

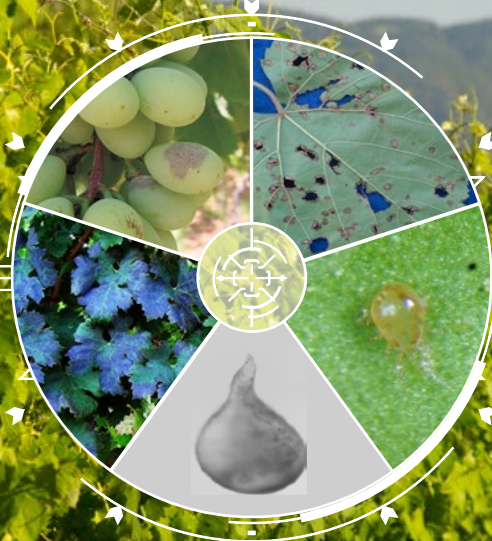
**Boletim
técnico
Nº 33**

Doenças e pragas em videiras

DOI: 10.31368/2594-6080b33002022

Instituto Biológico

Novembro/2022





Governo do Estado de São Paulo
Secretaria de Agricultura e Abastecimento
Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios

Instituto Biológico

Governador do Estado

Rodrigo Garcia

Secretário de Agricultura e Abastecimento

Francisco Matturro

Secretário-Executivo

Adriano Quércia

Chefe de Gabinete

Ricardo Lorenzini

Subsecretário de Agricultura

Orlando Melo de Castro

Coordenador da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios

Sérgio Luiz dos Santos Tutui

Diretor-Geral do Instituto Biológico

Ana Eugênia de Carvalho Campos

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo
Núcleo de Documentação Científica – IB

**Boletim Técnico Doenças e pragas em videiras.
Instituto Biológico. n. 33 (outubro 2023)**

César Júnior Bueno (org.) - São Paulo: Instituto Biológico, 2022.
147 p. : il.

1. Boletim Técnico 2. César Júnior Bueno 3. André Luis Matioli
4. Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira 5. Doenças 6. Pragas
7. Videiras VIII. Instituto Biológico (São Paulo). IX. Título

IB/Bibl./2022

Exemplares podem ser solicitados ao:

Dr. César Júnior Bueno

Instituto Biológico

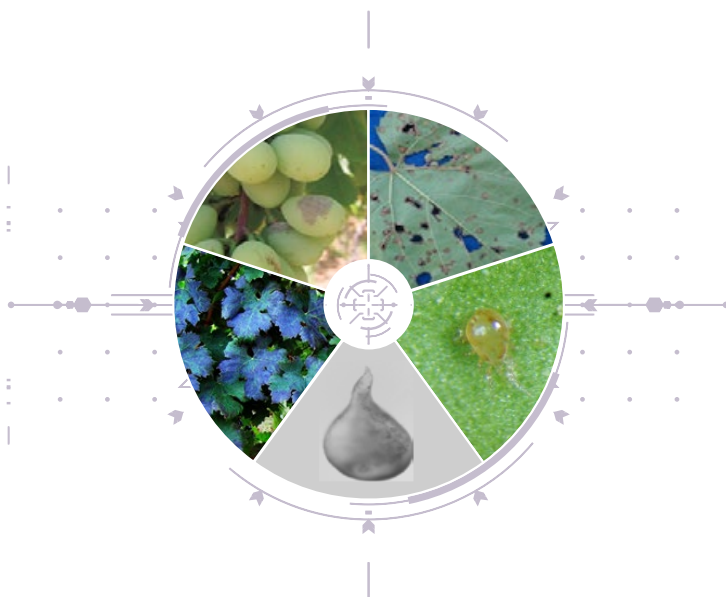
Alameda dos Vidoeiros, n. 1097, Bairro Gramado,
CEP 13101-680, Campinas – SP

Fone: (19) 32521657 - E-mail: cesar.bueno@sp.gov.br

Fotos capa: Erasmo José Paioli Pires, Valdemar Atílio Malavolta Júnior,
Thor Vinícius Martins Fajardo, Juliana Magrinelli Osório Rosa, Marcos
Zatti da Silva, Shutterstock.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610/1998).

Doenças e pragas em videiras



Comitê editorial

Editor-chefe

Roberto Tadeu da Silva

Editores

César Junior Bueno

Cristina Corsi Dib

Emerson Sanches Narciso

Jesus Guerino Tófoli

Renato Luís Luciano

Simone Bacillieri

Doenças e pragas em videiras

Organizador

César Júnior Bueno

Autores

André Luís Matioli

Cesar Bauer Gomes

César Júnior Bueno

Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira

Erasmus José Paioli Pires

Jeferson Luiz de Carvalho Mineiro

Jorge Manuel Esteves Carvalho Sofia

Luis Otávio Saggion Beriam

Mara Fernandes Moura

Mário Eidi Sato

Marcelo Eiras

Marco Antonio Tecchio

Maurilo Monteiro Terra

Renato Vasconcelos Botelho

Thor Vinícius Martins Fajardo

Campinas/SP, 2022

Sumário

Comitê editorial	5
Sumário	7
Prefácio	9
Apresentação	10
Doenças fúngicas da videira	11
1. Introdução	12
2. Doenças fúngicas	12
2.1 Antracnose	12
2.2 Mildio	14
2.3 Oídio	16
2.4 Mancha-das-folhas	18
2.5 Ferrugem	20
2.6 Requeima das folhas	21
2.7 Declínio da videira, podridão descendente ou botriodiplodiose	23
2.8 Murcha-de-fusarium ou fusariose	26
2.9 Doença de petri	28
2.10 Mofo cinzento ou botrítis	29
2.11 Podridão da uva madura	31
2.12 Podridão amarga	32
2.13 Podridão negra	34
2.14 Pé-preto	36
2.15 Outras doenças	38
3. Agradecimentos	38
4. Referências bibliográficas	38
Doenças bacterianas da videira	42
1. Introdução	43
2. Galha bacteriana	43
3. Cancro bacteriano	44
4. Mancha bacteriana	51
5. Mal-de-pierce	53
6. Necrose bacteriana da videira	56
7. Envio de material vegetal para exame laboratorial	56
8. Referências bibliográficas	57
Doenças virais em videiras	61
1. Introdução	62
2. Principais doenças	64
2.1. Enrolamento da folha da videira (Grapevine Leafroll-associated Vírus, GLRaV)	64

2.2. Complexo do lenho rugoso da videira [(grapevine rupestris stem pitting-associated virus (GRSPaV), grapevine virus A (CVA) e grapevine virus B (CVB))]	70
2.3. Degenerescência da videira (grapevine fanleaf virus, GFLV)	80
2.4. Mancha das nervuras (grapevine fleck virus, GFKV)	82
2.5. Outras viroses da videira identificadas no Brasil	83
2.6. Salpicado amarelo (grapevine yellow speckle viroid 1, GYSVd-1)	85
2.7. Outras doenças causadas por viroides em videira identificadas no Brasil	86
3. Considerações gerais	87
3.1. Ocorrência	87
3.2. Danos	89
4. Medidas de controle	93
4.1. Utilização de material propagativo sadio	93
4.2.1. Controle de cochonilhas farinhentas	96
4.2.2. Controle de vírus transmitidos por vetores	97
4.3. Diagnóstico	98
5. Resumo das práticas de manejo e controle	99
6. Bibliografia consultada	100

Fitonematoides em videiras 104

1. Introdução	105
2. Nematoides das galhas radiculares - <i>Meloidogyne</i> spp	106
3. O nematoide adaga - <i>Xiphinema index</i>	108
4. Nematode anelado - <i>Mesocriconema xenoplax</i>	113
5. Controle de nematoide em videira	114
6. Referências (Literatura consultada)	118

Ácaros da cultura da videira 121

1. Ácaros fitófagos	122
1.1 Ácaros da família eriophyidae	122
1.2 Ácaro-da-ferrugem-da-videira - <i>Calepitrimerus vitis</i> (Nalepa)	123
1.3 Ácaro-da-erínose-da-videira - <i>Colomerus vitis</i> (Pangenstecher)	125
1.4 Ácaros da família Tarsonemidae	127
1.5 Ácaro-branco, <i>Polyphagotarsonemus latus</i> (Banks)	128
1.6 Ácaros da família Tenuipalpidae	130
1.7 Ácaros da família Tetranychidae	131
1.8 Ácaro-rajado - <i>Tetranychus urticae</i> Koch	131
1.9 Ácaro-vermelho-europeu, <i>Panonychus ulmi</i> (Koch)	134
2. Ácaros predadores	135
2.1 Ácaros da família Phytoseiidae	135
2.2 Ácaros da família Stigmaeidae	139
2.3 Referências bibliográficas	140

Endereço dos autores 145

Publicações anteriores 146

Prefácio

A crise mundial e o paralelo declínio da cafeicultura colonial no final da década de 1920 são alguns dos fatores que contribuíram para aportar a viticultura uma condição de atividade alternativa, com potencial de assumir grande importância econômica e social para o Estado de São Paulo. Impulsionada pela empreendedora mão de obra imigrante, pela providente natureza, responsável pela mutação que deu origem a Uva Niagara Rosada, e pelo apoio do Estado, com destaque às pesquisas desenvolvidas pelo Instituto Agrônomo de Campinas, os parreirais se espalharam inicialmente por áreas próximas a capital paulista, destacando-se as tradicionais regiões de Jundiaí e São Roque. Com o passar dos anos, a evolução da pesquisa e a ampliação das variedades cultivadas viabilizaram a expansão da viticultura para outras regiões promissoras, como o Sudoeste e o Noroeste paulistas. Com algumas poucas exceções, por quase um século, as regiões vitícolas do Estado de São Paulo tiveram como foco a produção de variedades de uvas rústicas e de uvas finas, destinadas ao consumo *in natura*. Mais recentemente a viticultura paulista, juntamente com outras áreas do Sudeste e do Centro Oeste brasileiros, passa por uma nova situação onde se observa o aumento dos cultivos voltados à produção de uvas viníferas, que visam colheitas nos seus característicos invernos secos e com grande amplitude térmica diária, condições básicas para obtenção de frutos que permitam a elaboração de vinhos finos de qualidade superior. Nesse cenário de muitas variáveis e constantes transformações que caracterizam a viticultura paulista e brasileira, faz-se de grande valia para os empreendedores do setor, o apoio de publicações técnicas e didáticas como este ilustrado boletim sobre “Doenças e pragas em videiras”, tema comum e de grande interesse para todo setor a nível nacional. Como técnico e empreendedor atuante nesse segmento da nossa agricultura, agradeço aos especialistas das universidades e institutos de pesquisa envolvidos neste trabalho. Conhecendo a trajetória desta publicação, também não poderia deixar de destacar o incansável trabalho dos pesquisadores do Instituto Biológico e do Instituto Agrônomo de Campinas, bem como o frequente apoio das administrações públicas do município de Louveira para viabilização de pesquisas abordando temas voltados ao desenvolvimento da viticultura paulista. Boa leitura e bom trabalho!

Daniel Fernando Miqueletto

Engenheiro Agrícola e Vitivinicultor

Apresentação

O boletim sobre “DOENÇAS E PRAGAS EM VIDEIRAS”, elaborado por especialistas de universidades e de institutos de pesquisa, apresenta informações atualizadas sobre doenças causadas por fungos, bactérias, vírus, viroides e nematoides e ainda dos ácaros fitófagos.

Trata-se de publicação ricamente ilustrada, podendo auxiliar o viticultor e demais interessados no reconhecimento dos principais problemas fitossanitários da videira no próprio campo, bem como relato de medidas de manejo para minimizar estes problemas.

Esperamos que o boletim seja uma contribuição efetivamente útil àqueles envolvidos na vitivinicultura, a fim de reduzir as perdas e assegurar bons rendimentos e qualidade das uvas colhidas.

Os autores



Doenças fúngicas da videira

César Júnior Bueno¹

Maurilo Monteiro Terra²

Erasmio José Paioli Pires²

Renato Vasconcelos Botelho³

Mara Fernandes Moura²

Marco Antonio Tecchio⁴

Jorge Manuel Esteves Carvalho Sofia⁵

¹Instituto Biológico – Campinas (SP) – E-mail: cesar.bueno@sp.gov.br
Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-3406-7516>

²Instituto Agrônomo – Jundiaí (SP) – E-mails: mm-terra@uol.com.br (<https://orcid.org/0000-0003-2554-7304>);
ejpaiolipires@gmail.com (<https://orcid.org/0000-0003-0362-8023>);
mara.fernandes.moura@gmail.com (<https://orcid.org/0000-0002-1327-5527>)

³UNICENTRO – Guarapuava (PR) – E-mail: rbotelho@unicentro.br
Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-9580-2572>

⁴Faculdade de Ciências Agrônômicas – UNESP – Botucatu (SP) – E-mail: marco.a.tecchio@unesp.br
Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-7868-2265>

⁵Direção Regional de Agricultura e Pescas do Centro
Estação de Avisos do Dão – Viseu – Portugal. E-mail: Jorge.sofia@drapc.gov.pt

1. Introdução

A videira é acometida por muitas doenças causadas por diferentes agentes causais e elas são influenciadas por muitos fatores como o ambiente e o próprio homem. As doenças causadas por fungos, os sintomas, as condições predisponentes e as medidas de controle serão abordadas neste capítulo.

2. Doenças fúngicas

2.1 Antracnose

A doença é também denominada de “negrão”, “varíola” ou “carvão”.

O principal agente causal da doença é o fungo *Elsinoë ampelina* (de Bary) Schear (anamorfo *Sphaceloma ampelinum* de Bary). Os fungos *Colletotrichum gloeosporioides*, *C. acutatum* (teleomorfo *Glomerella cingulata*) e *C. capsici* são, também, citados associados à doença.

O fungo ataca todos os tecidos jovens, verdes e tenros da videira, como as folhas, pecíolos, ramos, gavinhas, inflorescência e frutos.

Nas folhas, entre as nervuras, os sintomas provocados pelo fungo são pequenas manchas circulares de coloração castanho-escuro, que podem ser numerosas e isoladas ou podem coalescer formando grandes superfícies necróticas. Com a evolução da doença, o tecido morto desprende-se da folha ficando um furo. No pecíolo e na nervura, ocasiona manchas alongadas. Nas nervuras, as lesões impedem as folhas de crescerem, tornando-as enrugadas (Fig. 1).

Nos sarmentos, ramos e gavinhas, o fungo causa cancrs de cor cinza no centro e com bordos negros salientes. Havendo elevada umidade, no centro dos cancrs aparece uma massa rosada que consiste na esporulação do fungo (Fig. 2). Os ramos podem ser infectados pela base ou extremidade. Pela extremidade, o fungo compromete o desenvolvimento e a parte afetada fica destruída e com aparência de tostada. Na base dos ramos, o fungo causa cancro profundo com contorno bem definido. Acarreta cancro profundo nos ramos maduros, o que, conseqüentemente, resulta em rachadura ou quebra.

Na inflorescência ocasiona o escurecimento, a seca e a queda dos botões florais. Nas bagas, os sintomas provocados são manchas circulares, com o centro cinza e bordo pardo-avermelhado. Esses sintomas lembram um olho-de-passarinho (Fig. 3). Se a extensão da lesão chegar até a polpa, podem surgir rachaduras na casca da uva. Com a umidade elevada, pode aparecer uma massa rosada nas lesões. Lesões no pedúnculo e/ou no pedicelo causadas pelo fungo provocam a interrupção da passagem da seiva para o cacho, ocasionando a mumificação das bagas, além de queda de cachos, por ação de vento.

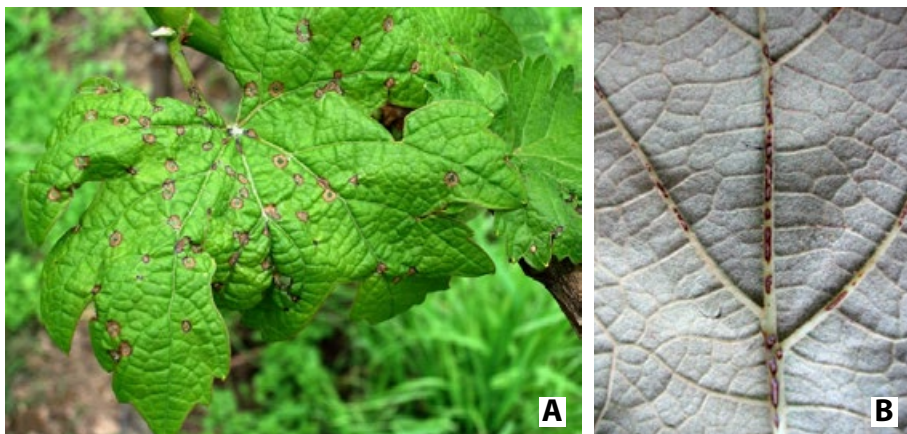


Figura 1: Sintomas da antracnose nas folhas (A) e nas nervuras (B).

Fonte: Renata Gava - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 2: Sintoma da antracnose nos ramos.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agrônômico (IAC).



Figura 3: Sintoma da antracnose, olho-de-passarinho, nas bagas.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agrônômico (IAC).

As condições que favorecem a ocorrência e o desenvolvimento da doença são temperaturas ótimas entre 24°C e 26°C, associadas a primavera e verão chuvosos, nevoeiros ou cerrações e ventos frios. A ocorrência de chuva com granizo também pode favorecer o desenvolvimento da doença. Os conídios e os ascósporos do fungo podem germinar em uma ampla faixa de temperatura, de 2°C a 32°C.

Recomenda-se eliminar e queimar sarmentos, ramos e gavinhas com lesões, restos culturais no solo e cachos com bagas mumificadas. Mudas saudáveis são também recomendadas para o manejo da doença.

Nas videiras europeias (*Vitis vinifera* L.), americanas e híbridas há cultivares com diferentes graus de resistência à doença.

O controle preventivo da doença é realizado no inverno, pulverizando-se as videiras dormentes com calda sulfocálcica a 4°Be. O controle químico deve começar no início da brotação ou ponta verde, estágio 05 de Eichhorn-Lorenz, pulverizando-se um dos seguintes ingredientes ativos de fungicidas: mancozebe*, captana*, metiram*, clorotalonil*, ditianona*, hidróxido de cobre*, óxido cuproso*, sulfato de cobre*, oxicleto de cobre*, mancozebe + oxicleto de cobre*, folpete, carbendazim, tiofanato metílico*, mancozebe + tiofanato metílico, difenoconazol*, imibenconazol*, azoxistrobina*, azoxistrobina + mancozebe*, azoxistrobina + tebuconazol* e clorotalonil + tiofanato metílico*.

2.2 Míldio

Essa doença é também denominada de “peronóspora”.

O agente causal da doença é o fungo *Plasmopora viticola* (Berk. & M.A. Curtis) Berl. & De Toni.

Na face superior das folhas, o primeiro sintoma visível é uma mancha de óleo de coloração verde-clara, translúcida contra a luz do sol e com aspecto encharcado. Com correspondência na face inferior, há uma eflorescência branca e brilhante, a frutificação do fungo (Fig. 4). Com o avanço da doença, as manchas coalescem, dessecam-se e os tecidos necrosados ou a própria folha poderão cair. A queda precoce das folhas interrompe o desenvolvimento dos sarmentos e dos cachos.

Os brotos tenros e sarmentos, quando infectados nos estádios iniciais ou em suas extremidades, exibem manchas de coloração escura, com aparência de escaldadura. Os nós são mais sensíveis que os entrenós. O fungo causa a seca em ramos novos. Esse dano é constatado durante a poda de inverno.

Nas inflorescências, o fungo provoca deformação e deixa com aspecto de gancho. Na floração, o patógeno provoca escurecimento e destruição das flores. Nos estádios da pré-floração e em bagas pequenas, o fungo penetra pelos estômatos, causando escurecimento e seca. Nestes órgãos observa-se, também, a frutificação do fungo (Fig. 4). Nas bagas desenvolvidas, o fungo penetra pelo pedicelo, tornando-as enrugadas, escuras, duras e destacando-se, facilmente, do cacho. Esse sintoma é conhecido como “míldio larvado”. A partir da maturação, os frutos não são mais suscetíveis ao fungo.



Figura 4: Sintomas de míldio nas faces superior e inferior da folha e no cacho da uva ‘Niagara Rosada’.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).

As condições que predispõem o desenvolvimento da doença são umidade entre 95 e 100% propiciada pelas chuvas no final da primavera e verão e temperatura ótima entre 20°C e 25°C. Os esporos do fungo também podem germinar nas temperaturas de 6°C a 25°C.

Para o controle cultural do míldio deve-se manter o solo bem drenado; eliminar os restos de cultura; adubar adequadamente as plantas, evitando-se excesso de nitrogênio; utilizar espaçamento correto entre plantas e realizar desbrota e poda verde, com a finalidade de arejar o vinhedo e controlar a umidade.

Cultivares de *Vitis vinifera* L. são mais suscetíveis ao míldio que as americanas e híbridas.

O controle químico pode ser feito com o ingrediente ativo de diferentes fungicidas. Os de contato podem ser o folpete*, oxicleto de cobre*, sulfato de cobre*, hidróxido de cobre*, óxido cuproso, mancozebe*, clorotalonil*, ditianona*, captana* e misturas. Os penetrantes cimoxanil + mancozebe* e dimetomorfe* e os sistêmicos como azoxystrobina*, metalaxil + mancozebe* e fosetyl-Al*. Se houver chuva, os produtos devem ser reaplicados.

Outros ingredientes recomendados para o controle do míldio são: azoxistrobina + difenoconazol*, propinebe*, metiram + piraclostrobina*, fenamidona*, piraclostrobina*, benalaxil + mancozebe*, cimoxanil + zoxamida*, cimoxanil + famoxadone, mancozebe + zoxamida*, manebe, cimoxanil + manebe, tiofanato metílico*, metiram*, ciazofamida*, oxicleto de cobre + mancozebe*, hidróxido de cobre + oxicleto de cobre*, benalaxil + mancozebe*, clorotalonil + tiofanato metílico*, bentiavalicarbe + clorotalonil*, fluopicolide*, triadimenol, iprovalicarb + propinebe e clorotalonil + cimoxanil*.

O fosfito de potássio também pode ser utilizado no controle do míldio.

2.3 Oídio

O agente causador da doença é o fungo *Erysiphe necator* (Schw) Burr. (anomorfo *Oidium tuckeri* Berk.).

Todos os tecidos verdes e tenros da videira são suscetíveis ao fungo.

Ambos os lados da folha ficam recobertos por um crescimento branco-acinzentado, a frutificação do fungo. A face superior pode exibir manchas cloróticas difusas, lembrando a mancha de óleo do míldio (Fig. 5). Em ataques severos do fungo, as folhas ficam subdesenvolvidas e retorcidas.

Nos ramos em desenvolvimento, o fungo provoca manchas irregulares de coloração marrom (Fig. 6).

As flores ficam cobertas pelo pó branco-acinzentado do fungo e depois caem. As bagas infectadas apresentam cicatrizes que podem rachar, expondo as sementes, e com o tempo apodrecem. Na superfície destas bagas observa-se, também, a frutificação do fungo (Fig. 7).



Figura 5: Diferença de sintoma entre doenças na face superior da folha. À esquerda – Míldio e à direita – Oídio.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).



