a lower diversity of sharpshooters were found. A total of 4,106 leafhopper specimens were trapped, distributed in two subfamilies: Cicadellinae (n = 4,106; 4 species) and Gyponinae (n = 12; 2 species). *H. spottii* was the most abundant sharpshooter, with 3,965 specimens. The periods of higher sharpshooter populations in the vineyards are from October to August in Rio Grande do Sul, and from January to June in Pernambuco. The possibility of transmission of a Citrus variegated chlorosis (CVC) strain of *X. fastidiosa* from citrus to grape was tested by using the sharpshooter *B. xanthophis* as a vector. No transmission to the test plants was recorded, suggesting that the CVC strain may not establish systemic infections in grape after vector inoculation. However, the diversity and abundance of native sharpshooters found in Rio Grande do Sul and Pernambuco indicate a high risk of PD spread in vineyards if a pathogenic strain of *X. fastidiosa* to grapes evolves or is introduced in Brazil.

KEY WORDS – *Vitis vinifera*; Pierce's disease; vectors; Cicadellinae; ecology

1 INTRODUÇÃO

A cultura da videira é de grande importância econômica e social para o Brasil, seja pelo número de empregos gerados diretamente no cultivo ou indiretamente pela indústria de processamento e do turismo que encontra-se associada à cultura. No Brasil são cultivados aproximadamente 87.000 ha de videira, sendo que o Rio Grande do Sul concentra aproximadamente 54% dessa área (IBGE, 2007).

Nos últimos anos, o cultivo da videira está sendo ampliado para novas regiões (Mato Grosso do Sul, Goiás, Espírito Santo e Ceará), juntamente com o incremento da área cultivada em estados tradicionalmente produtores como Paraná, São Paulo e Pernambuco (PROTAS; CAMARGO; MELLO, 2005; MELLO, 2007). Do volume de uvas colhidas no País, aproximadamente 40% destina-se à elaboração de vinhos, sucos, destilados e outros derivados, sendo o restante comercializado *in natura* (MELLO, 2007). Embora existam dificuldades na atividade, principalmente devido à concorrência com vinhos importados, impostos, entre outros, a expansão se deve, principalmente, ao aumento no consumo de vinho tinto e à maior demanda de sucos para exportação (ANUÁRIO BRASILEIRO DA UVA E DO VINHO, 2004; MELLO, 2007).

O incremento na área cultivada aumenta a importância da vitivinicultura no cenário nacional e, conseqüentemente, a preocupação dos produtores e pesquisadores com problemas fitossanitários, principalmente doenças fúngicas, virais e insetos pragas (FAJARDO, 2003). Além das pragas e doenças tradicionais, a viticultura brasileira pode enfrentar problemas com doenças emergentes disseminadas por insetos vetores, tais como o amarelo da videira “grapevine yellows”, fitoplasmose já detectada nos Estados de São Paulo e Paraná (NERONI; BEDENDO; KUNIYUKI, 2006) e o mal de Pierce "Pierce's disease" (PD), enfermidade causada pela bactéria *Xylella fastidiosa* (Wells), ainda não relatada no Brasil, porém de grande importância na América do Norte e Central (REDAK et al., 2004).

X. fastidiosa coloniza os vasos do xilema da videira prejudicando o transporte de água e nutrientes (FRY; MILHOLLAND, 1990). Os sintomas provocados em plantas infectadas com a bactéria são diferenciados entre as cultivares, mas freqüentemente são observadas necrose marginal e áreas cloróticas nas folhas, abscisão foliar, queda dos frutos e, após o segundo ano,

morte das plantas (LOPEZ GONZALEZ, 1998). A bactéria é transmitida de modo propagativo e não circulativo por cigarrinhas (Hemiptera:Auchenorrhyncha) (PURCELL, 1989), podendo também ser perpetuada na cultura pelo uso de material vegetativo infectado, estaquia e enxertia (HEWITT, 1939; GOHEEN, 1977; MEYER; KOCSIS; QALKER, 2002).

Embora o mal de Pierce não seja relatado no Brasil, existe o risco de introdução desta doença por meio da importação de material propagativo infectado, proveniente de países onde a doença é endêmica. Há também a possibilidade de infecção de videira por estirpes de *X. fastidiosa* que ocorrem em outras plantas hospedeiras, por meio de insetos vetores. No Brasil, há estirpes de *X. fastidiosa* causando a clorose variegada dos citros (CVC) (LEE et al. 1993), escaldadura das folhas na ameixeira “Plum leaf scald” (PLS) (FRENCH; KITAJIMA, 1978) e atrofia dos ramos do cafeeiro (PARADELA FILHO et al., 1997, Lima et al. 1998). Li et al., (2002) observaram que um isolado de *X. fastidiosa* proveniente de planta cítrica com CVC foi capaz de colonizar e causar sintomas em plantas de videira, após inoculação mecânica em casa de vegetação. Porém, não se sabe se ocorre infecção e doença em videira pela *X. fastidiosa* de citros após a inoculação natural por vetores.

Por ser uma bactéria restrita aos vasos do xilema das plantas, *X. fastidiosa* é transmitida por cigarrinhas que se alimentam neste tecido vegetal, pertencentes às famílias Cicadellidae (subfamília Cicadellinae) e Cercopidae (PURCELL, 1989). Na Califórnia, EUA, onde o mal de Pierce é endêmico, oito espécies de Cicadellinae [*Amphigonalia severini* DeLong, *Draeculacephala minerva* Ball, *Friscanus friscanus* (Ball), *Graphocephala atropunctata* (Signoret), *Helochara delta* Oman, *Homalodisca vitripennis* (Say), *Paragonia confusa* Oman e *Xyphon fulgida* Nottingham] e cinco espécies de Cercopidae [*Aphrophora angulata* Ball, *Aphrophora permutata* Uhler, *Clastoptera brunnea* Ball, *Philaenus leucophthalmus* (L.); *Philaenus spumarius* L.] já foram relatadas como vetoras do patógeno, sendo que a eficiência de transmissão é maior que 90% para o cicadélíneo *G. atropunctata* (PURCELL, 1980; PURCELL; FINLAY, 1979; SEVERIN, 1950).

No Brasil, há uma grande diversidade de cigarrinhas em pomares de citros (YAMAMOTO; GRAVENA, 2000; OTT et al. 2006), ameixa (HICKEL et al., 2001) e cafezais (MARUCCI, 2003) sendo que várias espécies de Cicadellinae já foram descritas como vetoras de *X. fastidiosa* em citros e cafeeiro (ROBERTO et al., 1996; KRÜGNER et al., 2000;

YAMAMOTO et al., 2002; REDAK et al., 2004). Entretanto, ainda não existem informações a respeito de espécies de cigarrinhas em videira que poderiam atuar como vetoras de *X. fastidiosa*. O levantamento e a identificação de cicadelídeos e cercopídeos associados à cultura são de grande importância para avaliação dos riscos de disseminação do mal de Pierce nas regiões vitícolas brasileiras, podendo também auxiliar no manejo desta doença caso o patógeno seja introduzido.

Esta pesquisa teve como objetivo identificar espécies de cigarrinhas potenciais vetoras de *X. fastidiosa*, bem como as épocas de ocorrência desses insetos em vinhedos das principais regiões produtoras do Rio Grande do Sul e Pernambuco. Baseando-se em análise faunística de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) coletadas por armadilhas adesivas amarelas em um período de 2 anos de levantamento, determinaram-se as espécies de Cicadellinae predominantes em cada região, para as quais estudou-se a flutuação populacional. Avaliou-se, também, a possibilidade de transmissão de *X. fastidiosa* de citros para videira, utilizando-se o cicadelíneo *Bucephalagonia xanthophis* (Berg) como vetor.

2 DESENVOLVIMENTO

2.1. Revisão Bibliográfica

2.1.1 A videira no Brasil

Dados históricos revelam que a primeira introdução da videira no Brasil foi feita pelos colonizadores portugueses em 1532, através de Martin Afonso de Souza, na então Capitania de São Vicente, hoje Estado de São Paulo. A partir deste ponto e através de introduções posteriores, a viticultura expandiu-se para outras regiões do país, sempre com cultivares de *Vitis vinifera* L. procedentes de Portugal e Espanha. No início do século 20, no Estado do Rio Grande do Sul, foi incentivado o cultivo de castas viníferas por meio de estímulos governamentais. A partir desse período a atividade vitivinícola expandiu-se para outras regiões do sul e sudeste do país, sempre em zonas com período hibernal definido e com o predomínio de cultivares americanas e híbridas. Entretanto, na década de 70, com a chegada de algumas empresas multinacionais na região da Serra Gaúcha e da Fronteira Oeste (município de Sant'Ana do Livramento), verificou-se um incremento significativo da área de parreirais com cultivares *V. vinifera* (PROTAS; CAMARGO; MELLO, 2005).

A viticultura tropical brasileira foi efetivamente desenvolvida a partir da década de 1960, com o plantio de vinhedos comerciais de uva de mesa na região do Vale do Rio São Francisco, no nordeste semi-árido brasileiro. Nos anos 70 surgiu o pólo vitícola do Norte do Estado do Paraná e na década de 1980 desenvolveram-se as regiões do Noroeste do Estado de São Paulo e de Pirapóra no Norte de Minas Gerais, todas voltadas à produção de uvas finas para consumo *in natura*. Iniciativas mais recentes, como as verificadas nas regiões Centro-Oeste (Estados do Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Goiás) e Nordeste (Bahia e Ceará), permitem que se projete um aumento significativo na atividade vitivinícola nos próximos anos (PROTAS; CAMARGO; MELLO, 2005). Em 2006, dentre os estados brasileiros produtores de uvas, destaca-se o Rio Grande do Sul, São Paulo e Pernambuco, os quais apresentam as maiores áreas plantadas bem como as maiores produtividades por hectare (MELLO, 2007).

2.1.2 Aspectos econômicos da viticultura

As videiras são freqüentemente divididas em dois grupos, as que destinam-se ao consumo *in natura*, denominadas de uvas de mesa e as uvas destinadas a produção de vinhos e outros fins industriais. A maior parte da produção mundial de uvas destina-se à produção de vinhos. Cerca de 80% do total produzido anualmente é transformado em vinhos ou outros tipos de bebidas alcoólicas e 10% é consumido *in natura*. A Europa é responsável por 43% da produção mundial de uvas, sendo a Itália o maior produtor mundial, com 8.325.888 toneladas no ano de 2006 (FAO, 2008).

A viticultura brasileira tem apresentado uma tendência crescente, com certa estabilidade nos últimos dois anos. Em 2003, a área plantada com uvas no Brasil era de 68.323 hectares produzindo 1.054.834 toneladas. No período de 2003 a 2006, a área plantada bem como a produção tiveram um incremento significativo, aumentando para 87.792 hectares plantados e 1.228.390 toneladas colhidas (MELLO, 2004, 2007). Dentre os estados brasileiros, os maiores produtores são o Rio Grande do Sul, São Paulo, Pernambuco, Paraná e Santa Catarina (IBGE, 2007).

Em 2006, o Brasil exportou 62.250 toneladas de uvas frescas e secas, 21,55% a mais que o ano de 2005, 5.452 toneladas de suco de uva, 3.575.000 litros de vinhos e espumantes, correspondendo a um total de 129.692 milhões de dólares em exportações (MELLO, 2007). Quanto às importações, em 2006 o Brasil importou 31.832 toneladas de uvas frescas e secas, oriundas principalmente do Chile, Argentina e Turquia, correspondendo a 36.118 milhões de dólares (MELLO, 2007).

2.1.3 Aspectos fitossanitários em videira

Em todas as áreas vitícolas do mundo, as pragas e doenças constituem-se num dos maiores obstáculos ao desenvolvimento da cultura, afetando tanto a quantidade quanto a qualidade da produção, sendo consideradas limitantes ao desenvolvimento da atividade (FAJARDO, 2003; REDAK et al., 2004).

No Brasil, algumas espécies de insetos como a pérola-da-terra *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel) e a filoxera *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch), pragas de difícil controle, são capazes de

causar sérios prejuízos à videira (BOTTON; SORIA; HICKEL, 2003), mas no cenário atual da produção vitícola brasileira, as doenças causadas por fungos, vírus e bactérias constituem-se em um dos maiores entraves para a cultura (GALLOTTI; GRIGOLETTI-JÚNIOR; SONEGO, 2002; SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005). Dentre as doenças, as fúngicas destacam-se como principais problemas em todas as regiões produtoras de uva do Brasil. Onde as condições climáticas são favoráveis ao desenvolvimento destes patógenos, o controle pode atingir 30% do custo de produção da uva (SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005).

Várias espécies de fungos podem causar doenças na cultura da videira, variando a importância conforme a localização geográfica do vinhedo e resistência varietal da cultivar utilizada no plantio (SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005). Na região Nordeste do Brasil, onde existe a predominância de clima seco, o desenvolvimento da doença conhecida como míldio, causada pelo pseudofungo *Plasmopara viticola* (Berk. & Curtis) e limitado, por outro lado, esse clima favorece o desenvolvimento do oídio causado pelo fungo *Uncinula necator* (Schw.). Na região Sul do Brasil, pela prevalência de clima mais úmido acontece exatamente o contrário. Desta forma, o ambiente tem papel importante neste contexto, podendo aumentar ou limitar o desenvolvimento da doença (SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005).

Além dessas duas importantes doenças causadas por fungos, destacam-se a antracnose causada pelo fungo *Elsinoe ampelina* (De Bary), forma anamorfa *Sphaceloma ampelinum* = *Gloeosporium ampelophagum*, e a escoriose da videira, causada pelo fungo *Phomopsis viticola* = *Fusicoccum viticola*. A antracnose ocorre em todas as regiões vitícolas do Brasil, mas é mais prejudicial no Sul do país devido à umidade ser mais intensa (SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005). A escoriose é favorecida por períodos prolongados de chuva e baixas temperatura nos estádios iniciais de crescimento das brotações, são os fatores primários ideais para a ocorrência de infecções severas. Esta doença pode enfraquecer a parreira, reduzir a produção e a qualidade da uva (SONEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI-JÚNIOR, 2005).

2.1.4 Doenças associadas a insetos vetores em videira

No Brasil e no mundo, além das doenças fúngicas, a videira é comumente infectada por outros grupos de patógenos, com destaque para doenças causadas por vírus, bactérias e fitoplasmas (CAUDWELL; MARTELLI, 1993; FAJARDO et al., 2003; REDAK et al., 2004).

A grande maioria desses patógenos é perpetuada por meio de material vegetativo infectado, entretanto, algumas doenças causadas por vírus, bactérias e fitoplasmas têm nos insetos vetores uma importante forma de propagação e perpetuação dentro dos vinhedos (GURGELI, 2003; REDAK et al., 2004; REGENMORTEL et al., 2000; ROSCIGLIONI et al., 1983). Estes patógenos transmitidos por insetos vetores são considerados importantes fatores de natureza fitossanitária que afetam o vigor e a longevidade produtiva das plantas, diminuem a produção e reduzem a cotação do produto no mercado (FAJARDO et al, 2003; REDAK et al., 2004).

2.1.4.1 Viroses

A história da presença de vírus em plantas na região Sul do Brasil, deve-se em grande parte a formação de vinhedos com material vegetativo introduzido de outros países, principalmente da Europa, onde é comum a ocorrência de viroses (KUHN; FAJARDO, 2000, FAJARDO et al., 2000).

Os vírus GLRaV-1 e 3, GVA e GVB são transmitidos por cochonilhas de forma semi-persistente e não circulativa (GURGELI, 2003; ROSCIGLIONI et al., 1983; REGENMORTEL et al., 2000). O vírus do enrolamento da folha da videira 1 (GLRaV-1) pode ser transmitido pelos Coccidae *Neopulvinaria innumerabilis* (Rathvon), *Pulvinaria vitis* (L.) e *Parthenolecanium corni* (Bouché), e pelos Pseudococcidae *Heliococcus bohemicus* Sulc e *Phenococcus aceris* (Signoret) (BELLI et al., 1994; SFORZA; KOMAR; GREIF, 2000). Já o vírus do enrolamento da folha da videira 3 (GLRaV-3), além de *H. bohemicus* e *P. vitis* pode ser transmitido por *P. aceris*, *Pseudococcus longispinus* (Targioni-Tozzetti), *Pseudococcus affinis* (Maskell), *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn), *Pseudococcus calceolaria* (Maskell), *Pseudococcus comstocki* (Kuwana), *Planococcus ficus* (Signoret) e *Planococcus citri* (Rossi) (ENGELBRECHT; KASDORF, 1984; NAKANO; NAKUME; KOMAZAKI, 2003; PEDROSO et al., 1991; ROSCIGLIONI; GURGELI, 1989; TANNE; BEN-DOV; RAACAH, 1989).

O vírus A da videira “*grapevine virus A*” - GVA e o vírus B da videira “*grapevine virus B*” - GVB são transmitidos pelos Pseudococcidae *P. longispinus*, *P. affinis*, *P. citri*, *P. comstocki* e *P. ficus* (ROSCIGLIONE et al., 1983; TANNE et al., 1989; GARAU et al., 1995; GOSZCZYNSKI; JOOSTE, 2003).

2.1.4.2 Fitoplasmoses

Outro grupo de patógenos causador de doenças em videira são os fitoplasmas, os quais causam duas doenças do tipo “amarelos”, sendo uma delas chamada de flavescência dourada e outra denominada de amarelo da videira, as mesmas são internacionalmente conhecidas como “Flavescence dorée” e “Grapevine yellows”, respectivamente (CAUDEWELL; MARTELLI, 1993).

O amarelo da videira apresenta sintomas idênticos àqueles da flavescência dourada, no entanto estas doenças diferem em alguns aspectos relacionados à suscetibilidade dos cultivares, epidemiologia e transmissão pelo vetor (CAUDEWELL; MARTELLI, 1993). O vetor de maior importância da flavescência dourada é a cigarrinha *Scaphoideus titanus* Ball (Hemiptera: Cicadellidae) enquanto que o amarelo da videira é transmitido pela cigarrinha *Hyalesthes obsoletus* Signoret (Hemiptera: Cixiidae) (SELJAK, 2003).

No Brasil, sintomas que se assemelham àqueles encontrados nas videiras cultivadas no continente europeu e na América do Norte têm sido observados em plantas cultivadas em algumas regiões produtoras dos Estados de São Paulo e Paraná, em estudos recentes Neroni (2004) detectou a presença do fitoplasma causador da doença amarelo da videira nos vinhedos dessas regiões, a doença flavescência dourada ainda não foi detectada no Brasil.

2.1.4.3 Mal de Pierce

Dentre as doenças causadas por bactérias a mais conhecida mundialmente é o mal de Pierce “Pierce’s disease” (PD), doença causada por *Xylella fastidiosa*, a mesma esta presente causando doenças em videira na Yugoslávia e países da América do Norte e América Central (REDAK et al., 2004).

O mal de Pierce (PD), ocorre na Califórnia desde 1880 onde dizimou 40 mil hectares naquela década (GARDNER; HEWIT, 1974). A doença possui esta denominação, pois o primeiro pesquisador a relacionar os sintomas observados em videiras com algum tipo de patógeno parasita foi Newton Pierce’s em 1892, em homenagem ao pesquisador a doença teve esta denominação (PURCELL; FEIL, 2001).

Primeiramente a doença foi relacionada como sendo causada por um vírus, pois a mesma era transmitida via enxertia (HEWITT, 1939), e por ter uma vasta gama de espécies de cigarrinhas como vetores da doença (HEWITT et al., 1946). Em 1973, trabalhos na Califórnia (GOHEEN; NYLAND; LOWE, 1973) e Flórida (HOPKINS; MOLLENHAUER, 1973) reportaram que a doença era causada por uma bactéria do tipo fastidiosa. Após 5 anos conseguiu-se cultivar a bactéria em meio de cultura (DAVIS; PURCELL; THOMSON, 1978), e a partir dessas descobertas técnicas sorológicas foram desenvolvidas para identificação da bactéria em tecidos de videira (NOMÉ et al., 1980) e em tecidos de outras plantas infectadas (RAJU et al., 1980).

X. fastidiosa é uma bactéria endofítica, gram-negativa, fastidiosa e coloniza os vasos do xilema (limitado a este) prejudicando o transporte de água e nutrientes (PURCELL; HOPKINS, 1996; REDAK et al., 2004). Essa apresenta uma ampla gama de hospedeiros, que incluem pelo menos 30 famílias de plantas (SHERALD; KOSTKA, 1992) causando diversas doenças economicamente importantes (HOPKINS, 1989; BERETTA et al., 1996; PURCELL, 1997; SILVA et al., 2001), sobretudo em videira (RAJU, GOHEEN, FRAZIER, 1983; REDAK et al., 2004) onde causa a PD.

Estirpes da bactéria *X. fastidiosa* isoladas de diferentes hospedeiros são consideradas homogênicas e classificadas em uma única espécie (WELLS et al., 1987). No entanto, existem diferenças em relação à gama de hospedeiros dessas estirpes, nível de “fastidiosidade”, patogenicidade, homologia de DNA, características moleculares e padrões de crescimento em meio de cultura entre os isolados, essas diferenças sugerem a existência de subespécies ou patovares (ALMEIDA; PURCELL, 2003; CHEN et al., 2002; HENDSON et al., 2001; PURCELL; HOPKINS, 1996). Por outro lado, essa divisão em subespécies é contestada, pois algumas estirpes conseguem produzir sintomas semelhantes em hospedeiros comuns (HOPKINS; PURCELL, 1996).

Todas as variedades de videira são suscetíveis a PD, variando apenas o nível de tolerância entre as cultivares, a PD ataca com maior severidade as variedades Chardonnay, Pinot Noir e Red Globe, pois são altamente suscetíveis, as variedades Chenin Blanc, Riesling, Ruby Cabernet e Thompson Seedless são moderadamente suscetíveis e com suscetibilidade intermediária as variedades Cabernet sauvignon, Merlot, e Sauvignon blanc (VARELA; SMITH; PHILLIPS, 2001).

Fitopatógenos afetam as plantas hospedeiras de várias maneiras. Os fitopatógenos responsáveis pela oclusão dos vasos do xilema como é o caso da *X. fastidiosa*, diminuem o fluxo de água na planta pela obstrução dos vasos e, conseqüentemente, induzem estresse hídrico na planta por aumentarem a resistência do fluxo de água (HOPKINS, 1989, 1995). Diversos fatores são responsáveis por distúrbios no xilema em plantas infectadas com *X. fastidiosa*, como o acúmulo de polissacarídeos, produção de gel, gomas e tiloses produzidas pelo hospedeiro em resposta à infecção e acúmulo de células da bactéria causando a oclusão física dos vasos do xilema condutores de nutrientes (HOPKINS, 1989; HOPKINS; PURCELL, 1996). Distúrbios metabólicos e fisiológicos, como a diminuição da fotossíntese em plantas de videiras infectadas com *X. fastidiosa* foram relatados por Goodwin; De Vay e Meredith (1988) bem como mudanças fisiológicas associadas a células da bactéria, tais como, aumento da concentração de ácido abscísico, prolina, frutose, glicose, diminuição na taxa de transpiração e da concentração de K^+ e sacarose.

Embora muitos estudos já foram realizados para desvendar o mecanismo de patogenicidade das doenças causadas pela *X. fastidiosa* este ainda não foi totalmente desvendado. Hopkins (1989) assinalou a que a habilidade de estirpes de *X. fastidiosa* em se mover através dos vasos do xilema seria um indicador de sua patogenicidade e em relação a esta hipótese propôs diversos mecanismos de patogenicidade: disfunção do sistema de condução de água, produção de fitotoxinas e desequilíbrio na síntese e distribuição dos reguladores de crescimento.

Os sintomas em videira variam conforme a cultivar, porém freqüentemente são observadas áreas cloróticas nas folhas que passam à cor amarelada em uvas brancas e ao roxo escuro em uvas tintas (FREITAG, 1951). Além disso, as plantas infectadas possuem folhas de menor tamanho com bordas irregulares e assimétricas (LOPEZ GONZALEZ, 1998). Em outras situações, também pode ser observada a ocorrência de escaldadura, a qual consiste num rápido secamento do parênquima foliar que fica com uma cor marrom e as partes adjacentes com cor amarela, resultando na abscisão das folhas muito afetadas (LOPEZ GONZALEZ, 1998). Segundo os mesmos autores, no segundo ano de ataque da bactéria *X. fastidiosa*, a brotação atrasa, os sarmentos não se desenvolvem normalmente, a colheita diminui, o sistema radicular é prejudicado culminando com a morte da planta.

Para manejar a doença em áreas onde ela ocorre, faz-se necessário um conjunto de ações: eliminação de vinhedos infectados com a bactéria e cultivares selvagens em mata ou área próxima ao vinhedo, manejar a vegetação adjacente e no interior do vinhedo que possam hospedar a bactéria, as quais serviriam de fonte de inóculo, monitorar espécies de cigarrinhas vetoras no pomar e áreas adjacentes e através deste controlar essas populações com a aplicação de inseticidas no vinhedo e áreas externas (ADLERZ, 1980; BLUA et al., 2001; PERRING; FARRAR; BLUA, 2001; PURCELL, 1979).

2.1.5 Vetores e modo de transmissão de *Xylella fastidiosa*

A bactéria *X. fastidiosa* coloniza os vasos do xilema (limitado a este) de inúmeras espécies vegetais (HOPKINS; ADLERZ, 1988), dependendo, obrigatoriamente, de insetos vetores que se alimentem do xilema de plantas para sua disseminação natural e penetração em tecido vegetal suscetível (LOPES, 1996). Não há evidências de especificidade da bactéria para determinadas espécies vetoras, sendo que todas as cigarrinhas da subfamília Cicadellinae são consideradas potenciais vetoras (ALMEIDA et al., 2005; REDAK et al., 2004). Além disso, há relatos de transmissão da bactéria por espécies de grupos taxonômicos distantes em Auchenorrhyncha, tais como Cicadellidae (subfamília Cicadellinae), Cercopidae e Cicadidae, que apresentam em comum a capacidade de usar o xilema como fonte de alimento (PAIÃO et al., 2002; PURCELL, 1989; REDAK et al., 2004). Entretanto, grupos de cigarrinhas não especializados em alimentação no xilema não são capazes de transmitir a bactéria *X. fastidiosa* (PURCELL, 1989).

Cigarrinhas da subfamília Cicadellinae são os mais importantes vetores da bactéria *X. fastidiosa*, esta subfamília contém aproximadamente 1950 espécies (MEJDALANI, 1998), representando 9% do total de espécies estimadas da Família Cicadellidae (KNIGHT; WEBB, 1993). Filogeneticamente a subfamília Cicadellinae é intermediária entre as famílias mais evoluídas (Dectocephalinae e Typhlocybinae) e a mais primitiva Agallinae que transmitem patógenos de plantas (NIELSON, 1985).

Hopkins (1995) observou que as cigarrinhas vetoras de *X. fastidiosa* têm uma ampla gama de hospedeiras. Em um levantamento de cigarrinhas vetoras no Estado de São Paulo, observaram-se adultos, ninfas e posturas de cigarrinhas em 31 plantas hospedeiras (GIUSTOLIN et al., 2002).

De acordo com Redak et al. (2004), as espécies relatadas como transmissoras da PD são: *A. severini*, *D. minerva*, *G. atropunctata*, *H. delta*, *P. confusa*, *X. fulgida*, *F. friscanus* e a espécie *H. vitripennis*, sendo que a eficiência de transmissão pode ser maior que 90% (PURCELL; FINLAY, 1979).

Em videira, o modo de transmissão de *X. fastidiosa* foi estudado em detalhes utilizando-se a cigarrinha *G. atropunctata*, a mesma, pode adquirir a bactéria em apenas uma hora de alimentação em uma planta infectada, e podem transmitir para uma planta sadia imediatamente (PURCELL; FINLAY, 1979). Embora as cigarrinhas consigam adquirir e transmitir a bactéria em curtos períodos de alimentação, a eficiência de transmissão aumenta com períodos de acesso a aquisição e inoculação mais longos (PURCELL; FINLAY, 1979). A eficiência de transmissão também pode variar entre as espécies, cigarrinhas da Tribo Cicadellini transmitiram a PD para videiras com eficiência muito maior que as espécies da Tribo Proconiini (SEVERIN, 1949), também podendo variar de acordo com sua afinidade com a planta hospedeira (PURCELL, 1979). O local de alimentação na planta (galhos, ramos ou folhas) também pode ter um efeito na eficiência com que diferentes espécies de cigarrinhas adquirem ou inoculam a bactéria (LOPES, 1996).