Figura 6: Manchas de oídio em ramo da videira ‘Itália’.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).



Figura 7: Sintoma de oídio em bagas da uva ‘Itália’.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).

As condições ideais para o desenvolvimento da doença são clima fresco e seco, temperatura em torno de 25°C e umidade relativa de 40 a 60%. Os esporos do fungo podem ainda germinar na superfície da folha em uma faixa de temperatura de 6°C a 33°C.

Para o controle cultural da doença, o vinhedo deve ser instalado em um lugar com boa exposição ao sol e bem conduzido para que haja uma boa circulação do ar.

Cultivares de uvas brancas são mais suscetíveis à doença que as tintas.

Em regiões de clima seco, o controle químico do oídio com enxofre mais indicado é o polvilhamento. Com chuva, o ideal é aplicar o enxofre com formulação pó molhável. A faixa de temperatura ótima, para a atividade do enxofre, é de 25 a 30°C, e o fungicida não será efetivo em temperatura abaixo de 18°C. Acima de 30°C, o risco de fitotoxicidade é enorme, e as aplicações jamais devem ser recomendadas em temperaturas acima de 35°C. Deve-se ter o cuidado de não aplicar enxofre, trinta dias antes da colheita, pois há transmissão de cheiro sulfídrico ao vinho.

Outros ingredientes ativos também podem ser empregados caso não haja uma boa eficiência do enxofre como cyproconazol*, difenoconazol*, fenarimol, folpete, mancozebe + tiofanato metílico, miclobutanil*, pyraclostrobina*, pyrazophos, tebuconazol*, tiofanato metílico*, triadimenol, trifluzimazole*, cresoxim-metílico + tebuconazol*, azoxistrobina + tebuconazol*, metiram + piraclostrobina*, boscalida + cresoxim-metílico*, tetraconazol*, bicarbonato de potássio*, tebuconazol + trifloxistrobina*, cresoxim-metílico*, extrato de raiz e caule de *Reynoutria sachalinensis** e extrato de folhas de *Melaleuca altemifolia**.

2.4 Mancha-das-folhas

O agente causador da doença é o fungo *Mycosphaerella personata* Higgins (anamorfo *Pseudocercospora vitis* (Lev.) Speg).

Os sintomas da doença aparecem nas folhas mais velhas, geralmente no início da maturação da uva, na forma de manchas irregulares, de coloração inicial castanho-avermelhada e que mais tarde se tornam pardo-escuras e pretas (Fig. 8). É comum ocorrer um halo amarelado ou verde claro bem visível nas manchas (Fig. 9). Em ambas as faces da folha, observa-se uma coloração parda na mancha, onde se encontra o sinêmio, a frutificação do fungo.



Figura 8: Sintoma de mancha-das-folhas na videira 'Niagara Rosada'.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).



Figura 9: Detalhe do sintoma de mancha-das-folhas.

Fonte: Renata Gava - Embrapa Uva e Vinho.

Não há perfuração e nem deformação na folha. A doença causa desfolha precoce, prejudicando a maturação dos ramos, enfraquecendo a planta para a próxima safra e provocando brotação extemporânea.

As condições que predisõem a ocorrência e o desenvolvimento da doença são clima quente e chuvoso, temperatura de 27°C a 33°C e em localidade onde se utiliza irrigação, por aspersão. A doença também pode ocorrer em uma faixa de temperatura de 9°C a 39°C.

Cultivares provenientes de espécies americanas são mais suscetíveis ao fungo, no final do ciclo vegetativo.

O controle químico bem feito para o míldio geralmente será suficiente para manter a mancha-das-folhas sob controle. No entanto, seu controle químico pode ser realizado com os seguintes ingredientes ativos: enxofre – somente para cultivares tolerantes, boscalida + cresoxim-metílico, folpete, clorotalonil*, clorotalonil + tiofanato metílico*, hidróxido de cobre*, ditianona, maneb, mancozebe, mancozebe + oxicloreto de cobre*, oxicloreto de cobre*, CopperCrop®, SoilSet®, tebuconazol, tiofanato metílico*, difenoconazol* e metconazol*.

2.5 Ferrugem

O agente causal da doença é o fungo *Phakopsora meliosmae-myrianthae* (Henn. & Shirai) Y. Ono (= *Phakopsora euvitis* Y. Ono).

Do sul da América do Norte ao norte da América do Sul há relato de duas espécies de *Phakopsora* em *Vitis* spp., *P. muscadinae* Buriticá e *P. uva* Buriticá & J.F. Hennen, além da espécie *P. montana* Y. Ono e Chatasiri no sudeste da Ásia. Diante disto, existe a necessidade de se realizar amplo levantamento, nas regiões vitícolas do Brasil, para verificar quais espécies de *Phakopsora* estão presentes no país.

Na face superior da folha madura, os sintomas provocados pelo fungo são lesões castanho-avermelhadas, de formato e tamanho variáveis. Na face inferior, oposta às lesões, há pústulas amarelas, que são a massa de uredinísporos do fungo. Com o avanço da doença, ocorre a desfolha prematura, reduzindo o desenvolvimento da videira (Fig. 10).

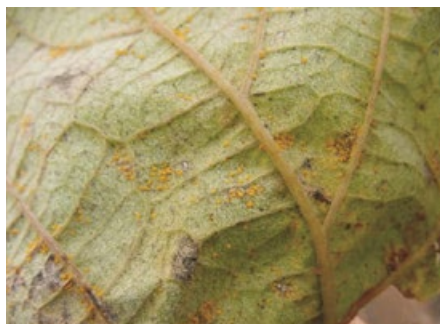


Figura 10: Sintoma de ferrugem na face superior e inferior da folha.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agrônômico (IAC).

As condições para o desenvolvimento do fungo são alta umidade relativa durante a noite e temperatura ótima de 24°C. Os esporos do fungo podem, ainda, germinar nas temperaturas de 8°C até 32°C.

O controle cultural pode ser realizado por meio de poda e eliminação de restos culturais.

Cultivares obtidas de *Vitis labrusca*, *V. vinifera*, *V. aestivalis* e outras de regiões de clima temperado são suscetíveis. Videiras de regiões tropicais como *V. tiliifolia*, *V. simpsoni* e *V. coriacea* são, praticamente, imunes à doença.

Os cultivares Niagara Rosada, Isabel, Rúbea, Vênus e os porta-enxertos 420A e Kober 5BB são mais afetados pela doença do que cultivares do grupo Itália e alguns porta-enxertos como IAC 766, IAC 313 e IAC 572.

Ingredientes ativos de fungicidas com resultados satisfatórios para o controle da ferrugem são calda bordalesa, oxicleto de cobre, mancozebe, triadimenol, tebuconazol*, metconazol, tetraconazol*, propiconazol, cyproconazol, metiram+piraclostrobina* e azoxystrobina.

2.6 Requeima das folhas

O agente causal da doença é o fungo *Alternaria alternata* (Fries) Keissler.

Os sintomas provocados pelo fungo nas folhas são manchas de contorno irregular, de cor castanho-claras, com bordos escuros, podendo, ainda, conter anéis concêntricos e um halo amarelo. Com a evolução da doença, as manchas tornam-se necróticas e expandidas pelos bordos, cobrindo quase todo o limbo foliar. Consequentemente, as folhas morrem e caem (Fig. 11), prejudicando a maturação da uva e tornando os cachos inadequados para comercialização. Os pecíolos permanecem, temporariamente, presos aos ramos (Fig. 12).

Essa doença pode ainda comprometer a formação e a maturação dos ramos do ciclo seguinte.



Figura 11: Sintomas da requeima das folhas nas cvs. europeias.

Fonte: Lucas da Ressureição Garrido - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 12: Pecíolos com desfolha.

Fonte: Lucas da Ressureição Garrido - Embrapa Uva e Vinho.

As condições ideais para a incidência e desenvolvimento da doença são alta umidade relativa e temperaturas de 4°C a 35°C.

Restos culturais devem ser eliminados no vinhedo. O controle do oídio é suficiente para manejar, adequadamente, a requeima das folhas.

2.7 Declínio da videira, podridão descendente ou botriodiplodiose

Os agentes causais são os fungos *Botryosphaeria* spp. (*Lasiodiplodia theobromae* [Pat.] Griffon & Maubl. e *Neofusicoccum* sp.) e *Eutypa lata* (Pers.: Fr) Tul. & C. Tul. (*Libertella blefaris* A. L. Smith).

A doença causada por *E. lata*, conhecida por eutipiose, podridão descendente ou declínio da videira, foi descrita na década de 80, primeiramente no estado de São Paulo e depois no Rio Grande do Sul. A seca de ramos, morte descendente ou declínio é causada por *Botryosphaeria* spp. e foi relatada nas culturas da videira e mangueira, em 1991, em Petrolina, PE. Em 1992, essa doença foi relatada no estado de São Paulo, causando definhamento progressivo e morte da videira.

Essa doença pode ocorrer tanto na muda, quanto em planta adulta.

O sintoma comum e característico das doenças é uma área necrosada do tecido vascular dos ramos e do tronco. Em corte transversal, a área necrosada tem uma coloração marrom em forma de cunha ou “V”, em contraste com a parte sadia (Fig. 13). Especificamente para *Botryosphaeria* spp., observam-se estrias marrons no lenho abaixo da casca com mistura de setores verdes.

Em planta infectada por *E. lata*, o primeiro sintoma visível na parte aérea é o encurtamento dos internódios mais próximos do cordão esporonado. Com a poda anual, os ramos com internódios curtos são eliminados, e os sintomas aparecem nos ramos novos da próxima brotação com maior intensidade. A partir do 3º ou 4º ano após a infecção, os brotos provenientes da poda são pequenos, com numerosos internódios curtos, folhas pequenas e deformadas (Fig. 14). O fungo ocasiona um bronzeamento das bordas das folhas e depois a sua seca. O fungo pode causar ainda, neste estágio, a super brotação dos ramos, seca das inflorescências ou formação de cachos com bagas de diferentes tamanhos. Nos ramos, o fungo pode ocasionar a seca e sua morte. No inverno é comum observar sobre a casca do ramo infectado, a formação de grande quantidade de pequenas estruturas pretas, que são os peritécios do fungo. Em plantas super brotadas poderá ocorrer brotação do porta-enxerto.

Para os fitopatógenos *L. theobromae* e *Neofusicoccum* sp., os sintomas aparecem quando as plantas são submetidas à deficiência hídrica ou nutricional. A progressão da doença assemelha-se ao declínio da videira. Na parte aérea observa-se queima apical das brotações ou atraso na brotação, redução do vigor e do crescimento vegetativo. Nos ramos infectados, as folhas ficam

amarelas, murchas e caem. Manchas amarelo-alaranjadas são observadas em folhas das cultivares brancas e manchas vermelhas, nas cultivares tintas. Essas manchas ocorrem no limbo e na margem da folha. Com a progressão da doença, as manchas coalescem formando zonas de necrose entre as nervuras e nos bordos das folhas (Fig. 15). O fungo causa cancro nos ramos. Na base do engaço, ocasiona uma podridão seca e marrom que afeta o cacho, deixando as bagas moles. Tanto nos ramos, quanto no engaço, observam-se pequenas pontuações escuras na casca, que correspondem aos picnídios do fungo.

A penetração dos patógenos sempre se dá pelos ferimentos não protegidos causados pela poda, enxertia ou injúria. Pelo ferimento da enxertia, o fungo causa sintomas mais precoces do que quando pelo ferimento de poda. Os sintomas causados são atraso no desenvolvimento das plantas, apodrecimento do tecido interno e morte da muda.



Figura 13: Apodrecimento do lenho, em forma de cunha ou de “V”, causado pelo fungo *Botryosphaeria* sp.

Fonte: Renata Gava - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 14: Sintoma de brotação reduzida das plantas

Fonte: Ivan José Antunes Ribeiro – Instituto Agrônômico (IAC).



Figura 15: Morte de esporões e ramos e sintomas da doença nas folhas.

Fonte: Lucas R. Garrido - Embrapa Uva e Vinho.

As condições que favorecem a incidência e o desenvolvimento da doença são ferimentos, deficiência hídrica e desequilíbrio nutricional da planta. Todos os patógenos são favorecidos por elevada umidade relativa. Os ascósporos de *E. lata* germinam nos ferimentos em temperaturas ótimas de 20°C a 25°C, enquanto que os conídios de *L. theobromae* germinam em temperaturas de 4°C a 36°C, com ótimo de 28°C. No estado de São Paulo, a liberação dos ascósporos de *E. lata* ocorre no inverno e início da primavera, durante a ocorrência de chuvas.

O manejo das doenças consiste em remover as partes infectadas pela poda drástica dos ramos ou do tronco, no mínimo 10 cm abaixo dos sintomas vasculares visíveis em forma de cunha ou V. Essa operação deve ser feita na época

mais seca do ano. Após a poda, proteger o ferimento, pincelando fungicidas com os ingredientes ativos tebuconazole ou tiofanato metílico, misturado em tinta látex, e pasta cúprica ou pasta bordalesa. Ferimentos por enxertia também devem ser protegidos. Agentes de controle biológico como *Bacillus subtilis* e *Trichoderma* também podem ser aplicados nos ferimentos. Se a necrose, em forma de cunha, estiver no sistema vascular do porta-enxerto, a planta deve ser substituída e queimada.

Outras medidas de controle preconizadas são: utilizar mudas sadias; evitar podas durante períodos chuvosos; desinfestar as ferramentas de poda e de enxertia com hipoclorito de sódio a 1 ou 2% e evitar a deficiência hídrica no solo e o desequilíbrio nutricional das plantas. Todos os restos culturais, principalmente ramos e tronco podados, devem ser removidos do vinhedo e queimados.

Deve-se evitar o plantio ou a introdução de restos de cultura de outras plantas no vinhedo, pois *E. lata* infecta também a pereira, cerejeira, oliveira, limão, pistache, etc. Além da videira, o fungo *L. theobromae* infecta mangueira, cacaueiro, seringueira, abacateiro, citros, coqueiro, mandioca, roseira dentre outras plantas.

2.8 Murcha-de-fusarium ou fusariose

A fusariose é uma doença grave em videira e ocorre, com mais frequência, no Sul do país.

O agente causal desta doença é o fungo de solo *Fusarium oxysporum* Sch. f. sp. *herbemontis*.

Os sintomas reflexos da fusariose ocorrem nos ramos, folhas e frutos, geralmente em uma parte ou em toda a planta, com o avanço da doença. O principal sintoma ocorre no sistema vascular. Nessa região e, especificamente, no xilema, o fungo causa um escurecimento de coloração castanho-escura (Fig. 16), que poderá ir das raízes até os ramos. Na primavera, os principais sintomas causados pelo fungo na parte aérea são retardamento da brotação e redução do vigor dos ramos. Os ramos doentes exibem folhas pequenas com necrose marginal, e muitas vezes, sem folhas. Com frequência, observa-se ramo com folhas murchas e secas. No verão, a doença pode se manifestar de forma aguda. As folhas das plantas doentes subitamente podem murchar, amarelar, principalmente as basais, secar e cair. Os frutos podem murchar, secar e permanecer aderidos aos ramos.

O fungo pode ainda ocasionar rachaduras longitudinais no tronco, servindo de porta de entrada para outras doenças ou pragas. Na base do tronco doente pode ocorrer uma brotação efêmera.



Figura 16: Sintoma de fusariose no sistema vascular do tronco da videira ‘Niagara Rosada’.

Fonte: Erasmo José Paioli Pires - Instituto Agronômico (IAC).

As condições que favorecem o patógeno são ferimentos nas raízes, geralmente causados por arações profundas e controle de plantas daninhas. Solos ácidos, mal drenados e com excesso de matéria orgânica, também, são condições favoráveis à ação do fungo, bem como altas temperaturas e baixa umidade relativa.

Na ausência do hospedeiro, o fungo produz estruturas de resistência que propiciam sua sobrevivência por muitos anos no solo, além do fato destas estruturas serem o inóculo inicial da doença.

O principal controle da doença é jamais implantar vinhedos em áreas contaminadas, usar material propagativo sadio e evitar ferimentos nas raízes. Em áreas contaminadas, as plantas doentes devem ser arrancadas com raízes e depois queimadas. Recomenda-se aplicar calcário na cova da planta doente, antes de colocar outra sadia no local. Mapear as plantas doentes, antes de fazer podas, iniciando-se pelas sadias. Antes da poda, sempre desinfestar as ferramentas com hipoclorito de sódio a 1 ou 2%. Fazer enxertia preferencialmente alta, longe do solo. Combater a erosão, para evitar a disseminação do patógeno.

no no vinhedo. Os porta-enxertos Paulsen 1103, 1202, Richter 99 e Rupestris du Lot possuem certa tolerância à fusariose, bem como a cultivar Isabel. Os porta-enxertos SO4, Kober 5BB e 5A são suscetíveis à fusariose.

2.9 Doença de petri

Os principais agentes causais são várias espécies do fungo *Phaeoacremonium*, *Phaeomoniella chlamydospora* e várias espécies do fungo *Cadophora*. O fungo *P. chlamydospora* (W. Gams, Crous, M.J. Wingf. & L. Mugnai) Crous & W. Gams destaca-se pela agressividade e frequência de isolamento em plantas doentes.

Há vários sintomas relacionados à doença, dentre os quais destacam-se um desenvolvimento inicial comprometido e reduzido vigor vegetativo, menor diâmetro do tronco das plantas, encurtamento de internódios, reduzida quantidade de folhagem e de área foliar incluindo-se clorose internerval, necrose das extremidades, murcha e queda de folhas.

Acomete a videira em todos estádios de desenvolvimento. Em plantas jovens, a doença causa a morte e, conseqüentemente, a necessidade de replantios. Já em planta adulta, reduz a produtividade e encurta o tempo de vida útil do vinhedo.

Ao se cortar, transversalmente, a região do colo do porta-enxerto, observam-se pequenos pontos pretos esparsos ou unidos na região do xilema, com ou sem exsudação de goma escura. Na mesma região, em corte longitudinal, o fungo ocasiona grandes estrias ou manchas escuras (Fig. 17).

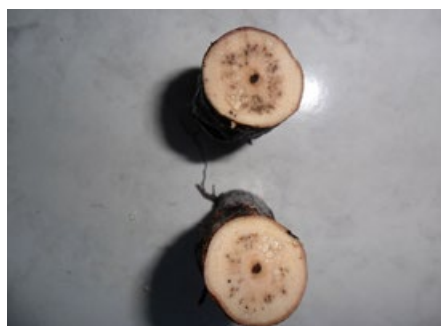


Figura 17: Sintomas da doença de Petri nas folhas e no sistema vascular da região do tronco com ou sem exsudação de goma.

Fonte: Ana Beatriz Monteiro Ferreira; César Júnior Bueno - Instituto Biológico.

As condições para o desenvolvimento de *P. chlamydospora* são temperatura ótima de 25°C e alta umidade. O fungo pode se desenvolver, também, nas temperaturas de 15°C a 35°C. Além disso, as plantas ficam predispostas à doença, em solo com deficiência hídrica e mal drenado, com desequilíbrio nutricional, quando plantadas em covas onde há camada de compactação e podadas e enxertadas sem proteção nos ferimentos.

A doença é, preferencialmente, introduzida na área, por meio de plantio de mudas infectadas.

Evitar plantio em solos infestados, pois o fungo *P. chlamydospora* produz estruturas de resistência que permanecem latentes no solo e podem penetrar na planta, pelas raízes feridas ou por meio de ferimentos não protegidos de enxertia e de poda. Plantar material vegetativo sadio ou que tenha sido tratado por termoterapia a 51°C, por 30 minutos. Outras medidas culturais são plantar em solos descompactados; podar plantas doentes, separadamente; desinfestar as ferramentas de poda com hipoclorito de sódio a 1 ou 2%; eliminar e queimar o material podado, estando ou não infectado; adubar plantas, adequadamente; realizar enxertia, preferencialmente, alta e protegendo sempre o local do enxerto com fungicida; pulverizar plantas com fosfito de potássio; e aplicar o antagonista *Trichoderma* na cova no momento do plantio das mudas e, também, em ferimentos de estacas.

2.10 Mofo cinzento ou botrítis

O agente causal da doença é o fungo *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel (anamorfo *B. cinerea* Pers).

No início da primavera, o fungo pode afetar gemas e brotos. Antes da floração, manchas escuras podem surgir nas folhas. No entanto, essas manchas são pouco frequentes no campo. Na floração, o fungo infecta as inflorescências, estabelecendo-se na caliptra, nos estames e em frutos abortados que ficam aderidos aos pedicelos ou entre as bagas. Ocorre também na ráquis e nos pedicelos causando manchas marrons que depois tornam-se escuras. Até o final do verão, o fungo ocasiona manchas maiores que estrangulam os tecidos afetados, provocando murcha e queda de cachos. Na maturação, o fungo afeta a baga pela epiderme ou por ferimentos, colonizando todo o cacho. Nas uvas brancas, ocasiona manchas marrons e nas tintas, manchas vermelhas. Durante a época seca, as bagas afetadas secam e mumificam-se. Nos períodos de alta umidade, as bagas infectadas racham-se e um mofo cinzento forma-se sobre a superfície (Fig. 18). Manchas de coloração marrom à escura podem ser vistas, também, nos ramos afetados pelo fungo (Fig. 19).



Figura 18: Sintoma do mofo cinzento em cacho de uva.

Fonte: Eliane Aparecida Benato Rodrigues da Silva - Instituto Agrônômico (IAC).



Figura 19: Sintoma do mofo cinzento em ramo.

Fonte: Renata Gava - Embrapa Uva e Vinho.

Quando a uva é armazenada em condições de refrigeração, a ráquis fica com uma podridão e coberta com um mofo cinzento, a frutificação do fungo. As uvas infectadas desenvolvem, de início, uma mancha marrom circular, e depois estende-se por toda a baga. A uva torna-se imprópria ao consumo *in natura*.

Na produção de vinho, o dano mais sério é qualitativo, devido à modificação da composição química das bagas. O fungo converte açúcares simples, como a glicose e a frutose, em glicerol e ácido glucônico, e produz enzimas que catalisam a oxidação de compostos fenólicos. Secreta, também, polissacarídeos, como o B-glucano, que dificultam a clarificação do vinho. Os vinhos

produzidos, a partir de uvas podres, têm um sabor estranho e são frágeis e sensíveis à oxidação e contaminação bacteriana, tornando-os inadequados ao envelhecimento.

Estacas enraizadas podem ser infectadas e destruídas pelo fungo.

As condições que favorecem o desenvolvimento da doença são umidade relativa superior a 90% e temperaturas entre 15°C e 20°C, durante a maturação da uva. Os conídios do fungo podem ainda germinar em uma ampla faixa de temperatura, de 1°C a 30°C. Outros fatores que predisõem à doença são rachaduras ou ferimentos nas bagas, provocados por ataques de insetos, grando e pássaros e, também, o desequilíbrio nutricional da planta, principalmente, o excesso de nitrogênio. O uso de fungicidas que contenham zinco e os ditiocarbamatos tornam as plantas suscetíveis ao fungo.

No controle cultural recomenda-se utilizar porta-enxerto menos vigoroso, realizar adubação nitrogenada equilibrada, efetuar podas para permitir o arejamento e exposição dos cachos ao sol e fazer desbaste dos cachos. Utilizar cultivares com cachos pouco compactados e controle de insetos. No período de repouso, o controle químico pode ser feito aplicando-se calda sulfocálcica a 4°Be. No período vegetativo, pode-se controlar a doença aplicando-se os fungicidas com os ingredientes captana*, clorotalonil*, tiofanato metílico*, clorotalonil + tiofanato metílico*, folpete, iprodione*, mancozebe*, mancozebe + tiofanato metílico, procimidone*, pyrimethanil*, iprodione + pirimethanil*, ciprodinil + fludioxonil* e extrato de folhas de *Melaleuca altemifolia**.

2.11 Podridão da uva madura

O principal agente causal dessa doença é o fungo *Glomerella cingulata* (Stoneman.) Spauld. & H. Schrenk (anamorfo *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc.). Os fungos *Colletotrichum acutatum*, *C. boninense*, *C. fruticola* e *C. viniferum* são, também, citados associados à doença.

Nos frutos maduros ou em processo de maturação, o fungo ocasiona manchas pardo-avermelhadas atingindo todas as bagas (Fig. 20). Na área afetada desenvolvem-se os acérvulos, corpos de frutificação do fungo, na forma de pontuações cinza-escuras, levemente salientes. Nesse estágio, a doença pode ser confundida com a podridão amarga. A partir desse estágio e em condições de alta umidade aparece, também, uma massa mucilagínosa rósea ou salmão sobre as lesões escuras, diferenciando-se da podridão amarga. Os frutos ficam com a película rugosa e caem.



Figura 20: Sintoma da podridão da uva madura em cacho.

Fonte: Eliane Aparecida Benato Rodrigues da Silva - Instituto Agrônomo (IAC).

As condições propícias para ocorrência e desenvolvimento da doença são alta umidade, temperaturas ótimas entre 25°C e 30°C, excesso de nitrogênio nas plantas e fermentos nas bagas.

O controle cultural pode ser realizado com a remoção dos frutos mumificados da safra anterior; deve-se evitar excesso de adubação nitrogenada e eliminar ramos podados.

Cultivares americanas e híbridas são afetadas pelo fungo, mas os maiores problemas ocorrem nas viníferas.

O controle químico deve ser iniciado no final da floração e mantido em todos os estádios de desenvolvimento das bagas. Os ingredientes ativos recomendados são captana, óxido cuproso*, clorotalonil*, clorotalonil + tiofanato metílico*, tiofanato metílico*, folpete, mancozebe*, mancozebe + oxicloreto de cobre*, famoxadone + mancozebe, oxicloreto de cobre*, maneb, cressoxim-metílico + tebuconazol*, tebuconazol*, imibenconazol, difenoconazol e azoxistrobina.

2.12 Podridão amarga

O agente causal da doença é o fungo *Greeneria uvicola* (Berk. & M.A. Curtis) Punith. [= *Melanconium fuligineum* (Scrib. & Viala) Cavara].

Nas folhas e ramos ocasiona manchas marrom-avermelhadas escuras e pequenas com um halo amarelo.

Nos cachos, o fungo pode afetar o engaço, interrompendo-se o fluxo de seiva para as bagas, que se enrugam, mumificam-se e se desprendem do pedicelo. As bagas infectadas adquirem coloração marrom-avermelhada e nas lesões observam-se os acérvulos, que são pontuações negras constituídas de estruturas de frutificação do fungo. As bagas que não caem, murcham, ficam escuras, duras, secas e com sabor amargo (Fig. 21). O fungo ocasiona ainda podridão e destruição dos pedicelos.



Figura 21: Sintomas da podridão amarga no pedicelo e na baga e com presença de pústulas escuras, acérvulos de *Melanconium fuligineum*.

Fonte: Renata Gava - Embrapa Uva e Vinho.

As condições propícias para ocorrência da doença são temperaturas de 28°C a 30°C, alta umidade e excesso de adubação nitrogenada nas plantas. A doença também pode ocorrer em uma faixa de temperatura de 12°C a 36°C. Ferimentos nos frutos causados por insetos, aves, ser humano e equipamentos favorecem a penetração do patógeno.

O controle cultural pode ser realizado com a remoção e a destruição dos frutos mumificados, da safra anterior; eliminação de ramos podados e de outros restos culturais; evitar excesso de adubação nitrogenada; e podas visando melhorar o arejamento da copa.

Cultivares viníferas e muscadíneas são suscetíveis à doença.

O controle químico deve ser iniciado no final da floração e repetir as pulverizações com o objetivo de proteger as bagas durante todos os estádios de desenvolvimento. Os ingredientes ativos que podem ser utilizados são enxofre, fenarimol, hidróxido de cobre*, oxiclreto de cobre, óxido cuproso*, mancozebe*, mancozebe + oxiclreto de cobre*, azoxystrobina e ipodriona.

2.13 Podridão negra

Essa doença ainda não ocorre no Brasil, todavia, sua introdução poderá ocasionar muitos prejuízos à viticultura.

O agente causal dessa doença é o fungo *Guignardia bidwellii* (Wellis) Viala & Ravaz [anamorfo *Phyllosticta ampellicida* (Engelman) Van der Aa].

Todos os órgãos verdes da videira são suscetíveis. Nas folhas, o fungo ocasiona pequenas manchas circulares inicialmente de coloração acinzentada, que lentamente tornam-se castanhas. As manchas localizam-se dispersas no limbo foliar e ao coalescerem tornam-se maiores, com tonalidade castanho-clara. Com o avanço da doença, as manchas apresentam-se rodeadas por um halo de coloração castanho-escuro e sobre as manchas são visíveis os picnídios, corpos de frutificação negros do fungo, formando anéis concêntricos (Fig. 22).

Nos ramos, nas gavinhas, nas ráquis e nos pecíolos, o fungo causa manchas necróticas escuras e alongadas, com halo de coloração castanho-escuro. Nos pecíolos, a evolução da doença causa a seca das folhas, e nos ramos, a sua quebra pelo vento. Sobre as lesões são visíveis também os picnídios (Fig. 23).

As bagas são infectadas desde a frutificação até o início do fechamento do cacho. O fungo ocasiona inicialmente uma mancha redonda castanho-clara e depois torna-se uma podridão escura margeada por uma linha parda-escuro. Com o tempo, a podridão envolve toda a baga que fica com a superfície deprimida e enrugada. As uvas ficam escuras, duras ou mumificadas e aderidas a ráquis. Sobre essas bagas é possível visualizar inúmeros picnídios (Fig. 24). As uvas aderidas a ráquis e as que venham a cair no solo podem constituir fonte de inóculo da doença.

Os frutos maduros e ramos sazoados não são suscetíveis à doença.



Fig. 22: Sintoma da podridão negra na folha e com presença de picnídios de *Phyllosticta ampelica*.

Fonte: Jorge Sofia - DRAP Centro, Portugal.

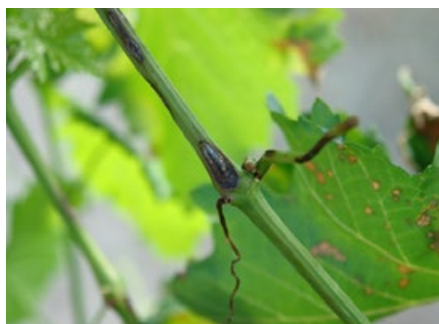


Fig. 23: Sintoma da podridão negra no pecíolo e com presença de picnídios de *Phyllosticta ampelica*.

Fonte: Jorge Sofia - DRAP Centro, Portugal.



Fig. 24: Sintoma inicial da podridão negra no cacho, depois avançado e mostrando a mumificação e presença de picnídios de *Phyllosticta ampelica* na baga.

Fonte: Jorge Sofia - DRAP Centro, Portugal.

As condições para a ocorrência da doença são temperatura ótima de 27°C e longos períodos chuvosos, que normalmente ocorrem na primavera e início do verão. A doença também pode ocorrer em uma faixa de temperatura de 10°C a 32°C.

O controle cultural pode ser realizado pela remoção e queima tanto dos cachos mumificados quanto dos ramos infectados.

Variedades suscetíveis à doença são Alicante Bouschet, Cabernet Sauvignon, Chardonnay, Syrah, Carignan, Grenache, Sémillon e Merlot.

O controle químico da doença pode ser efetuado com os ingredientes ativos maneb ou ferban quando há brotos com 10 a 15 cm de comprimento até que haja frutos com teor de açúcar acima de 5%. Em Portugal, há relato da eficiência dos fungicidas dos grupos químicos ditiocarbamatos como mancozebe e maneb com efeito apenas preventivo; estrobilurinas como azoxistrobina e piraclostrobina e triazóis como tebuconazol e tetraconazol, ambos com efeito preventivo e curativo.

2.14 Pé-preto

No Brasil, essa doença foi relatada pela primeira vez na Serra Gaúcha. No estado de São Paulo ainda não há relato dessa doença.

Os agentes causais são *Campylocarpon fasciculare* Schroers, Halleen & Crous e *C. pseudofasciculare* Halleen, Schroers & Crous (teleomorfo desconhecido); *Cylindrocarpon destructans* (Zinns.) Scholten e *C. macrodidymum* Schroers, Halleen & Crous] (teleomorfos *Neonectria radiculicola* e *N. macrodidyma*); *Cylindrocladiella parva* P.J. Anderson e *C. peruviana* (Bat., Bez et Herrera) (teleomorfos *Nectricladiella* e *Calonectria*).

Os sintomas da doença são escurecimento na região do colo, redução do vigor e do número de brotações, entrenós curtos, folhas pequenas com clorose e necrose, murchamento repentino da parte aérea, declínio e morte de plantas. Na madeira da região do colo, o fungo causa escurecimento, de cor marrom escura a preta, diferindo-se da fusariose que é restrita à região do xilema. Abaixo da linha do solo, ocasiona o escurecimento e o apodrecimento do sistema radicular da planta (Figs. 25 e 26).



Figura 25: Sintoma de murcha e seca em folhas de plantas com pé-preto.

Fonte: Lucas R. Garrido - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 26: Sintoma de escurecimento e apodrecimento na base do caule e nas raízes.

Fonte: Lucas R. Garrido - Embrapa Uva e Vinho.

Videiras maduras e infectadas não conseguem emitir brotos após o período de dormência, morrendo no verão ou durante o inverno subsequente. A doença é mais comum em plantas jovens com até oito anos de idade.

Condições propícias para ocorrência e desenvolvimento da doença são plantio em solos argilosos e maus drenados.

Os cultivares Bordô, Niagara e Concord e o porta-enxerto 43-43 são suscetíveis à doença.

As medidas de manejo prescritas à doença de Petri são suficientes para controlar o pé-preto.

2.15 Outras doenças

Outras doenças fúngicas que podem ocorrer em videiras são Escoriose – *Diaporthe viticola* (anamorfo *Phomopsis viticola*); Podridão-de-Armillaria – *Armillaria mellea*; Roseliniose – *Rosellinia necatrix* (anamorfo *Dematophora necatrix*); Declínio ou Murcha – *Verticillium* sp.; Cancro da Videira – *Dothiorella* sp. e Esca – Complexo de fungos.

*Ingrediente ativo de fungicida e extrato de plantas citados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (AGROFIT) para o manejo de cada doença da videira.

Os produtos comerciais do ingrediente ativo e dos extratos de plantas, as formulações, a classe toxicológica e a dose podem ser consultadas nos seguintes sites:

<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/Uvas-ViniferasRegioesClimaTemperado/tabdoenca.htm>

http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons

3. Agradecimentos

Os autores agradecem ao Pesquisador Dr. Lucas R. Garrido e à Analista Renata Gava, da Embrapa Uva e Vinho, e à própria Embrapa, que permitiram o uso de fotos publicadas no “Manual de Doenças Fúngicas da Videira”.

4. Referências Bibliográficas

ANGELOTTI, F.; SCAPIN, C.R.; TESSAMANN, D.J.; VIDA, J.B.; VIEIRA, R.A.; SOUTO, E.R. Resistência de genótipos de videira à ferrugem. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 42, n. 9, p. 1129-1134, 2008.

AMORIM, L.; KUNIYUKI, H. Doenças da videira. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A.; REZENDE, J.A.M. (ed.). **Manual de Fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Ceres, 1997. v. 2, p. 736-757.

BATISTA, D.C.; COSTA, V.S.O.; BARBOSA, M.A.G.; TERAPO, D.; SILVA, F.M.; TAVARES, S.C.C.H. **Manejo integrado de *Lasiodiplodia theobromae* em videira no submédio do Vale do São Francisco**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2010. (Circular Técnica, 91).

BOESEWINKEL, H.J. *Cylindrocladiella*, a new genus to accommodate *Cylindrocladium parvum* and other small-spored species of *Cylindrocladium*. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 60, n. 11, p. 2288-2294, 1982.

BUFFARA, C.R.S. **Identificação molecular e caracterização de componentes epidemiológicos do agente causal e análise temporal de epidemias de ferrugem da videira**. Orientador: Dauri José Tessmann. 2013. 94 f. Tese (Doutorado em Agronomia – Proteção de Plantas) – Centro de Ciências Agrárias, Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 2013.

BURITICÁ, P.C. Cambios taxonomicos y nuevos registros de Uredinales de la Flora Andina. **Revista del Instituto de Ciencias Naturales y Ecología**, Medellín, v. 5, n. 2, p. 173-190, 1994.

BURITICÁ, P.C. La familia Phakopsoraceae en el Neotrópico III. Géneros: Batistopsora y Phakopsora. **Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales**, Bogotá, v. 23, n. 87, p. 271-305, 1999.

CARVALHO, V.L.; ALVARENGA, A.A. **Tratamento de inverno em fruteiras temperadas**. Lavras: EPAMIG, 2003. (Circular Técnica 160).

CAVALCANTI, F.R.; BUENO, C.J.; ALMANÇA, M.A.K. **Declínio e Morte de Plantas de Videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2013. (Documentos, 82).

DIAS, M.S.C.; SOUZA, S.M.C.; PEREIRA, A.F. Principais doenças da videira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 19, n. 194, p. 76-84, 1998.

ECHEVERRIGARAY, S.; DELAMARE, A.P.L.; FONTANELLA, G.; FAVARON, F.; STELLA, L.; SCARIOT, F.J. *Colletotrichum* species associated to ripe rot disease of grapes in the 'Serra Gaúcha' region of Southern Brazil. **Bio Web of Conferences**, Les Ulis, v. 12, p. 1-5, 2019.

FERREIRA, A.B.M.; LEITE, L.G.; HARAKAVA, R.; PADOVANI, C.R.; BUENO, C.J. Incidência da doença de Petri na videira Niagara Rosada no estado de São Paulo - Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 43, n. 2, p. 124-132, 2017.

FERREIRA, A.B.M.; LEITE, L.G.; FERNANDES, J.F.; HARAKAVA, R.; PADOVANI, C.R.; BUENO, C.J. Colonization of vines by Petri disease fungi, susceptibility of rootstocks to *Phaeomoniella chlamydospora* and their disinfection. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 85, p. 1-10, e0882017, 2018.

GADOURY, D.M.; CADLE-DAVIDSON, L.; WILCOX, W.F.; DRY, I.B.; SEEM, R.C.; MILGROOM, M.G. Grapevine powdery mildew (*Erysiphe necator*): a fascinating system for the study of the biology, ecology and epidemiology of an obligate biotroph. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v. 13, n. 1, p. 1-16, 2012.

GARRIDO, L.G.; SÔNEGO, O.R.; URBEN, A.F. *Cylindrocarpon destructans* causador do “pé-preto” da videira no Rio Grande do Sul. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 5, p. 548-550, 2004.

GARRIDO, L.G.; SÔNEGO, O.R.; GOMES, V.N. Fungos associados com o declínio e morte de videiras no estado do Rio Grande do Sul. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 3, p. 322-324, 2004.

GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R. **Eutipiose – Epidemiologia, Sintomatologia e Controle**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2004. (Circular Técnica, 53).

GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R. **Podridão de uva madura ou podridão de Glomerella – Biologia, Epidemiologia e Controle**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2004. (Circular Técnica, 52).

GARRIDO, L.R.; GAVA, R. **Manual de doenças fúngicas da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014.

GARRIDO, L.R. **Eficácia de fungicidas e produtos alternativos no controle da mancha-das-folhas da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2016. (Comunicado Técnico, 189).

GARRIDO, L.R.; GAVA, R.; CAROLLO, L.A. **Podridão descendente da videira da região sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2017. (Circular Técnica, 135).

GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R. **Uvas viníferas para processamento em regiões de clima temperado**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvasViniferasRegioesClimaTemperado/doenca.htm>. Acesso em: 12 fev. 2022.

GRIGOLETTI JÚNIOR, A. **Fusariose da videira**: resistência de cultivares, sintomas e controle. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 1993. (Circular Técnica, 18).

HALLEEN, F.; SCHROERS, H.J.; GROENEWALD, J.Z.; CROUS, P.W. Novel species of *Cylindrocarpon* (Neonectria) and *Campylocarpon* gen. nov. associated with black foot disease of grapevines (*Vitis* spp.). **Studies in Mycology**, Baarn, v. 50, p. 431-455, 2004.

HIDALGO, L. **Tratado de viticultura general**. Madrid: Mundi-Prensa, 1999.

LEU, L.S. Rust. In: PEARSON, R.C.; GOHEEN, A. C. **Compendium of grape diseases**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1988. p. 28-30.

LOPES, D.B. **Ferrugem da Videira**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2003.

MARRASCHI, R.; FERREIRA, A.B.M.; LEITE, J.A.B.P.; LUCON, C.M.M.; HARAKAVA, R.; LEITE, L.G.; PADOVANI, C.R.; BUENO, C.J. A protocol for selection of *Trichoderma* spp. to protect grapevine pruning wounds against *Lasiodiplodia theobromae*. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 50, n. 1, p. 213-221, 2019.

MENDES, M.A.S.; FREITAS, V.M. **Espécies invasoras potenciais e atuais para a videira**. Brasília: Embrapa, 2005. (Comunicado Técnico, 129).

MOLITOR, D.; BAUS, O.; BERKELMANN-LÖHNERTZ, B. Protective and curative grape black rot control potential of pyraclostrobin and myclobutanil. **Journal of Plant Diseases and Protection**, Stuttgart, v. 118, p. 161-167, 2011.

NARUZAWA, E.S.; CELOTO, M.I.B.; PAPA, M.F.S.; TOMQUELSKI, V.; BOLIANI, A.C. Estudos epidemiológicos e controle químico de *Phakopsora euvtis*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 1, p. 41-45, 2006.

NAVES, R.L.; GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R.; FOCESATO, M. **Antracnose da videira: sintomatologia, epidemiologia e controle**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2006. (Circular Técnica, 69).

NAVES, R.L.; GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R. **Uvas sem sementes – Cultivares BRS Morena, BRS Clara e BRS Linda**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvasSemSementes/doenca.htm#doencas005>. Acesso em: 12 fev. 2022.

NOGUEIRA, E.M.C.; FERRARI, J.T.; TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J. **Doenças fúngicas da videira: sintomas e manejo**. São Paulo: Instituto Biológico, 2017. (Documento Técnico, 32).

ONO, Y.; CHATASIRI, S.; POTA, S.; YAMAOKA, Y. *Phakopsora montana*, another grapevine leaf rust pathogen in Japan. **Journal of General Plant Pathology**, Tokyo, v. 78, n. 5, p. 338-347, 2012.

ONO, Y. Geographic distribution of two American grapevine leaf rust fungi (Phakopsoraceae, Pucciniales). **Bulletin of the Faculty of Education Ibaraki University**, Ibaraki, v. 64, p. 11-19, 2015.

ONO, Y. *Phakopsora muscadinae* on *Vitis rotundifolia* grape cultivars derived from *V. labrusca* and *V. vinifera*. **Bulletin of the Faculty of Education Ibaraki University**, Ibaraki, v. 66, p. 5-17, 2017.

PARADELA FILHO, O.; RIBEIRO, I.J.A.; BRAGA, F.G.; NOGUEIRA, E.M.C.; PESCE, G.; KUNIYUKI, H.; FOSSA, E.; RODRIGUES NETO, J.; FEICHTENBERGER, E.; TERRA, M.M.; MARTINS, F.P.; HIROCE, R.; JUNQUEIRA, W.R.; LORDELLO, R.R.A.; LOURENÇÃO, A.L.; CHAGAS, C.M. *Eutypa lata*, agente causador do declínio da videira no estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 19, n. 2, p. 86-89, 1993.

PEARSON, R.C.; GOHEEN, A.C. **Compendium of grape diseases**. St. Paul: APS Press, 1990.

PEREIRA, V.F.; RESENDE, M.L.V.; RIBEIRO JÚNIOR, P.M.; REGINA, M.A.; MOTA, R.V.; VITORINO, L.R.R. Fosfato de potássio no controle do míldio da videira e características físico-químicas de uvas Merlot. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n.11, p.1581-1588, 2012.

PFENNING, L.H.; GOUSSAIN, R.C.S.; ALMEIDA, A.R.; ALVES, E. Ocorrência natural de *Greeneria uvicola* em uva. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 2, p. 213, 2006.

PIRES, E.J.P.; TERRA, M.M.; TECCHIO, M.A.; BOTELHO, R.V.; MOURA, M.F. Doenças da videira. In: BUENO, S.C.S. *et al.* (Org.). **Vinhedo Paulista**. Campinas: CATI, 2010. p. 155-169.

RIBEIRO, I.J.A.; PARADELA FILHO, O.; TERRA, M.M.; PIRES, E.J.P. Uma nova doença da videira. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 18, p. 30, 1992.

RIBEIRO, I.J.A. Doenças. In: POMMER, C.V. (ed.). **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. p. 525-564.

SANHUEZA, R.M.V.; SÔNEGO, O.R.; MARCANTONI, G.E.S. ***Botrytis cinerea*, mofo cinzento da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 1996. (Comunicado Técnico, 20).

SANTOS, R.F.; CIAMPI-GUILLARDI, M.; AMORIM, L.; MASSOLA JÚNIOR, N.S.; SPÓSITO, M.B. Aetiology of anthracnose on grapevine shoots in Brazil. **Plant Pathology**, Oxford, v. 67, n. 3, p. 692-706, 2018.

SEZÕES, F.F.L. **Pesquisa de fungos endofíticos presentes em videira (*Vitis vinifera* L.) com capacidade para inibir o crescimento do agente causal da podridão negra (*Guignardia bidwellii*)**. Orientador: Maria do Rosário Fernandes Félix. 2016. 107 f. Dissertação (Mestrado em Viticultura e Enologia) – Escola de Ciência e Tecnologia, Universidade de Évora, Évora, 2016.

SOFIA, J. **A Podridão Negra da Videira**. Viseu: Direcção Regional da Agricultura e Pescas do Centro, [21--?]. Disponível em: http://www.drappc.min-agricultura.pt/base/documentos/desdobravel_podridao_negra.pdf. Acesso em: 12 fev. 2022.

SÔNEGO, O.R.; INÁCIO, C.A.; DIANESE, J.C. First report of *Botryosphaeria dothidea* and *Eutypa lata* on grapevine in Rio Grande do Sul. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 24, p. 333, 1999.

SÔNEGO, O.R.; GARRIDO, L.R.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. Doenças fúngicas. In: THOR, V.M. FAJARDO (org.). **Uva para processamento: fitossanidade**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p. 11-44.