Segundo Purcell (1989) e Paião et al., (2002), a bactéria *X. fastidiosa* é transmitida de modo propagativo e não circulativo por cigarrinhas das famílias Cicadellidae (Cicadellinae), Cercopidae e Cicadidae. Após a aquisição da bactéria, as cigarrinhas adultas podem transmitir *X. fastidiosa* indefinidamente, devido à capacidade da bactéria multiplicar-se no canal alimentar, cibário e estomodéu dos vetores (BRLANSKY et al., 1983; HILL; PURCELL, 1995; PURCELL; FINLAY; MCLEAN, 1979). Purcell e Finlay (1979) observaram que ninfas de *G. atropunctata* perdem a habilidade em transmitir *X. fastidiosa* após a ecdise. Isso ocorre, pois o forro cuticular do estomodéu é perdido durante o processo de muda. Assim, o inoculo da bactéria provavelmente se restringe à parte anterior do aparelho digestivo e as peças bucais.

A inoculação de *X. fastidiosa* ocorre quando células da bactéria são deslocadas dos sítios de retenção no estomodéu ou peças bucais para tecidos suscetíveis da planta durante a alimentação do vetor (LOPES, 1996). O mecanismo de deslocamento da bactéria para os tecidos da planta ainda não estaria bem elucidado, a hipótese mais aceita é de que a tensão negativa dos vasos do xilema seja capaz de deslocar líquidos e bactérias presentes no canal alimentar do vetor

para os tecidos da planta (PURCELL, 1989). Esse refluxo poderia ocorrer devido um assincronismo entre a abertura da válvula precibarial e a dilatação da câmara de sucção, durante a ingestão de líquidos do xilema (PURCELL, 1989).

2.1.6 Diversidade de *Xylella fastidiosa* e seus vetores no Brasil

A bactéria *X. fastidiosa*, primeiramente associada ao mal de Pierce, nos vinhedos da Califórnia (PURCELL; FEIL, 2001), hoje é associada a inúmeras doenças em plantas de interesse comercial, arbóreas e ornamentais (HOPKINS, 1989; HOPKINS; PURCELL, 2002; PURCELL; HOPKINS, 1996). No Brasil, não foi constatada a presença de *X. fastidiosa* causando doença em videira, mas a bactéria esta presente no país causando as doenças: clorose variegada dos citros (CVC) em citros (DE NEGRI, 1990), escaldadura das folhas da ameixeira, em ameixa (HICKEL et al., 2001) e atrofia dos ramos do cafeeiro, em café (PAIÃO et al., 2002).

Existem diferenças genéticas nas estirpes de *X. fastidiosa* presentes no Brasil. Quando estirpes do citros, da ameixa e do café são comparadas geneticamente, os isolados do citros e café são geneticamente semelhantes, sendo geneticamente distantes dos isolados de ameixeira, mesmo assim são considerados como a mesma estirpe (METHA; LEITE; ROSATO, 2000; PURCELL, 1997; ROSATO et al., 1998). Trabalhos sugerem que a clorose variegada dos citros evoluiu a partir de estirpes presentes no cafeeiro, pois apesar da CVC ter sido detectada em 1987 no Estado de São Paulo (CHANG et al., 1993), e a atrofia dos ramos do cafeeiro em 1995 (PARADELA-FILHO, 1997), o sintoma de atrofia dos ramos do cafeeiro existiam antes de 1987, mas eram associados a nematóides ou a desequilíbrio nutricional (LI et al., 2001).

Atualmente existem trabalhos sugerindo a divisão das estirpes de *X. fastidiosa* em quatro subespécies, *X. fastidiosa* subsp. *piercei* (videira), *X. fastidiosa* subsp. *sandyi* (“oleander”), *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* (vários hospedeiros) e *X. fastidiosa* subsp. *pauca* (citros) (SCHAAD et al., 2004; SCHUENZEL et al., 2005). De acordo com esta classificação, no Brasil a subespécie que ataca a citros, café e ameixa é a *X. fastidiosa* subsp. *pauca* (SCHAAD et al., 2004). Sugere-se que essas estirpes foram se distanciando geneticamente por meio de recombinação gênica e inoculações naturais em diversos hospedeiros (CHEN et al., 2002; MONTERO-ASTÚA et al., 2007; SCHAAD et al., 2004; SCHUENZEL et al., 2005).

O mal de Pierce pode aparecer no Brasil mesmo sem introdução de material vegetativo infectado da América do Norte, através de evolução das estirpes presentes no Brasil (CHEN et al., 2002; MONTERO-ASTÚA et al., 2007). No Brasil, há diversos fatores que podem favorecer essa evolução, vetores polípagos que circulam entre habitats naturais, urbanos e culturas agrícolas, ampla gama de vetores com baixa especificidade para transmissão da bactéria, ampla gama de hospedeiros de *X. fastidiosa*, possibilidade de infecção da videira por diferentes estirpes de *X. fastidiosa* presentes no Brasil (ALMEIDA et al., 2005; HICKEL et al., 2001; HOPKINS; ADLERZ, 1988; LI et al., 2002; MARUCCI, 2003; OTT et al. 2006; REDAK et al., 2004; YAMAMOTO; GRAVENA, 2000).

No Brasil, os vetores de *X. fastidiosa* nas culturas do citros, café e ameixa, identificados até o momento são: *B. xanthophis*, *Dilobopterus costalimai* Young, *Homalodisca ignorata* Melichar, *Oncometopia facialis* (Signoret) vetores da bactéria em citros e café (KRÜGNER et al., 2000; LOPES et al., 1996; MARUCCI, 2003; ROBERTO et al., 1996). As espécies: *Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli, *Plesiommata corniculata* Young, *Ferrariana trivittata* (Signoret), *Macugonalia leucomelas* (Walker), *Parathona gratiosa* (Blanchard), *Sonesimia grossa* (Signoret), *Acrogonia virescens* (Metcalf), são vetoras em citros (FUNDECITROS, 1999; KRÜGNER et al., 2000; LOPES et al., 1996; ROBERTO et al., 1996; YAMAMOTO et al., 2002). Em ameixa não foram realizados trabalhos testando a transmissão com cigarrinhas, mas a bactéria já foi encontrada através de teste Elisa nas espécies *P. corniculata*, *Hortensia similis* (Walker) *Haldorus* sp., *Exitianus obscurinervis* (Stal), *Balclutha hebe* (Kirk.) (HICKEL et al., 2001).

2.1.7 Métodos de coletas

O levantamento de insetos por diferentes métodos de amostragem é de fundamental importância em estudos ecológicos, pois é praticamente impossível contar todos os insetos de um habitat, e estes estudos só poderão ser realizados então, mediante estimativas de população por meio de amostras (SILVEIRA NETO et al., 1976).

Na realização desses levantamentos são utilizadas armadilhas, as quais podem ser definidas como um processo mecânico, físico ou químico que captura um organismo. Para fins de controle ou monitoramento de populações de pragas, o uso de armadilhas com dispositivo de atração é uma opção prática. Para fins de estudos de sistemática de um determinado inseto, a

armadilha pode dispor de atrativos ou então a captura pode ser direta por meio de rede ou objeto similar (NAKANO; LEITE, 2000).

Vários são os métodos utilizados para coleta de cigarrinhas visando estudos de dinâmica populacional, podendo-se destacar: armadilha adesiva amarela, succionador motorizado, rede de varredura, armadilha luminosa, armadilha Malaise, bandeja d'água (HICKEL et al., 2001; PURCELL, ELKINTON, 1980). Diferentes métodos de amostragem podem dimensionar efeitos combinados de atividade e abundância. Estas informações combinadas são mais validas para o entendimento de um possível papel das espécies vetoras na disseminação da doença e não somente para fornecer informações de abundância (PURCELL; ELKINTON, 1980).

A utilização de armadilhas adesivas amarelas tem se mostrado eficiente no monitoramento dos cicadélíneos *G. atropunctata*, *H. vitripennis* e *Homalodisca lacerta* espécies vetoras de *X. fastidiosa* em videira (BLUA et al., 2001; PURCELL et al., 1997), e para as cigarrinhas *S. titanus* e *H. obsoletus* vetoras da flavescência dourada e o amarelo da videira, respectivamente (MORI et al., 1999). Além disso, o método tem se mostrado muito importante no levantamento de vários outros insetos sugadores e algumas espécies raras, proporcionando medidas de abundância e atividade (PURCELL, ELKINTON, 1980). É importante ressaltar que este método isoladamente não indica a presença do inseto sobre a planta hospedeira, pois as cigarrinhas são atraídas para a armadilha e os insetos capturados podem estar apenas se movimentando através do parreiral (PURCELL, 1994).

Espécies de cigarrinhas podem habitar nichos diferentes dentro do mesmo habitat (PAIVA et al., 1996). Este mesmo autor utilizou um succionador motorizado para comparar a comunidade de cigarrinhas presentes na vegetação rasteira de um pomar de citros com a comunidade presente na copa das plantas de citros, concluindo que a comunidade de cigarrinha presentes neste dois estratos é diferente. Necessitando desta forma conhecer bem o método de coleta para fazer-se uma boa amostragem na área (PURCEL; 1994).

As armadilhas adesivas amarelas tem sido a principal ferramenta no monitoramento de cigarrinhas vetoras da CVC em citros no Brasil. Esse método mostrou-se eficiente tanto no monitoramento como no estudo da dinâmica populacional das principais espécies vetoras da CVC (MARUYAMA et al., 2002; MIRANDA, 2003; NUNES et al., 2007; YAMAMOTO et al., 2002).

2.2 Material e Métodos

O levantamento de cigarrinhas potenciais vetoras de *Xylella fastidiosa* em videira foi conduzido nos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, com a cooperação da Embrapa Uva e Vinho e Embrapa Semi-Árido, respectivamente. A triagem, identificação e quantificação dos espécimes capturados foi realizada no Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), em Piracicaba, SP, e no Laboratório de Entomologia da Embrapa Uva e Vinho, em Bento Gonçalves, RS. O estudo de transmissão de *X. fastidiosa* de citros para videira foi realizado no Laboratório de Insetos Vetores do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia da ESALQ/USP.

2.2.1 Áreas Experimentais

O inventário foi conduzido em oito parreirais comerciais de videira (*Vitis vinifera* L.) nos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, Brasil, por um período de 25 meses.

No Rio Grande do Sul foram inventariados quatro parreirais comerciais de *V. vinifera* na região da Serra Gaúcha, sendo um da cultivar Moscato Embrapa, localizado no Município de Farroupilha (área 1), e três da cultivar Cabernet sauvignon no município de Bento Gonçalves, distritos de Tuiuti (área 2), Pinto Bandeira (área 3) e Vale dos Vinhedos (área 4) (Tabela 1). Os parreirais escolhidos apresentaram características de relevo, tipos de condução, vegetação rasteira interna e vegetação adjacente que são representativas da região da Serra Gaúcha (Tabela 1).

No Estado de Pernambuco também foram avaliados quatro pomares comerciais de *V. vinifera*, localizados em quatro fazendas distintas na região de Petrolina (PE). Na Fazenda Área Nova e Fazenda Timbaúba, localizadas no município de Petrolina, os parreirais eram da cultivar Itália, enquanto que na Fazenda São Paulo e Fazenda Milano, localizadas no município de Santa Maria da Boa Vista, os parreirais eram da cultivar Rubi (Tabela 2). Os parreirais foram escolhidos de modo a representar a região em relação ao relevo, sistema de condução, sistema de irrigação, vegetação rasteira interna e vegetação adjacente, tendo como principal diferença entre eles à distância em relação à margem do Rio São Francisco (Tabela 2).

Tabela 1. Localização e principais características dos parreirais localizados no Estado do Rio Grande do Sul, onde foram realizados levantamento de cigarrinhas por armadilhas adesivas amarelas, no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

Localização/Características do vinhedo	Área 1	Área 2	Área 3	Área 4
Município/Distrito	Farroupilha	Bento Gonçalves - Tuiuti	Bento Gonçalves – Pinto Bandeira	Bento Gonçalves – Vale dos Vinhedos
Coordenadas geográficas	29°06'68" S, 51°23'23" O	29°04'71" S, 51°32'13" O	29°07'57" S, 51°26'48" O	29°11'12" S, 51°34'92" O
Altitude aproximada	639.1 m	561.4 m	702.1m	541.4m
Cultivares	Moscato Embrapa	Cabernet sauvignon	Cabernet sauvignon	Cabernet sauvignon
Idade do vinhedo	9 anos	5 anos	5 anos	7 anos
Sistema de condução	latada	latada	latada	espaldeira
Área do parreiral	3 ha	1,5 ha	2 ha	1 ha
Vegetação rasteira predominante	<i>Bidens pilosa</i> L., <i>Brachiaria plantaginea</i> (Link), <i>Cymbopogon</i> sp., <i>Lolium multiflorum</i> Lam., <i>Rumex</i> sp.	<i>B. pilosa</i> , <i>Trifolium repens</i> L., <i>L. multiflorum</i>	<i>L. multiflorum</i> , <i>T. repens</i> , <i>Rumex</i> sp.	<i>B. pilosa</i> , <i>Cynodon dactylon</i> (L.), <i>T. repens</i>
Vegetação adjacente¹	Mata nativa adjacente em três bordas, e plantio de <i>Prunus persica</i> (L.) Batsch em uma	Mata nativa adjacente em duas bordas e plantio de videira nas outras duas	Plantio de <i>Eucalyptus</i> spp. em uma das bordas e <i>P. persica</i> nas outras três bordas	Plantios de videira nas bordas e construções nas proximidades. Presença de mata nativa a 400 m do parreiral

¹ Em relação à mata nativa, a Serra Gaúcha é parte do Planalto Meridional Florestas Remanescentes, caracterizada por formações arbóreas densas com estratos superpostos.

Tabela 2. Localização e principais características dos parreirais na região de Petrolina (PE), onde foram realizados os levantamentos de cigarrinhas por armadilhas adesivas amarelas, no período de junho de 2005 a junho de 2007

Localização/Características dos parreirais	Fazenda Área Nova	Fazenda Timbaúba	Fazenda São Paulo¹	Fazenda Milano
Município	Petrolina	Petrolina	Santa Maria da Boa Vista	Santa Maria da Boa Vista
Coordenadas geográficas	9°16'0" S, 40°25'0" O	9°8'44" S, 40°16'36" O	-	8°59'28" S, 39°59'59" O
Cultivares	Itália	Itália	Rubi	Rubi
Idade do vinhedo	3	4	8 anos	4 anos
Sistema de condução	Latada	Latada	Latada	Latada
Área do parreiral	2 ha	3 ha	2 ha	1 ha
Distância do Rio São Francisco	13 Km	10 Km	Margem do Rio	7 Km
Sistema de irrigação	Gotejamento	Gotejamento	Gotejamento	Gotejamento
Vegetação rasteira predominante	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl), <i>Bidens pilosa</i> L., <i>Cynodium dactylon</i> (L.), <i>Pennisetum</i> spp.	<i>A. australe</i> (Loefl), <i>B. pilosa</i> L.	<i>A. australe</i> (Loefl), <i>B. pilosa</i> L., <i>C. dactylon</i> (L.),	<i>Momordica charantia</i> L., <i>Pennisetum</i> spp.
Vegetação adjacente	Plantios de <i>Mangifera indica</i> L., <i>Psidium</i> sp., <i>Malpighia puniceifolia</i> L. e parreiras nas bordaduras	Caatinga nas quatro bordas	Uma borda com vegetação ciliar da margem do rio São Francisco, duas bordas com parreirais e uma borda com Caatinga	Uma borda com <i>M. indica</i> e parreirais nas outras três bordas

¹Não foi possível obter as coordenadas geográficas da Fazenda São Paulo.

2.2.2 Métodos de Amostragem

2.2.2.1 Amostragem utilizando armadilhas adesivas amarelas

Para a coleta das cigarrinhas foram instalados 20 cartões adesivos amarelos (Biocontrole® - São Paulo, SP) com as dimensões de 8,5 x 11,5 cm em cada parreiral, distribuídos em 10 pontos espaçados de 40 x 40 m, com dois cartões por ponto, um a 45 cm do solo e outro a 45 cm acima da lâmina foliar (Figura 1). Os cartões foram instalados em duas alturas visando amostrar a população de cigarrinhas presentes na copa das videiras ou em trânsito sobre o parreiral (altura A), bem como as cigarrinhas presentes na vegetação rasteira existente dentro do parreiral (altura B).

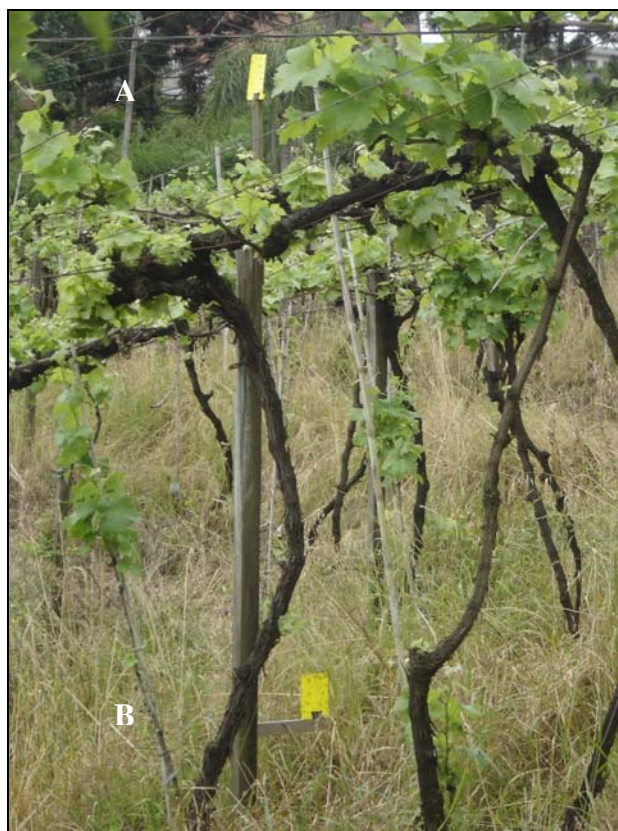


Figura 1. Armadilhas adesivas amarelas, instaladas em duas alturas: A) 45cm acima da lâmina foliar e B) 45cm acima do solo.

Os cartões foram presos com auxílio de presilhas de metal “Binder”, as quais foram pregadas na extremidade de sarrafos (Figura 1). A troca dos cartões foi realizada a cada 15 dias, no período de setembro/2004 a setembro/2006 e de junho/2005 a junho/2007 nos pomares situados nos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, respectivamente, totalizando dois anos

de inventário em cada Estado. Após a troca, os cartões contendo as cigarrinhas foram enviados ao laboratório para triagem e identificação das cigarrinhas capturadas. No momento da troca, realizou-se a limpeza da vegetação rasteira e retirada das folhas de videira ao redor dos cartões, evitando assim a interferência na atratividade às cigarrinhas.

2.2.2.2 Amostragem visual

Com o método de levantamento utilizando-se armadilhas adesivas amarelas, não se pode afirmar que as cigarrinhas capturadas estejam colonizando a videira, pois a cor amarela é muito atrativa as cigarrinhas, podendo capturar em vôo ou presentes em outras espécies vegetais. Visando complementar o método de coleta por armadilhas adesivas amarelas, foram realizadas inspeções visuais nas brotações novas da cultura, objetivando identificar quais as espécies de Cicadellidae que efetivamente estão colonizando a videira.

A avaliação visual foi realizada nas duas regiões de estudo, avaliando-se a área 1 no Rio Grande do Sul (Tabela 1), e a Fazenda São Paulo em Pernambuco (Tabela 2). Foram avaliadas as variáveis, período do dia (manhã e tarde) e período pós-poda (20 a 30 dias e 31 a 40 dias). Cada repetição foi composta por dois minutos de avaliação visual, totalizando 20 repetições para cada variável estudada. As cigarrinhas visualizadas foram capturadas e acondicionadas em frascos de vidro, os quais foram etiquetados (área de coleta, período do dia, período pós-poda e repetição); posteriormente realizou-se a identificação da espécie de cigarrinha em laboratório. As médias de cigarrinhas visualizadas em cada variável estudada foram comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade, usando o programa SAS 9.1 (1999).

2.2.3 Triagem e identificação das cigarrinhas capturadas

As cigarrinhas capturadas nos cartões adesivos foram retiradas dos mesmos com o uso de querosene (solvente para dissolução da cola proveniente dos cartões), sendo posteriormente montadas em alfinetes entomológicos, os quais foram etiquetados com a data e local de coleta. A identificação dos espécimes foi realizada com auxílio de um microscópio estereoscópico, baseando-se em caracteres morfológicos das asas (tipo, forma e nervação), cabeça (coroa e posição dos ocelos), forma geral do corpo e estruturas genitais de ambos os sexos. Para separação

das espécies, foram também utilizados caracteres das estruturas da cápsula genital do macho (estilos, edeago, conectivo, placas, pigóforo) e apódemas na porção anterior do abdome (YOUNG, 1968; 1977; EMMRICH, 1975; 1984; MARUCCI; CAVICHIOLI; ZUCCHI, 1999; 2002; AZEVEDO FILHO; CARVALHO, 2001a; 2001b, 2002, 2004, 2006). As espécies desconhecidas, cujos processos citados anteriormente não foram suficientes para a realizar a identificação, foram examinadas pelo Prof. Dr. Rodney Ramiro Cavichioli (Universidade Federal do Paraná) e Dr. Wilson de Azevedo Filho (Embrapa Uva e Vinho), que são taxonomistas especializados em Cicadellidae e Cercopidae.

Após a triagem e identificação dos insetos, organizou-se uma coleção de espécies de Auchenorrhyncha associadas à cultura da videira, a qual servirá como referência para futuros estudos envolvendo levantamento de cigarrinhas vetoras de fitopatógenos.

2.2.4 Análise dos dados do levantamento com a utilização de armadilhas adesivas amarelas

2.2.4.1 Análise faunística

Os dados de coleta de cigarrinhas da família Cicadellidae com cartões adesivos amarelos foram submetidos a uma análise faunística. Baseando-se nos índices de constância, frequência, abundância e dominância, selecionaram-se as espécies predominantes, ou seja, aquelas que apresentaram maiores índices faunísticos (SILVEIRA NETO et al., 1995). Também foram calculados os índices de diversidade de Shannon e Weiner (H'), equitabilidade (E) e similaridade.

Todos os índices foram calculados pelo programa ANAFAU (MORAES et al., 2003). Neste programa, os dados discrepantes são analisados através da análise gráfica de resíduo (ATKINSON, 1985), sendo as espécies discrepantes classificadas em uma categoria própria denominada de super dominantes, super abundantes e super freqüentes.

Constância

Refere-se à distribuição da espécie nas coletas, ou seja, a porcentagem de vezes que uma espécie de Cicadellidae está presente em relação ao total de coletas realizadas. Esta foi calculada pela fórmula:

$$C = \frac{Px100}{N} \quad \text{onde}$$

C = constância

P = Número de coletas contendo a espécie de Cicadellidae

N = Número total de coletas efetuadas

De acordo com o resultado, tem-se, segundo Bodenheimer (1955), as seguintes categorias:

- Constante (w) - quando a espécie está presente em mais de 50% das coletas;
- Acessória (y) - quando a espécie está presente no intervalo de 25 a 50% das coletas;
- Acidental (z) - quando a espécie está presente em menos de 25% das coletas.

Frequência

Representou a porcentagem de espécimes de uma espécie, em relação ao total de espécimes coletados na família Cicadellidae. Este índice foi calculado através da fórmula:

$$F = \frac{I}{T}x100 \quad \text{onde}$$

F = Frequência (%)

I = Número de espécimes da espécie na área

T = Número total de espécimes de Cicadellidae coletados na área

De acordo com os resultados obtidos, estabeleceu-se uma classe de frequência para cada espécie, baseando-se no intervalo de confiança (IC) a 5% de probabilidade (Fazolin, 1991). As espécies foram distribuídas nas seguintes classes:

- Pouco freqüentes (pf) - quando a porcentagem de indivíduos capturados foi menor que o limite inferior do IC a 5% de probabilidade;
- Freqüente (f) - quando a porcentagem de indivíduos capturados situou-se dentro do IC a 5% de probabilidade;

- Muito freqüente (mf) - quando a porcentagem de indivíduos capturados foi maior que o limite superior do IC a 5% de probabilidade.

Abundância

Refere-se ao número de espécimes por unidade de superfície e volume, variando no espaço e no tempo (Silveira Neto et al., 1976). É determinada pela soma total dos espécimes de cada espécie, empregando-se uma medida de dispersão. Calculou-se o IC da média aritmética, para 1% e 5% de probabilidade, através da fórmula:

$$IC = m \pm t \times S(m)$$

em que:

$$m = \frac{\sum x}{n} \quad S(m) = \frac{S}{\sqrt{n}} \quad S^2 = \frac{\sum X^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n-1} \quad \text{onde:}$$

IC = Intervalo de confiança

t = Valor de t ao nível de 5% e 1% com n-1 G.L.

m = média de espécimes capturados na área

S = variância

X = total de espécimes de cada espécie de Cicadellidae na área

n = número de espécies de Cicadellidae na área

Estabeleceram-se as seguintes classes de abundância:

- Rara (r) - número de indivíduos capturados menor que o limite inferior do IC a 1% de probabilidade;
- Disperso (d) - número de indivíduos capturados situado entre os limites do IC 1% e a 5% de probabilidade;
- Comum (c) - número de indivíduos capturados situado dentro do IC a 5% de probabilidade;

- Abundante (a) - número de indivíduos capturados situado superiores do IC a 5% e a 1% de probabilidade;
- Muito abundante (m) - número de indivíduos capturados maior que o limite superior do IC a 1% de probabilidade.

Dominância

É a ação exercida pelos organismos dominantes de uma comunidade. Dominante é o organismo que recebe o impacto do meio ambiente e muda-o de forma, podendo causar desta forma, o aparecimento ou desaparecimento de outras espécies (SILVEIRA NETO et al., 1976). Para determinar a dominância, utilizou-se o método de Sakagami e Laroca, conforme descrito por Fazolin (1991). Este método considera como espécies dominantes àquelas em que a frequência exceder o limite de dominância calculado através da fórmula:

$$LD = \frac{1}{S} \times 100 \quad \text{onde}$$

LD = limite de dominância

S = número total de espécies

Índice de diversidade

O índice de diversidade indica a relação entre o número de espécies e o número de espécimes de uma comunidade (SILVEIRA NETO et al., 1995). Na presente pesquisa, este índice permitiu a comparação entre comunidades de Cicadellidae, pois uma pode ser mais rica que a outra em número de espécies, mas não necessariamente em indivíduos por unidade de área.

O cálculo da diversidade foi realizado através do índice de Shannon-Weiner (H'), por ser o mais utilizado em ecologia de comunidades (LUDWIG & REYNOLDS, 1988) e por permitir a comparação entre as comunidades, ainda que as amostras em cada ambiente tenham sido realizadas com tamanhos diferentes (Odum, 1988).

Índice H' (Shannon-Weiner): $H' = \sum p_i (\ln p_i)$ onde

H' = componente de riqueza de espécies;

p_i = frequência relativa da espécie i dada por $\frac{n_i}{N}$

n_i = número de indivíduos da espécie i ;

N = número total de indivíduos;

\ln = logaritmo neperiano.

Índice de Equitabilidade (E)

O índice E mede a equitatividade ou uniformidade em abundância de indivíduos entre as espécies de uma comunidade (POOLE, 1974). Quando todas as espécies em uma amostra são igualmente abundantes, esse índice deve assumir valor máximo, decrescendo à medida que as abundâncias relativas das espécies divergirem desta igualdade.

Índice de Similaridade (S)

Representa a semelhança entre duas comunidades em termos de composição de espécies. A similaridade entre os pomares avaliados foi avaliada baseando-se no índice de similaridade proposto por Mountford (1962), citado por Silveira Neto et al. (1976), que é calculado pela fórmula:

$$I_1 = \frac{2j}{2ab - (a + b)j} \quad \text{onde}$$

I_1 = índice de similaridade;

a = número de espécies de Cicadellidae no habitat A, ou número de levantamentos com a espécie a ;

b = número de espécies de Cicadellidae no habitat B, ou número de levantamentos com a espécie b ;

j = número de espécies encontradas em ambos os habitats, ou número de levantamentos contendo, simultaneamente, as duas espécies.

2.2.4.2 Análise da flutuação populacional

Estudou-se a flutuação populacional das espécies de cigarrinhas potenciais vetoras de *X. fastidiosa* que foram predominantes nos parreirais de videira do Rio Grande do Sul e Pernambuco, baseando-se na análise faunística (2.3.1). As áreas experimentais e o método de captura das cigarrinhas foram descritos no item 2.2.1 e 2.2.2, respectivamente. Após a chegada dos cartões adesivos amarelos no laboratório, as cigarrinhas foram quantificadas de acordo com a espécie, retiradas dos cartões adesivos, transfixadas com alfinetes entomológicos e posteriormente armazenadas em caixas apropriadas.

As médias do número de adultos de cada espécie de cigarrinha capturados por armadilha e por quinzena nas duas alturas de amostragem, foram transformadas para $\sqrt{x+6}$, comparando-se as médias pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade, usando o programa SAS 9.1 (1999).

A flutuação populacional das espécies predominantes neste estudo foi analisada graficamente, plotando-se o número médio de adultos capturados por armadilha e por quinzena nas duas alturas de coleta, e nas diferentes áreas. Realizaram-se, também análises de regressão múltipla através do programa Statistica 7.1, correlacionando os números de adultos de cada espécie de Cicadellidae capturados quinzenalmente (variável dependente) com variáveis climáticas (temperatura média e precipitação média) registradas no mês correspondente à coleta e no mês anterior à coleta das cigarrinhas (variáveis independentes). Os dados climáticos foram obtidos na Estação Agroclimática da Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS e Estação agrometeorológica de Bebedouro, Petrolina, PE.

O período da análise da flutuação foi de setembro/2004 a setembro/2006 e de junho/2005 a junho/2007 nos parreirais situados nos Estados do Rio Grande do Sul e Pernambuco, respectivamente.

2.2.5 Teste de transmissão da bactéria *X. fastidiosa* de plantas de citros para plantas de videira e ameixeira pela cigarrinha *B. xanthophis*

Avaliou-se a possibilidade de transmissão da bactéria *X. fastidiosa* de plantas de *Citrus sinensis* (L.) Osbeck. para plantas de *Vitis vinifera* L. (videira) e *Prunus domestica* L. (ameixeira), utilizando-se o cicadélíneo *Bucephalogonia xanthophis* (Berg) como vetor.

Como plantas-teste, utilizaram-se mudas sadias de *V. vinifera* ‘Cabernet sauvignon’ adquiridas na Embrapa Uva e Vinho, em Bento Gonçalves, RS, e mudas sadias de *P. domestica* Rubi Mel adquiridas junto ao Instituto Agrônômico (IAC), Campinas, SP. Seedlings sadios de *C. sinensis* ‘Pera’ foram produzidos em viveiros telados. As mudas foram podadas 15 dias antes da realização do experimento, para que no momento da transmissão estivessem com brotação tenra entre 5 a 10 cm, possibilitando assim uma maior aceitação das cigarrinhas para alimentação.

Plantas de *C. sinensis* ‘Pêra’ infectadas com um isolado (CCT6570) de *X. fastidiosa* proveniente de citros com CVC serviram como fonte do patógeno. Estas plantas foram inoculadas por agulha, em três pontos da haste, com 5 µl de uma suspensão bacteriana com concentração de ≈10 unidades formadoras de colônias (UFC)/mL de tampão fosfato salino (PBS – “phosphate buffer saline”), cerca de 12 meses antes do experimento.

Adultos sadios de *B. xanthophis* foram produzidos em criação de laboratório sobre uma planta não hospedeira de *X. fastidiosa*, *Vernonia condensata* Baker (falso boldo), conforme descrito por Marucci et al. (2003). Cerca de 180 adultos foram confinados sobre cinco plantas-fonte, no interior de gaiolas teladas (33 x 33 x 52 cm), por um período de acesso à aquisição (PAA) de 48 horas. Em seguida as cigarrinhas foram transferidas para um período de acesso à inoculação (PAI) de 72 h em 10 plantas-teste de citros, videira e ameixeira, em número de cinco insetos por planta-teste. Durante o PAI, as cigarrinhas foram confinadas sobre a haste das brotações, no interior de gaiolas plásticas retangulares, com dimensões de 4 x 2 x 5,4 cm. Este experimento foi repetido três vezes, em ocasiões distintas, inoculando-se um total de 30 plantas-teste de cada espécie vegetal.

Após a inoculação, as plantas-teste foram pulverizadas com inseticida e mantidas em casa-de-vegetação livre de insetos vetores juntamente com 10 plantas de cada espécie utilizadas como testemunhas, para posterior avaliação de sintomas e testes de detecção de *X. fastidiosa*. Foram conduzidas avaliações mensais e uma avaliação final no decorrer do experimento. As avaliações

mensais, que tiveram início após 3 meses da data do PAI, buscaram a presença de sintomas de doença nas plantas de videira, ameixeira e de citros (controle positivo). A avaliação final, realizada 12 meses do PAI, visou à detecção da bactéria por meio de isolamento primário em meio de cultura e teste de “Polymerase Chain Reaction” – PCR.

O isolamento primário de *X. fastidiosa* foi realizado em meio de cultura “Periwinkle wilt gelrite” (PWG), a partir de amostras de 0,1-0,15 g de pecíolos e nervura central de folhas de videira, ameixeira e citros coletadas a uma distância 10 a 30 cm acima do ponto de inoculação. As etapas de preparo e esterilização superficial das amostras, bem como a homogeneização das mesmas em tampão PBS e o plaqueamento das suspensões resultantes sobre o meio de cultura sólido foram realizadas conforme descrito por Almeida et al. (2001). Para cada amostra, foram plaqueadas duas alíquotas de 20 µl de suspensões sem diluição e com diluição de 10X. As placas contendo as alíquotas foram mantidas em incubadora a 28°C por 21 dias. Após esse período, avaliou-se a ocorrência e o número de colônias bacterianas nas alíquotas de cada amostra, sob microscópio estereoscópico. Nas alíquotas em que houve crescimento bacteriano, estimou-se o número de UFC por grama de tecido vegetal, aplicando-se a fórmula (1) para placas contendo suspensões bacterianas não diluídas e a fórmula (2) para placas contendo suspensões diluídas 10X, onde o “número de colônias” é igual à média do número de UFC presentes nas duas alíquotas de cada suspensão:

$$UFC / g \text{ de tecido} = \frac{100 * n^{\circ} \text{ Colônias}}{\text{Peso da amostra foliar (g)}} \quad (1)$$

$$UFC / g \text{ de tecido} = \frac{100 * n^{\circ} \text{ Colônias}}{\text{Peso da amostra foliar (g)}} \times 10 \quad (2)$$

Amostras de colônias recuperadas no meio PWG foram submetidas ao teste de PCR com oligonucleotídeos específicos para *X. fastidiosa*, para confirmação da identidade da bactéria isolada, usando-se os reagentes e condições de amplificação descritos a seguir, para o PCR de amostras vegetais.

Para o teste de PCR, realizou-se a extração do DNA de amostras de pecíolo e nervura central de folhas das plantas-teste seguindo-se o protocolo desenvolvido por Minsavage et al. (1994), com alteração na concentração de ácido ascórbico para 0,1 M e diluição do extrato em

1:100 (Pinto & Leite (1999). Para a amplificação específica do DNA de *X. fastidiosa* nas amostras extraídas de plantas, utilizaram-se os oligonucleotídeos (“primers”) RST – 31 (GCG TTA ATT TTC GAA GTG ATT CGA TTG C) e RST – 33 (CAC CAT TCG TAT CCC GGT G) (MINSAVAGE et al., 1994), que amplificam um fragmento de 750pb. Os oligonucleotídeos foram incluídos na seguinte mistura de reagentes: 2,5 µl tampão de PCR 10X (200 mM Tris-HCl pH 8,4; 500 mM KCl – Invitrogen do Brasil); 0,5 µl dNTPmix (10 mM – Invitrogen do Brasil); 1 µl de MgCl₂ 50mM; 0,35 U de Taq DNA polimerase (Invitrogen do Brasil); 1,0 µl de cada oligonucleotídeo (10 µM – Invitrogen do Brasil), 3 µl de DNA extraído da planta e 15,93 µl de água MiliQ, para um volume final de 25 µl, após esta preparação colocou-se 30µl de óleo mineral. A amplificação foi realizada em um termociclador PTC – 100 (MJ Research Inc, Watertown, MA 02172, EUA), programado para as seguintes condições: uma etapa inicial a 95°C por 1 min, 39 ciclos de 95°C (desnaturação) por 30 s, 55°C (anelamento) por 30 s e 72°C (extensão) por 45 s, um ciclo final de desnaturação a 95°C por 30 s, anelamento a 55°C por 30 s; e extensão a 72°C por 5 min, sendo finalizado a 4°C e mantido a esta temperatura até aplicação em gel de agarose (MINSAVAGE et al. 1994). Após a amplificação, adicionou-se 2 µL de corante (azul de bromofenol 0,25% e sacarose 40%) por amostra e o produto da PCR foi visualizado através de eletroforese em gel de agarose (1,0%), em tampão TBE (44,5 mM Tris, 44,5 mM ácido bórico e 1 mM EDTA, pH 8,0) suplementado com 0,5 µg/mL de brometo de etídio. Os fragmentos amplificados foram visualizados sob luz UV e fotodocumentados pelo equipamento “Eagle Eye II” (Stratagene, La Jolla, CA 92037, EUA).

2.3 Resultados e Discussão

2.3.1 Levantamento de cigarrinhas em vinhedos no Estado do Rio Grande do Sul

Nos 2 anos de levantamento com cartões adesivos amarelos, foram coletados 3.893 espécimes de cigarrinhas pertencentes às famílias Cicadellidae (98,41%) e Cercopidae (1,59%) nos quatro pomares de videira avaliados na Serra Gaúcha. Dentro de Cicadellidae, os espécimes distribuíram-se nas subfamílias Cicadellinae (61,18%), Gyponinae (34,62%), Deltocephalinae (3,84%) e Coelidinae (0,34%). Em Cicadellinae, que foi a subfamília predominante, coletaram-se 2.344 espécimes distribuídos nas tribos Cicadellini (68,52%) e Proconiini (31,48%). Ao todo, coletaram-se seis espécies de Cercopidae e 34 de Cicadellidae, sendo a maioria das espécies (n = 57,5%) pertencentes à subfamília Cicadellinae (Tabela 3).

A tribo Cicadellini apresentou o maior número de espécies (n = 12) e porcentagem de espécimes (41,25%) coletados neste inventário (Tabela 3). *Bucephalogonia xanthophis* (Berg) foi a mais representativa (11,67%) dentre as espécies coletadas na Tribo Cicadellini, seguida por *Macugonalia cavifrons* Stal. (7,78%), *Dilobopterus dispar* (Germar) (6,19%) e uma espécie nova, aqui denominada de Cicadellini (sp. 1), com 5,06% de espécimes coletados. As demais espécies pertencentes a esta tribo representam 11,22% do total de cigarrinhas coletadas (Tabela 3). Da tribo Proconiini, coletaram-se 11 espécies, as quais representaram 18,96% do total de espécimes capturados (Tabela 3). Nesta tribo, as espécies *Oncometopia fusca* Melichar (5,25%), *Oncometopia facialis* (Signoret) (3,78%), *Molomea consolidata* Schöder (3,47%) e *Molomea lineiceps* Young (2,66%) foram as mais representativas; as sete espécies restantes somaram juntas 4,1% de cigarrinhas coletadas (Tabela 3).

As espécies de cigarrinhas pertencentes à subfamília Gyponinae representaram 34,09% de espécimes coletados. Embora tenha sido o segundo maior grupo de cigarrinhas coletadas neste levantamento, essa porcentagem está distribuída em 9 espécies, ficando em terceiro no número de espécies coletadas. As espécies *Curtara samera* DeLong & Freytag (11,98%), *Reticana lineata* (Burmeister) (11,33%) e *Gypona acuta* DeLong & Freytag (5,53%) foram as mais numerosas na subfamília Gyponinae (Tabela 3).

O número de espécimes coletados da família Cicadellidae não variou muito entre as áreas estudadas. De um total de 3.831 cicadélideos, 32% foram amostrados na área 1 (município de

Farroupilha, RS), 26% na área 2, 22% na área 3 e 20% na área 4, sendo as três últimas localizadas no município de Bento Gonçalves, RS, distritos de Tuiuti, Pinto Bandeira e Vale dos Vinhedos, respectivamente (Figura 2A). Para a família Gyponinae também não houve muita variação na porcentagem de indivíduos coletados entre as áreas. A maior porcentagem foi observada na área 3 (32%), seguidas pelas áreas 4 (28%), 2 (21%) e 1 (19%) (Figura 2D).

Entretanto, comparando-se a distribuição de espécimes da subfamília Cicadellinae ou de suas tribos entre as áreas, as diferenças são evidentes. A maior porcentagem de adultos de cigarrinhas da tribo Cicadellini foi coletada na área 2 (36%), seguida das áreas 1 (33%), 4 (19%) e 3 (12%) (Figura 2B). No caso de Proconiini, a distribuição das coletas em relação às áreas foi diferente da encontrada para a tribo Cicadellini, capturando-se a maior parte dos espécimes na área 1 (58%), e percentuais mais baixos (7-18%) nas demais áreas (Figura 2C). Essa maior captura de Proconiini na área 1 provavelmente foi influenciada pelas características desse vinhedo, que possui mata adjacente bastante preservada. Este mesmo fator pode ter influenciado a menor porcentagem de coleta na área 4, que não possui mata adjacente.

Tabela 3. Número e frequência de espécies de cigarrinhas das Famílias Cicadellidae e Cercopidae coletadas com armadilhas adesivas amarelas em vinhedos nos municípios de Farroupilha (RS) e Bento Gonçalves (RS), no período de setembro/2004 a setembro/2006 (continua)

Família, Subfamília, Tribo Espécie	Vinhedos ¹				Nº Total ²	% ³
	Área 1	Área 2	Área 3	Área 4		
Cicadellidae, Cicadellinae, Cicadellini						
<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	90	100	66	191	447	11,48
<i>Diedrocephala variegata</i>	20	21	3	7	51	1,31
<i>Dilobopterus dispar</i>	151	58	27	1	237	6,09
<i>Erythrogonia dorsalis</i>	31	45	5	0	81	2,08
<i>Hortensia similis</i>	5	3	3	4	15	0,38
<i>Macugonalia cavifrons</i>	82	150	19	47	298	7,65
<i>Macugonalia geographica</i>	34	21	28	7	90	2,31
<i>Parathona gratiosa</i>	7	10	2	2	21	0,54
<i>Pawiloma victima</i>	4	2	11	4	21	0,54
<i>Sibovia sagata</i>	33	62	21	12	128	3,29
<i>Sonesimia grossa</i>	8	0	2	13	23	0,59
Cicadellini (sp. 1)	59	113	7	15	194	4,98
Subtotal - Cicadellini	524	585	194	303	1606	41,25
Cicadellidae, Cicadellinae, Proconiini						
<i>Acrogonia citrina</i>	0	5	0	0	5	0,13
<i>Aulacizes clypeata</i>	1	0	0	0	1	0,03
<i>Aulacizes conspersa</i>	22	12	7	2	43	1,10
<i>Homalodisca ignorata</i>	11	0	0	0	11	0,28
<i>Molomea consolida</i>	106	18	1	8	133	3,42
<i>Molomea lineiceps</i>	40	33	14	15	102	2,62
<i>Molomea personata</i>	4	7	3	0	14	0,36
<i>Molomea xanthocephala</i>	0	1	0	1	2	0,05
<i>Oncometopia facialis</i>	90	15	26	14	145	3,72
<i>Oncometopia fusca</i>	90	29	77	5	201	5,16
<i>Tapajosa rubromarginata</i>	65	5	3	8	81	2,08

Tabela 3. Número e frequência de espécies de cigarrinhas das Famílias Cicadellidae e Cercopidae coletadas com armadilhas adesivas amarelas em vinhedos nos municípios de Farroupilha (RS) e Bento Gonçalves (RS), no período de setembro/2004 a setembro/2006 (conclusão)

Família, Subfamília, Tribo Espécie	Vinhedos ¹				Nº Total ²	% ³
	Área 1	Área 2	Área 3	Área 4		
Cicadellidae, Cicadellinae, Proconiini						
Subtotal - Proconiini	429	125	131	53	738	18,96
Cicadellidae, Gyponinae						
<i>Curtara pagina</i>	15	7	10	8	40	1,03
<i>Curtara samera</i>	35	95	114	215	459	11,79
<i>Gypona acuta</i>	43	92	37	40	212	5,45
<i>Gypona fulvotincta</i>	0	1	0	18	19	0,49
<i>Gypona sellata</i>	43	28	20	23	114	2,93
<i>Gypona stalina</i>	4	6	2	0	12	0,31
<i>Gypona validana</i>	1	0	0	3	4	0,10
<i>Gypona</i> sp.	2	1	0	1	4	0,10
<i>Reticana lineata</i>	112	45	240	66	463	11,89
Subtotal - Gyponinae	255	275	423	374	1327	34,09
Cicadellidae, Deltocephalinae (sp. 2)	3	20	107	17	147	3,78
Subtotal - Deltocephalinae	3	20	107	17	147	3,78
Cicadellidae, Coelidinae (sp. 3)	6	2	4	1	13	0,33
Subtotal - Coelidinae	6	2	4	1	13	0,33
Cercopidae						
<i>Deois flexuosa</i>	0	3	5	2	10	0,26
<i>Deois schach</i>	0	0	5	0	5	0,13
<i>Mahanarva integra</i>	1	0	7	1	9	0,23
<i>Mahanarva rubropicta</i>	2	2	0	0	4	0,10
<i>Notozulia entreteriana</i>	0	4	1	27	32	0,82
<i>Tunaima brunneolutea</i>	2	0	0	0	2	0,05
Subtotal - Cercopidae	5	9	18	30	62	1,59
Total	1222	1016	877	778	3893	100,00

¹ Vinhedos localizados nos municípios de Farroupilha (Área 1) e Bento Gonçalves [localidades: Tuiuti (Área 2), Pinto Bandeira (Área 3) e Vale dos Vinhedos (Área 4)]. ²Total de espécimes coletados na Altura A (45 cm acima da lâmina foliar) e Altura B (45 cm acima do solo) para cada espécie. ³Porcentagem em relação ao total de indivíduos considerando-se todas as espécies coletadas (n=3893).

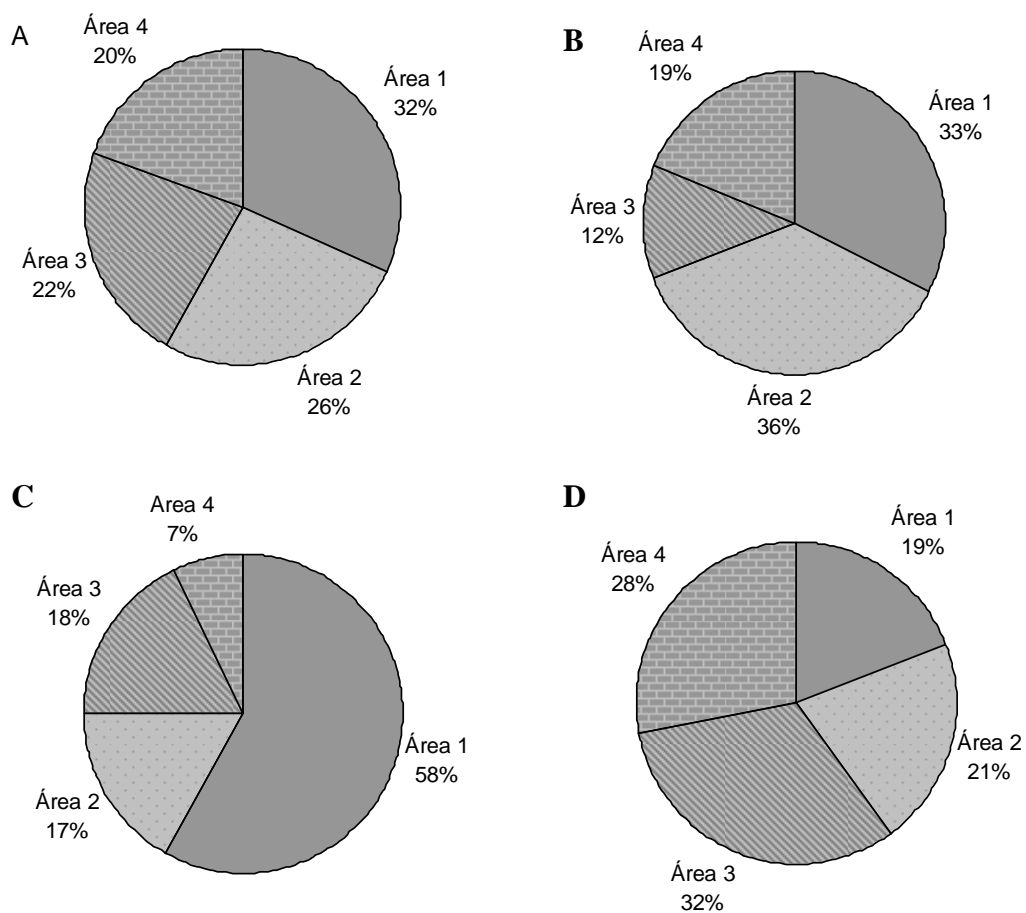


Figura 2. Porcentagem do total de espécimes de cigarrinhas da Família Cicadellidae (A), das Tribos Cicadellini (B) e Proconiini (C) e Subfamília Gyponinae (D), coletados com armadilhas adesivas amarelas em diferentes vinhedos nos municípios de Farroupilha (área 1) e Bento Gonçalves [localidades: Tuiuti (área 2), Pinto Bandeira (área 3) e Vale dos Vinhedos (área 4)], Estado do Rio Grande do Sul, no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

2.3.1.1 Análise faunística das espécies de Cicadellidae coletadas nos vinhedos

A análise faunística foi realizada apenas para as espécies pertencentes à família Cicadellidae, pois este é o grupo mais representativo de cigarrinhas potenciais vetoras de *Xylella fastidiosa* nos vinhedos (98,49%). Além de a família Cercopidae apresentar poucos espécimes coletados, a maioria deles foram capturados nas armadilhas instaladas a 45 cm acima do solo (altura B), o que sugere pouca interação deste grupo com as plantas de videira.

A maior diversidade de espécies foi observada na área 1. Do total de 34 espécies de Cicadellidae coletadas neste levantamento, 31 foram coletadas nesta área, correspondendo ao índice de diversidade de 2,94. Na área quatro foi observado o menor índice (2,31), coletando-se 27 espécies de cigarrinhas (Tabela 4). O índice de equitabilidade variou de 0,70 na área 4 a 0,86 na área 1 (Tabela 4), demonstrando uma uniformidade entre os valores de abundância na comunidade de cigarrinhas (POOLE, 1974).

Essa diferença nos índices de diversidade pode estar relacionada com o “efeito de borda” referido por Odum (1988), segundo o qual a diversidade tende a ser maior na presença de manchas ou interfaces de tipo contrastante de vegetação. Nas quatro áreas avaliadas existe uma área de mata nas proximidades, mas na área 1 a mata nativa está menos fragmentada e melhor preservada nas três bordas do vinhedo (Tabela 1). Dennis & Fry (1992) relatam que o tipo de exploração agrícola e a presença de diferentes habitats nas proximidades das culturas podem alterar a diversidade e a abundância de insetos.

O índice de diversidade de 2,94 na área 1 mostrou ser este ambiente mais diversificado, mais estável e conservado para o crescimento e desenvolvimento da comunidade de cigarrinhas, provavelmente em razão da maior diversidade de hospedeiros vegetais presentes na mata adjacente, que favorecem algumas espécies de cigarrinhas. Segundo Burel (1992) e Giller et al. (1997), as culturas agrícolas geralmente apresentam diversidade reduzida devido às mudanças físicas causadas no ambiente, na uniformidade de cobertura vegetal e às práticas de cultivo, fato que pode ter influenciado no menor índice de diversidade encontrada na área 4, pois é o ambiente com as maiores mudanças físicas (vinícolas e casas a aproximadamente 400 metros do experimento).

Tabela 4. Diversidade e equitabilidade de espécies de cigarrinhas da Família Cicadellidae coletadas com armadilhas adesivas amarelas em diferentes vinhedos nos municípios de Farroupilha e Bento Gonçalves (localidades de Tuiuti, Pinto Bandeira e Vale dos Vinhedos), Estado do Rio Grande do Sul, período de setembro/2004 a setembro/2006

Áreas	Total de indivíduos	N ^o de espécies	Índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') ¹ (IC) ²	Equitabilidade (E)
Farroupilha (Área 1)	1214	31	2,936 a (2,935 – 2,937)	0,86
Tuiuti (Área 2)	1009	30	2,812 b (2,810 – 2,814)	0,83
Pinto Bandeira (Área 3)	859	27	2,458 c (2,456 – 2,461)	0,75
Vale dos Vinhedos (Área 4)	747	27	2,305 d (2,301 – 2,308)	0,70

¹ Índices seguidos da mesma letra não diferem entre si, pelo intervalo de confiança ao nível de 5 % de probabilidade. ² Intervalo de confiança.

Embora os índices de diversidade tenham sido diferentes entre as áreas (Tabela 4), tal fato não foi constatado em relação ao índice de similaridade (Tabela 5). Esta divergência pode ser explicada através dos dados utilizados para o cálculo de cada índice, pois segundo Silveira Neto et al. (1976), o de similaridade avalia a composição de espécies de uma comunidade, enquanto que o de diversidade relaciona o número de espécies e o de indivíduos.

A composição de espécies de cicadélideos não variou muito entre os vinhedos avaliados. A pequena variação observada se deve a algumas espécies pouco frequentes que não ocorreram em todas as áreas. Por exemplo, *Gypona fulvotincta* Osborn e *Molomea xanthocephala* (Germar) não foram observadas nas áreas 1 (Farroupilha, RS) e 3, enquanto que *Aulacizes clypeata* (Signoret) e *Homalodisca ignorata* Melichar estiveram presentes apenas na área 1 (Tabela 3). Baseando-se nas espécies mais frequentes, a composição de cicadélideos observada nas áreas experimentais pode ser extrapolada para toda a região da Serra Gaúcha, pois, além de não ocorrer diferença significativa nos índices de similaridade, tais áreas representam as características de relevo, tipos de condução, vegetação rasteira interna e vegetação adjacente de vinhedos dessa região.

Apesar de não ocorrer variação significativa na composição de espécies, essas variaram em relação aos índices de dominância, abundância, frequência e constância. Em função destes índices, definiram-se as espécies de cigarrinhas predominantes, ou seja, aquelas que foram dominantes, muito abundantes, muito frequentes e constantes em pelo menos uma das quatro áreas de estudo (Tabela 6). A subfamília Cicadellinae foi a que apresentou o maior número de espécies predominantes. Dentre os cicadélíneos da tribo Cicadellini, cinco espécies foram predominantes: *B. xanthophis*, *D. dispar*, *M. cavifrons*, *Sibovia sagata* (Signoret) e *Cicadellini* (sp. 1) (Tabela 6). A espécie *B. xanthophis* foi predominante nas quatro áreas estudadas, enquanto que *D. dispar*, *M. cavifrons* e *Cicadellini* sp. 1, foram predominantes nas áreas 1 e 2 e *S. sagata* apenas na área 2 (Tabela 6). Os demais cicadélíneos coletados [*Diedrocephala variegata* (Fabricius), *Erythrogonia dorsalis* (Signoret), *Hortensia similis* (Walker), *Macugonalia geographica* (Signoret), *Parathona. gratiosa* (Blanchard), *Pawiloma victima* (Germar) e *Sonesimia grossa* Signoret] apresentaram menores índices faunísticos, observando-se uma grande diferença nos índices entre as áreas (Tabela 6).

Na tribo Proconiini as espécies predominantes foram *M. consolidata*, *O. facialis* e *O. fusca*, todas na área 1; a espécie *Tapajosa rubromarginata* (Signoret) foi considerada dominante, muito abundante, muito freqüente e acidental (Tabela 6). As espécies *Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli, *A. clypeata*, *Aulacizes conspersa* Walker, *H. ignorata*, *M. lineiceps*, *M. personata* e *M. xanthocephala* foram coletadas em número reduzido de indivíduos nas áreas amostradas, apresentando, conseqüentemente, menores índices faunísticos (Tabela 6).

Em relação aos cicadélídeos incluídos em Gyponinae, as espécies predominantes foram *C. samera* (áreas 2, 3 e 4), *G. acuta* (área 2) e *R. lineata*; as demais espécies obtiveram índices faunísticos menores (Tabela 6). Ainda foram coletadas duas espécies não identificadas, uma incluída em Deltocephalinae e outra em Coelidinae, que são subfamílias de Cicadellidae (Tabela 6). As subfamílias Coelidinae, Deltocephalinae e Gyponinae não são relatadas como transmissoras da bactéria *X. fastidiosa*; entretanto, na subfamília Gyponinae existem duas espécies que são descritas como vetoras de fitoplasmas nas culturas da canola e pêssego (SEVERIN, 1946), sendo que Deltocephalinae apresenta espécies vetoras de fitoplasmas em diversas culturas agrícolas (WEINTRAUB; BEANLAND, 2006). Assim, espécies de Gyponinae e Deltocephalinae devendo ser estudadas nas regiões vitícolas brasileiras onde ocorrer fitoplasma associado ao amarelo da videira.