SÔNEGO, O.R.; GARRIDO, L.R. **Uvas americanas e híbridas para processamento em clima temperado**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvaAmericanaHibridaClimaTemperado/doenca.htm>. Acesso em: 12 fev. 2022.

SÔNEGO, O.R.; GARRIDO, L.R.; GAVA, R. **Ferrugem da videira no Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. (Comunicado Técnico, 62).

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

SOUSA, J.S.I. **Uvas para o Brasil**. Piracicaba: FEALQ, 1996.

TAVARES, S.C.C.H.; MENEZES, M. Processo de infecção de *Botryodiplodia theobromae* em plantas de mangueira e videira no trópico Semi-Árido brasileiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 16, n. 2, p. 55, 1991.

TESSMANN, D.J.; VIDA, J.B.; LOPES, D.B. Uva: novo problema. **Cultivar: hortaliças e frutas**, Pelotas, v. 4, n. 22, p. 22-25, 2003.

TESSMANN, D.J.; DIANESE, J.C.; GENTA, W.; VIDA, J.B.; MAY-DE-MIO, L.L. Grape rust caused by *Phakopsora euvtitis*, a new disease for Brazil. **Fitopatologia brasileira**, Brasília, v. 39, n. 3, p. 338, 2004.

TESSMANN, D.J.; VIDA, J.B.; GENTA, W.; KISHINO, A.Y. Doenças e seu manejo. In: KISHINO, A.Y.; CARVALHO, S.L.C.; ROBERTO, S.R. (org.). **Viticultura tropical: o sistema de produção do Paraná**. Londrina: Instituto Agrônomo do Paraná, 2007. p. 255-293.

TERRA, M.M.; PIRES, E.J.P. NOGUEIRA, N.A.M. **Tecnologia para produção de uva Itália na região noroeste do Estado de São Paulo**. 2. ed. Campinas: Coordenadoria de Assistência Técnica Integral, 1998. (Documento Técnico, 97).

Doenças bacterianas da videira

Luis Otávio Saggion Beriam¹

¹Instituto Biológico – Campinas (SP) – E-mail: luis.beriam@sp.gov.br.
ORCID - 0000-0002-2766-6190.

1. Introdução

Na literatura internacional há várias doenças de etiologia bacteriana relacionadas à videira, englobando as seguintes fitobactérias: *Rhizobium vitis* (antiga *Agrobacterium vitis*), agente causal da “galha bacteriana da videira”, *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*, causadora do “cancro bacteriano” da videira, *Xylophilus ampelinus* (antiga *Xanthomonas ampelina*), agente causal da “necrose bacteriana da videira”, *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, agente causal do “Mal de Pierce”, *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*, causadora da “podridão dos ramos da videira”. Há mais algumas fitobactérias relacionadas como patogênicas ao gênero *Vitis*, porém de importância secundária, não causando danos econômicos (BRADBURY, 1986).

No Brasil, já foram relatadas as bactérias *Rhizobium* spp., agente causal da “galha da coroa”, *Pseudomonas syringae*, agente causal da “mancha bacteriana da videira” e *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*, agente do “cancro bacteriano” da videira, esta última seguramente a principal bacteriose da videira em nosso país, restrita a alguns estados do nordeste, sendo considerada uma “Praga Quarentenária Presente” (PQP) (Instrução Normativa 45, de 22/08/2018, MAPA, D.O.U. 169).

2. Galha bacteriana

O primeiro registro da galha bacteriana, causada por *Rhizobium* sp. no Brasil, ocorreu em 1991, em material de *Vitis* sp., originário do Rio Grande do Norte. As plantas apresentavam sintomas de galhas, de onde foi isolada a bactéria *Rhizobium* sp. (antiga *Agrobacterium* sp.). Posteriormente, esta mesma bactéria foi isolada de *Vitis* sp., originárias de Jales, estado de São Paulo, também mostrando os sintomas de galhas (Fig. 1).



Figura 1 – Sintomas de galhas em *Vitis* sp. causados por *Rhizobium radiobacter*.

Foto: V. A. Malavolta Júnior – Instituto Agrônômico (IAC).

Em 1994 foi descrita a ocorrência de *Rhizobium vitis* (antiga *Agrobacterium tumefaciens*, biovar 3) em videira, no estado de Minas Gerais, proveniente de material propagativo importado de Israel. Os sintomas foram a formação de galhas nas hastes e nos pontos de enxertia. O antigo biovar 3 de *A. tumefaciens* sobrevive sistemicamente em videira, sendo disseminado por material de propagação vegetativa.

Há que se considerar que, após essas descrições em Minas Gerais, no Rio Grande do Norte e em São Paulo, nenhum outro relato sobre essa doença em videira foi registrado no Brasil até o presente. Para a galha bacteriana, as medidas de controle são de caráter preventivo, impedindo que a bactéria entre em contato com a planta. Cuidados devem ser tomados com a introdução de material propagativo em áreas onde a doença ocorra, principalmente por se tratar de bactéria disseminada sistemicamente, sem que os sintomas sejam visíveis. Quando da detecção de *R. vitis* no Brasil, já havia conhecimento que essa bactéria tinha sido previamente assinalada em Israel.

3. Cancro bacteriano

O cancro bacteriano da videira foi primeiro relatado na Índia, em 1969, sendo o agente causal classificado como *Pseudomonas viticola*. Em seguida, Young *et al.* (1978) reclassificaram a bactéria, passando a ser denominada *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. No Brasil, o primeiro relato dessa bactéria ocorreu em 1999, no estado do Piauí.

Sintomas

Os sintomas surgem como pontos necróticos (1- 2mm de diâmetro), com ou sem halos amarelados. Essas lesões podem se juntar (coalescer), causando a morte de extensas áreas foliares (Fig. 2).





Figura 2 – Sintomas ocasionados em folhas de videira (*Vitis* sp.) ocasionados por *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*.

Foto: V. A. Malavolta Júnior – Instituto Agrônômico (IAC).

Nas nervuras e pecíolos das folhas, nos ramos e nas ráquis dos frutos são observadas manchas escuras e alongadas, que evoluem para fissuras longitudinais de coloração negra, denominadas “cancros”, daí o nome da doença (Fig. 3). As bagas são desuniformes em tamanho e cor, podendo também apresentar lesões necróticas. A intensidade dos sintomas está relacionada ao nível de tolerância das variedades e das condições climáticas (Fig. 4)



Figura 3 – Sintomas observados nas folhas e nas nervuras (A, B e C) e cancrios nas hastes da videira (D) ocasionados por *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*.

Foto: V. A. Malavolta Júnior – Instituto Agrônômico (IAC).

Assumindo o caráter sistêmico, a bactéria causa descoloração na região vascular, que se estende por vários centímetros. Também pode afetar as inflorescências, causando manchas necróticas e lesões escuras, com diâmetro de 1-3mm.

Muitos dos sintomas causados por *X. c. pv. viticola* assemelham-se àqueles causados por *Xylophilus ampelinus*, agente causal da “Tsilik Marasi” ou “necrose bacteriana da videira”, outra importante doença da videira, não relatada no Brasil. Os sintomas ocasionados por *X. ampelinus* podem dificultar a identificação do agente causal. Daí a importância do isolamento do patógeno e a caracterização por testes laboratoriais, envolvendo testes de patogenicidade, fisiológicos, bioquímicos e de biologia molecular.



Figura 4 – Sintomas em bagas, causados por *Xanthomonas campetris* pv. *viticola*.

Foto: V. A. Malavolta Júnior – Instituto Agrônômico (IAC).

Etiologia

O cancro bacteriano é causado por *X. campestris* pv. *viticola* anteriormente denominada *Pseudomonas viticola*, sendo um bastonete Gram-negativo, com tamanho de 0,6-1,2µm, possuindo um único flagelo polar e de metabolismo aeróbico. Quando cultivada em meio nutriente ágar, apresenta colônias arredondadas, brilhantes, com bordos lisos e, diferente da grande maioria das *Xanthomonas*, tem coloração esbranquiçada, visto não produzir o pigmento xanthomonadina, responsável pela cor amarelada das bactérias do gênero *Xanthomonas* (Fig. 5). As características fisiológicas, bioquímicas e culturais podem ser consultadas no trabalho de Malavolta Jr *et al.*, 1999.

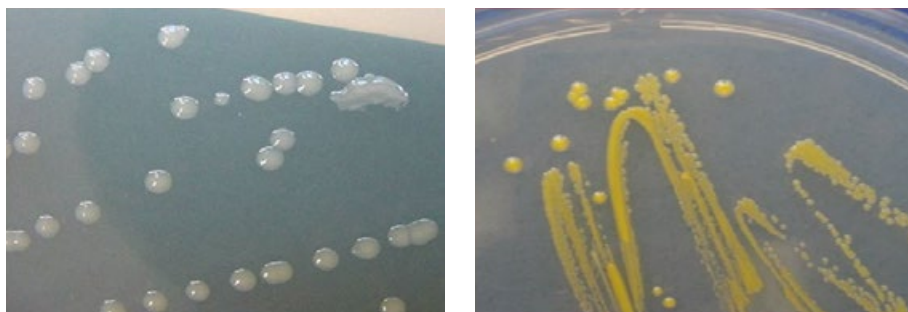


Figura 5 – Colônias brancas (à esquerda) de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* e amarelas (à direita) de *Xylophilus ampelinus*.

Foto: Irene M.G. Almeida – Instituto Biológico.

Epidemiologia

O cancro bacteriano foi assinalado pela primeira vez no Brasil em 1998, ocorrendo em cultivares comerciais de videira, variedade Red Globe, em Petrolina, PE. No mesmo ano, a bactéria também foi assinalada no estado do Piauí, nas variedades Red Globe, Itália e Ribier. Em seguida, o cancro bacteriano foi relatado na Bahia, nas variedades Festival, Piratininga, Patrícia, Catalunha, Brasil e Benitaka. Ademais, há uma citação da presença de *X. c.* pv. *viticola* no município de Caldas, MG.

Na Índia, além da videira, *X. c.* pv. *viticola* infecta o neem (*Azadirachta indica*) e *Phyllanthus maderaspatensis*. No Brasil, inoculações artificiais de *X. c.* pv. *viticola* em neem, manga (*Mangifera indica*), caju (*Anacardium occidentale*), umbu (*Spondias tuberosa*), cajá manga (*Spondias dulcis*) e aroeira (*Schinus terebenthifolius*) resultaram em infecções de cancro bacteriano.

Como em algumas regiões, o neem é utilizado como quebra-vento, ele pode ser uma fonte de inóculo de *X. c. pv. viticola*. Em ambiente controlado e sob inoculação artificial, sintomas também foram reproduzidos nas seguintes plantas da vegetação espontânea: burra-leiteira (*Chamaesyce hirta*), capim mão-de-sapo (*Dactyloctenium aegyptium*), capim barbicha-de-leão (*Eragrostis pilosa*), trapoeraba (*Commelina bengalensis*), brilhantina (*Pilea* sp.), (*Desomodium discolor*), melão-de-são-caetano (*Marmodica charantia*), brejo (*Amaranthus deflexus*), soja perene (*Glycine* sp.) e fedegoso (*Senna obtusifolia*). Nas oleícolas, os sintomas foram observados no tomateiro (*Solanum lycopersicum*), feijão caupi (*Vigna unguiculata*), melão (*Cucumis melo*) e melancia (*Citrullus vulgaris*) (PEIXOTO *et al.*, 2007; PEIXOTO *et al.*, 2012). *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* está presente em restos vegetais de podas, porém a bactéria não foi detectada em solo e água de irrigação (FARIAS *et al.*, 2013). Como há uma série de plantas da vegetação espontânea que pode albergar *X.c. pv. viticola*, é importante que tais plantas sejam, na medida do possível, eliminadas dos campos destinados ao cultivo da videira. Teoricamente há a possibilidade dessas plantas serem portadoras assintomáticas de *X. c. pv. viticola*, funcionando como potenciais fontes de inóculo.

Xanthomonas campestris pv. *viticola* é uma praga quarentenária presente (PQP), restrita a algumas regiões do país e que apresenta sérios riscos de ser introduzida em outras áreas. Desta forma, o transporte de qualquer tipo de material vegetal é proibido para regiões onde a doença ainda não ocorra. No Brasil, já foi detectada nos estados da Bahia, Ceará, Pernambuco, Piauí, Roraima, Goiás, São Paulo e Paraná, porém erradicada destes três últimos estados.

Esta bactéria também está associada à infecção latente em porta-enxertos, em plantas assintomáticas. É disseminada por restos de culturas, ferramentas utilizadas nos tratos culturais, sendo também disseminada por pingos d'água, água de chuva ou de irrigação. Irrigação com aspersão convencional ou por pivô central também favorece a disseminação da bactéria. A poda, o raleio de bagas, a desbrota, a colheita e as operações de gradagem, roçagem e capina, bem como as pulverizações também têm importância na disseminação da bactéria. O pus bacteriano liberado pelos cancrios pode ser a principal fonte de inóculo no campo, a curtas e médias distâncias, veiculados em gotículas de água infectando tecidos suscetíveis, que surgem após a poda (ROBBS; RODRIGUES NETO, 1999). No Brasil, o período mais favorável ao desenvolvimento da doença é após as chuvas, correspondendo ao primeiro semestre do ano na região nordeste.

Xanthomonas campestris pv. *viticola* pode permanecer por até 80 dias na superfície do solo, em tecidos infectados. A compostagem elimina essa bactéria dos restos culturais, devido às altas temperaturas, a liberação de compostos fenólicos e ao antagonismo bacteriano. Observa-se intensa colonização do filopla-no, principalmente nos tricomas, quando o material infectado é examinado por microscopia eletrônica de varredura (MEV). Além disso, a bactéria também foi detectada em vasos do xilema e parênquima paliçádico, o que reforça a suspeita de seu caráter sistêmico. Através da MEV, foi verificado que as células de *X. c.* pv. *viticola* aderem randomicamente às superfícies vegetais, principalmente no limbo foliar, sobre as nervuras e nos tricomas. Essas populações epífitas seriam em parte responsáveis pela sobrevivência e manutenção de fontes de inóculo da bactéria.

Também é relacionada a ocorrência de infecção latente de *X. c.* pv. *viticola* em porta-enxertos de videira, o que tem grande importância do ponto de vista epidemiológico. Na Figura 6, observa-se o ciclo biológico do cancro bacteriano da videira.

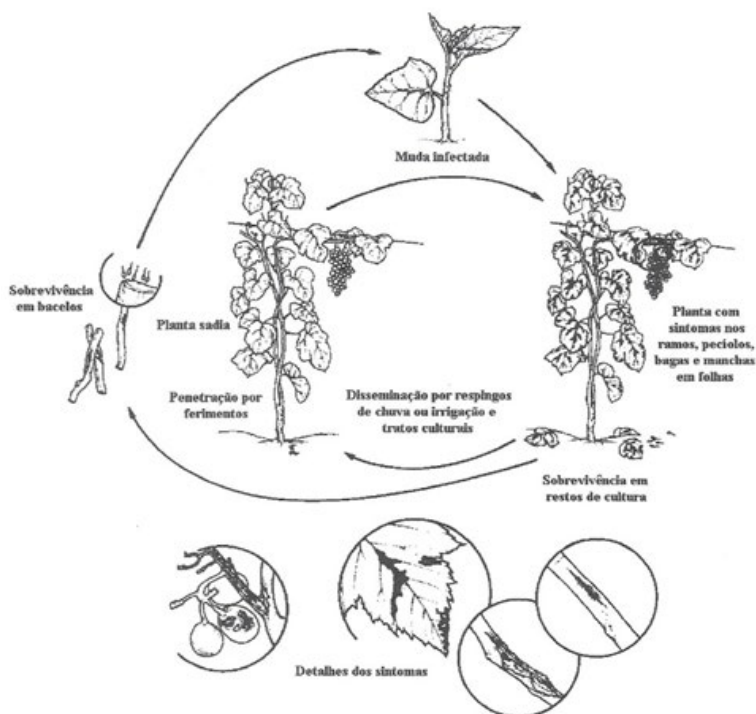


Figura 6 – Ciclo do cancro bacteriano da videira, causado pela bactéria *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* (MARIANO *et al.*, 2001)

Detecção da bactéria

Xanthomonas campestris pv. *viticola* é facilmente isolada em meio de cultura em condições de laboratório. A confirmação da espécie e do patovar envolvidos pode ser determinada por testes de patogenicidade, através da inoculação de isolados em videiras, preferencialmente da mesma cultivar de onde tenham sido isoladas, tentando fechar os Postulados de Koch. A verificação se o isolado bacteriano é patogênico ou não pode ser determinada facilmente pela reação de hipersensibilidade em folhas de tomateiro. A confirmação da identidade bacteriana deve ser conduzida por testes bioquímicos, fisiológicos e culturais. Há um meio semiseletivo para o isolamento de *X. c.* pv. *viticola*. Esse meio inibe o crescimento de saprófitas, no entanto, o diâmetro das colônias diminui de 2,5 para 1,5 mm (PEIXOTO *et al.*, 2006). A diagnose também é efetuada por testes serológicos, entre eles o ELISA, para confirmação da identidade bacteriana a partir de antissoros específicos, ou através de técnicas de biologia molecular, envolvendo as reações de *Polymerase Chain Reaction* (PCR) ou de Bio-PCR, por meio de *primers* específicos. Com as técnicas de PCR e Bio-PCR é possível detectar a presença de *X. c.* pv. *viticola* em plantas assintomáticas, com populações residentes nas superfícies dos frutos. *Primers* construídos para reconhecer genes de patogenicidade de *X. c.* pv. *viticola* mostraram ser específicos para amplificar o DNA da bactéria, sem amplificar o DNA da videira ou de outros microrganismos da microflora, podendo ser utilizados para diagnose em plantas assintomáticas (TRINDADE *et al.*, 2007). A detecção da bactéria em plantas assintomáticas é de fundamental importância, principalmente para pragas quarentenárias PQP, pois evita o transporte de material propagativo (mudas, estacas, etc.) que não mostram sintomas, mas carregam a bactéria.

Medidas de controle

Quando a infecção é detectada em pequenas áreas, a melhor alternativa de controle é a erradicação, como pode se verificar nos trabalhos de Rodrigues Neto *et al.* (2011), em São Paulo; Tomaz *et al.* (2011), na região de Cianorte, estado do Paraná e Junqueira *et al.* (2006) em Goiás. O controle baseia-se na adoção de medidas preventivas, podendo ser citadas o uso de quebra-ventos, inspeções periódicas nos parreirais, instalação de tapetes de cal virgem ou pedilúvio com amônia quaternária (0,1%) na entrada da área de produção, evitar o trânsito de máquinas ou equipamentos em áreas de produção, desinfestação de ferramentas utilizadas na poda, raleio e colheita e, a mais importante, a utilização de material de propagação isento da bactéria.

Não há produtos registrados para o controle do cancro bacteriano da videira e, desta maneira, o controle é realizado de forma preventiva com cúpricos e calda bordalesa. Há isolados de *X. c. pv. viticola* resistentes ao cobre e a antibióticos. As tentativas do tratamento de bacelos com oxitetraciclina, amônia quaternária, sulfato de cobre, cobre líquido, água quente e cloranfenicol apresentaram resultados negativos. O hidróxido de cobre e o cloreto de cobre não são registrados no Brasil para controle de *X. c. pv. viticola*, mas têm o registro para doenças fúngicas (míldio, antracnose, podridão amarga, entre outras).

Não são conhecidas variedades de videira resistentes ao cancro bacteriano. Além das variedades, os híbridos da videira também são suscetíveis a *X. c. pv. viticola*.

Outras medidas preventivas envolvem a poda de ramos doentes, a queima de restos culturais contaminados pela bactéria, a erradicação de plantas severamente atacadas, a desinfestação de ferramentas e a eliminação de plantas invasoras ou da vegetação espontânea que possam hospedar a *X. c. pv. viticola*. Uma alternativa econômica para a produção de mudas de alta qualidade é a chamada “limpeza clonal”. Através do emprego de técnicas de cultura de tecidos, é possível a obtenção de mudas de videira livres de *X. c. pv. viticola*. A termoterapia, com temperaturas de 38°C, é ineficiente para a eliminação de *X. c. pv. viticola*, mas quando empregada nas temperaturas entre 50-52°C, por períodos de tempo entre 45 – 60 min, pode reduzir a doença entre 65,5 e 95,9%, podendo ser utilizada no manejo integrado da doença (CARVALHO, 2016) Segundo Silva *et al.* (2013), a câmara de termoterapia é um sistema fechado e as mudas, quando tratadas por termoterapia, são irrigadas, elevando a umidade relativa e provavelmente favorecendo a proliferação de bactérias.

4. Mancha bacteriana

Em 2007 foi relacionada uma nova doença no Brasil, em material de videira da variedade “Juliana”, originária de Caxias do Sul, RS, apresentando sintomas de necrose no engajo e nas bagas. A caracterização do patógeno efetuada em laboratório pelo teste LOPAT (levan, oxidação, podridão em batata, arginina diidrolase e reação de hipersensibilidade em fumo) que permitiu identificar a bactéria como pertencente a espécie *Pseudomonas syringae* (HERNANDES *et al.*, 2007). O primeiro relato de *P. syringae* em videira foi feito em 1968, na Argentina, que na época foi considerado um patógeno fraco. Posteriormente, essa doença foi assinalada em vinhedos em Adelaide, sul da Austrália, com sintomas de pequenos pontos escuros com halos amarelados, primeiro observados após chuvas pesadas, nas folhas mais baixas. Lesões

angulares, delimitadas pelas nervuras, ocasionalmente coalesciam, causando clorose e senescência das folhas. Os sintomas foram observados somente nas folhas. A ocorrência *P. syringae* em videiras também foi assinalada no Azerbaijão e na Itália (Sardenha). Essa mesma bactéria também foi detectada no oeste de Kench, Rússia, em 2015. “Grapevine Brunch Rot” foi descrita em Apulia, sul da Itália, mostrando sintomas de podridão de bagas.

Observou-se tratar de bactéria habitante da superfície das plantas, do solo e água, permanecendo nos ramos. Após a dormência da videira, ela é disseminada por superfícies úmidas, na emergência dos brotos, ramos e inflorescências.

Na primavera de 2006-2007, lesões necróticas, com perda das inflorescências e lesões necróticas nos brotos e folhas foram observadas em New South Wales, Austrália. Em alguns vinhedos, chegou a ocasionar danos da ordem de 60%. Os sintomas foram primeiro observados nas flores, cerca de 60 dias após a floração, caracterizados por estrias longitudinais maiores nos brotos, na ráquis, pecíolos e nervuras das folhas, acompanhado por ráquis necróticas e abscisão de até 60% das inflorescências. As folhas apresentavam pequenas manchas com halos amarelos. As lesões coalesciam, ficando o tecido afetado seco e frágil. Experimentos com microscopia eletrônica de transmissão revelaram a presença da bactéria em células corticais, ao redor do floema dos pedicelos. Mais detalhes em nível celular podem ser observados no trabalho de Whitelaw-Weckert *et al.* (2011). Em folhas inoculadas artificialmente, agregados de células bacterianas foram observados próximos aos estômatos abertos, tanto em plantas sem sintomas, como em tecidos necrosados das folhas. Através dos Postulados de Koch, testes bioquímicos e sequenciamento dos genes *rpoBa* da bactéria foi identificada como *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*. Trata-se do primeiro estudo da patogenicidade de *P.s. pv. syringae* em inflorescências, como causa de significativa perda de frutos. A bactéria penetra no tecido por estômatos abertos. A perda das inflorescências ocorre em condições de alta e persistente umidade. Os danos celulares induzidos por *P. s. pv. syringae* podem facilitar a infecção da videira por organismos necrotróficos, como o fungo *Botrytis cinerea* (WHITELAW-WECKERT *et al.*, 2011).