Dentre as espécies de cigarrinhas coletadas neste levantamento, nenhuma foi citada como vetor envolvido na disseminação do mal de Pierce “Pierce’s disease” (PD) em países onde esta doença está presente na cultura da videira (REDAK et al., 2004). Entretanto, os estudos com vetores de *X. fastidiosa* em videira e citros mostram que não há especificidade para transmissão de *X. fastidiosa* entre espécies de Cicadellinae (ALMEIDA et al., 2005). Praticamente todas as espécies de Cicadellinae testadas em números suficientemente elevados foram confirmadas como vetoras (REDAK et al., 2004). Além disso, na presente pesquisa foram encontradas em videira espécies de cicadelineos que já são conhecidas como vetoras de *X. fastidiosa* em citros ou cafeeiro, destacando-se *A. citrina*, *B. xanthophis*, *H. ignorata*, *O. facialis*, *P. gratiosa* e *S. grossa* (YAMAMOTO et al., 2002; Marucci, 2003).

Tabela 5. Índice de similaridade de espécies de cigarrinhas da Família Cicadellidae coletadas com armadilhas adesivas amarelas entre vinhedos situados nos municípios de Farroupilha e Bento Gonçalves (localidades de Tuiuti, Pinto Bandeira e Vale dos Vinhedos), Estado do Rio Grande do Sul, período de setembro/2004 a setembro/2006

COMBINAÇÕES	SIMILARIDADE (%) ¹
Farroupilha (Área 1) x Tuiuti (Área 2)	88,52 a (86,39 – 91,38)
Farroupilha (Área 1) x Pinto Bandeira (Área 3)	93,10 a (90,73 – 95,48)
Farroupilha (Área 1) x Vale dos Vinhedos (Área 4)	89,66 a (88,84 – 93,62)
Tuiuti (Área 2) x Pinto Bandeira (Área 3)	91,23 a (87,32 – 91,99)
Tuiuti (Área 2) x Vale dos Vinhedos (Área 4)	87,72 a (85,37 – 90,07)
Pinto Bandeira (Área 3) x Vale dos Vinhedos (Área 4)	88,89 a (86,32 – 90,73)

¹Índices seguidos da mesma letra não diferem entre si, pelo intervalo de confiança ao nível de 5 % de probabilidade.

Tabela 6. Análise faunística de cicadélídeos (Hemiptera: Cicadellidae) coletados com armadilhas adesivas amarelas em vinhedos nos municípios de Farroupilha (RS) e Bento Gonçalves (RS), no período de setembro/2004 a setembro/2006

(continua)

Subfamília, Tribo	Vinhedos ¹															
	Área 1				Área 2				Área 3				Área 4			
	D ²	A ³	F ⁴	C ⁵	D	A	F	C	D	A	F	C	D	A	F	C
Cicadellinae, Cicadellini																
<i>B. xanthophis</i>	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w
<i>D. variegata</i>	s	r	pf	y	s	c	f	z	n	R	pf	z	s	d	pf	z
<i>D. dispar</i>	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	c	f	y	n	r	pf	z
<i>E. dorsalis</i>	s	c	f	y	s	c	f	w	n	r	pf	z	-	-	-	-
<i>H. similis</i>	n	r	pf	z	n	r	pf	z	n	r	pf	z	n	d	pf	z
<i>M. cavifrons</i>	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	c	f	w	s	a	mf	w
<i>M. geographica</i>	s	c	f	y	s	c	f	y	s	c	f	y	s	d	pf	z
<i>P. gratiosa</i>	s	r	pf	z	s	r	pf	z	n	r	pf	z	n	d	pf	z
<i>P. victima</i>	n	r	pf	z	n	r	pf	z	s	d	pf	y	n	d	pf	z
<i>S. sagata</i>	s	c	f	w	s	ma	mf	w	s	c	f	y	s	c	f	y
<i>S. grossa</i>	s	r	pf	z	-	-	-	-	n	r	pf	z	s	c	f	y
Cicadellini (sp. 1)	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	d	pf	z	s	c	f	y
Cicadellinae, Proconiini																
<i>A. citrina</i>	-	-	-	-	n	r	pf	z	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. clypeata</i>	n	r	pf	z	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. conspersa</i>	s	d	pf	z	s	r	pf	y	s	d	pf	z	n	d	pf	z
<i>H. ignorata</i>	s	r	pf	z	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>M. consolidata</i>	s	ma	mf	w	s	d	pf	y	n	r	pf	z	s	c	f	z
<i>M. lineiceps</i>	s	c	f	w	s	c	f	y	s	c	f	y	s	c	f	y
<i>M. personata</i>	n	r	pf	z	n	r	pf	z	n	r	pf	z	-	-	-	-
<i>M. xanthocephala</i>	-	-	-	-	n	r	pf	z	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>O. facialis</i>	s	ma	mf	w	s	d	pf	y	s	c	f	w	s	c	f	y
<i>O. fusca</i>	s	ma	mf	w	s	c	f	w	s	ma	mf	y	n	d	pf	z

Tabela 6. Análise faunística de cicadelídeos (Hemiptera: Cicadellidae) coletados com armadilhas adesivas amarelas em vinhedos nos municípios de Farroupilha (RS) e Bento Gonçalves (RS), no período de setembro/2004 a setembro/2006

(conclusão)

Subfamília, Tribo	Vinhedos ¹															
	Área 1				Área 2				Área 3				Área 4			
Espécie	D ²	A ³	F ⁴	C ⁵	D	A	F	C	D	A	F	C	D	A	F	C
<i>T. rubromarginata</i>	s	ma	mf	z	n	r	pf	z	n	r	pf	z	s	c	f	z
Gyponinae																
<i>C. pagina</i>	s	r	pf	y	s	r	pf	z	s	d	pf	y	s	c	f	y
<i>C. samera</i>	s	c	f	w	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w
<i>G. acuta</i>	s	c	f	w	s	ma	mf	w	s	c	f	w	s	c	f	w
<i>G. fulvotincta</i>	-	-	-	-	n	r	pf	z	-	-	-	-	s	c	f	y
<i>G. sellata</i>	s	c	f	y	s	c	f	y	s	c	f	y	s	c	f	y
<i>Gypona sp.</i>	n	r	pf	z	n	r	pf	z	-	-	-	-	n	r	pf	z
<i>G. stalina</i>	n	r	pf	z	s	r	pf	z	n	r	pf	z	-	-	-	-
<i>G. validana</i>	n	r	pf	z	-	-	-	-	-	-	-	-	n	d	pf	z
<i>R. lineata</i>	s	ma	mf	w	s	c	f	w	s	ma	mf	w	s	ma	mf	w
Deltocephalinae (sp. 2)	n	r	pf	z	s	c	f	z	s	ma	mf	y	s	c	f	z
Coelidinae (sp. 3)	s	r	pf	z	n	r	pf	z	n	r	pf	z	n	r	pf	z

¹ Vinhedos localizados nos municípios de Farroupilha (Área 1) e de Bento Gonçalves [localidades: Tuiuti (Área 2), Pinto Bandeira (Área 3) e Vale dos Vinhedos (Área 4)].

² Dominância: (s) dominante, (n) não dominante;

³ Abundância: (r) rara, (d) dispersa, (c) comum, (a) abundante, (ma) muito abundante;

⁴ Frequência: (pf) pouco freqüente, (f) freqüente, (mf) muito freqüente;

⁵ Constância: (w) constante, (y) acessória, (z) acidental.

Como não há especificidade de transmissão de *X. fastidiosa* dentro de Cicadellinae, todas as espécies de cigarrinhas pertencentes a esta subfamília são consideradas potenciais vetoras da bactéria (REDAK et al., 2004). No entanto, se surgir o mal de Pierce no Brasil, os estudos de transmissão e epidemiologia devem ser concentrados inicialmente nas espécies de Cicadellinae consideradas predominantes nos vinhedos. Dentre estas, destaca-se *B. xanthophis*, pois a mesma foi classificada como predominante em todas as áreas experimentais no presente estudo (Tabela 6), sendo considerada uma das principais espécies vetoras envolvidas na disseminação da clorose variegada dos citros, além de ser a mais constante e freqüente em plantios novos de citros (YAMAMOTO et al., 2002).

Estas informações serão fundamentais para o manejo do mal de Pierce, caso a bactéria *X. fastidiosa* comece a infectar os vinhedos brasileiros. Isto pode ocorrer por meio de introdução de material vegetativo infectado de regiões onde a doença é endêmica ou pela evolução de uma nova estirpe patogênica à videira a partir de estirpes de *X. fastidiosa* que colonizam outras plantas hospedeiras, tais como citros, ameixeira e cafeeiro (CHEN et al., 2002; HEWITT, 1939; MONTERO-ASTUA et al., 2007). Nas diferentes áreas vitícolas do sul do Brasil, é comum os produtores plantarem citros nas bordaduras dos parreirais e não menos freqüente os mesmos serem cercados por pomares de ameixa, culturas geralmente infectadas com a bactéria *X. fastidiosa*. Eventualmente, essa prática pode resultar na infecção de videira com *X. fastidiosa* por meio de transmissão cruzada, na qual cigarrinhas vetoras adquirem a bactéria em plantas infectadas de citros e ameixa, inoculando-a nas plantas de videira (PERRING et al., 2001; LI et al., 2002; BI et al. 2007).

O risco da infecção cruzada existe, pois as cigarrinhas *B. xanthophis*, *P. gratiosa*, *S. grossa*, *D. variegata*, *H. similis*, *S. sagata*, e *T. rubromarginata*, que foram encontradas em videira neste levantamento, também ocorrem em pomares de citros e ameixa no sul do Brasil (HICHEL et al., 2001; OTT et al., 2006). Portanto, a polifagia e mobilidade dessas cigarrinhas entre as culturas do citros, ameixa e videira, aumentam os riscos de evolução de uma estirpe de *X. fastidiosa* que seja patogênica à videira, pois ela pode estar sendo constantemente inoculada nessa cultura (BLUA; MORGAN, 2003).

2.3.1.2 Efeito da altura da armadilha sobre a coleta de cigarrinhas

A instalação das armadilhas na altura A (45 cm acima da lâmina foliar da videira) e altura B (45 cm acima do solo) discriminou as espécies de Cicadellidae em relação ao local de ocorrência no interior dos vinhedos estudados. Em Cicadellinae, o comportamento em relação à altura de ocorrência não está condicionado à tribo que a espécie pertence, pois as espécies da tribo Cicadellini e Proconiini ocorrem tanto na altura A como na altura B (Tabela 7). Essa diferença na altura de coleta está provavelmente relacionada com a afinidade da espécie com os hospedeiros presentes na vegetação rasteira (altura B) e copa da videira (altura A). Observou-se um padrão para cada espécie, ou seja, quando uma espécie foi mais abundante na altura A ou altura B, esse comportamento ocorreu em todas as áreas de coletas (Tabela 7). Em Gyponinae a maioria das espécies foi mais abundante na altura B, a espécie *Gypona sellata* Berg foi mais abundante na altura A e *Gypona acuta* DeLong & Freytag foi coletada em ambas as alturas, demonstrando que as espécies desta subfamília possuem mais afinidade com a vegetação rasteira, ocorrendo o oposto na subfamília Coelidinae (Tabela 7). Os espécimes da subfamília Deltocephalinae foram coletados nas duas alturas (Tabela 7).

As espécies *D. dispar* da tribo Cicadellini e *A. conspersa*, *H. ignorata*, *M. lineiceps*, *M. personata*, *O. facialis* e *O. fusca* da tribo Proconiini são capturadas quase que exclusivamente nas armadilhas instaladas a 45 cm acima da lâmina foliar da videira (Tabela 7). Nas armadilhas instaladas na altura B as espécies capturadas com maior abundância são *D. variegata*, *E. dorsalis*, *H. similis*, *M. cavifrons*, *M. geographica*, *S. sagata*, Cicadellini (sp. 1) da tribo Cicadellini e uma única espécie da tribo Proconiini *T. rubromarginata* (Tabela 7).

As espécies *B. xanthophis* da tribo Cicadellini e *M. consolidata* da tribo Proconiini, possuem um comportamento diferenciado em relação as demais espécies da subfamília Cicadellinae, sendo capturadas nas duas alturas de coletas (Tabela 7). Ainda existe um número significativo de espécies na subfamília Cicadellinae que, pelo baixo número de espécimes coletados, não podem ser caracterizadas quanto à altura de coleta (Tabela 7).

Segundo Paiva et al (1996) em coletas realizadas utilizando equipamento de sucção motorizado “Blower – vacuuming” em pomares de citros no Estado de São Paulo, a espécie *B. xanthophis* prefere as plantas invasoras, mas frequentemente são encontradas nas plantas de citros.

No Rio Grande do Sul em pomar de citros a espécie também foi considerada constante na vegetação rasteira em levantamentos realizados com rede de varredura (OTT et al., 2006).

Em Gyponinae, a grande maioria das espécies é coletada nas armadilhas instaladas na altura B (Tabela 7). Apenas duas exceções nesta subfamília, *G. sellata* é capturada com maior abundância na altura A e *G. acuta* é coletada nas duas alturas (Tabela 7). Os espécimes da subfamília Deltocephalinae são coletados nas duas alturas (A e B), enquanto que os espécimes da subfamília Coelidinae são coletados nas armadilhas instaladas na altura A (Tabela 7).

Portanto, em relação à altura de coleta, pode-se dividir os cicadelídeos em três grupos. O primeiro, formado por espécies capturadas quase que exclusivamente nas armadilhas instaladas na altura A (45 cm acima da lâmina foliar da videira), o segundo por espécie coletadas na altura B (45 cm acima do solo) e ainda um terceiro grupo de espécies capturadas nas duas alturas (A e B) de coletas (Tabela 7). Resultados semelhantes foram encontrados por Paiva et al. (1996) na cultura do citros, onde dividiu as cigarrinhas que ocorrem no citros em dois grupos: o primeiro, formado por cigarrinhas formado que ocorrem quase que exclusivamente nos citros, e o segundo por cigarrinhas que ocorrem preferencialmente nas plantas invasoras, mas aparecem com certa frequência nos citros.

Pelo método de coleta utilizado (armadilhas adesivas), não se avalia a efetiva alimentação das cigarrinhas coletadas na altura A e B, apenas indica uma maior atividade das espécies nestes estratos da cultura. Na avaliação visual realizada para complementar este método de levantamento, não foi encontrada nenhuma espécie de cigarrinha nas brotações da videira. Em função disso acredita-se que a população de cicadelídeos nessa cultura seja relativamente baixa, dificultando a visualização das mesmas nas brotações da videira. Mas, muito provavelmente as cigarrinhas coletadas na altura A estejam alimentando-se da videira e as espécies coletadas na altura B estejam alimentando-se de espécies de plantas que compõem a vegetação rasteira. Pois após a massa foliar fechar completamente as cigarrinhas presentes na vegetação rasteira não possuem contato visual com as armadilhas presentes na altura A, e como as cigarrinhas são atraídas pela cor através do contato visual, as mesmas dificilmente fossem coletadas na altura A.

A separação das espécies em relação à ocorrência na vegetação rasteira ou parte aérea da videira tem grande importância na disseminação e manejo da doença dentro do parreiral em áreas onde a PD esta presente (MCGAHA et al., 2007). Isso porque a eficiência de transmissão de um vetor esta diretamente ligada à afinidade do mesmo com a planta hospedeira (PURCELL, 1979).

E ainda, espécies de cigarrinhas mais especializadas em determinadas culturas possuem um papel mais relevante na disseminação da doença do que espécies mais associadas à vegetação rasteira (LOPES, 1996, 1999). Por outro lado, conhecer as espécies de cicadélídeos presentes na vegetação rasteira que muitas vezes são hospedeiras da bactéria (HOPKINS; ADLERZ, 1988), bem como a abundância desses vetores, facilita o entendimento da disseminação da doença dentro do parreiral.

Existe risco de introdução de material vegetativo contaminado com a bactéria *X. fastidiosa* de países onde a PD é endêmica, pois frequentemente os produtores importam mudas desses países por vias oficiais onde são feitas inspeções fitossanitárias para detectar presença de patógenos, nesse caso o risco é minimizado, mas eventualmente são introduzidas cultivares que não passam por essas inspeções, aumentando o risco de introdução da doença. Entretanto, a doença pode surgir mesmo sem a introdução de material vegetativo através de evolução de estirpes presentes nas plantas silvestres ou plantas cultiváveis (citros, ameixa e café) (CHEN et al. 2002; MONTERO-ASTÚA et al. 2007). Após a planta estar infectada pela bactéria a doença pode se disseminar através de enchertia, propagação vegetativa “pé franco” e insetos vetores (HEWITT, 1939, MEYER; KOCSIS; QALKER, 2002; REDAK et al., 2004). Uma vez a doença introduzida existe uma grande diversidade de vetores na região da Serra Gaúcha capazes de fazer a disseminação da bactéria entre os vinhedos da região.

Em função disso, as condições encontradas no Brasil são favoráveis para que ocorra essa evolução, pois temos estirpes da bactéria causando doenças nas culturas do café, citros e ameixa (FRENCH; KITAJIMA, 1978; LEE et al. 1993; PARADELA FILHO et al., 1997; LIMA et al. 1998) e ainda vegetação interna e adjacente a esses cultivos que são hospedeiras da bactéria, muitos deles assintomáticos (HOPKINS; ADLERZ, 1988). A variabilidade genética da bactéria associada à vasta gama de vetores autóctones nos vinhedos brasileiros deixa o país em estado de alerta em relação à evolução da *X. fastidiosa* nesse cultivo. Outro fator agravante a esse risco é a ocorrência simultânea de espécies de cigarrinhas na vegetação rasteira do parreiral e parte aérea da videira, com destaque para *B. xanthophis* que pode inocular a bactéria tanto na vegetação rasteira como em plantas de videira, aumentando dessa forma o risco de evolução da bactéria (CHEN et al. 2002; MONTERO-ASTÚA et al. 2007).

Tabela 7. Números de espécimes de cigarrinhas das Famílias Cercopidae e Cicadellidae coletados com armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas distintas, em vinhedos situados nos municípios de Farroupilha (Área 1) e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti (Área 2), Pinto Bandeira (Área 3) e Vale dos Vinhedos (Área 4), Estado do Rio Grande do Sul, no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

(continua)

Família, Subfamília, Tribo Espécie	Área 1		Área 2		Área 3		Área 4		(% N° Total ³)	
	A ¹	B ²	A	B	A	B	A	B	A	B
Cicadellidae, Cicadellinae, Cicadellini										
<i>B. xanthophis</i>	65	25	74	26	34	32	161	30	74,7 a	25,3 a
<i>D. variegata</i>	0	20	1	20	1	2	0	7	3,9	96,1
<i>D. dispar</i>	139	12	51	7	22	5	0	1	89,5 a	10,5 b
<i>E. dorsalis</i>	0	31	3	42	0	5	0	0	3,7 b	96,3 a
<i>H. similis</i>	0	5	0	3	0	3	0	4	0,0	100,0
<i>M. cavifrons</i>	6	76	19	131	2	17	3	44	10,1 b	89,9 a
<i>M. geographica</i>	3	31	6	15	2	26	2	5	14,4	85,6
<i>P. gratiosa</i>	6	1	7	3	1	1	0	2	66,7	33,3
<i>P. victima</i>	3	1	1	1	6	5	0	4	47,6	52,4
<i>S. sagata</i>	2	31	3	59	6	15	0	12	8,6 b	91,41 a
<i>S. grossa</i>	4	4	0	0	2	0	1	12	30,4	69,6
Cicadellini (sp. 1)	8	51	1	112	1	6	0	15	5,2 b	94,8 a
Subtotal	236	288	166	419	77	117	167	136	40,2	59,8
Cicadellidae, Cicadellinae, Proconiini										
<i>A. citrina</i>	0	0	5	0	0	0	0	0	100,0	0,0
<i>A. clypeata</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	100,0	0,00
<i>A. conspersa</i>	21	1	10	2	4	3	2	0	86,1 a	13,9 b
<i>H. ignorata</i>	11	0	0	0	0	0	0	0	100,0	0,0
<i>M. consolidata</i>	57	49	10	8	0	1	5	3	54,1 a	45,9 a
<i>M. lineiceps</i>	28	12	29	4	14	0	13	2	82,4 a	17,6 b
<i>M. personata</i>	3	1	7	0	3	0	0	0	92,9	7,1

Tabela 7. Números de espécimes de cigarrinhas das Famílias Cercopidae e Cicadellidae coletados com armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas distintas, em vinhedos situados nos municípios de Farroupilha (Área 1) e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti (Área 2), Pinto Bandeira (Área 3) e Vale dos Vinhedos (Área 4), Estado do Rio Grande do Sul, no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

(continuação)

Família, Subfamília, Tribo	Área 1		Área 2		Área 3		Área 4		(% N° Total ³)	
	A ¹	B ²	A	B	A	B	A	B	A	B
<i>M. xanthocephala</i>	0	0	1	0	0	0	1	0	100,0	0,0
<i>O. facialis</i>	84	6	13	2	25	1	13	1	93,1 a	6,9 b
<i>O. fusca</i>	83	7	24	5	71	6	4	1	90,5 a	9,5 b
<i>T. rubromarginata</i>	11	54	0	5	1	2	1	7	16,0	84,0
Subtotal	299	130	99	26	118	13	39	14	75,2	24,8
Gyponinae										
<i>C. pagina</i>	1	14	2	5	4	6	2	6	22,5	77,5
<i>C. samera</i>	2	33	17	78	11	103	29	186	12,8 b	87,2 a
<i>G. acuta</i>	18	25	38	54	28	9	13	27	45,7 a	54,3 a
<i>G. fulvotincta</i>	0	0	0	1	0	0	2	16	10,5	89,5
<i>G. sellata</i>	42	1	27	1	19	1	22	1	96,5 a	3,5 b
<i>Gypona sp.</i>	4	0	5	1	1	1	0	0	83,3	16,7
<i>G. stalina</i>	1	0	0	0	0	0	2	1	75,0	25,0
<i>G. validana</i>	2	0	1	0	0	0	1	0	100,0	0,0
<i>R. lineata</i>	6	106	1	44	22	218	0	66	6,3 b	93,7 a
Subtotal	76	179	91	184	85	338	71	303	24,3	75,7
Deltocephalinae (sp. 2)	2	1	12	8	63	44	8	9	57,8 a	42,2 a
Subtotal	2	1	12	8	63	44	8	9	57,8	42,2
Coelidinae (sp. 3)	6	0	2	0	4	0	0	1	92,3	7,7
Subtotais	6	0	2	0	4	0	0	1	92,3	7,7
Cercopidae										
<i>D. flexuosa</i>	0	0	0	3	0	5	2	0	20,0	80,0

Tabela 7. Números de espécimes de cigarrinhas das Famílias Cercopidae e Cicadellidae coletados com armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas distintas, em vinhedos situados nos municípios de Farroupilha (Área 1) e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti (Área 2), Pinto Bandeira (Área 3) e Vale dos Vinhedos (Área 4), Estado do Rio Grande do Sul, no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

(conclusão)

Família, Subfamília, Tribo Espécie	Área 1		Área 2		Área 3		Área 4		(% N° Total) ³	
	A ¹	B ²	A	B	A	B	A	B	A	B
<i>D. schach</i>	0	0	0	0	2	3	0	0	40,0	60,0
<i>M. integra</i>	0	1	0	0	3	4	0	1	33,3	66,7
<i>M. rubropicta</i>	0	2	2	0	0	0	0	0	50,0	50,0
<i>N. entreriana</i>	0	0	0	4	0	1	0	27	0,0	100,0
<i>T. brunneolutea</i> Carvalho1991	2	0	0	0	0	0	0	0	100,0	0,0
Subtotais	2	3	2	7	5	13	2	28	17,7	82,3
Total	621	601	372	644	352	525	287	491	41,9	58,1

¹A: Armadilha alta, instalada a 45 cm acima da lâmina foliar da videira

²B: Armadilha baixa, instalada a 45 cm acima do solo.

³A análise estatística somente foi realizada para as espécies mais abundantes, onde porcentagens seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P < 0,05).

2.3.1.3 Flutuação populacional de espécies potenciais vetoras de *X. fastidiosa* e predominantes nos vinhedos

No levantamento de cigarrinhas utilizando-se armadilhas adesivas amarelas, realizado na Serra Gaúcha, identificou-se várias espécies pertencentes à Subfamília Cicadellinae que são potenciais vetoras de *X. fastidiosa*. Embora todas as espécies de Cicadellinae sejam potenciais vetoras de *X. fastidiosa* (REDAK et al., 2004), as espécies mais abundantes, constantes e freqüentes seriam provavelmente mais importantes na disseminação da doença, na eventualidade de introdução ou evolução de uma estirpe de *X. fastidiosa* em videira na Serra Gaúcha. Assim o estudo da flutuação populacional foi conduzido apenas para as espécies identificadas como predominantes na análise faunística, tais como *B. xanthophis*, *D. dispar*, *M. cavifrons*, *S. sagata* e *Cicadellini* sp. 1, pertencentes à Tribo Cicadellini e as espécies *M. consolidata*, *O. facialis* e *O. fusca*, pertencentes à Tribo Proconiini.

Através da análise de regressão múltipla dos fatores climáticos referentes ao mês de coleta e mês anterior a coleta, observou-se que a temperatura média (°C) e precipitação pluviométrica (mm) não exerceram influência na captura de cigarrinhas nos parreirais situados na Serra Gaúcha, Estado do Rio Grande do Sul. Apesar de não ter havido correlação positiva com os fatores climáticos, para a maioria das espécies de cigarrinhas a maior abundância de adultos capturados foi nos períodos mais quentes do ano, compreendido entre os meses de outubro e março (Figuras 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11).

De maneira geral, a captura de cigarrinhas potenciais vetoras de *X. fastidiosa* pertencentes à Tribo Cicadellini inicia-se nos meses de outubro e estende-se até o mês de agosto, sendo que os meses de julho, agosto e setembro apresentaram os menores índices de captura nos dois anos de avaliação na Serra Gaúcha (Figuras 3, 4, 5, 6 e 7). Este longo período de captura deve-se à espécie *B. xanthophis*, pois a mesma é capturada praticamente ao longo de todo o ano, sendo que no período de dormência da videira ela migra para a vegetação rasteira (Figura 3). As espécies pertencentes à Tribo Proconiini possuem um período de captura ao longo do ano mais curto em comparação com as espécies de Cicadellini, com maiores índices entre os meses de outubro a fevereiro (Figuras 8, 9 e 10).

O período de ocorrência de *B. xanthophis* ao longo do ano é praticamente semelhante entre os parreirais estudados, variando na época de ocorrência dos picos populacionais. Na área 1, no ciclo de produção 2004/2005, a captura dessa espécie aumentou a partir de outubro, observando-se três picos populacionais na altura A: o primeiro ocorreu na segunda quinzena de janeiro, o segundo na primeira quinzena de abril e o terceiro na segunda quinzena de maio, decrescendo até chegar a captura zero na segunda quinzena de julho de 2005 (Figura 3). Já no ciclo de produção 2005/2006, onde houve um pico populacional no mês de outubro, outro na segunda quinzena de janeiro até a segunda quinzena de março e ainda um terceiro na segunda quinzena de maio (Figura 3). A partir da segunda quinzena do mês de maio, a quantidade de cigarrinhas capturadas nas armadilhas na altura A (45 cm acima da lâmina foliar) diminuiu, e as cigarrinhas capturadas nas armadilhas instaladas na altura B (45 cm acima do solo) aumentaram. Este fato pode ter relação com o período de dormência e subsequente queda das folhas da videira, que ocorre no mês de maio; muito provavelmente, as cigarrinhas que estavam na copa da videira migraram para a vegetação rasteira (Figura 3).

Na área 2, a população de *B. xanthophis* começou a crescer a partir de outubro no ciclo de produção 2004/2005, observando-se dois picos populacionais: o primeiro na segunda quinzena de novembro e o segundo entre os meses de fevereiro e março (Figura 3). No ciclo de produção 2005/2006 houve um número baixo de cigarrinhas capturadas no mês de outubro, e a população começou a crescer a partir do mês de novembro com picos de população em dezembro, fevereiro e junho. Nesta área também aumentou a captura de cigarrinhas na altura B a partir de maio (Figura 3).

A população de *B. xanthophis* teve uma flutuação populacional diferente na área 3, comparada com as áreas 1, 2 e 4 (Figura 3). Enquanto que nas áreas 1, 2 e 4 o primeiro pico de captura aconteceu entre os meses de novembro e dezembro, na área 3 esse pico só ocorreu na segunda quinzena de fevereiro. No ciclo de produção 2004/2005, aconteceu um segundo pico na área 3 na segunda quinzena do mês de maio, na altura B (Figura 3). No segundo ano de avaliação, ciclo de produção 2005/2006, ocorreram dois picos populacionais na altura A, um em janeiro e outro em junho (Figura 3). Embora com poucos espécimes, *B. xanthophis* foi capturada a partir de junho na altura B (Figura 3).