Não há dados sobre o controle ou mesmo o manejo integrado dessa bacteriose, visto que depois da ocorrência da bactéria no sul do Brasil em 2007, não foram detectados mais focos dessa bacteriose no país.

5. Mal-de-pierce

O Mal-de-Pierce é causado pela bactéria *Xylella fastidiosa*. Essa bactéria é relacionada em nosso país como patógeno de citros, causando a “clorose variegada dos citros”, em cafeeiro, agente causal da “atrofia dos ramos do cafeeiro”, em ameixeira, responsável pela chamada “escaldadura da ameixeira” e também recentemente relacionada na cultura da oliveira (COLETTA FILHO *et al.*, 2016). Trata-se de uma bactéria limitada ao xilema, que são os vasos das plantas que transportam água e nutrientes. A bactéria limita o transporte de água e de nutrientes e os vasos são obstruídos por filmes bacterianos e pela formação de tiloses pelas plantas. Pode ocorrer obstrução total dos vasos, com morte das videiras num período de um a dois anos. O Mal-de-Pierce é uma grande ameaça para a sustentabilidade comercial de videiras localizadas nas regiões costeiras quentes ou em regiões subtropicais, no sudeste dos Estados Unidos, como em regiões do Texas e na Califórnia. A doença é menos prevalente em videiras localizadas no norte dos Estados Unidos, em regiões de alta altitude da costa leste, bem como em regiões com inverno muito frio, como no centro-oeste dos Estados Unidos.

Os trabalhos pioneiros sobre essa doença foram desenvolvidos por Newton Barris Pierce, no final do século XIX. Os sintomas foliares variam na dependência das cultivares (branca ou rosada), sendo os sintomas mais difíceis de serem observados na variedade branca. Além disso, os sintomas nas folhas dependem das condições climáticas, que começam a aparecer no final do verão e início do outono. As infecções permanecem localizadas no primeiro ano e tornam-se sistêmicas nos anos posteriores. Na maioria das áreas nos Estados Unidos, em três anos a planta está totalmente infectada e toda a produção é perdida.

Sintomas

Os sintomas tornam-se primeiramente evidentes no estágio de crescimento caracterizado pela formação das bagas, acumulação de açúcares e coloração. Há quatro sintomas visuais que, juntos, estão fortemente associados à *X. fastidiosa*: (a) necrose observada nas margens das folhas; (b) “palito de fósforo” — termo usado para descrever sintomas que ocorrem quando há abscisão foliar e do pecíolo, que permanece preso ao fruto; (c) “ilhas verdes” é o fenômeno observado quando os tecidos do broto endurecem de forma desigual, resultando em ilhas verdes e vegetativas dentro do tecido marrom, lenhoso; (d) como ocorre bloqueamento do fluxo do xilema, as plantas também formam “passas”, a medida em que os cachos secam (Fig. 7).



Figura 7 - Sintomas de *Xylella fastidiosa* em videira.

Foto: Dr. Phillip M. Brannen - University of Georgia, USA.

Nos Estados Unidos, o agente causal do Mal-de-Pierce é a bactéria *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*. A epidemiologia do Mal-de-Pierce é variável e depende de cada região, clima, vegetação, bem como das espécies de insetos que possam funcionar como vetores.

Vetores da *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*

A cigarrinha *Graphocephala atropunctata* é nativa da Califórnia, sendo a principal espécie de cigarrinha vetora de *X. f.* subsp. *fastidiosa*. *Homalodisca coagulata* (sinônimia *H. vitripennis*) foi introduzida no sul da Califórnia em 1989 e se tornou o mais importante vetor naquela região. Há outros vetores

importantes na região do Vale de San Joaquin como o *Draeculacephala minerva* e *Carneocephala fulgida*. Menos que 100 bactérias/inseto são suficientes para uma transmissão eficiente. Nenhuma dessas cigarrinhas anteriormente citadas foi relatada no Brasil e medidas devem ser tomadas para se evitar a introdução dessas pragas em nosso país

A distribuição geográfica do Mal-de-Pierce está relacionada com a habilidade da bactéria sobreviver em temperatura de inverno. O padrão da doença no campo também está relacionado com o inseto vetor presente na área. O ponto da videira onde a bactéria é introduzida e a época do ano em que ocorre a infecção determinam se as bactérias permanecerão ou não na videira durante o inverno e eventualmente possam causar problemas na primavera. A poda de inverno pode remover as infecções do primeiro ano, principalmente em infecções que ocorram no final da temporada. Quando a bactéria é disseminada de forma sistêmica na planta mais velha, a poda não resolve e a planta se torna fonte de inóculo da doença.

Manejo

As cigarrinhas constituem-se na principal fonte de introdução e disseminação da bactéria no campo. Através da enxertia e da enxertia de raízes também é possível que ocorra infecção, sendo consideradas de importância secundárias. A poda pode auxiliar no manejo do Mal-de-Pierce, além de ser necessário a desinfecção de ferramentas utilizadas durante os tratos culturais. Normalmente, os sintomas são expressos no final da temporada, coincidindo com a época da colheita. Desta forma, as plantas infectadas devem ser marcadas para posterior remoção do campo após o término da colheita. A única forma de manejar o Mal-de-Pierce é efetuar o plantio onde as temperaturas de inverno sejam baixas o suficiente para prevenir a sobrevivência de *X. fastidiosa* na planta. Quando possível, utilizar cultivares que sejam tolerantes a *X. fastidiosa*.

Convém lembrar que embora *X. fastidiosa* já tenha sido assinalada no Brasil, como patógeno de vários hospedeiros, o Mal-de-Pierce e as cigarrinhas transmissoras não foram descritas no Brasil. Portanto, trata-se de doença e vetores não existentes no Brasil e todas as medidas sanitárias devem ser tomadas, objetivando a não entrada dessa importante bactéria e de seus respectivos insetos vetores em nosso país.

Nos Estados Unidos há medidas de controle de caráter legislativo. No estado da Califórnia há leis específicas, principalmente relacionadas à movi-

mentação de material de viveiro. Há a utilização de inseticidas para o controle de insetos vetores. Todas as cultivares de uva (*V. vinifera*, *V. lambrusca* e os híbridos franco-americanos) são suscetíveis à *X. fastidiosa*.

Práticas agrícolas que gerem estresses para as plantas podem aumentar a severidade da doença, por exemplo, estresse hídrico ou produção demasiada de frutos, assim como danos causados nas raízes.

6. Necrose bacteriana da videira

Há outra doença importante para a videira denominada “necrose bacteriana da videira”, causada pela bactéria *Xylophilus ampelinus* (sinonímia *Xanthomonas ampelina*). Essa bactéria reduz a produção e encurta a vida útil da videira. A bactéria penetra nas plantas por aberturas naturais, como estômatos ou hidatódios ou ferimentos. Nos ramos são observadas listas marrom avermelhadas, que posteriormente se transformam em cancos. As folhas podem ser afetadas via pecíolos ou vasos, resultando na morte da planta toda. Essa bactéria ocorre na região mediterrânea da Europa (Itália, Grécia e Espanha), na Eslovênia, na Alemanha, em Portugal, nos Estados Unidos e na África do Sul. Material propagativo infectado é a fonte primária de disseminação da doença. Não são conhecidas variedades resistentes à *X. ampelinus* (SZEGE-DI; CIVEROLO, 2011). Essa bacteriose está ausente no Brasil, sendo uma praga quarentenária ausente (PQA). Caso ocorra sua introdução em nosso país, haverá sérios danos econômicos. Desta forma, medidas devem ser tomadas com objetivo de se evitar a introdução de material propagativo de áreas onde a doença já ocorra. Todo material vegetativo de videira introduzido no Brasil deve vir acompanhado de um atestado de fitossanidade.

7. Envio de material vegetal para exame laboratorial

Para as bacterioses da videira, o envio de material vegetal para análise é relativamente simples. No caso de galhas bacterianas, devem ser coletadas no campo, sempre dando preferência para as galhas mais novas. Quanto mais velho e lignificado o material, mais difícil será isolar a bactéria. Muitas vezes, há expressão dos sintomas (as galhas), mas a bactéria não está mais presente no tecido. Para doenças foliares e cancos de hastes, deve-se coletar o material e enviá-lo para laboratório no menor espaço de tempo possível. O ideal é que

o material seja coletado e analisado no mesmo dia. Para folhas e hastes com sintomas de cancos ou naqueles sintomas causados por *P. syringae*, é possível enviar o material via correio, utilizando preferencialmente as entregas rápidas (via SEDEX). É fundamental e importante lembrar que o cancro bacteriano da videira é uma PQP, restrita a algumas regiões do país e o envio de material para análise deve ocorrer obrigatoriamente via órgão de defesa fitossanitária, sempre visando a não introdução do patógeno em áreas livres da doença. Todo o material para análise deve ser devidamente identificado, constando o nome da hospedeira, local de origem, data da coleta e endereço completo do produtor ou do interessado. Nunca é demais lembrar que o envio do material para exame de forma correta é fundamental para a correta diagnose da doença.

8. Referências bibliográficas

ARAÚJO, J.S.P.; OLIVARES, F.L.; ROBBS, C.F.; RIBEIRO, R.L.D.; AKIBA, F. Sobrevivência epifítica de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* em videiras. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, Supl., p. 319, 2000.

ARAÚJO, J.S.P.; REIS JÚNIOR, F.B.; CRUZ, G.B.; OLIVEIRA, B.C.; ROBBS, C.F.; RIBEIRO, R.L.D.; POLIDORO, J.C. Produção e caracterização de anticorpos policlonais contra *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n. 3, p. 305-319. 2005

ARAÚJO, J.S.P.; ROBBS, C.F.; MACIEL, G.F. Novos hospedeiros alternativos de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 25, n. 1, p. 23. 1999.

BERIAM, L.O.S.; ROBBS, C.F.; RODRIGUES NETO, J. **Galha bacteriana (*Agrobacterium* sp.) em videira no Estado do Rio Grande do Norte**. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 4., 1991, São Paulo. Resumos [...]. São Paulo: Instituto Biológico, 1991. p. 04.

BERIAM, L.O.S.; ROBBS, C.F.; RODRIGUES NETO, J. Galha bacteriana (*Agrobacterium* sp.) em videira no Estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 18, n. 1, p. 47, 1992.

BRADBURY, J.F. **Guide to plant pathogenic bacteria**. Slough: CAB International, 1986.

CARVALHO, F.C.Q. **Termoterapia e controle biológico para manejo do cancro bacteriano em videira**. Orientador: Elineide Barbosa de Souza. 91 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2016.

COLETTA FILHO, H.D.; FRANCISCO, C.S.; LOPES, J.R.S.; OLIVEIRA, A.F.; SILVA, L.F.O. First report of olive life scorch in Brazil, associated with *Xylella fastidiosa* subsp. *pauc*. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 55, n. 1, p. 130-135. 2016.

FARIAS, A.R.G.; RIBEIRO, A.P.M.; ARAÚJO, J.S.P.; BARBOSA, M.A.G. **Restos de poda e sobrevivência de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola***. In: CONGRESSO PAULISTA DE FITOPATOLOGIA, 36, 2013. São Paulo. Anais [...]. São Paulo: Instituto Biológico, 2013. CD.

FONSECA, C.F.; MARQUES, A.S.A. ***Xilophilus ampelinus*: bactéria quarentenária com risco para a cultura da videira no Brasil**. Brasília: EMBRAPA, 2005. (Comunicado Técnico, 33).

GERIN, D.; CARIDDI, C.; ANGELINI, R.M.M.; ROTOLO, C.; DONGIOVANI, C.; FARETRA, F.; POLLASTRO, S. First reporter of pseudomonas grapevine bunch rot caused by *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 103, n. 8, p. 1954-1960. 2019

HALL, B.H.; McMAHON, R.L.; NOBLE, D.; COTHER, E. J.; McLINTOCK, D. First report of *Pseudomonas syringae* on grapevine (*Vitis vinifera*) in South Australia. **Australasian Plant Pathology**, Clayton, v. 31, p. 421-422, 2002.

HERNANDES, J.L.; BERIAM, L.O.S.; ALMEIDA, I.M.G.; RIBEIRO, I.J.A.; GONSI, G. Nova bacteriose em videira (*Vitis* sp.) causada por patovar indeterminado de *Pseudomonas syringae*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 23, Supl., p. S43, 2007.

HICKEY, C.; BLAAUN, B.; BRANNEN, P. **Pierce's Disease of grape: identification and management**. Georgia: University of Georgia. 2019. (Bulletin, 1514). Disponível em: https://secure.caes.uga.edu/extension/publications/files/pdf/B%201514_1.PDF. Acesso em: 12 fev. 2022.

JUNQUEIRA, N.T.V.; JUNQUEIRA, K.P.; BRAGA, M.F.; VAZ, C.F.; SANTOS, E.C.; JUNQUEIRA, L.P.; SOUZA, L.S. & LIMA, C.A. Ocorrência do cancro bacteriano da videira na região do entorno do Distrito Federal. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 19., 2006, Cabo Frio. **Resumos** [...]. Cabo Frio: SBF, UENF, UFRJ, 2006. p. 323.

LIMA, M.F.; FERREIRA, M.A.V.S. Infecção latente em porta-enxerto de videira causada por *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 127, 2000.

LA FUENTE, L. De.; CHACÓN-DÍAZ, C.; ALMEIDA, R.P.P. Enfermidades causadas por *Xylella fastidiosa* em Estados Unidos. In: LANDA, B.B.; MARCO-NOALES, E.; LÓPES, M.M. (coord). **Enfermidades causadas por la bacteria *Xylella fastidiosa***. Cajamar: Caja Rural, 2017. p. 149-176.

MALAVOLTA JR., V.A.; ALMEIDA, I.M.G.; SUGIMORI, M.H.; RIBEIRO, I.J.A.; RODRIGUES NETO, J.; NOGUEIRA, E.M.C. *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* no Estado do Piauí. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 25, n. 1, p. 27, 1999.

MALAVOLTA JR., V.A.; ALMEIDA, I.M.G.; SUGIMORI, M.H.; RIBEIRO, I.J.A.; RODRIGUES NETO, J.; PIRES, E.J.; NOGUEIRA, E.M.C. Ocorrência de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 25, n. 3, p. 262-264, 1999.

MALAVOLTA JR., V.A.; BERIAM, L.O.S.; ALMEIDA, I.M.G.; RODRIGUES NETO, J.; ROBBS, C.F. Bactérias fitopatogênicas assinaladas no Brasil: uma atualização. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 34, Supl, p. 1-88, 2008.

MALAVOLTA JÚNIOR, V.A.; SUGIMORI, M.H.; ALMEIDA, I.M.G.; RIBEIRO, I.J.A. Resistência de variedades de videira a *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 70, n. 3, p. 373-376, 2003.

MARIANO, R.L.R.; SILVEIRA, E.B.; ASSIS, S.M.P.; GOMES, A.M.A.; OLIVEIRA, I.S.; NASCIMENTO, A.R.P. Diagnose e manejo de fitobacterioses de importância no Nordeste brasileiro. IN: MICHEREFF, S.J.; BARROS, R. (ed.). **Proteção de plantas na agricultura sustentável**. Recife: UFRPE, 2001. p. 141-169.

MARQUES, E. **Variabilidade e tolerância ao cobre em *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*, agente causal do cancro bacteriano da videira (*Vitis* spp.)**. Orientador: Marisa Alvares da Silva Velloso Ferreira. 2007. 129 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade de Brasília, Brasília/DF, 2007.

MIRANDA, T.D. **Otimização da PCR na detecção de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* em videiras assintomáticas**. Orientador: Marisa Alvares da Silva Velloso Ferreira. 2011. 37 f. Monografia (Licenciatura em Ciências Biológicas) - Universidade de Goiás, Goiânia, 2011.

NASCIMENTO, A.R.P.; MARIANO, R.L.R. Cancro bacteriano da videira: etiologia, epidemiologia e medidas de controle. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 1, p. 301-307, 2004.

OLIVEIRA, J.R.; ROMEIRO, R.S.; LACERDA, J.S.L. Occurrence of *Agrobacterium tumefaciens* Biovar 3 on grapevine in Brazil. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 140, n. 4, p. 363-366, 1994.

PEIXOTO, A.R.; MARIANO, R.L.R.; MOREIRA, J.O.T.; SOBRAL, P.R.; BRANDÃO, N.S.; PONTES, M.F.C.; VIANA, I.O. Hospedeiros alternativos de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, supl., p. S250, 2006.

PEIXOTO, A.R.; MARIANO, R.L.R.; MOREIRA, J.O.T.; VIANA, I.O. Hospedeiros alternativos de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 161-164, 2007.

PEIXOTO, A.R.; MARIANO, R.L.R.; VIANA, I.O. Meio semi-seletivo para o isolamento de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 4, p. 1317-1320, 2006.

PEIXOTO, A.R.; SANTOS, M.M.; PESSOA, E.S.; GOMES, L.A.; QUEIRÓZ, M.F.; DA PAZ, C.D. Espécies espontâneas e olerícolas como hospedeiras de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 37, supl., p. 227, 2012.

POROTIKOVA, E.V.; DMITRENKO, U.D.; ATAPINA, E.E.; VOLKOV, Y.A.; RISOVNNAYA, V.I.; STRANISHEVSKAYA, E.P.; GORISLAVETS, S.M.; KAMIONSKAYA, A. M.; VINOGRADOVA, S.V. First report of bacterial leaf spot caused by *Pseudomonas syringae* on grapevine (*Vitis vinifera*) in Russia. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 101, n. 2, p. 380, 2016.

ROBBS, C.F.; RODRIGUES NETO, J. Enfermidades causadas por bactérias em fruteiras tropicais no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 25, n. 1, p. 73-76, 2009.

RODRIGUES NETO, J.; DESTÉFANO, S.A.L.; RODRIGUES, L.M.R.; PELLOSO, D.S.; OLIVEIRA JÚNIOR, J.R. Grapevine bacterial canker in the State of São Paulo, Brazil: detection and eradication. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, n. 4, p. 42-44, 2011.

SANTOS, M.M.; PEIXOTO, A.R.; PESSOA, E.S.; GAMA, M.A.; MARIANO, R.L.R.; BARBOSA, M.A.G.; PAZ, C.D. Identificação de potenciais plantas hospedeiras de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 4, p. 595-598, 2004.

SILVA, A.M.F.; MELO, N.F.; SOUZA, E.B.; COELHO, A.L.; MARIANO, R.L.R. Limpeza clonal de mudas de videira infectadas por *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 35, n. 1, p. 316-319, 2013.

SILVA, A.M.F.; MENEZES, E.F.; SOUZA, E.B.; MELO, N.F.; MARIANO, R.L.R. Sobrevivência de *Xanthomonas campestris* pv. *viticola* em tecido infectado de videira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 3, p. 757-765, 2012.

SZEGEDI, D.; CIVEROLO, E.L. Bacterial disease of grapevine. **International Journal of Horticulture**, Debrecen, v. 17, n. 3, p. 45-49, 2011.

TOMAZ, R.; SCREMIN, R.M.; FERREIRA, M.A.S.V.; BARBOSA, M.A.G. Detecção e erradicação de videiras com sintomas de cancro bacteriano no Estado do Paraná. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 44., 2011, São Bento. **Resumos** []. Bento Gonçalves: SBF, 2011. p. 896.

TRINDADE, L.C.; MARQUES, E.; LOPES, D.B.; FERREIRA, M.A.S.V. Development of a molecular method for detection and identification of *Xanthomonas campestris* pv. *viticola*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 1, p. 16-23, 2007.

VARELA, L.G.; SMITH, R.J.; PHILLIPS, P.A. **Pierce's Disease**. California: Regents of the University of California, 2001.

WHITELAW-WECKERT, M.A.; WHITELAW, E.S.; ROGIERS, S.Y.; QUIRK, L.; CLARK, A.C.; HUANG, C.H. Bacterial inflorescence rot of grapevine caused by *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 60, p. 325-337, 2011.

YOUNG, J.M.; DYE, D.W.; BRADBURY, J.F.; PANAGOPOULOS, C.G.; ROBBS, C.F. A proposed nomenclature and classification for plant pathogenic bacteria. **New Zealand Journal of Agricultural Research**, Wellington, v. 21, p. 153-177, 1978.

Doenças virais em videiras

Thor Vinícius Martins Fajardo¹

Marcelo Eiras²

¹Embrapa Uva e Vinho – Bento Gonçalves (RS) – E-mail: thor.fajardo@embrapa.br
Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-6621-5192>

²Instituto Biológico – São Paulo (SP) – E-mail: marcelo.eiras@sp.gov.br
Orcid: <http://orcid.org/0000-0001-7901-9107>

1. Introdução

A videira (*Vitis* spp.), dentre as plantas cultivadas, é uma das espécies que hospeda uma das maiores quantidades de vírus. A ocorrência desse número grande de patógenos virais é, provavelmente, explicada por: (i) coexistência prolongada entre os vírus e hospedeiras do gênero *Vitis*; (ii) longa história de domesticação do gênero *Vitis*; (iii) escassez de fontes de resistência a vírus em *Vitis* spp.; (iv) intercâmbio de germoplasma de *Vitis* em escala global; (v) utilização de tecnologia de sequenciamento de alto desempenho para identificação de vírus; (vi) propagação vegetativa da videira utilizada comercialmente; e (vii) característica perene da cultura.

O processo infeccioso causado por patógenos virais em videiras resulta em reduções no rendimento, na qualidade da produção e na vida útil do vinhedo, com reflexos na rentabilidade da cultura. No Brasil, foram relatados 21 vírus e três viroides infectando videiras (Tabela 1). No mundo, cerca de 86 vírus já foram associados à cultura, sendo que cerca de dois terços desses vírus podem causar danos, ou estão associados a doenças economicamente importantes. A maioria dos vírus que infecta videira tem apenas o gênero *Vitis* como sua hospedeira natural e, muitas vezes, os sintomas não podem ser atribuídos a um único vírus, visto que videiras sintomáticas predominantemente apresentam infecções múltiplas (Fig. 1). Em videiras, a expressão de sintomas decorrentes de infecção viral pode ser afetada em função do material genético (cultivar), condições ambientais, virulência do isolado ou estirpe viral, estágio de desenvolvimento da planta, estado nutricional da planta, dentre outros fatores.

Neste capítulo serão abordados os principais vírus que infectam videira no Brasil, bem como a sua classificação, descrição dos principais sintomas e, sobretudo, as interações vírus-vetor-hospedeira e sua implicação na adoção de estratégias de manejo e controle da doença.

Tabela 1. Relação de vírus e viroides descritos na cultura da videira no Brasil e seus vetores.