A área 4 foi a que apresentou a maior quantidade de espécimes de *B. xanthophis* coletadas. No ciclo de produção 2004/2005, a população de *B. xanthophis* aumentou a partir de novembro, apresentando picos em dezembro, janeiro e maio (Figura 3). No mês de outubro referente ao ciclo de produção 2005/2006 ocorreu o primeiro pico populacional, sendo o segundo em janeiro; observou-se uma estabilidade da população entre a segunda quinzena de fevereiro à segunda quinzena de junho (Figura 3).

Adultos da espécie *B. xanthophis* são capturados nas armadilhas instaladas na altura A durante todo o ciclo de produção da uva, que se inicia no mês de setembro e vai até o mês de março. A partir de maio quando começa a ocorrer a abscisão das folhas da videira, as cigarrinhas começam a ser capturadas nas armadilhas instaladas na altura B (Figura 3). Embora não tenha ocorrido diferença estatística em relação à altura de coleta (Tabela 6), conclui-se que *B. xanthophis* prefere a copa da videira em relação à vegetação rasteira, pois ela é capturada nas armadilhas inferiores quase que exclusivamente após a abscisão das folhas de videira (Figura 3).

A flutuação populacional da espécie *D. dispar* coletadas na altura A foi muito semelhante nas áreas 1, 2 e 3; somente um espécime foi capturado na área 4, não sendo gerado gráfico para esta área (Figura 4). De maneira geral, a população de *D. dispar* aumentou a partir do mês de outubro nos ciclos de produção 2004/2005 e 2005/2006, com dois picos populacionais, o primeiro entre os meses de novembro e dezembro e o segundo no mês de abril (Figura 4).

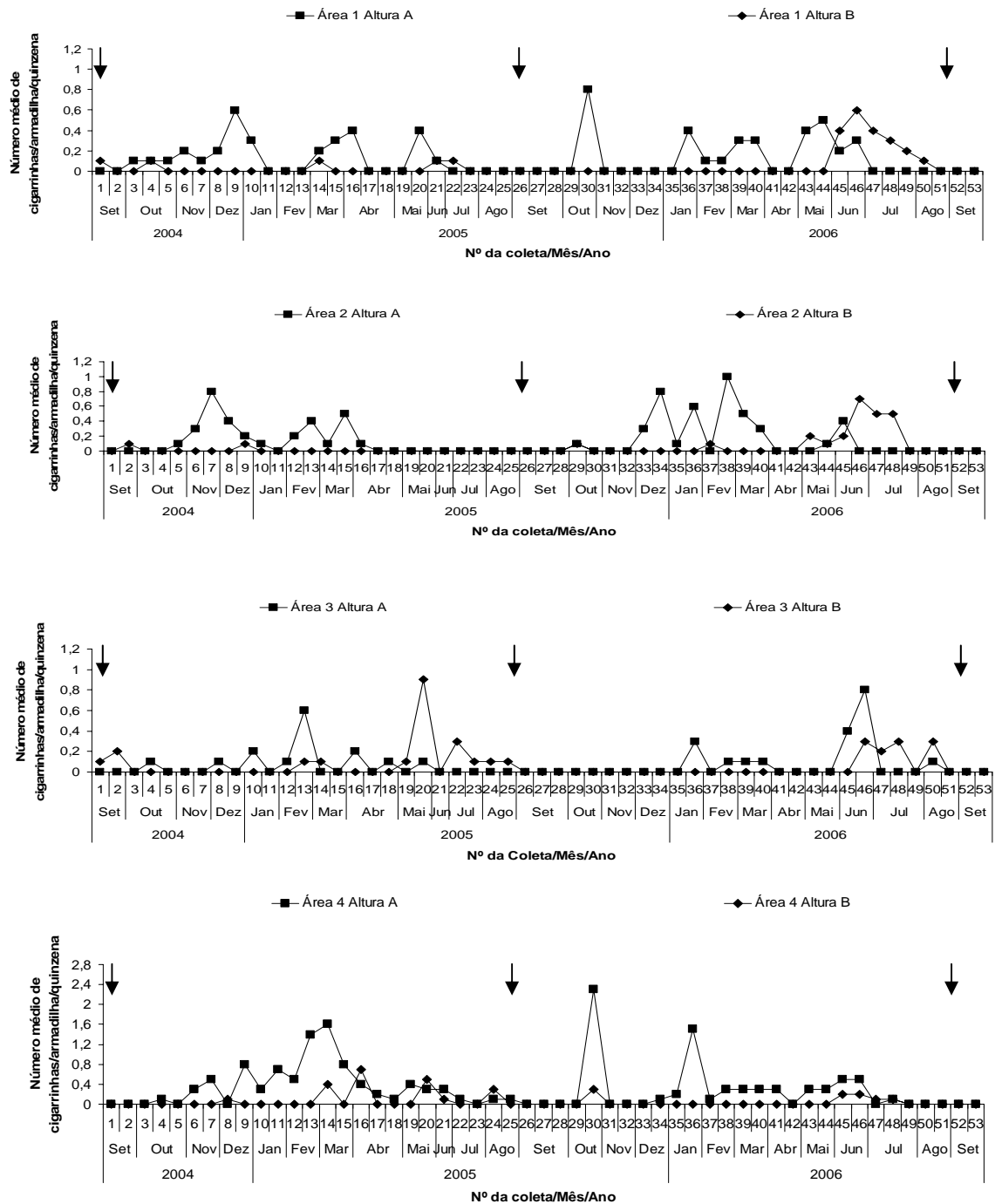


Figura 3. Flutuação populacional de adultos de *Bucephalagonia xanthophis*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

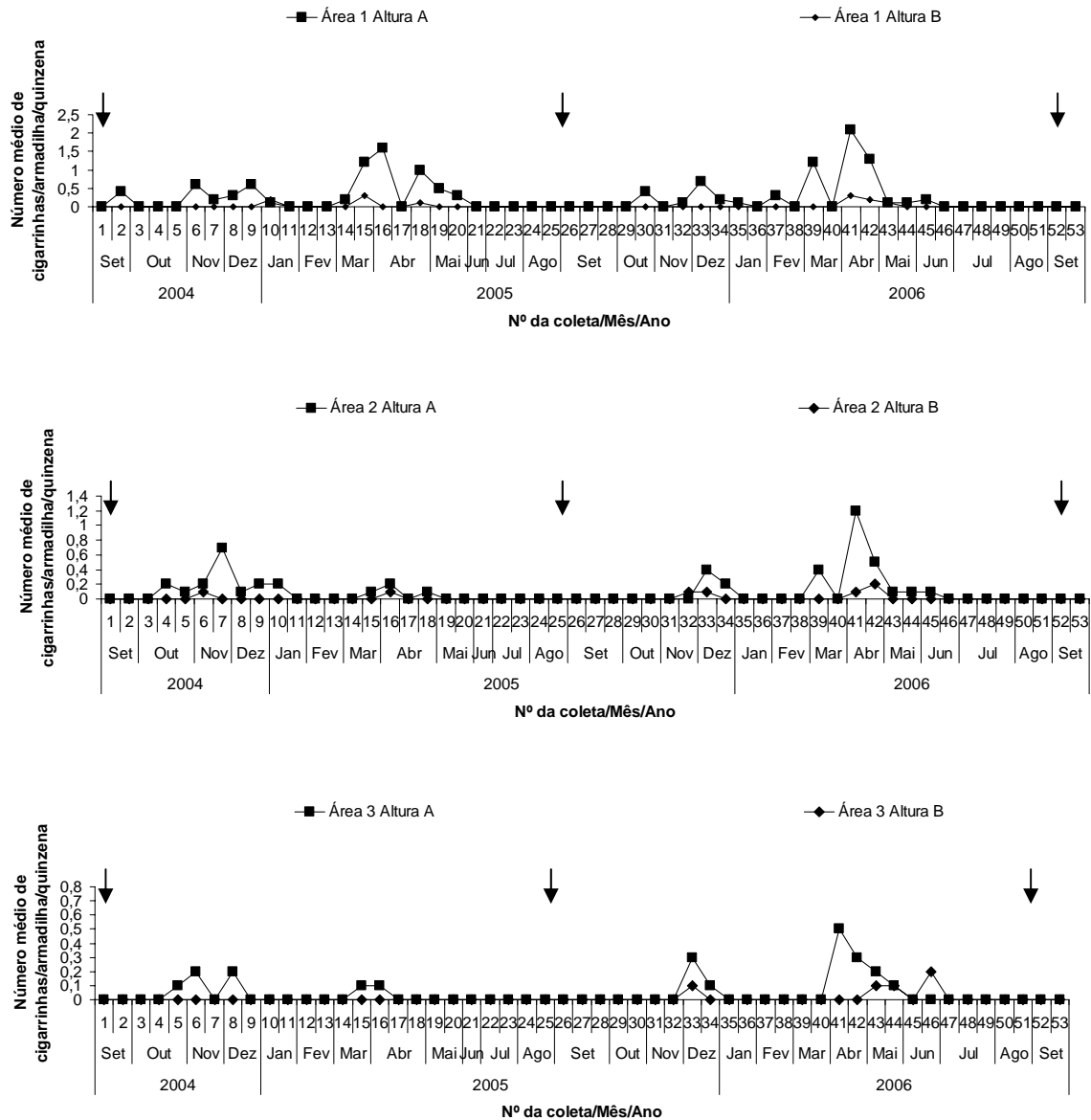


Figura 4. Flutuação populacional de adultos de *Dilobopterus dispar*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2 e Pinto Bandeira área 3, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

A espécie *M. cavifrons* capturada na sua grande maioria na altura B, apresentou flutuação populacional semelhante nas áreas 1 e 2, no ciclo de produção 2004/2005 (Figura 5). Neste ciclo ocorreram dois picos populacionais em cada área: na área 1, os picos ocorreram nas primeiras quinzena de janeiro e fevereiro e na área 2, o primeiro pico ocorreu entre os meses de novembro e dezembro e o segundo na primeira quinzena de abril (Figura 5). No ciclo de produção 2005/2006, a população de *M. cavifrons* na área 1 manteve-se estável até o mês de abril; nesse ciclo, os picos populacionais ocorreram nos meses de junho e agosto (Figura 5). Na área 2, ocorreram três picos populacionais no ciclo de produção 2005/2006: um em fevereiro, outro em abril e um terceiro em agosto (Figura 5).

Nas áreas 3 e 4, a população de *M. cavifrons* começou a crescer a partir de outubro no ciclo de produção 2005/2006, apresentando o primeiro pico populacional no mês de janeiro e o segundo entre a segunda quinzena de fevereiro e primeira quinzena de março (Figura 5). No ciclo de produção 2005/2006, a população na área 3 mostrou-se estável entre os meses de abril e agosto, sem apresentar pico (Figura 5). Embora na área 4 a captura de *M. cavifrons* também tenha sido baixa neste ciclo de produção, ocorreu um pico no mês de junho (Figura 5).

O número de adultos de *Sibovia sagata* capturados nas armadilhas instaladas na altura B começou a aumentar a partir de outubro na safra 2004/2005, nas quatro áreas estudadas, sendo que na área 3 o número de adultos capturados foi bastante baixo neste ciclo (Figura 6). Os picos populacionais ocorreram entre os meses de novembro e dezembro nas áreas 1, 2 e 4 (Figura 6).

No ciclo de produção 2005/2006, não houve captura tão expressiva de adultos de *S. sagata* na área 1 em relação ao ciclo anterior. Embora tenha ocorrido captura entre os meses de outubro e novembro, essa foi mais regular entre os meses de março e agosto (Figura 6). Nas áreas 2 e 3, as capturas se concentraram entre os meses de outubro e setembro. Nesse período, a captura foi maior em relação ao ciclo 2004/2005, com picos nos meses de fevereiro e abril na área 2, e de agosto na área 3 (Figura 6). Na área 4 foram capturados poucos adultos no ciclo de produção 2005/2006, assim como ocorreu no ciclo anterior (Figura 6). Ott et al. (2006), utilizando rede de varredura na coleta de *S. sagata* em um pomar de laranja doce no município de Montenegro, RS, concluiu que a maior abundância desta espécie ocorre no mês de outubro.

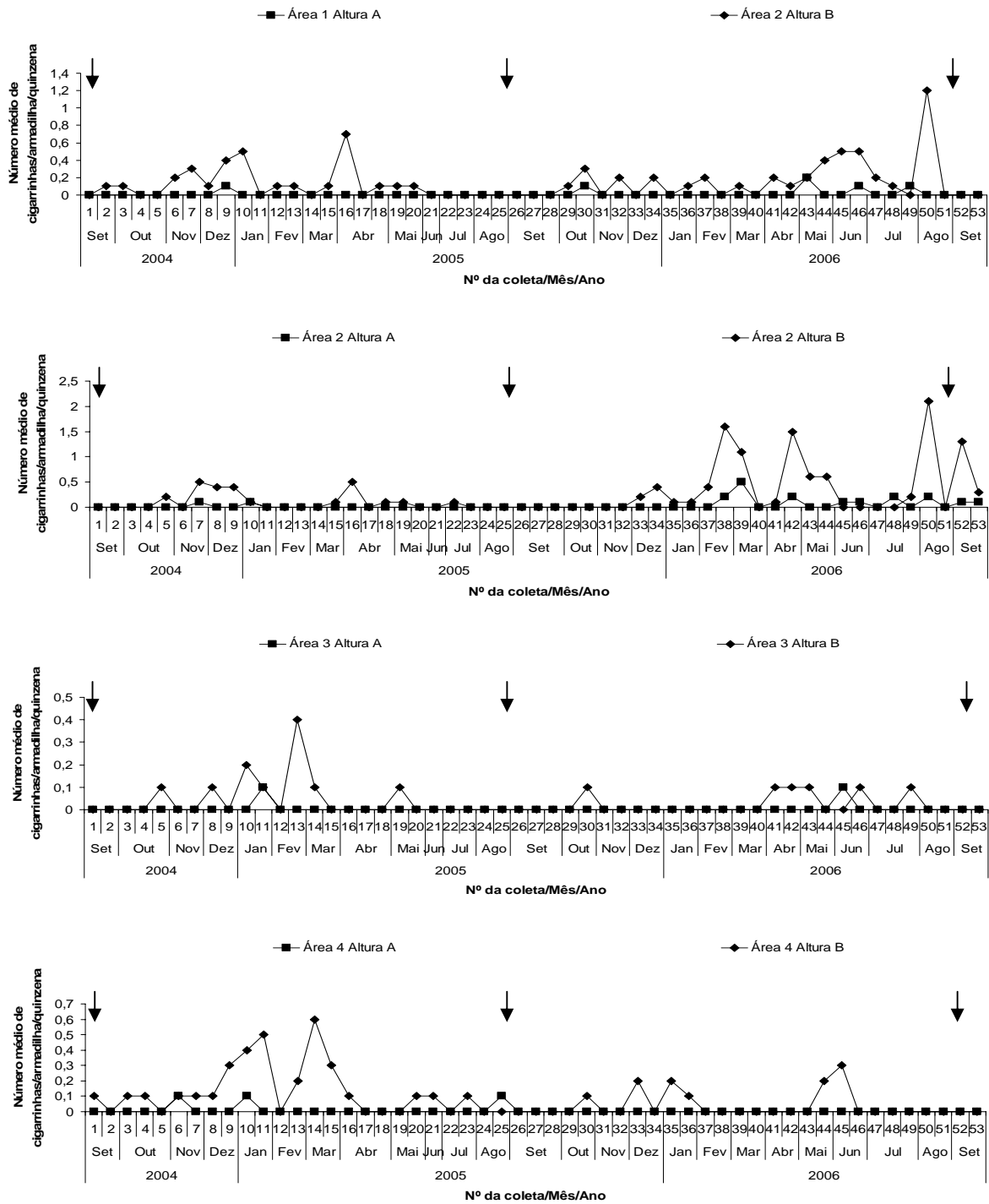


Figura 5. Flutuação populacional de adultos de *Macugonalia cavifrons*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

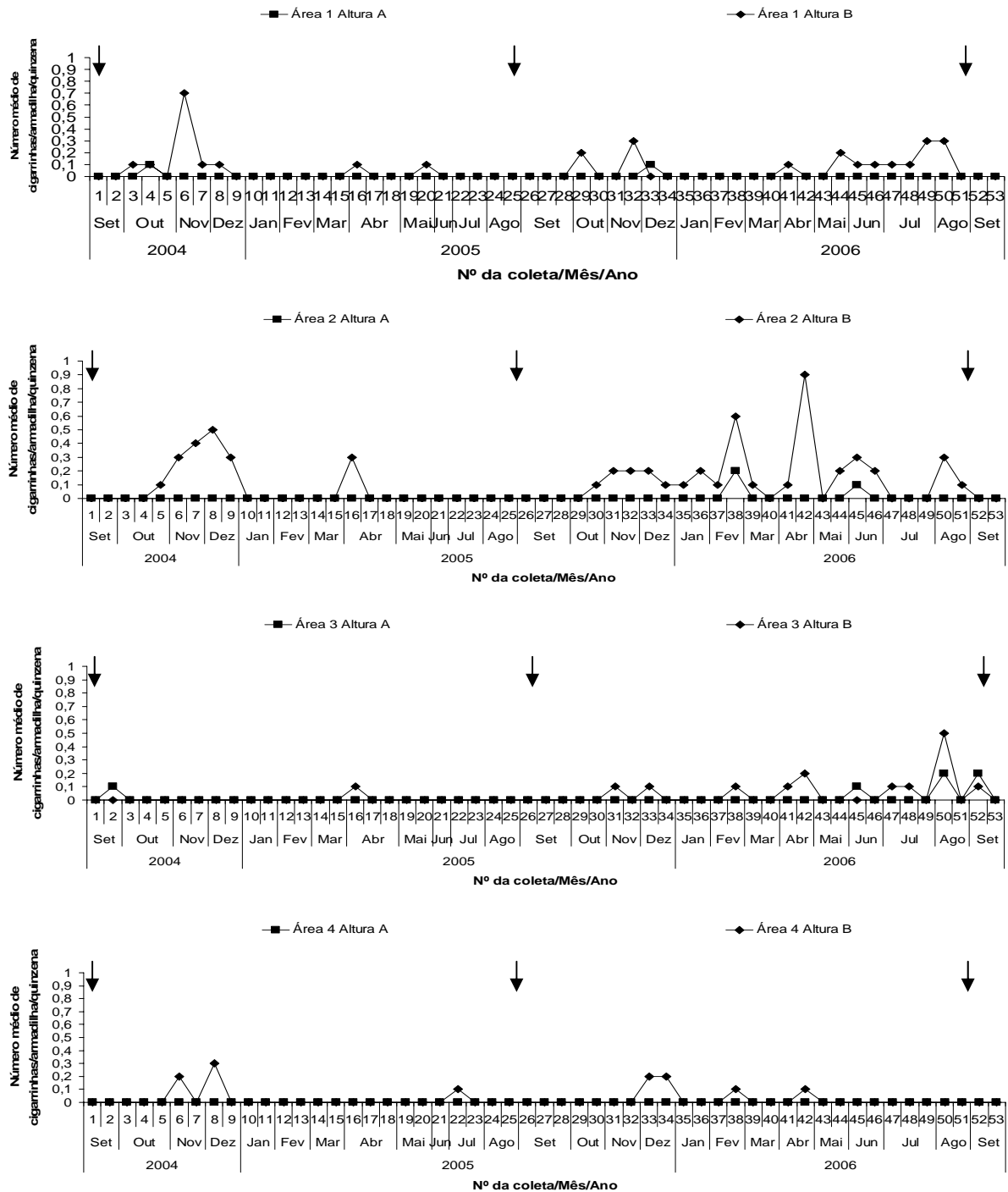


Figura 6. Flutuação populacional de adultos de *Sibovia sagata*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

Nas áreas 1, 2 e 3, as capturas da morfoespécie aqui denominada de Cicadellini sp. 1 começaram a partir de setembro no ciclo de produção 2004/2005, sendo observado um pico populacional em outubro na área 1 e fevereiro na área 3; na área 2, apesar de poucos espécimes coletados, observou-se um pico em setembro (Figura 7). Na área 4, a captura começou a partir de dezembro, observando-se um pico populacional em fevereiro (Figura 7). No ciclo de produção 2005/2006, as capturas também começaram a partir de setembro, mas o pico populacional ocorreu em dezembro (Figura 7). Nas áreas 2 e 3, foram coletados poucos espécimes de Cicadellini (sp. 1) no ciclo de produção 2005/2006 (Figura 7). Na área 4 também foram coletados poucos espécimes, entre os meses de dezembro e junho (Figura 7).

No ciclo de produção 2004/2005, a flutuação populacional da espécie *M. consolidata* na área 1 iniciou-se a partir de setembro, apresentando um pico populacional no mês de novembro, com maior número de captura nas armadilhas instaladas na altura B (Figura 8). No segundo ano de avaliação, ciclo de produção 2005/2006, o pico populacional ocorreu no mês de fevereiro. Nesse ciclo, a população de *M. consolidata* não cresceu tanto em relação ao ciclo anterior, e ocorreu uma inversão na altura de coleta, com um maior proporção de adultos capturados na altura A (Figura 8). Embora a captura de *M. consolidata* nas áreas 2 e 3 para o ciclo de produção 2004/2005 tenha sido menor em relação à área 1, essa ocorreu no mesmo período (Figura 8). No ciclo 2005/2006 houve um retardamento na ocorrência dessa espécie nas duas áreas, iniciando-se a captura nos meses de janeiro e fevereiro (Figura 8).

A flutuação populacional de *O. facialis*, que foi capturada principalmente nas armadilhas instaladas na altura A, variou em relação à época de início da captura e ocorrência dos picos populacionais entre as áreas estudadas (Figura 9). Na área 1, o maior período de captura foi entre os meses de dezembro a março, com pico populacional no mês de janeiro nos dois ciclos de produção (Figura 9). Na área 2, a captura foi bastante baixa no ciclo de produção 2004/2005; já no ciclo de produção 2005/2006 esta foi bastante superior, com pico populacional no mês de fevereiro (Figura 9). Na área 3, a captura de *O. facialis* iniciou-se em outubro, no ciclo de produção 2004/2005, apresentando picos nos meses de novembro e janeiro (Figura 9). No ciclo de produção 2005/2006, capturou-se um número menor de espécimes de *O. facialis* na área 3, entre os meses de novembro e março (Figura 9). A área 4 foi a que apresentou a menor captura de *O. facialis*, ocorrendo um pico populacional em cada ciclo de produção, um em janeiro e outro em fevereiro nos ciclos de produção 2004/2005 e 2005/2006, respectivamente (Figura 9).

Para *O. fusca* só foram feitos gráficos da flutuação população nas áreas 1, 2 e 3, pois na área 4 só foram capturados 5 espécimes desta espécie (Tabela 6). No ciclo de produção 2004/2005, a captura iniciou-se a partir do mês de setembro nas áreas 1 e 2, e a partir do mês de outubro na área 3, ocorrendo picos populacionais no mês de novembro nas três áreas (Figura 10). As capturas foram bastante reduzidas no ciclo de produção 2005/2006, concentrando-se no mesmo período do ciclo anterior (Figura 9).

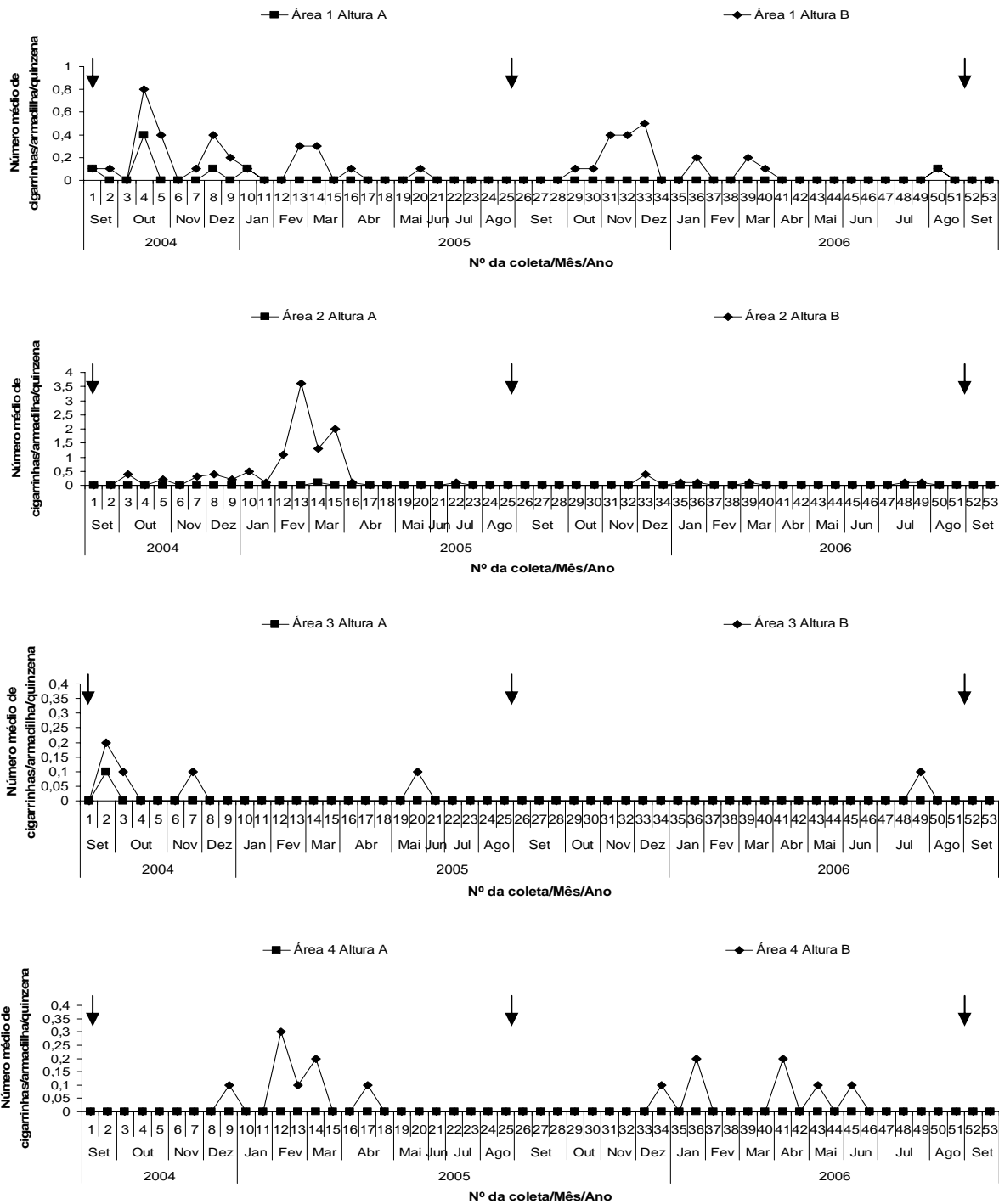


Figura 7. Flutuação populacional de adultos de *Cicadellini* (sp. 1), capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura 1 – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura 2 – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