Nome do vírus ou viroide	Classificação taxonômica (família/gênero)	Vetor
grapevine leafroll-associated virus 1 (GLRaV-1)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Ampelovirus</i>	cochonilhas
grapevine leafroll-associated virus 3 (GLRaV-3)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Ampelovirus</i>	cochonilhas
grapevine leafroll-associated virus 4 (GLRaV-4)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Ampelovirus</i>	cochonilhas
grapevine leafroll-associated virus 4 strain 5 (GLRaV-4 strain 5)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Ampelovirus</i>	cochonilhas
grapevine leafroll-associated virus 4 strain 6 (GLRaV-4 strain 6)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Ampelovirus</i>	cochonilhas
grapevine leafroll-associated virus 2 (GLRaV-2)	<i>Closteroviridae</i> , <i>Closterovirus</i>	desconhecido
grapevine virus A (GVA)	<i>Betaflexiviridae</i> , <i>Vitivirus</i>	cochonilhas
grapevine virus B (GVB)	<i>Betaflexiviridae</i> , <i>Vitivirus</i>	cochonilhas
grapevine virus D (GVD)	<i>Betaflexiviridae</i> , <i>Vitivirus</i>	cochonilhas
grapevine rupestris stem pitting-associated virus (GRSPaV)	<i>Betaflexiviridae</i> , <i>Foveavirus</i>	desconhecido
grapevine Pinot gris virus (GPGV)	<i>Betaflexiviridae</i> , <i>Trichovirus</i>	ácaros
grapevine fleck virus (GFkV)	<i>Tymoviridae</i> , <i>Maculavirus</i>	desconhecido
grapevine Red Globe virus (GRGV)	<i>Tymoviridae</i> , <i>Maculavirus</i>	desconhecido
grapevine rupestris vein feathering virus (GRVfV)	<i>Tymoviridae</i> , <i>Marafivirus</i>	desconhecido
grapevine Syrah virus 1 (GSyV-1)	<i>Tymoviridae</i> , <i>Marafivirus</i>	cigarrinhas
grapevine fanleaf virus (GFLV)	<i>Secoviridae</i> , <i>Nepovirus</i>	nematoides
grapevine vein clearing virus (GVCV)	<i>Caulimoviridae</i> , <i>Badnavirus</i>	afídeos
grapevine enamovirus 1 (GEV-1)	<i>Luteoviridae</i> , <i>Enamovirus</i>	afídeos
grapevine Cabernet Sauvignon reovirus (GCSV)	<i>Reoviridae</i>	cigarrinhas
temperate fruit decay-associated virus (TFDaV)	vírus de ssDNA	desconhecido
grapevine associated jivivirus 1 (GaJV-1)	vírus de RNA	desconhecido
grapevine yellow speckle viroid 1 (GYSVd-1)	<i>Pospiviroidae</i> , <i>Apscaviroid</i>	ausente
citrus exocortis viroid (CEVd)	<i>Pospiviroidae</i> , <i>Pospiviroid</i>	ausente
hop stunt viroid (HSVd)	<i>Pospiviroidae</i> , <i>Hostuviroid</i>	ausente
LN33 stem grooving (Acanaladura do lenho de LN 33)	—	—
grapevine vein necrosis (Necrose das nervuras)	—	—



Figura 1 - Sintoma de infecção dupla com o vírus do enrolamento da folha (avermelhamento), GLRaV, e da degenerescência da videira (amarelo), GFLV, em cultivar vinífera de videira.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

2. Principais doenças

2.1. Enrolamento da folha da videira (grapevine leafroll-associated virus, GLRaV)

Etiologia: É uma doença complexa, à qual podem estar associados até seis vírus designados GLRaV-1, -2, -3, -4 (e suas estirpes), -7 e -13, os quais são geneticamente distintos em relação às sequências de nucleotídeos, tamanho e organização do genoma. Destes, o GLRaV-3 é aquele que apresenta maior dispersão, incidência e importância econômica, seguido por GLRaV-1, -2, -4, -4 estirpes 5 e 6, todos já identificados infectando videiras no Brasil. O GLRaV-3, classificado na família *Closteroviridae*, gênero *Ampelovirus*, possui partículas com morfologia alongada e flexuosa, com cerca de 2.000 nm de comprimento e 12 nm de diâmetro. Seu genoma é constituído de RNA de fita simples, senso positivo (infectivo), com cerca de 17.900 nucleotídeos e 12 ORFs (*open reading frame*).

Sintomas: O sintoma característico induzido pelos GLRaVs é o enrolamento dos bordos das folhas da videira para baixo, observado principalmente nas cultivares europeias de *Vitis vinifera*, tintas e brancas, em especial a partir da

metade do ciclo vegetativo da cultura. Nas viníferas tintas infectadas, o limbo foliar apresenta coloração vermelho-violácea, sendo que o tecido próximo às nervuras permanece verde (Fig. 2). Nas cultivares brancas infectadas, o limbo foliar adquire uma coloração amarelada e o tecido ao longo das nervuras principais permanece verde (Fig. 3). Tanto nas cultivares brancas como nas tintas, as folhas apresentam o limbo com aspecto rugoso, quebradiço e de consistência mais grossa quando comparadas às folhas sadias (Fig. 4). O desenvolvimento das cultivares viníferas pode ser bastante afetado devido ao baixo vigor. Em geral, nas cultivares de videiras americanas (*V. labrusca* cvs. Niágara, Isabel e Concord), a infecção pelos GLRaVs pode transcorrer sem indução de sintomas ou, quando ocorrem, os sintomas não são pronunciados, pois essas videiras apresentam certo nível de tolerância à virose. No entanto, com infecção viral múltipla, as cultivares americanas podem apresentar sintomas de enrolamento das folhas (Fig. 5) e redução do desenvolvimento das plantas. As cultivares de porta-enxerto, em geral, não mostram sintomas dessa virose, impossibilitando distinguir uma planta doente de uma sadia, o que aumenta o risco da utilização de material infectado.

Alguns sintomas de deficiência nutricional em videira podem ser muito semelhantes aqueles induzidos por vírus e, desta forma, podem levar ao diagnóstico incorreto. A deficiência de magnésio em cultivar tinta provoca avermelhamento entre as nervuras e nas bordas da folha (Fig. 6) e, em cultivar branca, induz amarelecimento entre as nervuras e nas bordas (Fig. 7). Sintomas de outras doenças bióticas (inclusive causadas por fungos) e abióticas também poderiam, eventualmente, serem confundidos com alguns sintomas de viroses em videira.

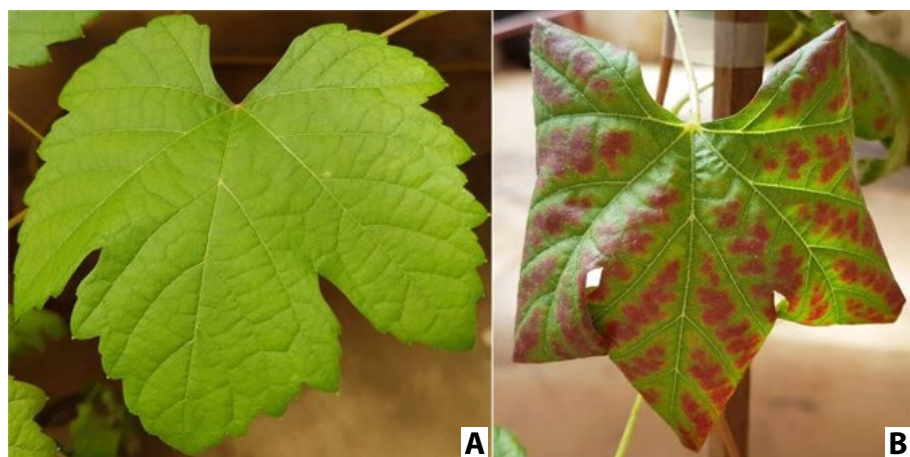


Figura 2 - Sintoma da virose do enrolamento da folha em cultivar de videira tinta (cv. Petit Syrah), folha sadia (A) e infectada pelo grapevine leafroll-associated virus (B).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 3 - Sintoma da virose do enrolamento da folha em cultivar de *Vitis vinifera* branca (cv. Centennial), folha sadia (esquerda) e infectada pelo grapevine leafroll-associated virus (direita).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 4 - Sintoma da virose do enrolamento da folha em cultivar de videira tinta (cv. Cabernet Franc), folha exibindo alterações de cor e de textura do limbo foliar e bolhosidades.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 5 - Enrolamento da folha na cv. Niagara Branca infectada com o vírus do enrolamento da folha da videira (GLRaV) em complexo com outros vírus, resultando na expressão de sintomas mais evidentes.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 6 - Sintoma foliar de deficiência de magnésio em cultivar tinta (cv. Marselan).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 7 - Sintoma foliar de deficiência de magnésio em cultivar branca (cv. Walsh Riesling) (direita) e folha sem deficiência nutricional (esquerda).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Importância: O enrolamento da folha da videira, virose induzida por diferentes vírus, dentre os quais se destaca o GLRaV-3, causa sérios prejuízos ao cultivo de videira em todo o mundo. No Brasil, essa virose já foi relatada na maioria das áreas produtoras de uva, causando redução significativa do número, peso e tamanho dos cachos. Além disso, diminui o teor de açúcar da uva em até 4° Brix, a longevidade das plantas e a qualidade do mosto, do vinho e do suco de uva; uma vez que há retardamento e desuniformidade no amadurecimento das uvas (Fig. 8). O GLRaV, em complexo com outros vírus da videira, pode induzir a expressão de sintomas ainda mais evidentes, potencializando o efeito negativo da infecção viral.



Figura 8 - Videiras cv. Cabernet Sauvignon infectadas com a virose do enrolamento da folha (A) e sadia (B), podendo-se observar amadurecimento irregular e incompleto das uvas na planta doente.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Manejo: No campo, os vírus GLRaV-1, -3, -4 e -4 estirpes 5 e 6 podem ser transmitidos de modo semipersistente por diferentes espécies de cochonilhas farinhentas da família *Pseudococcidae* (*Heliococcus bohemicus*, *Phenacoccus aceris*, *Planococcus citri*, *Pl. ficus*, *Pseudococcus viburni*, *Ps. calceolariae*, *Ps. comstocki*, *Ps. longispinus* e *Ps. maritimus*), insetos que medem de três a cinco milímetros de comprimento (Fig. 9) e por cochonilhas de carapaça da família *Coccidae* (*Parthenolecanium corni*, *Pulvinaria vitis*, *P. innumerabilis*, *Ceroplastes rusci*, *Coccus longulus*, *C. hesperidum*, *Parasaissetia nigra* e *Saissetia sp.*). As cochonilhas são vetores que apresentam baixa mobilidade nas plantas e, por este motivo, poderiam ser consideradas pouco eficientes na disseminação de vírus no campo. Entretanto, disseminações expressivas de vírus por cochonilhas têm sido relatadas em alguns países vitícolas. Em um vinhedo da cv. Cab. Sauvignon no Napa Valley, Califórnia (EUA), foi avaliada, por 5 anos, a taxa de disseminação do enrolamento da folha (GLRaV-3) e constatou-se que a incidência da virose passou de 23,3% para 66,1%, ou seja, aumento superior a 10% ao ano. O ser humano ainda é considerado o principal agente disseminador desse vírus, ao promover o trânsito de material propagativo (gemas, mudas e estacas) infectado, e também ao utilizar material propagativo infectado no processo de enxertia. Se uma planta infectada for

multiplicada, toda a sua descendência também será infectada, devendo-se ter muito cuidado na obtenção das mudas ou do material de propagação (estacas e gemas). Portanto, a principal forma de controle de viroses de plantas geralmente se baseia no uso de gemas das cultivares de copa e de porta-enxertos livres de vírus, o que requer um eficiente sistema de indexação. Vale lembrar que, após a constatação no campo de que a videira está infectada por vírus, não haverá mais possibilidade de controle a não ser a reposição da muda.



Figura 9 - Cochonilha farinhenta (pseudococcídeo), da espécie *Pseudococcus longispinus*, vetor do GLRaV-3, sobre folha de videira. Escala: cerca de 1 mm.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

2.2. Complexo do lenho rugoso da videira

[grapevine rupestris stem pitting-associated virus (GRSPaV), grapevine virus A (GVA) e grapevine virus B (GVB)]

Etiologia: Quatro viroses constituem o complexo do lenho rugoso da videira (“grapevine rugose wood complex”), podendo causar alterações no lenho de plantas infectadas e prejudicar a formação dos vasos condutores de seiva: (i) intumescimento dos ramos (“corky bark”); (ii) caneluras do tronco de Rupestris (“Rupestris stem pitting”); (iii) acanaladura do lenho de Kober (“Kober stem grooving”); e (iv) acanaladura do lenho de LN33 (“LN33 stem grooving”). As

três últimas viroses mencionadas são genericamente conhecidas por “caneluras do tronco da videira”. Estas viroses podem ser identificadas por meio de testes biológicos constituídos de enxertia em cultivares indicadoras sensíveis (Rupestris du Lot, Kober 5BB e LN33), específicas para cada vírus (Fig. 10).

O agente causal do intumescimento dos ramos da videira é o grapevine virus B (GVB), pertencente ao gênero *Vitivirus*, família *Betaflexiviridae*. As partículas são alongadas e flexuosas com 760 nm de comprimento e 12 nm de diâmetro, possui genoma constituído de RNA fita simples com 7599 nucleotídeos e organizado em 5 ORFs. Com certa dificuldade, o GVB pode ser transmitido mecanicamente para *Nicotiana occidentalis* e outras hospedeiras herbáceas.

O grapevine rupestris stem pitting-associated virus (GRSPaV) e o grapevine virus A (GVA), pertencentes à família *Betaflexiviridae* e aos gêneros *Foveavirus* e *Vitivirus*, respectivamente, são os agentes causais das viroses Caneluras do tronco de Rupestris e Acanaladura do lenho de Kober, respectivamente. O agente causal da Acanaladura do lenho de LN33 ainda não foi determinado. GRSPaV e GVA apresentam partículas alongadas e flexuosas com 725-800 nm de comprimento e diâmetro de 12 nm. O genoma viral possui 8744 (GRSPaV) e 7351 (GVA) nucleotídeos, formado por um RNA de fita simples com 5 ORFs. O GRSPaV não é transmitido mecanicamente via inoculação com extrato foliar e não possui inseto vetor conhecido. O GVA pode ser transmitido mecanicamente para algumas hospedeiras herbáceas a exemplo de *Chenopodium quinoa* e *Nicotiana* spp.

Outro vírus pertencente à família *Betaflexiviridae* e ao gênero *Vitivirus*, o grapevine virus D (GVD), também foi detectado infectando videiras no Brasil. Apesar de o GVD ter sido detectado em videiras exibindo tecidos com aspecto de cortiça, o seu papel como constituinte do complexo do lenho rugoso da videira ainda é pouco compreendido, bem como sua importância econômica e os aspectos epidemiológicos desse vírus. O gênero *Vitivirus* reúne o maior número de novas espécies virais recentemente descobertas infectando videiras em outros países (grapevine virus E ao grapevine virus O; GVE ao GVO). No entanto, a importância e as doenças específicas que esses vírus causam ainda não foram determinadas. No gênero *Foveavirus*, um dos mais novos vírus identificados em videira foi o GVT.

Diversos isolados brasileiros de GRSPaV, GVA, GVB e GVD foram caracterizados molecularmente por meio da obtenção e análise de suas sequências de nucleotídeos, determinando-se a variabilidade genética e o relaciona-

mento filogenético entre tais isolados e isolados homólogos estrangeiros. Este tipo de estudo é importante, pois estirpes e variantes biológicas e/ou moleculares podem determinar o comportamento do vírus em relação à sintomatologia e à virulência, dentre outras características.



Figura 10 - Sintoma de intumescimento dos ramos, causado pelo GVB, na videira indicadora LN33.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Sintomas: Nas cultivares americanas (*V. labrusca*), os sintomas induzidos pelo GVB se caracterizam pelo intumescimento (engrossamento) dos entrenós do ramo do ano, com rachaduras (fendilhamento) longitudinais no tecido afetado. Estes sintomas também podem ser observados no pecíolo das folhas próximas às regiões afetadas dos ramos. Com o amadurecimento do ramo, o tecido da região intumescida fica com um aspecto corticento. Os ramos afetados são destacados da planta com facilidade, principalmente quando há formação de tecido corticento na região de sua inserção (Fig. 11). Nas plantas muito afetadas, a brotação é atrasada e fraca e as plantas são menos

vigorosas. As folhas tendem a enrolar os bordos para baixo, além de caírem mais tardiamente no outono. A planta definha gradativamente (Fig. 12), com seca parcial ou total dos ramos afetados, podendo morrer em poucos anos. Em algumas cultivares viníferas (*V. vinifera*) e híbridas, pode ser observado avermelhamento intenso nas folhas, em cultivares tintas (Fig. 13), ou amarelecimento e enrolamento dos bordos foliares, em cultivares brancas, que se evidenciam no outono. Outro sintoma associado ao GVB, em mudas, é o engrossamento na região da enxertia, com tecido de consistência esponjosa. O tecido, quando maduro, adquire aspecto corticento e apresenta rachaduras longitudinais.

Em cultivares sensíveis, caneluras podem ser observadas sob a casca do tronco da videira na superfície do lenho (Fig. 14). As caneluras correspondem ao local onde a casca penetra no tronco, prejudicando a formação dos vasos condutores da seiva. As plantas doentes, em geral, apresentam diminuição do vigor e há atraso na brotação das gemas. A casca do tronco ou ramo é mais grossa e de aspecto corticento (Fig. 15). Em algumas combinações enxerto/porta-enxerto, os sintomas podem ser restritos a um dos componentes, quando o outro é tolerante. Os porta-enxertos, em especial o Paulsen 1103, normalmente mostram sintomas nítidos da doença. Muitas cultivares viníferas e americanas são altamente suscetíveis. As caneluras podem ser observadas nas raízes, especialmente em cultivares muito suscetíveis, como o porta-enxerto Rupestris du Lot, e, na região da enxertia, pode ocorrer uma diferença de diâmetro entre o enxerto e o porta-enxerto. As folhas das cultivares tintas podem apresentar um avermelhamento (Fig. 16), em função da formação anormal dos vasos condutores na região afetada, sendo este sintoma específico e distinto daquele que se verifica na virose do enrolamento da folha (Fig. 17). A morte de plantas pode ocorrer em até 10 anos ou mais cedo, quando ambas as cultivares (porta-enxerto e enxerto) são sensíveis. Em algumas cultivares, a doença pode permanecer em estado latente.

Uma estirpe específica do GRSPaV pode induzir necrose de nervuras em alguns porta-enxertos a exemplo do R110 (*Vitis rupestris* x *V. berlandieri*) (Fig. 18).



Figura 11 - Virose do intumescimento dos ramos em videira consistindo de intumescimento, formação de tecido corticento e rachaduras na base do ramo do ano.

Foto: Marcus A. K. Almança - Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul.



Figura 12 - Virose do intumescimento dos ramos/complexo do lenho rugoso da videira na cv. Syrah. Planta doente exibindo menor vigor e intenso avermelhamento foliar (centro) e plantas saudáveis (ao lado). Nas fotos menores, detalhes dos sintomas observados na planta com virose.

Foto: Giuliano Elias Pereira - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 13 - Virose do intumescimento dos ramos/complexo do lenho rugoso da videira, especificamente infecção pelo GVB, em cultivar tinta. Intenso avermelhamento foliar.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 14 - Virose do complexo do lenho rugoso da videira na cv. de porta-enxerto Paulsen 1103. Sintomas severos de caneluras (reentrâncias no lenho) sob a casca.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 15 - Corte transversal de ramo sadio da cv. Niagara (A) e ramos com sintomas da virose do complexo do lenho rugoso da videira, exibindo caneluras e engrossamento da casca (B).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 16 - Virose do complexo do lenho rugoso da videira na cv. Cabernet Sauvignon. Intenso avermelhamento foliar em planta infectada.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 17 - Sintomas foliares característicos das viroses do complexo do lenho rugoso na cv. Cabernet Sauvignon (B) e do enrolamento da folha (C) na cv. C. Franc e folha de planta sadia (A).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

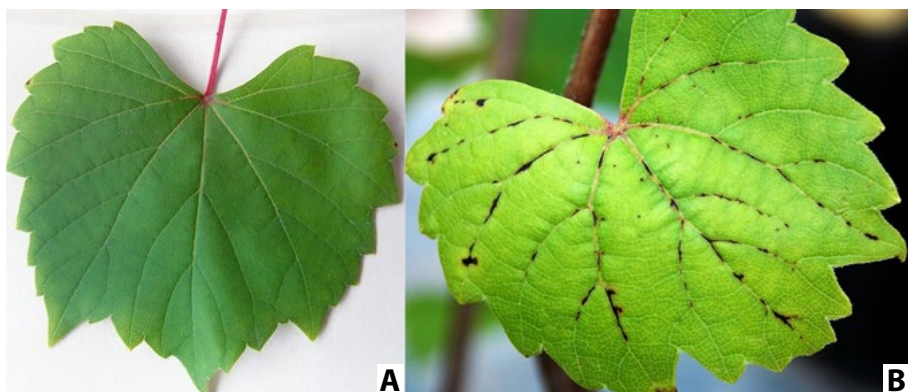


Figura 18 - Folha sadia da cv. R110 (A) e necrose de nervuras induzida por estirpe específica do GRSPaV (B).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Importância: A virose do intumescimento dos ramos, nas cultivares americanas Isabel e Niágara, pode levar a uma queda progressiva de rendimento, a uva não completa a maturação, há redução no teor de açúcar da fruta e a planta pode morrer em poucos anos. Em cultivares de *V. vinifera*, a presença do GVB, associada ao sintoma de engrossamento na região da enxertia, causa subdesenvolvimento (Fig. 19) ou morte precoce de mudas após a enxertia.

Na virose das caneluras do tronco, a severidade dos sintomas depende da combinação copa produtora x porta-enxerto, suscetibilidade das cultivares e do isolado ou da estirpe viral. Nas combinações mais sensíveis, a doença causa o declínio e subsequente morte da planta, que pode ocorrer poucos anos após a infecção viral. O declínio sempre é acompanhado de progressiva redução da quantidade e qualidade da produção, podendo chegar à uma redução quase total do rendimento da planta.



Figura 19 - Muda de videira sadia (esquerda) e apresentando baixo vigor quando infectada com a virose do complexo do lenho rugoso (direita).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Manejo: A disseminação de longa distância dessas viroses ocorre por meio do material vegetativo infectado e a transmissão através da enxertia. Assim, a principal forma de controle é a utilização de material propagativo sadio, livre de vírus. A disseminação natural do GVA e GVB em vinhedos ocorre por meio da atuação de vetores. Tanto o GVA quanto o GVB podem ser transmitidos de modo semipersistente por diversas espécies de cochonilhas farinhentas da família *Pseudococcidae* (*Heliococcus bohemicus*, *Phenacoccus aceris*, *Planococcus citri*, *Pl. ficus*, *Pseudococcus viburni*, *Ps. comstocki*, *Ps. affinis* e *Ps. longispinus*) e por cochonilhas de carapaça, família *Coccidae* (*Neopulvinaria innumerabilis* e *Parthenolecanium corni*). O monitoramento e o controle destas cochonilhas devem ser considerados visando à redução da disseminação dos vírus por elas transmitidos. Em relação ao GRSPaV, não há vetor conhecido associado à sua transmissão. Entretanto, foi confirmada a presença deste vírus em sementes de videira, resultando em plântulas infectadas. Isto não constitui significativo problema, visto que a propagação comercial da videira é realizada a partir de material vegetativo. Não há registro da transmissão desses vírus de uma videira a outra por meio do uso de tesoura de poda ou ferramentas de cultivo contaminadas.