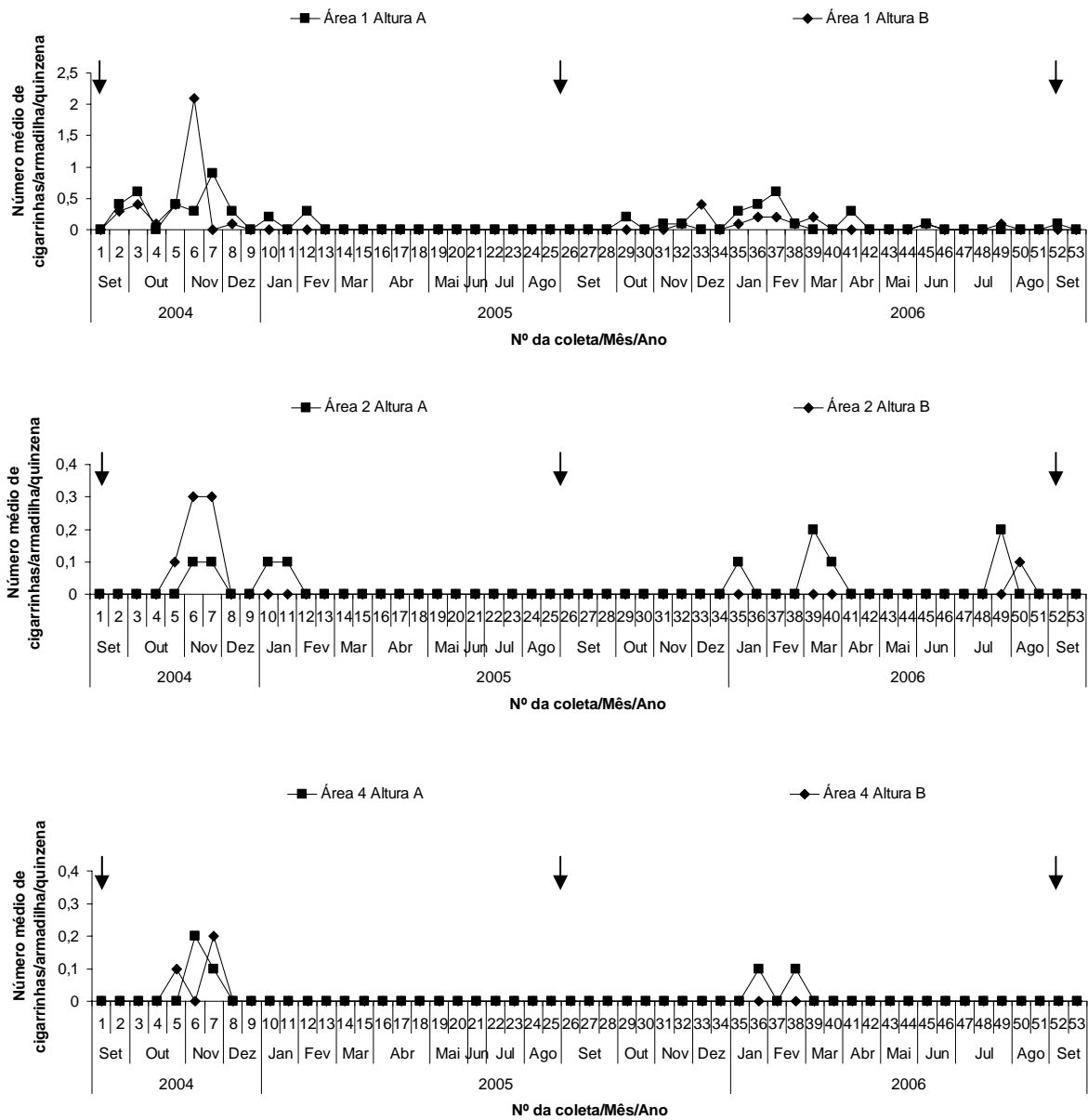


Figura 8. Flutuação populacional de adultos de *Molomea consolidata*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

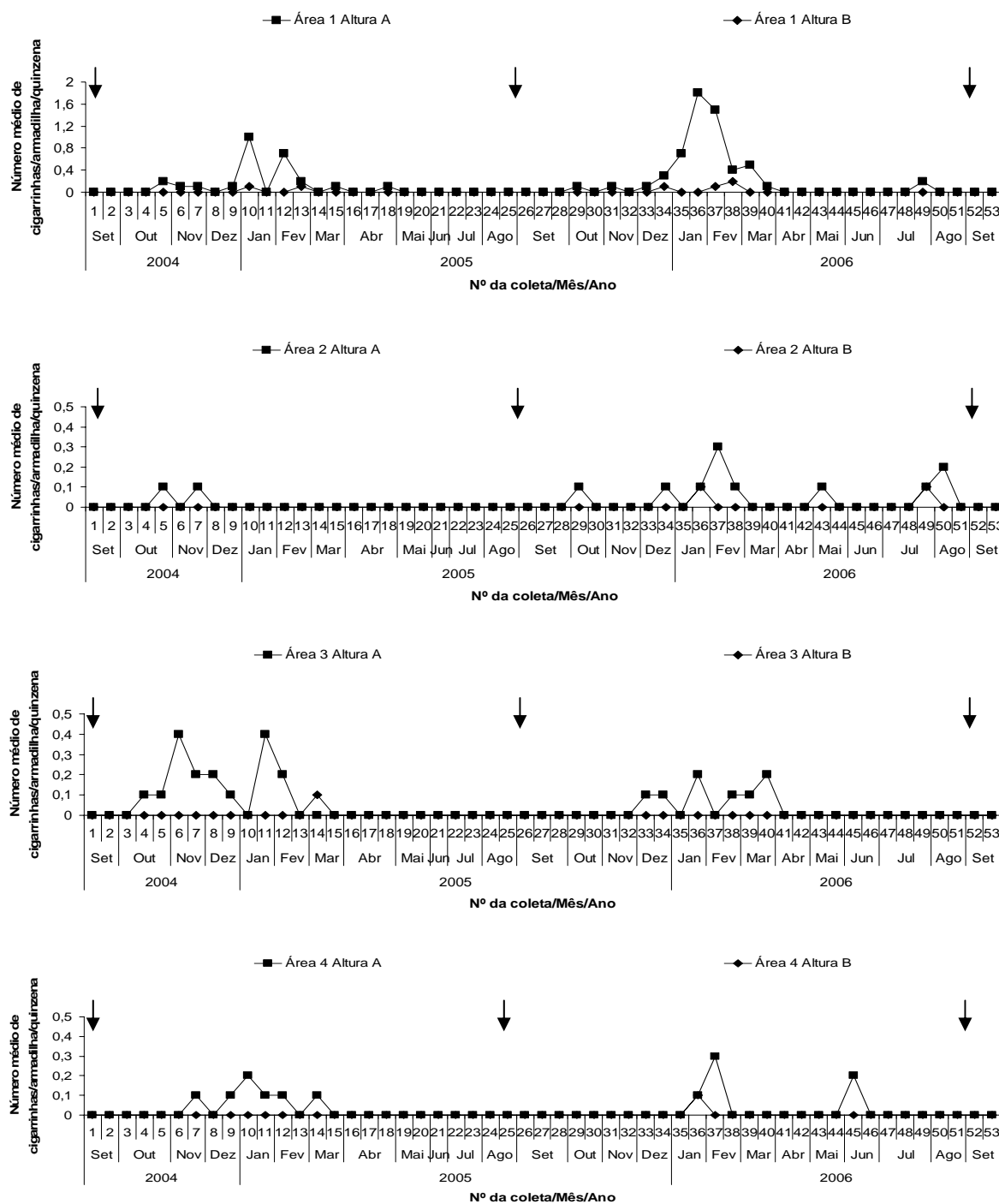


Figura 9. Flutuação populacional de adultos de *Oncometopia facialis*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

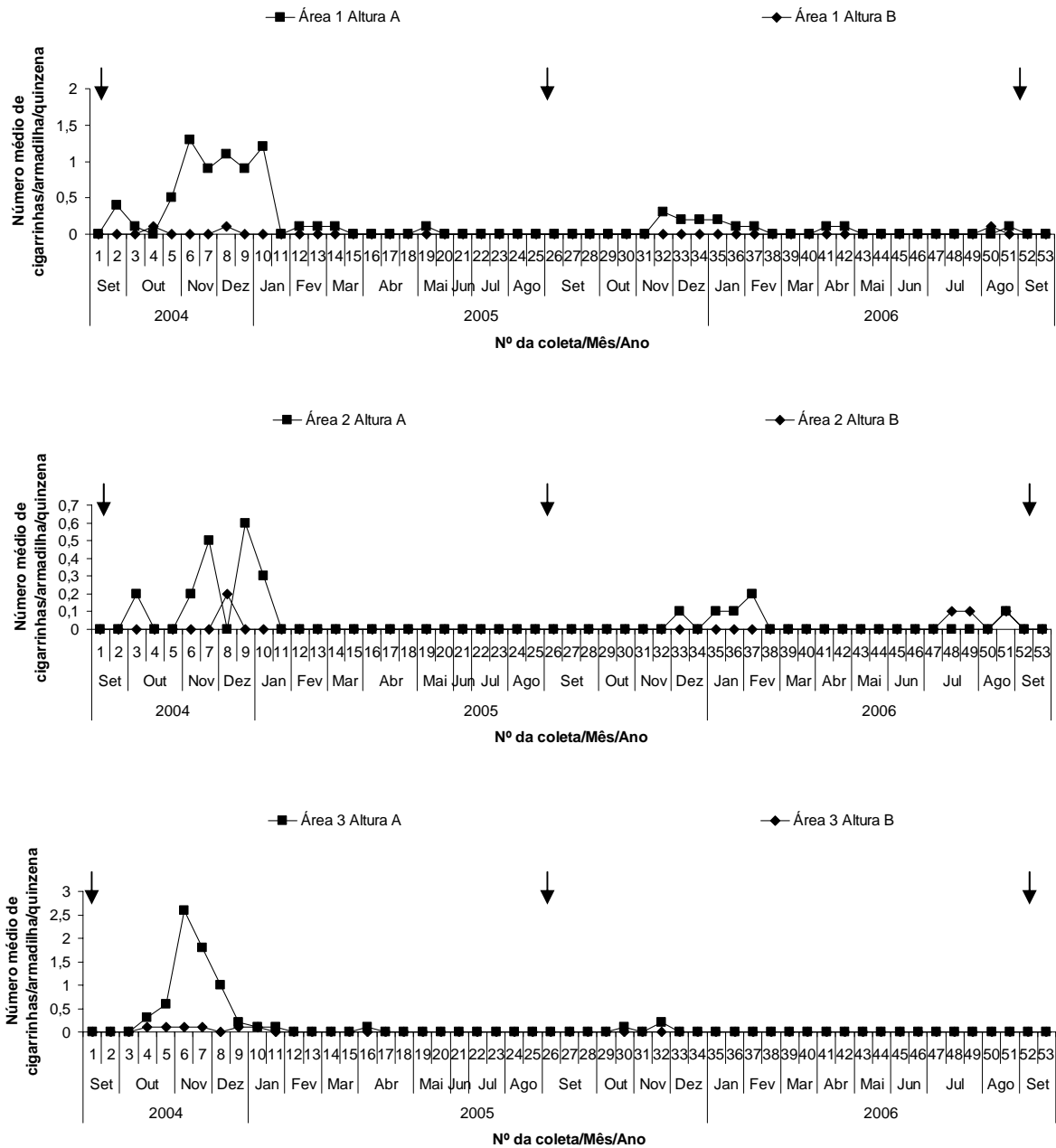


Figura 10. Flutuação populacional de adultos de *Oncometopia fusca*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos nos municípios de Farroupilha área 1 e Bento Gonçalves – localidades: Tuiuti área 2, Pinto Bandeira área 3 e Vale dos Vinhedos área 4, Estado do Rio Grande do Sul, as setas indicam as datas das podas no período de setembro de 2004 a setembro de 2006

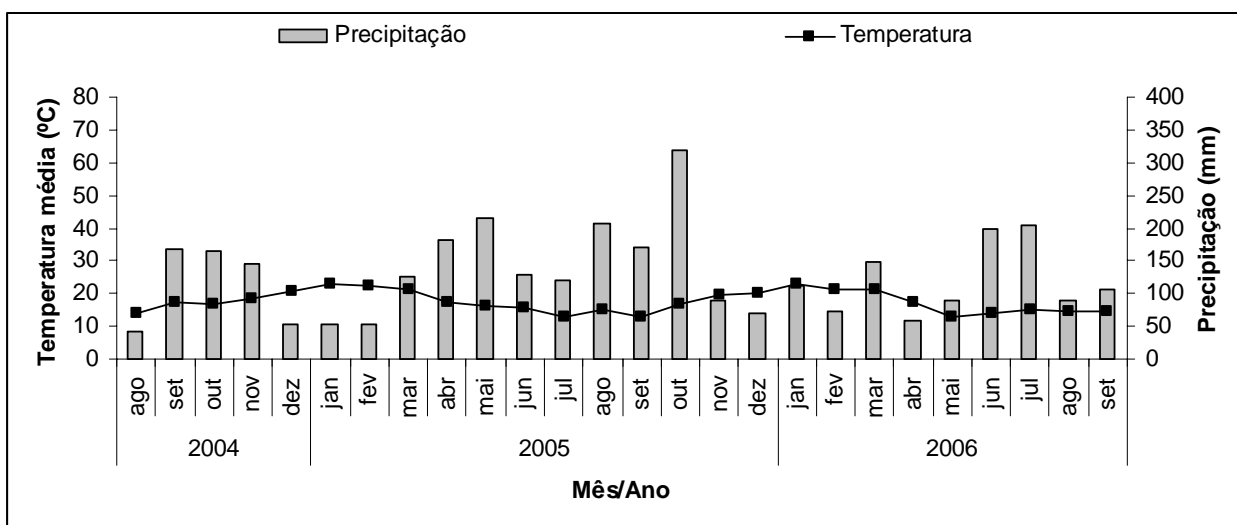


Figura 11. Dados mensais de temperatura média (°C) e precipitação (mm) da estação agrometeorológica da Embrapa Uva e Vinho, em Bento Gonçalves (RS), no período de agosto de 2004 a setembro de 2006

2.3.2 Levantamento de cigarrinhas em vinhedos no Estado de Pernambuco

2.3.2.1 Cicadelídeos coletados nos municípios de Petrolina e Santa Maria da Boa Vista por armadilhas adesivas

A análise do material entomológico proveniente dos 2 anos de levantamento com cartões adesivos amarelos no Estado de Pernambuco, demonstrou uma grande variação em diversidade e composição de espécies de cigarrinhas em relação aos vinhedos do Rio Grande do Sul. Nos quatro vinhedos avaliados nos municípios de Petrolina (PE) e Santa Maria da Boa Vista (PE), coletou-se um total de 4.106 espécimes de Cicadellidae distribuídos nas subfamílias Cicadellinae (4094 espécimes) e Gyponinae (12 espécimes). Em Cicadellinae, que foi a subfamília predominante, coletaram-se apenas 2 espécimes na tribo Cicadellini e 4092 na tribo Proconiini (Tabela 8). As áreas estudadas apresentaram um número reduzido de táxons (apenas 4 espécies) de Cicadellinae, com predominância de uma única espécie da tribo Proconiini, *Homalodisca spottii* (TAKIYA, CAVICHIOLI; MCKAMEY, 2006) (Tabela 8).

Em Cicadellini, a espécie encontrada foi *H. similis* com 2 espécimes coletados na altura B (45 cm acima do solo) (Tabela 8). Em Proconiini foram coletadas 3 espécies, sendo *H. spottii* considerada a espécie predominante, com 3.965 espécimes coletados nas quatro áreas; em segundo lugar vem a espécie *Tapajosa fulvopunctata* (126 espécimes), seguida pela espécie *Tretogonia cribrata* com 1 único exemplar coletado (Tabela 8). Em relação à altura de coleta, os espécimes de *H. spottii* foram coletados quase que exclusivamente na altura A (45 cm acima da lâmina foliar da videira) e os espécimes de *T. fulvopunctata* na altura B (Tabela 8). Na subfamília Gyponinae foram coletadas 2 espécies, *Curtara inflata* DeLong & Freitag (1 espécime) e *C. samera* (11 espécimes).

Do total de espécimes de *H. spottii* coletados em armadilhas adesivas amarelas ao longo dos 2 anos de levantamento, 1555 (39,22%) foram coletados na Fazenda São Paulo, 1340 (33,80%) na Fazenda Milano, 834 (21,03%) na Fazenda Timbaúba e apenas 236 (5,95%) na Fazenda Área Nova (Tabela 8). Provavelmente, o maior número de espécimes de *H. spottii* tenha sido coletado na Fazenda São Paulo por este vinhedo estar na margem do Rio São Francisco, tendo assim melhores condições climáticas para o desenvolvimento da espécie.

O baixo número de espécies e o alto número de espécimes coletados de uma única espécie (*H. spottii*) nas fazendas localizadas em Pernambuco (Tabela 8), deve-se provavelmente às condições de pouca precipitação pluviométrica ao longo do ano, o que limita a oferta de hospedeiros alternativos às espécies de cigarrinhas. Segundo Silveira Neto et al. (1976), quando os fatores limitantes atuam intensamente, as espécies comuns, ou seja, as espécies com maior número de indivíduos tendem a aumentar e as espécies raras tendem a diminuir, fato este observado nas quatro fazendas avaliadas no Estado de PE.

É importante ressaltar que a espécie *H. spottii*, considerada predominante neste levantamento, foi recentemente descrita a partir de exemplares coletados em citros no Estado da Bahia (TAKIYA, CAVICHIOLI; MCKAMEY, 2006), e ainda não tinha sido relatada na cultura da videira. Segundo Miranda (2003), a espécie *H. spottii* é abundante nos pomares de citros da Bahia, alimentando-se dessas plantas, sendo considerada por este motivo um provável vetor associado à disseminação da clorose variegada dos citros (CVC) no Estado da Bahia.

Tabela 8. Espécies e número de cicadelídeos (Hemiptera: Cicadellidae) coletados com armadilhas adesivas amarelas em vinhedos dos municípios de Petrolina (Áreas 1 e 2), e de Santa Maria da Boa Vista (Área 3 e 4), Estado de Pernambuco, no período de junho/2005 a julho/2007

Subfamília, Tribo	Vinhedos ¹								Total
	Área 1		Área 2		Área 3		Área 4		
Espécie	A ²	B ³	A	B	A	B	A	B	
Cicadellinae - Cicadellini									
<i>Hortensia similis</i>	0	0	0	0	0	2	0	0	2
Cicadellinae - Proconiini									
<i>Homalodisca spottii</i>	201	35	746	88	1513	42	1258	82	3965
<i>Tapajosa fulvopunctata</i>	5	14	10	19	2	3	13	60	126
<i>Tretogonia cribrata</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	1
Gyponinae									
<i>Curtara (C.) inflata</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>Curtara (C.) samera</i>	0	2	3	6	0	0	0	0	11

¹Área 1: Faz. Área Nova; Área 2: Faz. Timbaúba; Área 3: Faz. São Paulo; Área 4: Faz. Milano

²A: armadilha alta, instalada a 45 cm acima da lâmina foliar da videira

³B: Armadilha baixa, instalada a 45 cm acima do solo.

2.3.2.2 Avaliações visuais de cicadelídeos em videira

Na avaliação visual somente a espécie *H. spottii* foi encontrada. No período de 20 a 30 dias pós-poda foram visualizados em média 1,95 adultos de *H. spottii* a cada dois minutos de observação pela manhã, diferindo estatisticamente ($P > 0,05$) da observação realizada no período da tarde, quando foram visualizados em média 1,10 adultos de *H. spottii* para este mesmo intervalo pós-poda (Tabela 9). Para o período pós-poda de 31 a 40 dias, não se observou diferença estatística ($P > 0,05$) nos dois períodos do dia em que a observação foi realizada, sendo coletados em média 1,6 adultos de *H. spottii* tanto para o período da manhã, como para o período da tarde (Tabela 9).

Comparando-se o período do dia (manhã ou tarde) com os períodos pós-poda, não houve diferença estatística na observação realizada pela manhã em relação aos dois períodos pós-poda (Tabela 9). Já para o período da tarde houve diferença significativa, sendo que o número médio de adultos de *H. spottii* foi menor para o período de 20 a 30 dias pós-poda quando comparado ao número médio de adultos para o período de 31 a 40 dias pós-poda (Tabela 9). É possível que a menor visualização de adultos de *H. spottii* na parte da tarde para o período de 20 a 30 dias pós-poda seja em função do pequeno (15 a 35 cm) tamanho das brotações da videira, as quais não oferecem proteção aos adultos nessas horas de maior temperatura. Como no período de 31 a 40 dias pós-poda as brotações são maiores (35 a 55 cm), os adultos não precisam buscar proteção, pois as folhas estão maiores e oferecem abrigo aos adultos.

Esta informação tem grande importância, pois demonstra que em futuros monitoramentos visuais e/ou eventual controle da espécie por inseticidas, estes procedimentos devem ser realizados na parte da manhã para o período vegetativo de até 30 dias pós-poda, podendo ser realizados também no período da tarde a partir de 31 dias após a poda.

Os dados da avaliação visual permitem concluir que *H. spottii* coloniza a cultura da videira, pois foram observadas posturas, ninfas e adultos copulando nas folhas e ramos (Figura 12). As posturas foram encontradas na face abaxial das folhas, e as ninfas foram observadas alimentando-se em folhas e ramos novos. Os adultos foram observados em ramos do último e do penúltimo fluxo de crescimento.

Não foram observados danos diretos provocados pela cigarrinha *H. spottii* à videira. Mas fica evidenciada a importância potencial da espécie na cultura em relação à disseminação do mal de Pierce, se o agente causal desta doença for introduzido na região de Pernambuco. *H. spottii* pertence à tribo Proconiini, que comporta diversas espécies vetoras de *X. fastidiosa* (REDAK et al., 2004), e ainda possui proximidade filogenética com a espécie *Homalodisca vitripennis* (Germar), que é um dos principais vetores desta bactéria na América do Norte. Na Califórnia, EUA, o mal de Pierce era uma doença pouco disseminada até 1997. Porém, com a introdução de *H. vitripennis* no sul da Califórnia na década de 90, essa doença aumentou sua incidência substancialmente, e em 2 anos dizimou vários vinhedos daquela região (PERING et al., 2001; PURCELL; FEIL, 2001). O rápido avanço do mal de Pierce na Califórnia está associado com a capacidade de *H. vitripennis* colonizar a videira e nela atingir altas populações, aumentando desta

forma a disseminação secundária da bactéria no vinhedo. Além disso, verificou-se que *H. vitripennis* possui capacidade de inocular a bactéria em plantas dormentes (durante o inverno), por ter o hábito de se alimentar em ramos mais lenhosos da planta (ALMEIDA, 2005). Como a espécie *H. spottii* também coloniza a videira e atinge altas populações nesta cultura ao longo do ano, inclusive se alimentando em ramos mais lenhosos, é provável que esta cigarrinha tenha um papel relevante na disseminação de doença em vinhedos de Pernambuco, caso uma estirpe de *X. fastidiosa* patogênica à videira seja introduzida naquela região.

Tabela 8. Número médio (\pm EPM) de adultos de *Homalodisca spottii* observados em ramos de videira com idades distintas, em avaliações visuais de 2 min ($n = 20$), na Fazenda São Paulo, em Santa Maria da Boa Vista, PE, no período de 16 a 18/08/2006

Período da avaliação	Idade dos ramos (dias após a poda)	
	20 a 30	31 a 40
Manhã	$1,95 \pm 0,18aA^1$	$1,60 \pm 0,25aA$
(9 – 11h)	$(0 – 5)^2$	$(0 – 6)$
Tarde	$1,10 \pm 0,18bA$	$1,60 \pm 0,22aA$
(15 – 17h)	$(0 – 5)$	$(0 – 5)$

¹Médias seguidas pela mesma letra, minúscula nas colunas ou maiúscula nas linhas, não diferem entre pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

²Números entre parênteses representam o intervalo de variação.

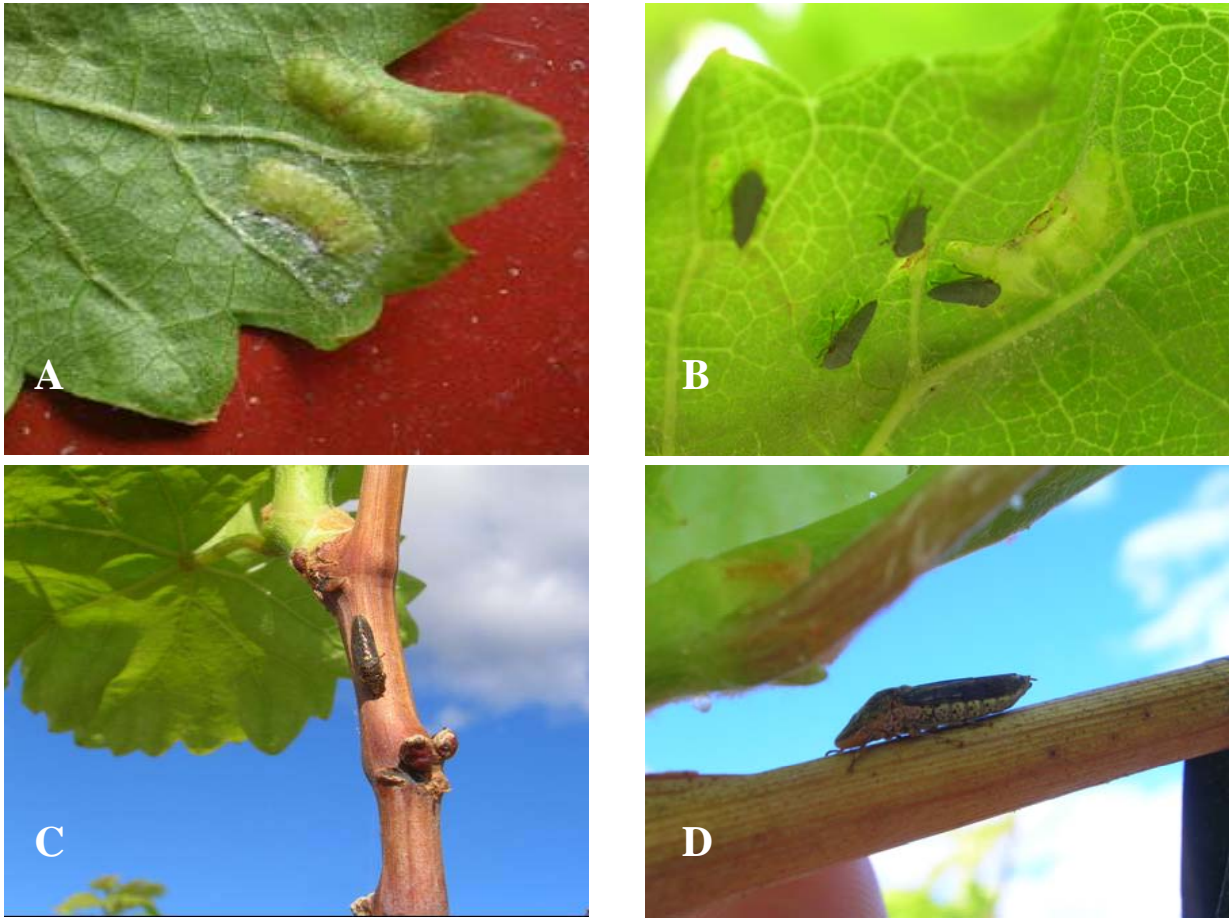


Figura 12. Estágio de ovo (A), ninfa (B) e adulto (C e D) da cigarrinha *Homalodisca spottii* observados em videira, Santa Maria da Boa Vista, PE

2.3.2.3 Flutuação populacional da cigarrinha *H. spottii* potencial vetora de *X. fastidiosa* em videira

A população da espécie *Homalodisca spottii* aumentou a partir do mês de janeiro de 2006, nas quatro fazendas estudadas no Estado de Pernambuco, apresentando picos populacionais entre os meses de fevereiro a junho (Figura 13). Em 2007, o número de espécimes coletados foi menor comparado a 2006; mesmo assim, a população aumentou a partir de janeiro (Figura 13). A menor população de *H. spottii* foi observada entre os meses de setembro a novembro, tendo pequenas variações em relação ao número de espécimes coletados entre os parreirais nos dois anos de estudos (Figura 13). Nos picos populacionais, o número de adultos capturados de *H. spottii* é em média 10 a 20 vezes maior quando comparado aos picos populacionais das espécies predominantes que ocorrem na região da Serra Gaúcha.

Nos dois anos de coleta na Fazenda Área Nova, as podas aconteceram na época em que a população de *H. spottii* começava a crescer. Como a poda regula a população desta espécie no parreiral, através da restrição de alimento, não é possível estimar o mês exato em que a população atingiria o pico populacional, se essa poda não fosse realizada (Figura 13). Provavelmente o pico populacional ocorreria seguindo a tendência apresentada nas outras áreas.

Em 2006, na Fazenda Timbaúba, o pico populacional de *H. spottii* ocorreu no mês de março. Após atingir o pico, a população começou a decrescer até a ocorrência da poda no mês de maio, baixando a zero no mês de julho (Figura 13). No período de um ano, compreendido entre os meses de junho de 2006 e junho de 2007, praticamente não ocorreu captura de adultos na Fazenda Timbaúba. Os motivos da pouca captura são desconhecidos.

Na Fazenda São Paulo, o pico populacional de *H. spottii* ocorreu no mês de junho de 2006, decrescendo até agosto (Figura 13). Em 2005, não ocorreu captura nos meses de novembro e dezembro; já em 2006, a população começou a aumentar em novembro até a ocorrência da poda realizada em janeiro de 2007 (Figura 13). O primeiro semestre do ano parece oferecer as melhores condições para o crescimento da população de *H. spottii*, pois após a poda realizada no mês de janeiro de 2007, a população voltou a crescer; quando a poda foi realizada em agosto de 2006, a captura manteve-se baixa (Figura 13).