2.3. Degenerescência da videira (grapevine fanleaf virus, GFLV)

Etiologia: O GFLV, agente causal dessa doença, possui partículas isométricas de 30 nm de diâmetro e pertence à família *Secoviridae* e ao gênero *Nepovirus*. Seu genoma é composto por dois RNAs de fita simples e senso positivo, ambos necessários à infecção e que são encapsulados em partículas distintas. O capsídeo do GFLV é composto por subunidades de uma proteína de 54 kDa, codificada pelo RNA 2. GFLV pode ser transmitido mecanicamente para mais de 30 espécies de sete famílias botânicas. *Chenopodium quinoa*, *C. amaranticolor*, *Gomphrena globosa* e *Cucumis sativus* são as principais hospedeiras herbáceas, sendo que as reações podem ser latentes e variar segundo o isolado do vírus.

Sintomas: A doença afeta todos os órgãos da videira. Nas folhas, ocorrem deformações com distribuição anormal das nervuras, ângulo do pecíolo muito aberto ou fechado, assimetria foliar com dentes pontiagudos e redução do tamanho, além de manchas translúcidas de formas variadas observadas, normalmente, na primavera. Nos ramos, observam-se entrenós curtos, bifurcações, achatamentos e nós duplos, proliferação de gemas e brotação fraca e atrasada. Nos cachos, o número e tamanho das bagas são menores e há formação de “bagoinhas”, ou seja, bagas que permanecem pequenas e

verdes. Outro sintoma é a coloração amarelo-ouro nas folhas, causada por uma estirpe específica do GFLV que induz mosaico-amarelo. Outra estirpe do vírus causa somente o amarelecimento do tecido ao longo das nervuras principais, que pode se estender às nervuras secundárias (Fig. 20). As folhas com amarelecimento nas nervuras podem ficar assimétricas. Geralmente, as plantas doentes são menos desenvolvidas.

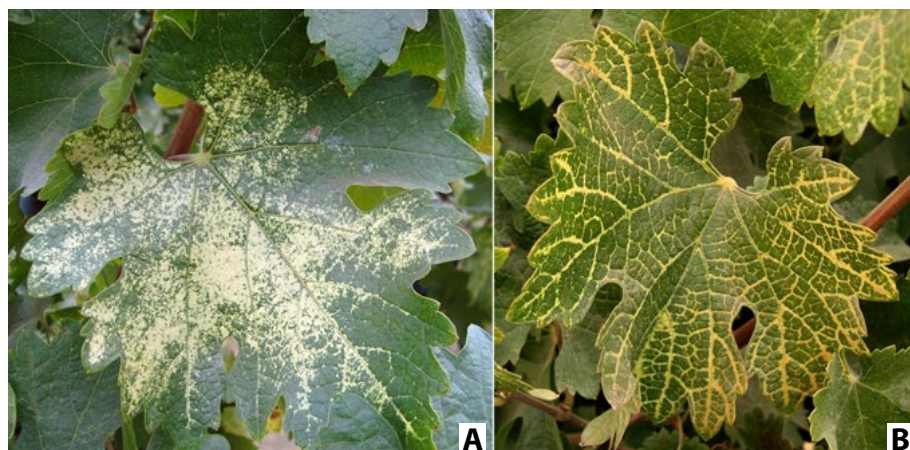


Figura 20 - Sintomas foliares em videiras causados por estirpes específicas do GFLV, mosaico amarelo (A) e amarelecimento do tecido ao longo das nervuras principais e secundárias (B).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Controle: A principal forma de controle é a utilização de material propagativo sadio. Os nematoides *Xiphinema index* e *X. italiae* são vetores do GFLV. Já foram relatadas algumas espécies do nematoide-punhal *Xiphinema* spp. associadas às raízes de videira no Brasil, a exemplo de *X. index*, *X. americanum* (sin. *X. brevicolle*), *X. brasiliensis* e *X. krugi*. Esta associação é importante devido à capacidade desse gênero de nematoide de transmitir vírus entre plantas. No Brasil, a degenerescência da videira apresenta baixa incidência, provavelmente devido ao uso de mudas livres de vírus, à lenta disseminação do vetor, especialmente em solos mais argilosos e à restrita distribuição de *X. index* no país. Em campo, o nematoide dissemina o vírus entre as plantas de uma mesma área e pode reinfetar novas parreiras estabelecidas em áreas de renovação, caso permaneçam no solo em restos de raízes de plantas infectadas.

2.4. Mancha das nervuras (grapevine fleck virus, GFkV)

Etiologia: O agente causal é o GFkV, família *Tymoviridae*, gênero *Maculavirus*. Esse vírus não é transmissível mecanicamente, é limitado ao floema, possui partículas isométricas de 30 nm de diâmetro e RNA fita simples com 7564 nucleotídeos. As subunidades proteicas do capsídeo têm peso molecular de 28 kDa.

Sintomas: Os sintomas da doença são expressos nas folhas novas e intermediárias da cultivar de porta-enxerto Rupestris du Lot, como manchas translúcidas, sem forma definida, que acompanham as nervuras, em especial as de terceira e quarta ordens (Fig. 21). Essas manchas aparecem distribuídas em parte ou em todo o limbo foliar. Outros sintomas comuns são a abertura excessiva do seio peciolar, a assimetria com distorção e deformação das folhas. As plantas muito afetadas são menos desenvolvidas e podem apresentar as folhas com os bordos voltados para cima. O porta-enxerto Kober 5BB também mostra os sintomas da doença, porém em menor intensidade. Nas demais cultivares comerciais, o vírus ocorre de forma latente.

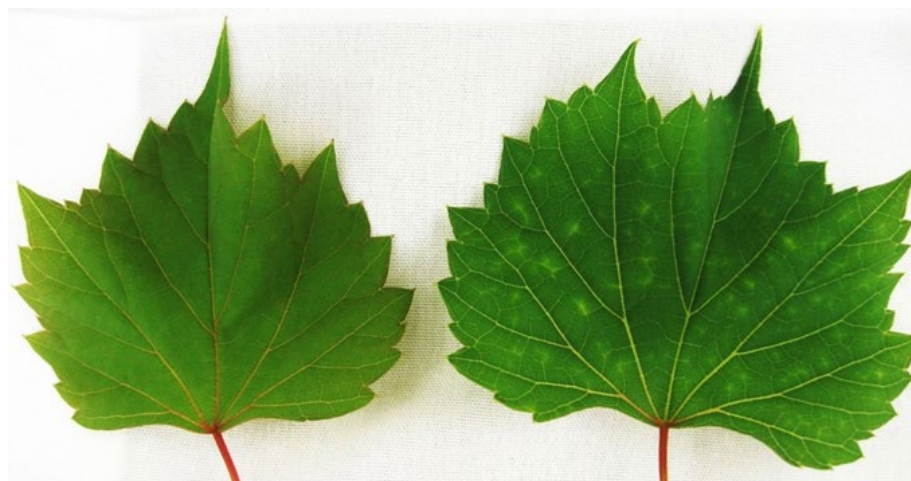


Figura 21 - Folha sadia de videira cv. Rupestris du Lot (esquerda) e sintoma da virose da mancha das nervuras (GFkV) (direita).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Manejo: O vírus é disseminado via material vegetativo e transmitido por enxertia. Não há constatação de infecção de plantas por meio do uso de ferramentas ou tesouras de poda contaminadas. Até o momento, não se tem comprovação científica da transmissão desse vírus por vetores.

2.5. Outras viroses da videira identificadas no Brasil

Etiologia: Alguns vírus foram descobertos em videiras e, em pouco tempo, passaram a ser conhecidos como “vírus emergentes”, em função da relevância que adquiriram em nível mundial. Exemplos desses vírus são o grapevine red blotch virus (GRBV) causador da doença das “manchas vermelhas” (“Red blotch disease”), atualmente considerado um dos principais vírus da videira e que induz manchas avermelhadas no limbo foliar e nervuras vermelhas em cultivares tintas (Fig. 22); o grapevine Syrah virus-1 (GSyV-1) associado ao declínio da Syrah (“Syrah Decline”) (Fig. 23); o grapevine vein clearing virus (GVCV) que induz “clareamento das nervuras” (“vein-clearing”) e o grapevine Pinot gris virus (GPGV), que causa sintomas de “mosqueado clorótico e deformação foliar” (“chlorotic mottling and leaf deformation”) em videiras. Os três últimos vírus mencionados foram relatados no Brasil (Tabela 1), embora informações sobre incidência e importância desses patógenos no país ainda sejam limitadas. Isto contrasta com documentação detalhada sobre os efeitos causados por estes vírus em vinhedos de alguns dos principais países vitícolas do mundo. Em estudo de avaliação do impacto causado pelo GPGV na Itália, foi relatado decréscimo de até 85% na produção de uvas viníferas da cv. ‘Pinot gris’, que exibia variações na severidade dos sintomas. A ocorrência desses vírus em escala global ilustra a rapidez com que esses vírus de videira podem se disseminar para novas áreas, países e continentes. Isso não surpreende, dado o intenso intercâmbio de material propagativo em escala global.

O GPGV é transmitido pelo ácaro eriofídeo (*Colomerus vitis*), o GRBV pelo membracídeo (Membracidae) *Spissistilus festinus*, o GVCV pelo afídeo *Aphis illinoisensis* (pulgão preto da videira) e o GSyV-1 por cigarrinhas. Vale ressaltar que a existência de vetores torna a epidemiologia da virose mais complexa e, por conseguinte, as práticas de manejo e controle necessitam ser mais abrangentes para serem bem-sucedidas. O mesmo é válido em relação à existência de hospedeiras alternativas do vírus que também tornam a epidemiologia da doença mais complexa. Por exemplo, o GPGV já foi detectado infectando naturalmente as seguintes hospedeiras: *Chenopodium album*, *Silene latifolia* subsp. *alba*, *Asclepias syriaca*, *Rubus* (framboesa e amora), *Rosa* (roseira) e *Fraxinus*, enquanto o GRBV e o GVCV infectam apenas espécies cultivadas e selvagens do gênero *Vitis* ou da família *Vitaceae*. Hospedeiras alternativas e espécies não cultivadas (selvagens) podem servir como reservatórios do vírus ou ainda contribuir na disseminação secundária do vírus no vinhedo.

Para o manejo de doenças, o emprego de material propagativo sadio continua sendo a medida mais eficiente para limitar a presença de vírus emergentes nos vinhedos.



Figura 22 - Videira sadia, cv. Zinfandel (esquerda) e sintomas da virose das manchas vermelhas da videira (GRBV) (direita) que incluem avermelhamento das nervuras primárias e/ou secundárias.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 23 - Sintomas de baixo vigor e avermelhamento devidos à virose do declínio de Syrah na cv. Syrah.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

2.6. Salpicado amarelo (grapevine yellow speckle viroid 1, GYSVd-1)

Etiologia: O GYSVd-1 pode induzir, em videiras, sintoma foliar conhecido por salpicado amarelo (“yellow speckle”), do qual se origina sua nomenclatura. É classificado no gênero *Apocaviroid*, família *Pospiviroidae*, e assim como os demais viroides, tem genoma constituído de RNA de fita simples, circular e com alto grau de pareamento de bases, o que lhe confere uma conformação molecular bastante compacta. O tamanho de seu reduzido genoma varia de 366 a 368 nucleotídeos.

Sintomas: Normalmente, os viroides que infectam videiras não induzem sintomas evidentes e visíveis, ou seja, as infecções transcorrem de modo latente. Sintomas severos (“vein banding”) nas folhas podem ser observados quando há coinfeção do grapevine fanleaf virus (GFLV) e GYSVd-1 (ou GYSVd-2). Porém, o GYSVd-1, em infecção simples, também pode induzir sintomas de pequenos pontos cloróticos (salpicado amarelo) nas folhas, que podem ser mais ou menos intensos (Fig. 24). Em períodos mais quentes, os sintomas podem se intensificar e, normalmente, no final do verão, os sintomas tornam-se mais evidentes, indicando uma relação direta da expressão de sintomas com a temperatura. Porém, a expressão desses sintomas costuma ser transitória, ou seja, após alguns dias exibindo os sintomas, as plantas se recuperam e o salpicado amarelo desaparece. De acordo com a variabilidade genética observada nas populações de variantes de sequência e na capacidade de indução de sintomas, o GYSVd-1 é classificado em quatro tipos que estão distribuídos pelos diferentes países vitícolas.



Figura 24 - Sintoma de salpicado amarelo (GYSVd-1) em folha de videira (*V. vinifera*) cv. Cabernet Sauvignon (esquerda) e folha sadia (direita).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

Importância: O GYSVd-1, ao contrário dos demais viroides que infectam videira, normalmente latentes, induz sintomas com consequente prejuízo às plantas, podendo afetar negativamente a produção. O fato de permanecer assintomático, principalmente em condições de clima frio, facilita sua disseminação via material propagativo infectado. A infecção múltipla desse viroide com o CEVd e/ou o HSVd ou mesmo com outros vírus, como já verificada no Brasil, poderia resultar em efeitos sinérgicos, com consequente aumento da severidade dos sintomas. Também merece destaque a capacidade de alguns desses viroides de infectar videiras comerciais e selvagens do gênero *Vitis*.

Manejo: O GYSVd-1, assim como a maioria dos viroides, não tem vetores, sendo, o ser humano, o seu principal agente disseminador. O trânsito de material propagativo (gemas, mudas e estacas) infectado, e a utilização desse material no processo de enxertia devem ter facilitado a disseminação desse viroide para as regiões produtoras de uva em todo o mundo. Portanto, a principal forma de controle se baseia no uso de gemas e porta-enxertos livres de viroides, medida dependente de um sistema de indexação eficiente. Vale lembrar que, após a constatação no campo, de que a videira está infectada por um vírus ou viroide não haverá possibilidade de controle, sendo as únicas alternativas a substituição da muda ou o convívio com o patógeno no campo. No entanto, a planta infectada pode servir de fonte de inóculo, visto que os viroides podem ser transmitidos com facilidade por meio de tesoura de poda e outras ferramentas de cultivo contaminadas. O GYSVd-1 tem gama de hospedeiras restrita, o que pode beneficiar, de alguma forma, as medidas de manejo e controle desse viroide.

2.7. Outras doenças causadas por viroides em videira identificadas no Brasil

O hop stunt viroid (HSVd) e o citrus exocortis viroid (CEVd) também já foram detectados infectando videiras no Brasil. O HSVd (família *Pospiviroidae*, gênero *Hostuviroid*) possui ampla gama de hospedeiras, incluindo citros nos quais causa a xiloporose. Genomas de vários isolados brasileiros do HSVd em videira e citros, com 297-301 nucleotídeos, foram caracterizados no Brasil. O CEVd (família *Pospiviroidae*, gênero *Pospiviroid*) também possui um círculo amplo de hospedeiras, e causa uma doença importante em citros: a exocorte. Assim como para o HSVd, diversos genomas de isolados brasileiros de CEVd de videira e citros foram sequenciados, com tamanho entre 369-371 nucleotídeos. Normalmente estes viroides não induzem sintomas perceptíveis em videiras, mas podem contribuir com a queda de vigor da planta, principalmente quando em infecções múltiplas com outros patógenos.

3. Considerações gerais

3.1. OCORRÊNCIA

Os vírus e viroides que infectam a videira estão presentes em praticamente todos os países onde se cultiva a videira, bem como em diversos estados brasileiros, sendo que a incidência da doença depende, dentre outros fatores, da suscetibilidade da cultivar da hospedeira, da idade do vinhedo, da origem do material propagativo e da presença de vetores. Amostras de duas regiões vitícolas dos estados de Pernambuco e Bahia, Zona da Mata (50 amostras, seis vinhedos de dois municípios) e Vale do São Francisco (51 amostras, 10 vinhedos de três municípios), foram indexadas para a presença de vírus e viroides, sendo observadas incidências de até 98% e 76,4%, respectivamente, com as seguintes médias de incidência, por patógeno: 35-80% (GRSPaV), 61-100% (GVA), 2-4% (GVB), 2-12% (GLRaV-2), 37-62% (GLRaV-3), 61-90% (GLRaV-4), 32-59% (GFkV) e até 47% (GRVfV). Apenas 3,9% das plantas avaliadas apresentaram-se sadias (para os vírus avaliados) e, em relação ao tipo de infecção, foram observadas 2-19,7% de plantas infectadas com apenas um vírus e 76,4-98% de plantas com infecção múltipla, ou seja, infectadas, simultaneamente, com dois ou mais vírus. Em amostras de videiras que exibiam manchas amareladas no limbo foliar, provenientes do estado do Mato Grosso do Sul, também se verificou a ocorrência de infecções múltiplas por até cinco patógenos (GRSPaV, GFkV, GLRaV-3, GVB e/ou GYSVd-1). Em relação ao GPGV, em 2017, foram indexadas 298 amostras de videiras, cultivares para elaboração de vinho e produção de uva de mesa, coletadas no Brasil e com diferentes procedências, resultando em infecção média de 19,5%.

No estado de São Paulo (município de São Roque), 119 amostras de videiras (nove vinhedos, 32 cultivares diferentes) foram indexadas para a presença de vírus e viroides, observando-se as seguintes médias de incidência, por patógeno: 15% (GSyV-1), 28% (GVB), 61% (GRSPaV), 62% (GVA), 65% (GLRaV-3), 66% (GYSVd-1) e 76% (GFkV). Somente 11% das plantas avaliadas apresentaram-se sadias (para os patógenos avaliados) e, em relação ao tipo de infecção, foram observadas 8% de plantas infectadas com apenas um vírus e 81% de plantas com infecção múltipla.

No estado do Rio Grande do Sul (Serra Gaúcha), 36 amostras de videiras (três vinhedos em três municípios) foram indexadas para a presença de vírus e viroides, encontrando-se incidências de 61,4% (vinhedo 1), 37,4% (vinhedo

2) e 53,1% (vinhedo 3), com as médias de incidências, por patógeno, variando de 25-75% (GLRaV-3), 16,6-66,6% (GVA), até 50% (GVB), 16,6-100% (GFkV), até 75% (GRSPaV), 91,6-100% (GYSVd-1) e 66,6-75% (HSVd).

No estado de Santa Catarina, no Vale do Rio do Peixe, 48 amostras de videiras (quatro vinhedos em três municípios) foram indexadas para a presença de vírus/viroide observando-se incidência média de 59,4% e as seguintes médias de incidência, por patógeno: 81,2% (GLRaV-2), 72,9% (GLRaV-3), 27,1% (GLRaV-4), 47,9% (GVA), 29,2% (GVB), 66,7% (GRSPaV), 64,6% (GFkV) e 85,4% (GYSVd-1).

Mais recentemente (2021), no Rio Grande do Sul (municípios de Bento Gonçalves e Pinto Bandeira), 210 amostras de videira cv. Cabernet Sauvignon de três vinhedos comerciais com 16 a 23 anos de plantio foram indexadas para a presença de vírus. Foram observadas incidências de 24,3-38,6% (GLRaV-3), 7,1-30% (GVA) e 12,8-45,7% (GVB). Cerca da metade das plantas avaliadas (50,5%) estavam sadias (para os três vírus) e, em relação ao tipo de infecção, foram observadas 27,6% de plantas infectadas com um vírus, 17,1% com dois vírus e 4,8% com os três vírus avaliados. Merece destaque a constatação de infecção viral em plantas assintomáticas, fato incomum, visto ser a cultivar avaliada um genótipo bastante sensível à infecção viral.

Com esses levantamentos de incidência de viroses em videiras no Brasil, foi possível estabelecer um panorama da situação fitossanitária desta cultura em diversas regiões do país entre 2015 e 2021. Com base nessas informações, é possível concluir que os patógenos avaliados se encontravam amplamente disseminados nos vinhedos amostrados, invariavelmente atingindo altas incidências e em infecções múltiplas. Assim como verificado no Brasil, patamares semelhantes de infecção viral em videiras também são relatados com frequência na maioria dos países vitícolas. Os níveis de prevalência, provavelmente, têm relação com o modo de transmissão de cada vírus ou viroide, ou seja, se o vírus possui vetor (por ex. cochonilha ou nematoide) (Tabela 1), se o patógeno é transmitido mecanicamente (por ex. GYSVd-1) ou se ele é transmitido unicamente através do material propagativo infectado (por ex. GFkV ou GRSPaV).

3.2. Danos

Dependendo da interação vírus-hospedeira, uma diversidade de sintomas pode ser observada. De modo geral, os vírus são capazes de induzir desordens metabólicas e estruturais na célula vegetal, que resultam em diversas alterações relacionadas à fisiologia foliar, distribuição de fotoassimilados na videira, potencial fotossintético, taxa de respiração, teor de clorofila, atividades enzimáticas e balanço hormonal. Os sintomas associados às infecções virais em videira são perda contínua e gradual do vigor da planta, produção reduzida, coloração (avermelhamento ou amarelecimento) anormal das folhas, folhas com aparência atípica (bordos enrolados, textura rugosa e bolhosidade na superfície do limbo foliar) (Fig. 25), brotação irregular dos ramos, engrossamento com presença de tecido corticento e amadurecimento irregular dos ramos, presença de caneluras no lenho (ranhuras sob a casca do tronco) e casca do tronco com aparência alterada (espessa e com rachaduras), além do amadurecimento irregular dos frutos e uvas com menor teor de açúcares.

O avermelhamento foliar (Fig. 26), verificado em cultivares tintas infectadas por vírus, se deve ao aumento da concentração de antocianinas nesses tecidos, consequência de alterações em rotas metabólicas relacionadas a esse composto. A textura coriácea e rugosa do limbo foliar em videiras infectadas seria consequência do acúmulo de fotoassimilados (açúcares solúveis totais e redutores e amido) em folhas doentes, devido ao efeito negativo que a infecção viral exerce sobre a translocação desses produtos da fotossíntese.

É importante destacar que nem sempre a videira infectada por vírus exibirá sintomas perceptíveis em alguns genótipos e cultivares comerciais. Entretanto, mesmo nestes casos a presença do vírus poderá causar prejuízos.

Vários estudos comparativos entre videiras infectadas por vírus e sadias, ou entre plantas sintomáticas e assintomáticas, foram conduzidos e, na maioria dos casos, houve diferenças em favor das plantas sadias, quando se consideram variáveis agrônomicas e enológicas. Os principais prejuízos causados pela presença de viroses estão relacionados à queda acentuada da produção, decréscimo no rendimento, número de cachos/planta e peso de bagas, diminuição do teor de açúcar da uva, atraso na maturação das uvas, menor concentração de compostos fenólicos nas uvas tintas, diminuição da longevidade, do vigor e do crescimento vegetativo, levando à morte de plantas. Como consequência, uvas produzidas por plantas infectadas podem apresentar menores intensidade total de cor (antocianinas) e índice de polifenóis totais (taninos), bem como outros

fenólicos, no caso das cultivares tintas, menor pH e maior acidez total titulável do mosto, além de menor teor de sólidos/açúcares solúveis totais (°Brix), o que potencialmente pode resultar na elaboração de produtos enológicos (vinho) de qualidade limitada. Normalmente, videiras com viroses devem ser usadas para a elaboração de vinhos jovens, principalmente tintos, pelas restrições da maturação e limitação na concentração de compostos fenólicos. De modo geral, as viroses também podem afetar alguns compostos aromáticos da videira, o que compromete diretamente a qualidade potencial do vinho e sua tipicidade. Os efeitos da virose sobre o desempenho agrônômico da videira são dependentes da cultivar, do tempo de infecção viral e das condições ambientais.