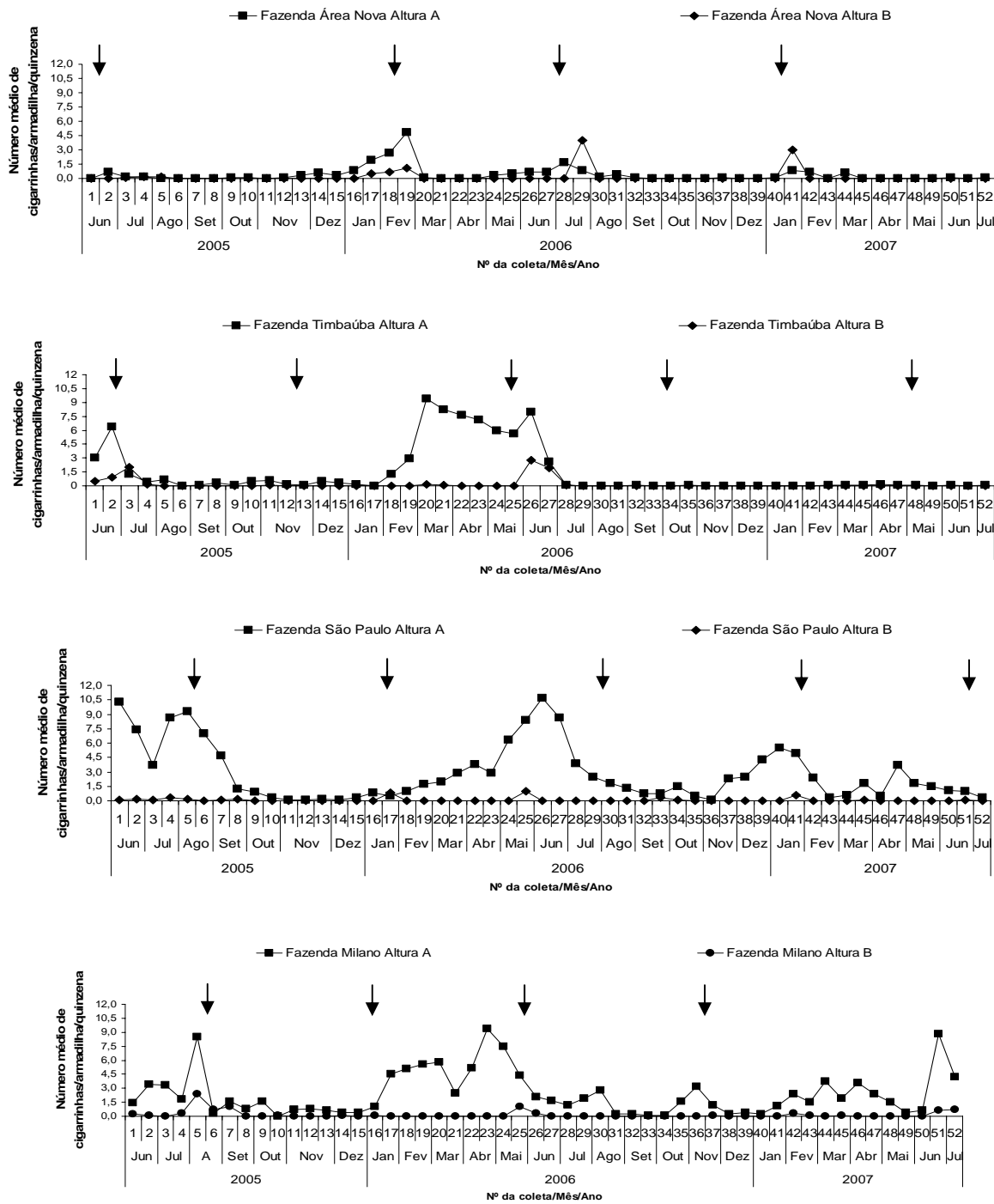


Figura 13. Flutuação populacional de adultos de *Homalodisca spottii*, capturados em armadilhas adesivas amarelas instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos na Fazenda Área Nova, Fazenda Timbaúba, Petrolina, PE, Fazenda São Paulo e Fazenda Milano (Santa Maria da Boa Vista, PE); as setas indicam as datas das podas no período de Junho de 2005 a Julho de 2007

A flutuação populacional de *H. spotti* na Fazenda Milano foi semelhante à observada na Fazenda São Paulo (Figura 13). O pico populacional ocorreu no mês de abril, 2 meses antes do observado na Fazenda São Paulo. Na Fazenda Milano também foi efetuada uma poda no início do crescimento da população, com comportamento após poda semelhante ao visualizado na Fazenda São Paulo (Figura 13).

A poda tem importante papel na regulação da população de *H. spottii* nas áreas estudadas. Essa influência não está relacionada ao início do crescimento, mas sim na interrupção, pois logo após a poda ocorre uma queda na captura de adultos nas armadilhas, voltando a crescer se essa poda foi realizada no primeiro semestre do ano (Figura 13). A poda também exerce influência no aumento da captura de adultos nas armadilhas instaladas na altura B; esse aumento é provavelmente decorrente da captura de adultos presentes nos ramos que são podados e jogados ao chão (Figura 13).

As maiores capturas de *Tapajosa fulvopunctata* também ocorreram nos meses mais chuvosos, de novembro a abril (Figura 14). Nas Fazendas Timbaúba e Milano, coletou-se a maior quantidade de adultos de *T. fulvopunctata*, e os picos populacionais no ano de 2006 ocorreram nos meses de abril e maio (Figura 14). No ano de 2007 a quantidade de adultos capturados foi bastante baixa, sem observação de um pico populacional significativo (Figura 14).

Baseando-se em análises de regressão múltipla dos fatores climáticos referentes ao mês de coleta e mês anterior à coleta, observou-se que a temperatura média (°C) e precipitação pluviométrica (mm) não exerceram influência significativa na captura de adultos de *H. spotti* e *T. fulvopunctata* no Estado de Pernambuco. Apesar de não ter havido correlação positiva com os fatores climáticos, a maior captura de adultos de *H. spottii* e *T. fulvopunctata* ocorre no período do ano com maior intensidade de chuva, compreendido entre os meses de novembro a abril (Figura 15). Em 2006, a população de *H. spottii* começou a crescer a partir do mês de janeiro (Figura 13), sendo que as chuvas deste período iniciaram-se 2 meses antes, em novembro de 2005 (Figura 15). O ciclo chuvoso seguinte começou em setembro de 2006, 2 meses adiantado em relação ao ciclo chuvoso do ano anterior, sendo que as capturas iniciaram-se entre os meses de outubro a novembro de 2006 (Figuras 13 e 15).

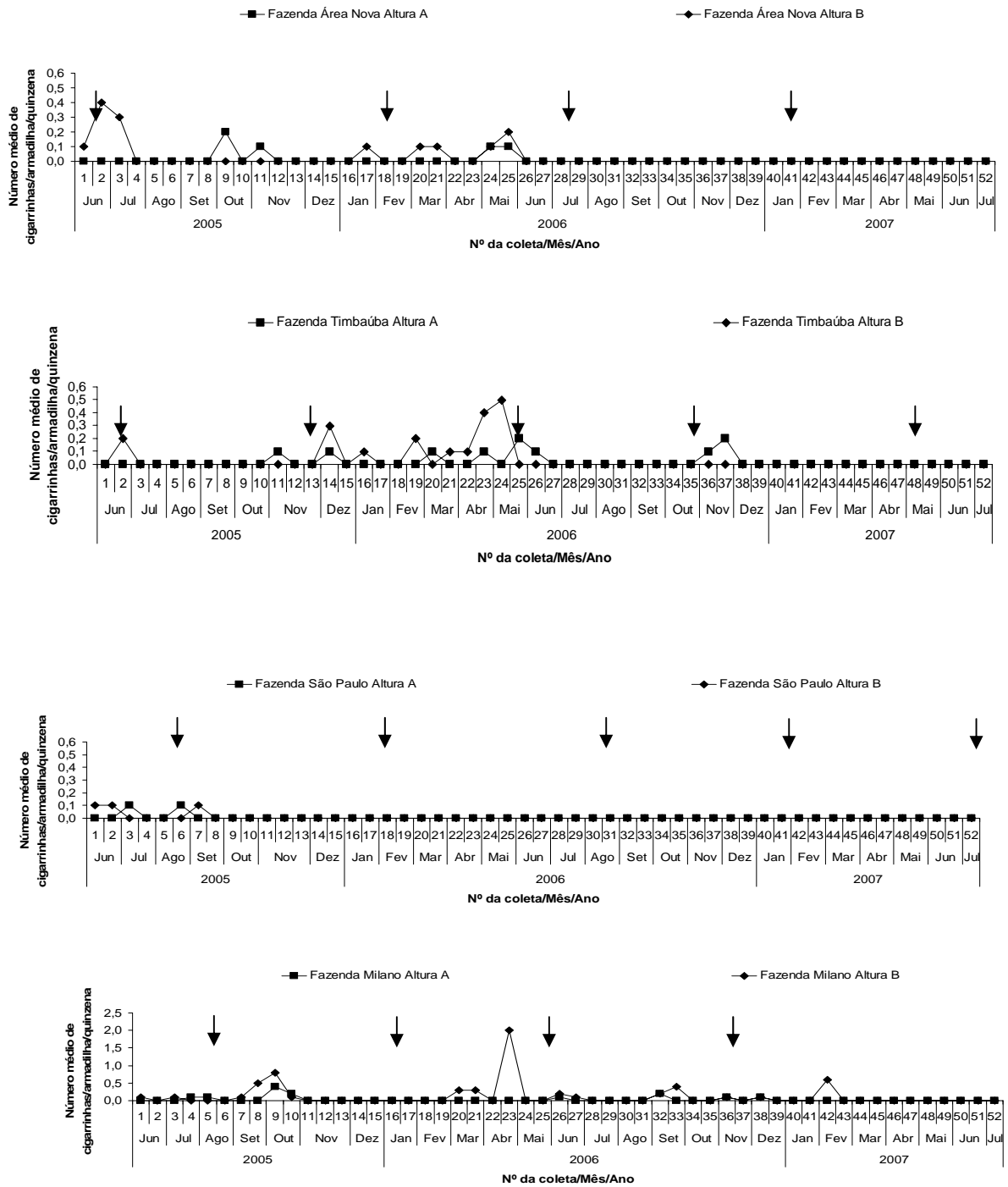


Figura 14. Flutuação populacional de adultos de *Tapajosa fulvopunctata*, capturados em armadilhas adesivas amarelas, instaladas em duas alturas (Altura A – 45cm acima da lâmina foliar) e (Altura B – 45cm acima do solo) em vinhedos na Fazenda Área Nova, Fazenda Timbaúba, Petrolina, PE, Fazenda São Paulo e Fazenda Milano, Santa Maria da Boa Vista, PE, as setas indicam as datas das podas no período de Junho de 2005 a Julho de 2007

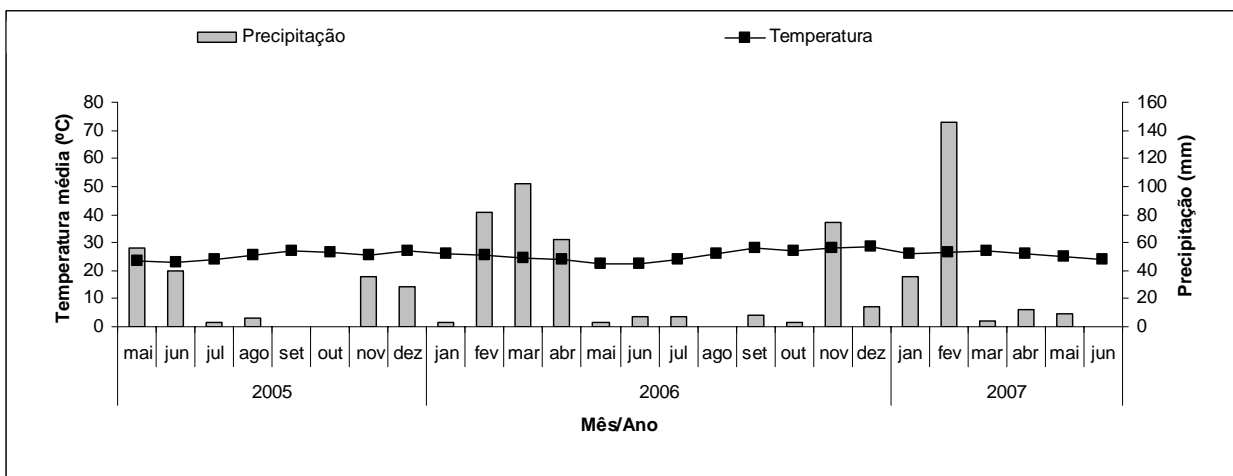


Figura 15. Temperatura média (°C) e precipitação (mm) da estação agrometeorológica de Bebedouro, Petrolina, PE, no período de maio de 2005 a junho de 2007

2.3.3 Transmissão da bactéria *X. fastidiosa* de plantas de citros para plantas de videira e ameixeira pela cigarrinha *B. xanthophis*

Não ocorreu transmissão da bactéria *X. fastidiosa* de plantas cítricas com CVC para plantas saudáveis de videira e ameixeira, por meio da cigarrinha vetor *B. xanthophis*. O experimento foi repetido três vezes, inoculando-se um total de 30 plantas-teste e testando-se 150 cigarrinhas para cada espécie vegetal. Verificou-se transmissão da bactéria para uma planta de citros, que foi considerada infectada baseando-se nos testes de PCR e de isolamento em meio de cultura (Tabela 9).

Verificou-se uma sobrevivência do vetor em plantas-teste de videira e ameixeira que foi superior à observada em citros durante o período de 72 h de acesso à inoculação da bactéria (Tabela 10). A alta sobrevivência durante este período prolongado é evidência de que ocorreu alimentação nessas plantas. Assim, é pouco provável que o insucesso na transmissão para videira e ameixeira tenha sido decorrente de uma não afinidade do vetor com essas plantas. A não transmissão pode ter ocorrido devido a uma baixa eficiência de aquisição da bactéria na planta-fonte, resultando em uma pequena proporção de insetos infectivos; esta possibilidade é evidenciada pela baixa taxa de transmissão para plantas cítricas (controle positivo neste experimento). Alternativamente, pode ter ocorrido à inoculação de células de *X. fastidiosa* pelo vetor nas plantas de videira e ameixeira, porém sem sucesso no estabelecimento de infecções nesses hospedeiros. A não colonização de plantas de videira e ameixeira pela *X. fastidiosa* poderia ser explicada pelo fato da bactéria usada neste estudo ser um isolado de citros, possivelmente não adaptado para colonizar essas duas espécies de plantas quando inoculado em pequena concentração por cigarrinhas.

Li et al. (2002) conseguiram transmissão de um isolado de citros da bactéria *X. fastidiosa* para plantas de videira com inoculação mecânica. Entretanto, estes autores inocularam uma quantidade muito alta de inóculo bacteriano por meio de seringas. A quantidade de células da bactéria inoculadas naturalmente pelo inseto vetor é provavelmente muito menor que a inoculada artificialmente. Recentemente, Prado et al. (2008) constataram que o sucesso na infecção de plantas cítricas por *X. fastidiosa* após inoculação mecânica é dependente da concentração do inóculo bacteriano.

Embora tenha sido avaliado somente um isolado da bactéria nesta pesquisa, o número de insetos testados foi elevado (150 por planta hospedeira), os resultados sugerem que é muito baixa a probabilidade de ocorrer à transmissão por cigarrinhas de *X. fastidiosa* de plantas cítricas com CVC para videira ou ameixeira em condições naturais. Novos estudos de transmissão de *X. fastidiosa* para videira por vetores devem ser realizados usando-se um maior número de isolados de citros e de outras plantas hospedeiras, especialmente cafeeiro e ameixeira.

Tabela 9. Teste de transmissão de *Xylella fastidiosa* de planta cítrica infectada para plantas sadias de videira, ameixeira e citros, utilizando-se *Bucephalagonia xanthophis* como vetor

Repetição	Transmissão para plantas-teste ¹		
	Videira	Ameixeira	Citros
I	0/10 ²	0/10	0/10
II	0/10	0/10	1/10
III	0/10	0/10	0/10
Total inoculado	0/30	0/30	1/31
Controle negativo ³	0/10	0/10	0/10

¹ Após um período de acesso à aquisição (PAA) de 48 h em planta cítrica com clorose variegada dos citros, as cigarrinhas foram transferidas para um período de acesso à inoculação (PAI) de 72 h em plantas sadias de videira, ameixeira e citros (5 insetos/planta-teste).

² Proporção de plantas-teste positivas para *X. fastidiosa* (por isolamento em meio de cultura e teste de PCR) em relação ao número inoculado.

³ Plantas-teste de cada espécie vegetal que não foram expostas a insetos vetores.

Tabela 10. Sobrevivência de adultos de *Bucephalagonia xanthophis* em plantas-teste sadias durante o período de acesso à inoculação (PAI) de *X. fastidiosa*

Repetição	Taxa de sobrevivência (%) na planta teste		
	Videira ¹	Ameixa ¹	Citros ¹
I	98 ± 2,0	92 ± 4,4	76 ± 7,2
II	96 ± 9,3	64 ± 2,7	48 ± 12,0
III	94 ± 4,3	78 ± 7,0	68 ± 8,0
Total	96,7 ± 1,7a ²	87,3 ± 3,3a	73,3 ± 4,2b

¹ Porcentagem média de sobrevivência (±EPM) de *B. xanthophis* após 72 h de PAI (5 insetos por planta-teste; n = 10 plantas por repetição do experimento).

² Médias seguidas de mesma letras não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P < 0,05).

3. CONCLUSÕES

- Os vinhedos na região da Serra Gaúcha, no Estado do Rio Grande do Sul, possuem uma maior diversidade de espécies de cigarrinhas da família Cicadellidae, comparando-se com os vinhedos da região semi-árida do Estado de Pernambuco.
- Cicadellinae, que inclui potenciais vetores da bactéria *Xylella fastidiosa* (Wells) é a subfamília predominante nos vinhedos das duas regiões estudadas, baseando-se em amostragens com armadilhas adesivas amarelas.
- *Homalodisca spottii* Takiya & Cavichioli é a espécie de Cicadellinae prevalente nos vinhedos dos municípios de Petrolina e Santa Maria da Boa Vista, em Pernambuco. A videira serve de hospedeiro para oviposição e desenvolvimento desta espécie de cigarrinha.
- Baseando-se nos índices faunísticos, cinco espécies da tribo Cicadellini [*Bucephalogonia xanthophis* (Berg), *Dilobopterus dispar* (Germar), *Macugonalia cavifrons* (Stal) e Cicadellini sp.1] e três de Proconiini [*Molomea consolidata* (Schröder), *Oncometopia facialis* (Signoret) e *Oncometopia fusca* Melichar] são predominantes nos vinhedos da região da Serra Gaúcha.
- A época de maior ocorrência de cigarrinhas nos vinhedos da Serra gaúcha, no Estado do Rio Grande do Sul, é compreendida entre os meses de outubro a março.
- O primeiro semestre do ano é a época de maior ocorrência de *H. spottii* nos vinhedos de Petrolina e Santa Maria da Boa Vista, Pernambuco.

REFERÊNCIAS

- ADLERZ, W. C. Ecological observations of two leafhoppers that transmit the Pierce's disease bacterium. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, Florida, v. 93, p. 115-120, 1980.
- ALMEIDA, R.P.P.; PURCELL, A.H. Biological traits of *Xylella fastidiosa* strains from grapes and almonds. **Applied & Environmental Microbiology**, Washington, v. 69, n. 12, p. 7447-7452, 2003.
- ALMEIDA, R.P.P.; PEREIRA, E.F.; PURCELL, A.H.; LOPES, J.R.S. Multiplication and movement of a citrus strain of *Xylella fastidiosa* within sweet orange. **Plant Disease**, Washington, v.85, n. 45, p. 382-382, 2001.
- ALMEIDA, R.P.P.; BLUA, M.J.; LOPES, J.R.S.; PURCELL, A.H. Vector transmission of *Xylella fastidiosa*: applying fundamental knowledge to generate disease management strategies. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 98, p.775-786, 2005.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DA UVA E DO VINHO. Santa Cruz do Sul: Gazeta Santa Cruz, 2004. 136 p.
- ATKINSON, A. C. **Plots, transformations, and regression**. New York: Oxford University Press, 1985. 282p.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S.. Giponíneos (Hemiptera, Cicadellidae) associados à cultura de *Citrus sinensis* (L.) Osbeck no Rio Grande do Sul, Brasil: I - *Sordana* e *Reticana*. **Biociências**, Porto Alegre, v. 9, n. 1, p. 121-139, 2001a.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S.. Giponíneos (Hemiptera, Cicadellidae) associados à cultura de *Citrus sinensis* no Rio Grande do Sul, Brasil: II - O gênero *Curtara*. **Biociências**, Porto Alegre, v. 9, n. 2, p. 121-135, 2001b.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S. Giponíneos (Hemiptera, Cicadellidae) associados à cultura de *Citrus sinensis* no Rio Grande do Sul, Brasil: III - *Gypona*. **Biociências**, Porto Alegre, v. 10, n. 1, p. 57-74, 2002.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S. **Guia para Coleta & Identificação de Cigarrinhas em Pomares de Citros no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2004. 87 p.
- AZEVEDO FILHO, W.S.; CARVALHO, G.S.. **Cigarrinhas de citros no Rio Grande do Sul - taxonomia**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2006. 141 p.

BALL, J. C. Seasonal patterns of activity of adult leafhopper vectors of phony peach disease in north Florida. **Environmental Entomology**, College Park, v. 8, p. 686-689, 1979.

BELLI, G.; FORTUSINI, A.; CASATI, P.; BELLI, L.; BIANCO, P.A.; PRATI, S. Transmission of grapevine leafroll associated closterovirus by the scale insect *Pulvinaria vitis* L. **Rivista di Patologia Vegetale**, Pavia, v. 4, p.105-108, 1994.

BERETTA, M.J.G.; HARAKAVA, R.; CHAGAS, C.M.; DERRICK, K.S.; BARTHE, G.A.; CECCARDI, T.L.; LEE, R.F.; PARADELA, O.; SUGIMORI M.; RIBEIRO I. First report of *Xylella fastidiosa* in coffee. **Plant Disease**, Washington, v. 80, n. 7, p. 821, 1996.

BI, J.L.; DUMENYO, C.K.; MARTINEZ, H.R.; COOKSEY, D.A.; TOSCANO, N.C. Effect of host plant xylem fluid on growth, agragation, and attachment of *Xylella fastidiosa*. **Journal Chemical Ecology**, New York, v. 33, p. 493-500, 2007.

BLUA, M. J.; REDAK, R.A.; MORGAN, J.W.; COSTA, H.S. Seasonal flight activity of two *Homalodisca* species (Homoptera: Cicadellidae) that spread *Xylella fastidiosa* in southern California. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 94, n. 6, p. 1506-1510, 2001.

BODENHEIMER, F. S. **Precis d'écologie animal**. Paris: Payot. 1955. 315p.

BOTTON, M.; HICKEL, E.R.; SORIA, S.J. Pragas. In: FAJARDO, T. V. M. (Ed.). **Uvas para processamento: fitossanidade**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p. 82-107. (Embrapa. Frutas do Brasil, 35).

BRLANSKY, R.H.; TIMMER, L.W.; FRENCH, W.J.; MCCOY, R.E. Colonization of the sharpshooter vectors *Oncometopia-nigricans* and *Homalodisca-coagulata* by xylem limited bacteria. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 73, n. 4, p. 530-535, 1983.

BUREL, F. Effect of landscape structure and dynamics on species diversity in hedgerow networks. **Landscape Ecology**, New York, v.6, p.161-174, 1992.

CARVALHO, G.S.; WEBB, M.D. **Cercopid spittlebugs of the New World: (Hemiptera, Auchenorrhyncha, Cercopidae)**. Sofia: Pensoft, 2005. 271 p.

CASTLE, S.J.; NARANJO S.E. Comparison of Sampling Methods for Determining Relative Densities of *Homalodisca vitripennis* (Hemiptera: Cicadellidae) on Citrus. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 101, n. 1, p. 226-235, 2008.

CAUDWELL, A.; MARTELLI, G.P. Disease induced by phloem and xylem-limited prokaryotes. Flasvescence dorée. In. MARTELLI, G.P. (Ed.). **Graft-transmissible diseases of grapevines** 1993. p. 97-103.

CHANG, C.J.; GARNIER, M.; ZREIK, L.; ROSSETTI, V.; BOVÉ, J.M. Culture and serological detection of the xylem-limited bacterium causing citrus variegated chlorosis and its identification as a strain of *Xylella fastidiosa*. **Current Microbiology**, New York, v. 27, n. 3, p. 137-142, 1993.

CHEN, J.; HARTUNG, J.S.; CHANG, C.J.; VIDAVER, A.K. An evolutionary perspective of Pierce's disease of grapevine, citrus variegated chlorosis, and mulberry leaf scorch disease. **Current Microbiology**, New York, v. 45, p. 423-428, 2002.

CORRÊA, L. S.; BOLIANI, A.C. **Cultura de uvas de mesa do plantio à comercialização**. Ilha Solteira: Ed. Algraf, 2001. 308p.

DAVIS, M.J.; PURCELL, A.H.; THOMSON, S.V. Pierce's disease of grapevines: isolation of the causal bacterium. **Science**, Washington, v. 199, p. 75-77, 1978.

DE COLL, O.R., AGOSTINI, J.P.; TIMMER, L.W.; BRLANSKY, R.H. Survey of sharpshooters in citrus orchards with decline diseases in Misiones, Argentina. In: CONFERENCE OF THE INTERNATIONAL ORGANIZATION OF CITRUS VIROLOGISTS, 12., 1993. Misiones **Proceedings**... Misiones: IOCV, 1993. p. 320-326.

DE NEGRI, J.D. **Clorose variegada dos citros**: nova anomalia afetando pomares em São Paulo e Minas Gerais. Campinas: CATI, 1990. 6p. (CATI. Comunicado Técnico, 82).

DENNIS, P.; FRY, G.L.A. Field margins: can they enhance natural enemy population densities and general arthropod diversity on farmland? **Agriculture Ecosystems Environmental**, Amsterdam, v. 40, n. 1/4, p. 95-115, 1992.

DOS SANTOS, D.; DE SIQUEIRA, D.L.; PICANÇO, M.C. Flutuação populacional de espécies de cigarrinhas transmissoras da clorose variegada dos citros (CVC) em Viçosa – MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 2, p. 211-214, 2005.

EMMRICH, R. Zur Kenntnis der Gattung *Oncometopia* Stål, 1869 (Homoptera, Cicadellidae, Cicadellinae). **Entomologische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden**, v. 40, n. 9, p. 277-303, 1975.

EMMRICH, R. Weiteres zur Kenntnis der Gattung *Oncometopia* Stål (s. str.) (Homoptera, Auchenorrhyncha, Cicadellidae, Cicadellinae). **Reichenbachia Staatliches Museum für Tierkunde**, Dresden, v. 22, n. 15, p. 113-124, 1984.

ENGELBRECHT, D.J.; KASDORF, G.G.F. Association of a Closterovirus with grapevines indexing positive for grapevine leafroll disease. **Proceedings Electron Microscopy Society of Southern Africa**, KawaZulu, n. 14, p. 45-46, 1984.

FAJARDO, T.V.M. Introdução. In: FAJARDO, T.V.M. (Ed.). **Uva para processamento: fitossanidade**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, Brasília: Embrapa Informação tecnológica, 2003. p. 9-10. (Frutas do Brasil, 35).

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. (Frutas do Brasil, 35).

FAJARDO, T.V.M.; KUHN, G.B.; EIRAS, M.; NICKEL, O. Caracterização parcial de um isolado do grapevine fanleaf virus. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 3, p. 505-511, 2000.

FAJARDO, T.V.M.; KUHN, G.B.; EIRAS, M.; NICKEL, O. Detecção de *Closterovirus* em videira e caracterização parcial de um isolado do *Grapevine leafroll-associated vírus 3*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n.1, p. 58-64, 2002.

FAO. **Codex alimentarius**. Disponível em:
<<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567>> Acesso em: 03 mar. 2008.

FAZOLIN, M. **Análise faunística de insetos coletados com armadilha luminosa em seringueira no Acre**. 1991. 236p. Tese (Doutorado na área de Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1991.

FNP CONSULTORIA & COMÉRCIO. **Agriannual 2004**: Anuário da Agricultura Brasileira. São Paulo, 2004. p. 488-496,

FREITAG, J.H. Host range of Pierce's disease virus of grapes as determined by insect transmission. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 41, p. 920-934, 1951.

FRENCH, W.J.; KITAJIMA, E.W. Occurrence of plum leaf scald in Brazil and Paraguay. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 62, p. 1035-1038, 1978.

FRY, S.M.; MILHOLLAND, R.D. Response of resistant tolerant and susceptible grapevine tissues to invasion by the Pierce's disease bacterium *Xylella-fastidiosa*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 80, n. 1, p. 66-69, 1990.

FUNDECITRUS. Descobertos mais seis vetores de CVC. **Revista Fundecitrus**, Araraquara, v. 14, p. 8-9, 1999.

GALLOTTI, G.J.M.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A.; SONEGO, O.R. Controle das doenças da videira. In: ZAMBOLIM, L.; VALE, F.X.R.; MONTEIRO, A.J.A.; COSTA, H. **Controle de doenças de plantas fruteiras**, Brasília, v. 2, p. 939-1023, 2002.

GARAU, R.; PROTA, VA.; PIREDDA, R.; BOSCIA, D.; PROTA, U. On the possible relationship between Kober stem grooving and grapevine virus A. **Vitis**, Sielbeldingen. v. 33, p. 161-163, 1994.

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

GARDNER, M.W.; HEWITT, W.B. **Pierce's disease of the grapevine**: The Anaheim disease and the California vine disease. Division of Agricultural Sciences. Berkley :Davis: University of California, 1974. 255p.

GILLER, K.E.; BEARE, M.H.; LAVELLE, P.; IZAC, A.M.N.; SWIFT, M.J. Agricultural intensification, soil biodiversity and agroecosystem function. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 6, p. 3-16, 1997.

GIUSTOLIN, T.A.; LOPES, J.R.S.; MENDES, M.A.; MORAES, R.C.B.; RODRIGUES, R.R. Levantamento de hospedeiros alternativos das cigarrinhas vetoras de *Xylella fastidiosa*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 19., Manaus, 2002. **Resumos...** Manaus: INPA, 2002. p. 215.

GOHEEN, A.C. Virus and virus-like diseases of grapes. *Hortscience*, **cidade**, v. 12, n. 5, p. 465-469, 1977.

GOHEEN, A.C. Leafroll. In: PEARSON, R.C., GOHEEN, A.C. (Ed.) **Compendium of grape diseases**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1988. p. 52-53.

GOHEEN, A.C.; NYLAND, G.; LOWE, S.K. Association of a rickettsia-like organism with Pierce's disease of grapevines and alfalfa dwarf and heat therapy of the disease in grapevines. **Phytopathology**, Saint Paul, v.63, p.341-345, 1973.

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

GOODWIN, P.H.; DE VAY, J.E.; MEREDITH, C.P. Physiological responses of *Vitis vinifera* cultivar chardonnay to infection by the pierce's disease bacterium. **Physiological & Molecular Plant Pathology**, Amsterdam, v. 32, n. 1, p. 17-32, 1988.

GOSZCZYNSKI, D.E.; JOOSTE, A.E.C. Identification of divergent variants of grapevine virus A. **European Journal Plant Pathology**, Dordrecht, v. 109, p. 397-403, 2003.

GUGERLI, P. Grapevine leafroll and related viruses. In: MEETING OF THE INTERNATIONAL COUNCIL FOR THE STUDY OF VIRUS AND VIRUS-LIKE DISEASES OF THE GRAPEVINE,14., 2003. Locorotondo, **Extended Abstracts ...** Locorotondo, 2003. p.25-31.

HENDSON, M.; PURCELL, A.H.; CHEN, D.; SMART, C.; GUILHABERT, M.; KIRKPATRICK, B. Genetic diversity of Pierce's disease strains and other pathotypes of *Xylella fastidiosa*. **Applied & Environmental Microbiology**, Washington, v. 67, n. 2, p. 895-903, 2001.

HEWITT, W.B. A transmissible disease of grapevine. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 29, n. 10, 1939. Abstract.

- HEWITT, W.B.; HOUSTON, B.R.; FRAZIER, N.W.; FREITAG, J.H. Leafhopper transmission of the virus causing Pierce's disease of grape and dwarf of alfalfa. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 36, p. 117-128, 1946.
- HICKEL, E.R.; DUCROQUET, J.P.H.J.; LEITE JUNIOR, R.P.; LEITE, E.R.M.V.B.C. Fauna de Homoptera: Auchenorrhyncha em Pomares de Ameixeira em Santa Catarina. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 4, p. 725-729, 2001.
- HILL, B.L.; PURCELL, A.H. Acquisition and retention of *Xylella fastidiosa* by an efficient vector, *Graphocephala atropunctata*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 85, n. 2, p. 209-212, 1995.
- HOPKINS, D.L. *Xylella fastidiosa*: xylem-limited bacterial pathogen of plants. **Annual Review Phytopathology**, Palo Alto, v.27, p.271-290, 1989.
- HOPKINS, D.L. *Xylella fastidiosa*. In: SINGH, U.S.; SINGH, R.P.; KOHMOTO, K. (Ed.). **Pathogenesis and host specificity in plant diseases**. Tarrytown: Elsevier Science, 1995. v. 1, cap. 7, p. 185-197.
- HOPKINS, D.L.; MOLLENHAUER, H.H. Rickettsia-like bacterium associated with Pierce's disease of grapes. **Science**, Washington, v. 179, p. 298-300, 1973.
- HOPKINS, D.L.; ADLERZ, W.C. Natural hosts of *Xylella-fastidiosa* in Florida USA. **Plant Disease**, Washington, v.72, n. 5, p. 429-431, 1988.
- HOPKINS, D.L.; PURCELL, A. H. *Xylella fastidiosa*: Cause of Pierce's disease of grapevine and other emergent diseases. **Plant Disease**, Washington, v. 86, p. 10, 1056-1066, 2002.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Banco de dados agregados**. <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda> acesso em : 03 mar. 2008.
- KNIGHT, W.J.; WEBB, M.D. The phylogenetic relationships between virus vector and other genera of macrosteline leafhoppers, including descriptions of new taxa (Homoptera: Cicadellidae: Deltocephalinae). **Systematics Entomology**, Davis, v. 18, p. 11-55, 1993.
- KRUGNER R.; LOPES, M.T.V.; DE SANTOS, J.S.; BERETTA, M.J.G.; LOPES, J.R.S. Transmission efficiency of *Xylella fastidiosa* to citrus by sharpshooters and identification of two new vector species. In: CONFERENCE OF THE INTERNATIONAL ORGANIZATION OF CITRUS VIROLOGISTS,14., 2000, Campinas. **Proceedings...** 2000. Riverside 2000. p. 423.
- KUHN, G.B. Identificação, incidência e controle do vírus do enrolamento da folha da videira no Estado do Rio Grande do Sul. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 14, n. 3/4, p. 220-226, 1989.

KUHN, G.B.; FAJARDO, T.V.M. Doenças de Uva. **Cultivar HF**, Pelotas, v. 1, n. 1, p. 23-27, 2000.

KUHN, G.B.; FAJARDO, T.V.M.; NICKEL, O. Detecção sorológica do vírus do enrolamento da folha da videira (GLRaV) 1 e 3. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 24, Suplemento, p. 35, 1997.

KUNIYUKI, H.; REZENDE, J.A.M.; SCAGLIUSI, S.M.M.; VEGA, J.; YUKI V.A. Incidência dos vírus 1, 2 e 3 associados ao enrolamento da folha da videira em vinhedos do estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 28, n. 4, p. 311-314, 2002.

LAROCA, S.; MIELKE, O.H.H. Ensaio sobre ecologia de comunidade em SpHINGIDAE na Serra do Mar, Paraná, Brasil (Lepidoptera). **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v. 35, n.1, p. 1-19, 1975.

LEE, R.F.; BERETTA, M.J.G.; HARTUNG, J.H.; HOOKER, M.E.; DERRICK, K.S. Citrus variegated chlorosis: Confirmation of a *Xylella fastidiosa* as the causal agent. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 19, n. 2, p. 123-125, 1993.

LI, W.B.; PRIA, W.D.; TEIXEIRA, D.C.; MIRANDA, V.S.; AYRES, A.J.; FRANCO, C.F.; COSTA, M.G.; HE, C.X.; COSTA, P.I.; HARTUNG, J.S. Coffee leaf scorch caused by a strain of *Xylella fastidiosa* from citrus. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 85, p. 501-505, 2001.

LI, W.B.; ZHOU, C.H.; PRIA JUNIOR, W.D.; TEIXEIRA, D.C.; MIRANDA, V.S.; PEREIRA, E.O.; AYRES, A.J.; HE, C.X.; COSTA, P.I.; HARTUNG, J.S. Citrus and coffee strains of *Xylella fastidiosa* induce Pierce's disease in grapevine. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 86, n. 11, p. 1206-1210, 2002.

LIMA, J.E.O.; MIRANDA, V.S.; HARTUNG, J.S.; HARTUNG, J.S.; BRLANSKY, R.H.; COUTINHO, A.; ROBERTO, S.R.; CARLOS, E.F. Coffee leaf scorch bacterium: axenic culture, pathogenicity, and comparison with *Xylella fastidiosa* of citrus. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 82, n. 1, p. 94-97, 1998.

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

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

LOPEZ GONZALEZ, M.M. Enfermedad de Pierce (*Xylella fastidiosa*). In: **Los parásitos de la vid (Estrategias de protección razonada)**. Ministerio de agricultura , Pesca y Alimentación, Espanha, p. 228-229, 1998.

LUDWIG, J.A.; REYNOLDS, J.F. **Statistical ecology**: a primer on methods and computing. New York: John Wiley, 1988. 337p.

- MARTELLI, G. P. Grapevine virology highlights 2000-2003. In: MEETING OF THE INTERNATIONAL COUNCIL FOR THE STUDY OF VIRUS AND VIRUS-LIKE DISEASES OF THE GRAPEVINE, 14., 2003. Locorotondo, **Extended Abstracts...** Locorotondo, 2003. p.3-10.
- MARTELLI, G.P.; AGRANOVSKY, A.A.; BAR-JOSEPH, M.; BOSCIA, D.; CANDRESSE, T.; COUTS, R.H.A.; DOLJA, V.V.; FALK, B.W.; GONSALVES, S.; JELKMANN, W.; KARASEV, A.V.; MINAFRA, A.; NAMBA, S.; VETTEN, H.J.; WISLER, G.C.; YOSHIKAWA, N. The family Closteroviridae revised. **Archives of Virology**, New York, v. 147, p. 2039-2044, 2002.
- MARUCCI, R.C. **Eficiência de transmissão de *Xylella fastidiosa* por cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae) em *Citrus sinensis* (L.) Osbeck e *Coffea arabica* (L.)**. 2003. 158p. Tese (Doutorado na área de Entomologia) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.
- MARUCCI, R.C.; CAVICHIOLI, R.R.; ZUCCHI, R.A. Chave para as espécies de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae) vetoras da Clorose Variegados Citros (CVC). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 439-446, 1999.
- MARUCCI, R.C.; CAVICHIOLI, R.R.; ZUCCHI, R.A. Espécies de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae) em pomares de citros da região de Bebedouro, SP, com descrição de uma nova espécie de *Acrogonia* Stål. **Revista Brasileira de Entomologia, cidade**, v. 46, n. 2, p. 149-164, 2002.
- MARUYAMA, W.I.; BARBOSA, J.C.; FERNANDES, M.G.; YAMAMOTO, P.T. Distribuição espacial de *Dilobopterus costalimai* Young (Hemiptera: Cicadellidae) em citros na região de Taquaritinga, SP. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, p. 35-40, 2002.
- MEJDALANI, G. Morfología externa dos Cicadellinae (Homoptera, Cicadellidae): comparação entre *Versigonalia ruficauda* (Walter) (Cicadellini) e *Tretogonia cribrata* Melichar (proconiini), com notas sobre espécies e análise da terminología. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 15, p. 451-544, 1998.
- MELLO, L.M.R. **Atuação do Brasil no mercado internacional de uvas e vinhos – Panorama 2004**. Disponível em: <<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/artigos/panorama2004-mercado.pdf>> Acesso em: 03 mar. 2008.
- MELLO, L.M.R. **Atuação do Brasil no Mercado Internacional de Uvas e Vinhos – Panorama 2003**. Disponível em: <<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/artigos/panorama2003-mercado.pdf>> Acesso em: 03 mar. 2008.
- MELLO, L.M.R. **Atuação do Brasil no mercado vitivinícola mundial – panorama 2006**. disponível em: <http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/artigos/vitivinicola_2006.pdf> Acesso em: 03 mar. 2008.

MELLO, L.M.R. **Viticultura brasileira: panorama 2006**. Disponível em: <
http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/artigos/panorama2006_vitivinicultura.pdf>. Acesso em: 03
 mar. 2008.

MERRIMAM, P. **The potential for the establishment of Pierce's Disease in Australian grapevines**. Department of Natural Resources and Environment, 2001. 98p.

METHA, A.; LEITE JR., P.L.; ROSATO, Y.B. Polymorphism of *Xylella fastidiosa* strains by RAPD-PCR and SDS-PAGE of proteins. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.25, p.651-656, 2000.

MEYER; M.; KOCSIS, L.; QALKER, A. Transmission of pierce's disease by chip budding and bench-grafting. **American Journal Enology Viticulture**, Davis, v. 53, n. 3, p. 248A, 2002.

MCGAHA, L.A.; JACKSON, B.; BEXTINE, B.; MCCULLOUGH, D.; MORANO, L. Potential plant reservoirs for *Xylella fastidiosa* in south Texas. **American Journal Enology Viticulture**, Davis, v. 58, n. 3, p. 398-401, 2007.

MIRANDA, M.P. **Levantamento de cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) vetoras de *Xylella fastidiosa* em pomares cítricos do litoral norte da Bahia**. 2003. 63 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.

MONTERO-ASTÚA, M.; HARTUNG, J.S.; AGUILAR, E.; CHACÓN, C.; LI, W.; ALBERTAZZI, F.J.; RIVERA, C. Genetic diversity of *Xylella fastidiosa* strains from Costa Rica, São Paulo, Brazil, and United States. **Bacteriology**, London v. 97, n. 10, p. 1338 – 1347, 2007.

MORAES, R.C.B.; HADDAD, M.L.; SILVEIRA NETO, S.; REYES, A.E.L. Software para análise faunística - AnaFau. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 8., 2003. São Pedro, **Resumos...** Piracicaba:ESALQ, 2003. p.195.

MORI, N.; MARTINI, M.; MALAGNINI, V.; FONTANA, P.; BRESSAN, A.; GIROLAMI, V.; BERTACCINI, A. Vectors of grapevine yellows: distribution and control strategies. **Informativo Agrario**, Verona, v. 55, n. 24, p. 53-56, 1999.

MOUNTFORD, M.D. An index of similarity and its application to classificatory problems. In: MURPHY, P. W. (Ed.). **Progress in soil zoology**. London: Butterworths, 1962. p. 43-50.

NAKANO, O.; LEITE, C.A. **Armadilhas para insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2000. 76p.

NAKANO, M., NAKUME, R., KOMAZAKI, S. Mealybug transmission of grapevine viruses in Japan. In: MEETING OF THE INTERNATIONAL COUNCIL FOR THE STUDY OF VIRUS AND VIRUS-LIKE DISEASES OF THE GRAPEVINE, 14., Locorotondo, 2003. **Extended Abstracts...** Locorotondo, 2003. p.218.

NERONI, R.C. **Detecção e identificação molecular de fitoplasmas associados ao amarelo da videira**. 2004. 46p. Dissertação (Mestrado na área de Fitopatologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

NERONI R.C.; BEDENDO I.P.; KUNIYUKI, H. Identificação molecular de fitoplasmas associados ao amarelo da videira. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, p 243, 2006.

NIELSON, M.W. Leafhoppers systematics. In: NAULT, L. R; RODRIGUEZ, J. G. (Ed.). **The leafhoppers and planthoppers**. New York: John Wiley, 1985. cap.2 p.11-39.

NOMÉ, S.F.; RAJU, B.C.; GOHEEN, A.C.; NYLAND, G.; DOCAMPO, D. Enzyme linked immuno sorbent assay for pierce’s disease bacteria in plant tissues. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 70, n. 8, p. 746-749, 1980.

NUNES, W.M.C.; MOLINA, R.O.; DE ALBUQUERQUE, F.A.; NUNES, M.J.C.; ZANUTTO, C.A.; MACHADO, M.A. Flutuação Populacional de Cigarrinhas Vetoras de *Xylella fastidiosa* Wells *et al.* em Pomares Comerciais de Citros no Noroeste do Paraná. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, n. 2, p. 254-260, 2007.

ODUM, E. P. **Ecologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1988. 434p.

OLIVEIRA, E.; PEREIRA DUARTE, A.; CARVALHO, R.V.; OLIVEIRA, A.C. Molicutes e vírus na cultura do milho no Brasil: caracterização e fatores que afetam a sua incidência. In: OLIVEIRA, E.; OLIVEIRA, C.M. (Ed.). **Doenças em milho**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2004. p. 18-34.

OTT, A.P.; AZEVEDO FILHO, W.S.; FERRARI, A.; CARVALHO G.S. Abundância e sazonalidade de cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae) em vegetação herbácea de pomar de laranja doce, no município de Montenegro, Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia Série Zoologia**, Porto Alegre, v. 96, n. 4, p. 425-429, 2006.

PAIÃO, F.G.; MENEGUIM, A.M.; CASAGRANDE, E.C.; LEITE JÚNIOR, R.P. Envolvimento de cigarras (Homoptera, Cicadidae) na transmissão de *Xylella fastidiosa* em cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, p. 67, 2002. Suplemento./Apresentado ao 35º Congresso Brasileiro de Fitopatologia, Recife, 2002 – **Resumo**.

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

PARADELA FILHO, O.; SUGIMORI, M.; RIBEIRO, I.; GARCIA, A.; MJG, B.; HARAKAVA, R.; MACHADO, M.; LARANJEIRA, F.; RODRIGUES NETO, J.; BERIAM, L. Constatação de *Xylella fastidiosa* em cafeeiro no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 23, p.46-49, 1997.

PARADELA FILHO, O.; SUGIMORI, M.; RIBEIRO, I.; GARCIA, A.; MJG, B.; HARAKAVA, R.; MACHADO, M.; LARANJEIRA, F.; RODRIGUES NETO, J.; BERIAM, L. Constatação de *Xylella fastidiosa* em cafeeiro no Brasil. **Summa Pathologyca**, Botucatu, v. 23, n. 1, p. 46-49, 1997.

PERRING, T.M.; FARRAR, C.A.; BLUA, M.J. Proximity to citrus influences pierce's disease in temecula valley vineyards. **California Agriculture**, Berkeley, v. 55, p. 13-18, 2001.

POOLE, R.W. **An introduction to quantitative ecology**. Tóquio: Mcgraw Hill.1974. 532 p.

PREDROSO, E.I.; SEQUEIRA, O.A.; PINTO, M.E.G.; SIMÕES, V. Ensaio de transmissão de vírus de videira por cochonilhas. **Ciência Técnica Vitícola**, Alcobaça, v. 10, n. 2, p. 39-46, 1991.

PROTAS, J.F.S.; CAMARGO, U.A.; MELO, L.M.R. A Vitivinicultura brasileira: realidade e perspectivas. Disponível em:
<<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/artigos/vitivinicultura.html>>. Acesso em: 03 mar. 2008.

PURCELL, A.H. Control of the blue-green sharpshooter *Graphocephala atropunctata* and effects on the spread of Pierce' disease of grapevines. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 72, n. 6, p. 887-892, 1979.

PURCELL, A.H. Almond leaf scorch: leafhopper and spittlebug vectors. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 73, n. 6, p. 834-838, 1980

PURCELL, A.H. Homopteran transmission of xylem-inhabiting bacteria. In: HARRIS, K.F. (Ed.). **Advances in Disease Vector Research**. New Cork: Springer-Verlag. 1989, v. 6, p. 243-266.

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

PURCELL, A.H. *Xylella fastidiosa*, a regional problem or global threat? **Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v.79, n.2, p. 99-105, 1997.

PURCELL, A.H.; FINLAY, A. Evidence for noncirculative transmission of Pierce's disease bacterium by sharpshooter leafhoppers. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 69, n.4, p. 393-395, 1979.

PURCELL, A.H.; ELKINTON, J.S. A comparison of sampling methods for leafhopper vectors of X-disease in California cherry orchards. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 73, p. 864-870, 1980.

PURCELL, A.H.; HOPKINS, D. L. Fastidious xylem-limited bacterial plant pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 34, p. 131-151, 1996.

PURCELL, A.H.; FEIL, H. Glassy-winged sharpshooter. **Pesticide Outlook**, London, v 10, p. 199-203, 2001.

- PURCELL, A.H.; FINLAY, A.H.; MCLEAN, D.L. Pierce's disease bacterium: Mechanism of transmission by leafhopper vectors. **Science**, Paris, v. 206, p. 839-841, 1979.
- RAJU, B.C.; GOHEN, A.C.; TELIZ, D.; NYLAND, G. Pierce's disease of grapevines in Mexico. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 64, n. 3, p. 280-282, 1980.
- RAJU, B.C.; GOHEEN, A.C.; FRAZIER, N.W. Occurrence of Pierce's disease bacteria in plants and vectors in California. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 73, p. 1309-1313, 1983.
- REDAK, R.A.; PURCELL, A.H.; LOPES, J.R.S.; BLUA, M.J.; MIZELL, R.F.; ANDERSEN, P.C. The biology of xylem fluid-feeding insect vectors of *Xylella fastidiosa* and their relation to disease epidemiology. **Annual Review of Entomology**, Stanford, v. 49, p. 243-270, 2004.
- REGENMORTEL, M.H.V.; FAUQUET, C.M.; BISHOP, D.H.L.; CARSTENS, E.B.; ESTES, M.K.; LEMON, S.M.; MANILOFF, J.; MAYO, M.A.; McGEOCH, D.J.; PRINGLE, C.R., WICKNER, R.B. (Ed.). **Genus Vitivirus**. Virus Taxonomy - Classification and Nomenclature of Viruses. San Diego: Academic Press, 2000. p. 960-964.
- RIVENEZ, M.O.; BONJOTIN, S. Grapevine yellows: flavescence doree or black wood? The development of these diseases. **Phytoma**, España, v. 49, n. 496, p. 17-19, 1997.
- ROBERTO, S.R.; COUTINHO, A.; DE LIMA, J.E.O.; MIRANDA, V.S.; CARLOS, F. Transmissão de *Xylella fastidiosa* pelas cigarrinhas *Dilobopterus costalimai*, *Acrogonia terminalis* e *Oncometopia fascialis* em citros. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 4, p. 517-518, 1996.
- ROSATO, Y.B.; NETO, J.R.; MIRANDA, V.S.; CARLOS, E.F.; MANFIO, G.P. Diversity of *Xylella fastidiosa* population isolated from *Citrus sinensis* affected by citrus variegated chlorosis in Brazil. **Systematic Applied Microbiology**, Jena, v.21, p.593-598, 1998.
- ROSCIGLIONE, B.; GURGELI, P. Transmission of grapevine leafroll disease and associated Closterovirus to healthy grapevine by the mealybug *Planococcus ficus* Signoret. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 17, n. 1, p. 63, 1989.
- ROSCIGLIONE, B.; CASTELLANO, M.A.; MARTELLI, G.P.; SAVINO, V.; CANNIZARO, G. Mealybug transmission of grapevine virus A. **Vitis**, Sielbendingen, v. 22, p. 331-347, 1983.
- SAS INSTITUTE. **User's Guide: Statistics**, version 9.1, 2nd ed.00 SAS Inst., Inc., Cary, NC, 1999.
- SCHUENZEL, E.L.; SCALLY, M.; STOUTHAMER, R.; NUNNEY, L. A multigene phylogenetic study of clonal diversity and divergence in North American strains of the plant pathogen *Xylella fastidiosa*. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 71, p. 3832-3839, 2005.
- SELJAK, G. Tisne rumenice. **Revija-za-Sadjarstvo**, Slovenia, v. 14, n.7/ 8, p. 18-21, 2003.

SEVERIN, H.H.P. Longevity, or life histories, of leafhopper species on virus-infected and on healthy plants. **Hilgardia**, Berkley, v. 17, p. 121-133, 1946.

SEVERIN, H.H.P. Transmission of the virus of Pierce's disease by leafhoppers. **Hilgardia**, Berkley, v. 19, p. 190-202, 1949.

SEVERIN, H.H.P. Spittle-insect vectors of Pierce's disease virus II. Life history and virus transmission. **Hilgardia**, Berkley, v. 19, p. 357-382, 1950.

SFORZA, R.; KOMAR, V.; GREIF, C. New scale insect vectors of grapevine closteroviruses In: MEETING OF THE INTERNATIONAL COUNCIL FOR THE STUDY OF VIRUS AND VIRUS-LIKE DISEASES OF THE GRAPEVINE, 13., 2000, Adelaide, Austrália. **Abstract...** 2000. p. 14-15.

SHAAD, N.W.; POSTNIKOVA, E.; LACY, G.; FATMI, M.; CHANG, C.J. *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. *piercei*, subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., and *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. nov. **Systematic and Applied Microbiology**, Stuttgart, v. 27, p. 290-300, 2004.

SHERALD, J.L.; KOSTKA S.J. Bacterial leaf scorch of landscape trees caused by *Xylella fastidiosa*. **Journal of Arboriculture**, Savoy, v. 18, n. 2, p. 57-63, 1992.

SILVA, F.R. DA; VETORRE, A.L.; EDSON, L.K.; LEITE, A.; ARRUDA, P. Fastidian gum: the *Xylella fastidiosa* exopolysaccharide possibly involved in bacterial pathogenicity. **FEMS Microbiology Letters**, Amsterdam, v.203, p.165-171, 2001.

SILVEIRA NETO, S.; PARRA, J. R. P. Amostragem de insetos e nível de dano de pragas. In: GRAZIANO NETO, F. (Ed.), **Uso de agrotóxicos e receituário agrônômico**. São Paulo; Agroedições, 1982. 194p.

SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARDIN, D.; VILLA NOVA, N. A. **Manual de ecologia dos insetos**. Piracicaba: Agrônômica Ceres, 1976. 416p.

SILVEIRA NETO, S.; MONTEIRO, R. C.; ZUCCHI, R. A.; MORAES, R. C. B. Uso da análise faunística de insetos na avaliação do impacto ambiental. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v.52, n.1, p.9-15, 1995.

SÔNIGO, O.R., GARRIDO, L.R., GRIGOLETTI JUNIOR, A. Doenças fúngicas. In: FAJARDO, T. V. M. (Ed.). **Uva para processamento: fitossanidade**. Bento Gonçalves. Brasília: Embrapa Informação tecnológica, 2003. p. 11-44.

SONEGO, O.; GARRIDO, L.R.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. **Principais doenças fúngicas no sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. 32 p. (Circular Técnica, 56.)

TANNE, E.; BEN-DOV, Y.; RAACAH, B. Transmission of the corky-bark disease by the mealybug *Planococcus ficus*. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 17, n. 1, p.55, 1989.

TAKIYA, D.M., CAVICHIOLI, R.R.; MCKAMEY, S.H. Brazilian sharpshooters of the genus *Homalodisca* Stål, 1869 (Homoptera, Cicadellidae): notes, new records, key to species, first description of the male of *H. ignota* Melichar, 1924, and a new Northeastern species. **Zootaxa**, Porto Alegre, v. 1249, p. 23-36, 2006.

VARELA, L.G.; SMITH, R.J.; PHILLIPS, P.A. **Pierce's Disease**. Oakland: Univ. Calif. Agric. Nat. Res. Publ. 21600. 2001.

WEINTRAUB, P.G.; BEANLAND, L.A. Insect vectors of phytoplasmas. **Annual Review of Entomology**, Stanfor, v. 51, p. 91-111, 2006.

WELLS, J.M.; RAJU, B.C.; HUNG, H.Y.; WEINSBERG, W.G.; MANDELCO PAUL, L.; BREINNER, D.J. *Xylella fastidiosa* gen. nov. sp.nov.: Gram-negative, sylem-limited fastidiosa bacteria related to *Xanthomonas* spp. **International Journal Systematic Bacteriology**, Washington v. 37, p. 136-143, 1987.

YAMAMOTO, P.T.; GRAVENA S. Espécies e abundância de cigarrinhas e psilídeos (Homoptera) em pomares cítricos. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 1, p. 169 – 176, 2000.

YAMAMOTO, P.T.; ROBERTO, S.R.; DALLA PRIA JR., W.; FELIPPE, M.R.; FREITAS, E.P. Espécies e flutuação populacional de cigarrinhas em viveiro de citros no município de Mogi-Guaçu-SP. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, p. 389-394, 2002.

YOUNG, D.A. **Taxonomic study of the Cicadellinae. Part 1, Proconiini**. Washington: United States National Museum, 1968. 287p. (Bulletin, 261).

YOUNG, D.A. Taxonomic study of the Cicadellinae (Homoptera: Cicadellidae). Part 2. New World Cicadelliini and genus *Cicadella*. **United States National Museum Bulletin**, North Carolina, v. 239, n. 1, p.1 -1135, 1977.