Os porta-enxertos, mesmo quando afetados por algumas viroses (ex. enrolamento da folha), dificilmente mostram sintomas da doença, ou seja, apresentam desenvolvimento quase normal, tornando impossível a identificação visual das plantas infectadas. Os danos sobre a muda, ao se utilizar o porta-enxerto infectado, somente serão observados, no vinhedo, algum tempo após o plantio, quando a vegetação da copa (cultivar produtora), que normalmente é sensível à infecção viral, passar a exibir sintomas da doença. Os vírus são patógenos sistêmicos, ou seja, movem-se dentro da planta, atingindo todos os seus tecidos. Após a constatação da infecção não haverá mais possibilidade de controle a não ser a reposição da muda.

O impacto das principais viroses da videira inclui reduções no vigor da planta, rendimento e qualidade do fruto (Fig. 27), resultando em perdas econômicas para o setor da vitivinicultura (incluindo as vinícolas), o que justifica a condução de estudos visando aumentar a eficiência das estratégias de controle das viroses. Recentemente, o impacto econômico da virose do enrolamento da folha (VEF) foi estimado em US\$ 25.000-40.000 (dólares americanos) por hectare (ha) ao longo de 25 anos de vida útil estimada para vinhedos de Cabernet Franc e US\$ 47.000 por ha durante 20 anos em vinhedos de Sauvignon Blanc e Merlot na Nova Zelândia. Em áreas vitícolas da Califórnia, o custo econômico da VEF foi estimado variar de US\$ 29.902 a US\$ 226.405 por ha, dependendo da percentagem de infecção e das estratégias de manejo adotadas. Esses relatos sugerem que as perdas econômicas globais causadas pelas doenças virais atinjam milhões de dólares anualmente. O impacto da virose é amplificado pelo fato de a videira ser uma espécie lenhosa, vegetativamente propagada, e muitas cultivares de videira são distribuídas na forma de estacas propagativas pelo mundo, com pouca preocupação para a presença de possíveis agentes patogênicos intracelulares.

No Brasil, em experimento conduzido na Serra Gaúcha (RS), que visou quantificar as perdas ocasionadas pela virose do enrolamento da folha, demonstrou-se que houve reduções de 23% e 63% na produção das plantas com infecções média e severa, respectivamente, em relação às plantas sadias. Reduções de 29% e 70% foram observadas nas receitas obtidas com as videiras com infecções média e severa, respectivamente, em relação às videiras sadias. Essa diferença em relação às receitas considerou, à época, que a produção com maior °Brix recebia maior preço. Assim, concluiu-se que um hectare de vinhedo sadio produziu uma receita equivalente a um vinhedo de 1,4 ha com infecção média ou de um vinhedo de 3,4 ha com infecção severa.



Figura 25 - Videira, cv. de uva branca, infectada por vírus evidenciando-se enrolamento acentuado das folhas mais velhas da planta.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 26 - Videira, cv. de uva tinta, infectada por vírus evidenciando-se avermelhamento e enrolamento acentuado das folhas mais velhas da planta.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.



Figura 27 - Detalhe da produção de videira cv. Cabernet Sauvignon infectada com a virose do enrolamento da folha observando-se cachos menores e falhados, amadurecimento irregular e incompleto das uvas.

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

4. Medidas de controle

O manejo das doenças virais da videira fundamenta-se na prevenção e na supressão do inóculo viral. A prevenção da introdução do vírus em novos vinhedos é alcançada com a utilização de material propagativo sadio, livre de vírus indexáveis. A redução do inóculo viral em vinhedos infectados é obtida com o arranquio (*roguing*) de plantas doentes e, eventualmente, até com a remoção de parcelas inteiras do vinhedo, em combinação com o controle da população de vetores, que, por sua vez, depende do nível de incidência do vírus e da dinâmica de dispersão do vetor. O manejo de doenças virais muitas vezes requer a integração de estratégias de controle em nível local ou regional. As medidas de manejo de viroses são relativamente simples, mas sua implementação no vinhedo é frequentemente baixa, apesar da eficácia comprovada em muitos casos, particularmente, para o enrolamento da folha da videira. Assim, melhoria na implementação de estratégias de controle e manejo de viroses em vinhedos ainda necessita ser alcançada e adotada por parte dos viticultores.

4.1. Utilização de material propagativo sadio

A principal via de disseminação das viroses é por meio de material propagativo infectado, durante o processo de formação das mudas, independentemente do método de enxertia. Até o momento, não existe comprovação de que os vírus que infectam a videira sejam transmitidos mecanicamente, ou seja, eles não seriam transmitidos por ferramentas de cultivo. Assim, as medidas de controle são fundamentadas na prevenção da infecção. É recomendada a utilização de material propagativo sadio ou pelo menos livre dos principais patógenos indexáveis e, preferencialmente, que seja proveniente de um programa de seleção clonal e fitossanitária (Fig. 28). Esta é a melhor opção para que o produtor possa explorar o máximo do potencial produtivo da cultivar e para reduzir perdas devido às viroses, e constitui o princípio fundamental para a condução de uma viticultura sustentável.

Somente medidas preventivas podem ser adotadas para limitar os riscos de infecção viral, por ex., controle químico de vetores ou emprego de técnicas de limpeza clonal para a remoção de infecções virais. Diferentes estratégias têm sido aplicadas para a eliminação de vírus objetivando a produção de material livre dos principais e mais danosos patógenos virais. A metodologia comumente empregada em programas de limpeza clonal da videira utiliza as técnicas de termoterapia *in vitro* ou *in vivo*, a cultura de tecidos/meristema, a quimioterapia e/ou a crioterapia, e apresenta diferentes taxas de sucesso na obtenção de material sadio, dependendo do vírus. Alguns vírus são mais difíceis de serem eliminados do material vegetal do que outros por tais técnicas.

A produção de material propagativo com sanidade superior, livre dos principais vírus (e viroides) da videira, é realizada por meio de limpeza clonal, na qual as técnicas de termoterapia e/ou cultura de tecidos (meristemas) são utilizadas, obtendo-se plantas pré-básicas testadas, normalmente no âmbito de instituições públicas de pesquisa. Ainda no âmbito dessas instituições, uma vez confirmada a normalidade agronômica dessas plantas, ocorre sua inscrição como plantas básicas junto ao Ministério da Agricultura. Na etapa seguinte, a instituição de pesquisa transfere, normalmente via edital de oferta, a viveiristas comerciais, o material básico (estacas e gemas) de diversas cultivares de videira para a constituição das matrizes em jardim clonal. A partir de seu jardim clonal, o viveirista retirará material vegetal para a produção das mudas de videira que serão comercializadas para os viticultores. A Embrapa (Bento Gonçalves, RS), como instituição pública de pesquisa, tem desenvolvido e adotado esse esquema. No Brasil, ainda não há um processo oficial de certificação de mudas de videira, ocorrendo apenas a fiscalização por parte do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).

A aquisição de mudas de uma fonte garantidora de sanidade oferece maior segurança de que estas não estejam infectadas por vírus, que induzem sintomas muito difíceis de serem reconhecidos no momento da aquisição das mudas. No caso de a muda estar infectada, provavelmente, isto somente será constatado no vinhedo algum tempo após o plantio. Assim, a única solução seria eliminar a planta infectada (*roguing*) e efetuar a reposição com muda sadia. A recomendação para que o produtor utilize material propagativo (estaca, gema e muda) com sanidade superior é válida tanto para a cultivar do porta-enxerto quanto para o enxerto (copa). Os vírus são patógenos sistêmicos, ou seja, possuem a capacidade de se movimentar do porta-enxerto para a copa e vice-versa, consequentemente, a parte sadia da muda seria infectada a partir daquela doente.

Os sintomas de infecção viral nem sempre são perceptíveis. Assim, alguns vírus que afetam a videira podem ser latentes em muitas cultivares comerciais ou em determinadas situações, ou seja, as plantas quando infectadas não mostram os sintomas característicos da doença, sendo impossível a identificação de plantas sadias pela simples observação em campo. Por isto, não se recomenda que o viticultor faça suas próprias mudas a partir da retirada e utilização de material propagativo dos vinhedos comerciais de sua propriedade.

A videira é uma planta perene, que permanece por longo tempo no campo, assim a possibilidade de reinfecção por vírus em campo é considerável e, muitas vezes, na prática, não é possível cultivar um vinhedo totalmente sadio, decorri-

dos alguns anos de sua implantação. Neste caso, medidas mitigadoras poderiam ser adotadas para se conviver com o problema, visando-se reduzir perdas econômicas e eventuais prejuízos. Algumas adaptações no manejo fitotécnico da cultura poderiam ser adotadas como a realização de podas, ajustando-se a carga de gemas em relação àquela normalmente recomendada, e adubação criteriosa para se tentar compensar a diminuição de vigor verificado em plantas infectadas.

O recente progresso no desenvolvimento de metodologias de detecção e diagnóstico ultrasensíveis, a exemplo do sequenciamento de alto desempenho (HTS), aliado ao emprego de técnicas de limpeza clonal, tem sido notável. Essas tecnologias têm contribuído, cada vez mais, para a obtenção de materiais com sanidade superior e são fundamentais em processos que visem incrementar a qualidade do material propagativo de videira. As vantagens de natureza econômica, agrônômica, enológica (composição da uva e variáveis físico-químicas e sensoriais do vinho) e ambientais resultantes da utilização de material propagativo oriundo de plantas matrizes, livres de vírus, são consideráveis.



Figura 28 - Produção de mudas de videira em viveiro que propaga material obtido por seleção e limpeza clonal. Mudas sendo enraizadas a campo (esquerda) e preparadas para comercialização (direita).

Foto: Thor V. M. Fajardo - Embrapa Uva e Vinho.

4.2.1. Controle de cochonilhas farinhentas

A atuação de vetores virulíferos dentro ou nas bordas do vinhedo pode resultar em rápida perda de qualidade do material propagativo utilizado no plantio. Nesse sentido, estratégias devem ser adotadas visando à preservação ou à extensão do bom status fitossanitário do material propagativo inicialmente empregado na implantação do vinhedo. É importante ressaltar que, uma vez dentro do vinhedo, uma videira infectada potencialmente poderia contribuir com novas epidemias, seja como fonte de inóculo viral para vetores, seja como doadora de material propagativo para multiplicação. Assim, um ponto crítico, que deve ser levado em consideração no manejo das mudas, é reduzir a probabilidade de que videiras sadias se tornem infectadas após a visita de vetores virulíferos.

A principal forma de controle de cochonilhas farinhentas é por meio do emprego de inseticidas. No entanto, para que esta prática seja conduzida dentro dos princípios do manejo integrado de pragas, certas variáveis técnicas devem ser consideradas, incluindo a identificação e o monitoramento das cochonilhas farinhentas, o estágio de desenvolvimento da praga (instares e adultos) e o ciclo da cultura da videira. Em casos de alta infestação no vinhedo, se apropriado, o controle pode ser feito com a aplicação de neonicotinoides via solo (thiametoxan e imidacloprid) e, em alguns casos específicos, pode-se aplicar produto a base de piridina (pyriproxyfen). Também é possível adotar o controle cultural com medidas como raleio dos cachos infestados. Plantas muito vigorosas e com excesso de folhas tornam o vinhedo sombreado e diminuem sua aeração, favorecendo o desenvolvimento de cochonilhas farinhentas e dificultando seu controle. Para reduzir a densidade das cochonilhas no vinhedo, é importante manter o controle biológico natural, evitando o uso excessivo de inseticidas de amplo espectro (como os piretroides). Recomenda-se também a manutenção da vegetação no interior dos vinhedos e, se possível, implementar o controle biológico com a utilização de predadores, destacando-se joaninhas da espécie *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: *Coccinellidae*), que se alimentam principalmente de ovos e ninfas das cochonilhas. Por último, o controle de formigas dispersoras é recomendado, pois estas ajudam na dispersão das cochonilhas farinhentas dentro do vinhedo.

4.2.2. Controle de vírus transmitidos por vetores

As substituições de plantas doentes após o procedimento de arranquio devem ser realizadas com a utilização de material propagativo sadio. Podem ser incluídos, se oportuno, em vinhedos com degenerescência da videira, porta-enxertos tolerantes a *Xiphinema index*, ou, em vinhedos afetados pelo enrolamento da folha, porta-enxertos tolerantes a *Planococcus ficus*, a exemplo do IAC 572, que apresenta algum nível de resistência. O manejo da virose do enrolamento da folha deve visar tanto o vetor, por meio de abordagens de supressão de população, quanto o inóculo viral, por meio da remoção de videiras afetadas. Essas soluções integradas têm sido adotadas com sucesso para o manejo do enrolamento da folha na África do Sul e Nova Zelândia.

O impacto econômico das viroses sobre a produção da videira pode ser significativamente reduzido pela remoção de plantas infectadas de dentro do vinhedo (arranquio), se a incidência do enrolamento da folha for baixa (entre 5 e 10%) e do GRBV for inferior a 30%. Com incidências acima de 25% para o enrolamento da folha e superiores a 30% para o GRBV, a melhor alternativa seria a completa substituição do vinhedo por mudas sadias, livres de vírus. A implementação dessa recomendação visa a possibilidade de se adiar a completa e precoce renovação de vinhedos, o que poderia refletir em economia para o produtor. Diferenças específicas no manejo da cultura, entre regiões de cultivo da videira, podem interferir na eficiência da adoção dessa recomendação.

Considerando que a dispersão do vírus do enrolamento a curta distância (planta a planta) é predominantemente realizada pelas ninfas das cochonilhas (que são móveis) e a dispersão aérea ocorre por meio de cochonilhas virulíferas provenientes de parcelas ou vinhedos vizinhos, a remoção de plantas individuais infectadas, quando a incidência da doença ainda é baixa, retarda o acúmulo de plantas infectadas no interior do vinhedo.

Com o tempo, se o arranquio não for adotado, novas videiras recém-infectadas serão adicionadas à fonte de inóculo, permitindo que as cochonilhas transmitam o vírus às plantas vizinhas mais prontamente. Uma vez que o inóculo secundário afeta a dinâmica da epidemia do enrolamento da folha, será difícil controlar o vírus (GLRaV) se a incidência da doença aumentar demasiadamente como consequência de um inóculo muito alto. Portanto, a remoção periódica de videiras infectadas reduz a disponibilidade de inóculo viral para a transmissão secundária.

A eliminação de uma videira sintomática e uma ou duas plantas adjacentes (provavelmente plantas já infectadas e assintomáticas), de cada lado na linha de cultivo, resulta em maiores benefícios quando comparada ao arranquio apenas da planta sintomática. Recomenda-se também que o arranquio das plantas infectadas seja realizado logo após o aparecimento dos primeiros sintomas ou na sequência de um resultado positivo na indexação, para que a sanidade do vinhedo seja estendida, evitando maiores danos futuros. Essas recomendações são baseadas nas características epidemiológicas da virose do enrolamento da folha. No entanto, no Brasil, é usual que o viticultor avalie que o arranquio de plantas infectadas não seja uma prática interessante de ser adotada por questões econômicas momentâneas.

4.3. Diagnóstico

O diagnóstico constitui etapa fundamental, juntamente com estudos epidemiológicos, para a implementação de um controle efetivo de doenças causadas por vírus e viroides. A observação dos sintomas em campo é o primeiro passo para realizá-lo. No entanto, são comuns infecções latentes e a presença de sintomas inespecíficos, ou seja, sintomas comuns a várias doenças, não necessariamente causados por um determinado vírus ou viroide. De qualquer forma, as observações de campo são essenciais na avaliação preliminar, pois fornecem importantes informações obtidas *in loco* sobre a condição fitossanitária do vinhedo.

Atualmente, a maioria dos vírus e viroides, responsáveis pelas principais doenças da videira, podem ser detectados e identificados utilizando-se diferentes métodos baseados em testes biológicos (ex. inoculação ou enxertia em plantas ou videiras indicadoras), sorológicos (ex. teste ELISA) e/ou moleculares (ex. RT-PCR). Com o contínuo aperfeiçoamento das técnicas moleculares de diagnóstico viral, há uma permanente ampliação do conhecimento acerca do viroma (população viral) presente em videiras. Nesse sentido, merece destaque o avanço observado recentemente nos métodos de sequenciamento de nucleotídeos com a técnica de sequenciamento de nova geração ou de alto desempenho (NGS, *Next generation sequencing*; HTS, *High-throughput sequencing*), que tem possibilitado a prospecção e descoberta de novos agentes virais, incluindo variantes de vírus conhecidos, infectando videiras. Assim, em conjunto, as informações geradas podem ser utilizadas para a definição de melhores e mais eficientes estratégias de controle e manejo das viroses da videira.

É importante mencionar que uma identificação precisa do(s) vírus presente(s) em videiras infectadas requer uma amostragem apropriada, executada em momento específico do ciclo da cultura, para a coleta da amostra adequada ao teste diagnóstico, seja tecido vegetativo ou dormente da videira. Amostragem ineficiente poderá levar a resultados falso-negativos ou errôneos.

Para facilitar a identificação de videiras infectadas dentro do vinhedo, testes diagnósticos aplicáveis no local seriam desejáveis. Um teste diagnóstico *in situ* deve ser barato, rápido, preciso, sensível, específico, simples e fácil de implementar. No geral, o que se espera de um teste diagnóstico eficaz é que ele apresente sensibilidade, especificidade, precisão e reprodutibilidade.

5. Resumo das práticas de manejo e controle

Didaticamente, foram resumidas as dez principais medidas de manejo e controle de vírus e viroides que infectam videira:

- a)** Evitar a produção de mudas na propriedade do viticultor com material retirado de vinhedos comerciais;
- b)** Plantar mudas fiscalizadas, livres dos principais patógenos virais da videira;
- c)** Utilizar material propagativo (estacas e gemas) com garantia de sanidade;
- d)** Utilizar tanto cultivares de porta-enxertos quanto enxertos (copas) saudáveis na formação da muda;
- e)** Controlar os vetores de vírus;
- f)** Evitar o plantio de novos vinhedos próximos a vinhedos mais antigos e infectados;
- g)** Eliminar videiras sintomáticas para viroses de dentro do vinhedo;
- h)** Reduzir as fontes de inóculo viral pela remoção das plantas infectadas de dentro do vinhedo;
- i)** Realizar inspeções e, se possível, testes diagnósticos laboratoriais para monitorar a presença de plantas infectadas por vírus e viroides;
- j)** Adotar todas as recomendações visando à correta condução e manejo fitotécnico do vinhedo.

6. Bibliografia consultada

ADKAR-PURUSHOTHAMA, C.R.; PERREAULT, J.P. Impact of nucleic acid sequencing on viroid biology. **International Journal of Molecular Sciences**, Basel, v. 21, n. 15, article 5532, 2020.

ATALLAH, S.S.; GÓMEZ, M.I.; FUCHS, M.F.; MARTINSON, T.E. Economic impact of grapevine leafroll disease on *Vitis vinifera* cv. Cabernet franc in Finger Lakes vineyards of New York. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 63, p. 73-79, 2012.

BASSO, M.F.; FAJARDO, T.V.M.; PIO-RIBEIRO, G.; EIRAS, M.; ZERBINI, F.M. Avanços e perspectivas no estudo das doenças virais e subvirais em videira com ênfase na realidade brasileira. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Brasília, v. 22, p. 160-207, 2014.

BASSO, M.F.; FAJARDO, T.V.M.; SILDARELLI, P. Grapevine virus diseases: economic impact and current advances in viral prospection and management. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 39, n. 1, e-411, 2017.

BASSO, M.F.; FAJARDO, T.V.M.; SANTOS, H.P.; GUERRA, C.C.; AYUB, R.A.; NICKEL, O. Fisiologia foliar e qualidade enológica da uva em videiras infectadas por vírus. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 351-359, 2010.

CATARINO, A.M.; FAJARDO, T.V.M.; PIO-RIBEIRO, G.; EIRAS, M.; NICKEL, O. Incidência de vírus em videiras no Nordeste brasileiro e caracterização molecular parcial de isolados virais locais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 45, n. 3, p. 379-385, 2015.

CIENIEWICZ, E.J.; QIU, W.; SILDARELLI, P.; FUCHS, M. Believing is seeing: lessons from emerging viruses in grapevine. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 102, p. 619-632, 2020.

DI SERIO, F.; OWENS, R.A.; LI, S.-F.; MATOUŠEK, J.; PALLÁS, V.; RANDLES, J.W.; SANO, T.; VERHOEVEN, J.Th.J.; VIDALAKIS, G.; FLORES, R.; ICTV Report Consortium. ICTV Virus Taxonomy Profile: Positiviridae. **The Journal of General Virology**, London, v. 102, n. 2, 102:001543, 2021.

DUPREZ, J.; STEPHAN, D.; MAWASSI, M.; BURGER, J.T. The grapevine-infecting vitiviruses, with particular reference to grapevine virus A. **Archives of Virology**, Wien, v. 156, p. 1495-1503, 2011.

EIRAS, M.; SILVA, S.R.; STUCHI, E.S.; TARGON, M.L.P.N.; CARVALHO, A.S. Viroides em citros. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 34, n. 5, p. 275-296, 2009.

EIRAS, M.; TARGON, M.L.P.N.; FAJARDO, T.V.M.; FLORES, R.; KITAJIMA, E.W. Citrus exocortis viroid and Hop stunt viroid doubly infecting grapevines in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, p. 440-446, 2006.

FAJARDO, T.V.M.; BERTOCCHI, A.A.; NICKEL, O. Determination of the grapevine virome by high-throughput sequencing and grapevine viruses detection in Serra Gaúcha, Brazil. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 67, n. 2, p. 156-163, 2020.

FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; NICKEL, O. Detection and molecular characterization of Grapevine yellow speckle viroid 1 isolates infecting grapevines in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 41, n. 4, p. 246-253, 2016.

FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; NICKEL, O. First report of Grapevine Pinot gris virus infecting grapevine in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, Victoria, v. 12: article 45, 2017.

FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; NICKEL, O. First report of Hop stunt viroid infecting *Vitis gigas*, *V. flexuosa* and *Ampelopsis heterophylla*. **Australasian Plant Disease Notes**, Victoria, v. 13, article 3, 2018.

FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; NICKEL, O. **Sintomas de viroses em plantas**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2017. (Comunicado Técnico 202). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/170377/1/Comunicado-Tecnico-202.pdf>. Acesso em: 02 jan. 2022.

FAJARDO, T.V.M.; KIN, A.C.; NICKEL, O. Molecular variants of Grapevine rupestris stem pitting-associated virus infecting grapevines (*Vitis* spp.) in Brazil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 47, n. 11, e20161113, 2017.

FAJARDO, T.V.M.; MENEZES-NETTO, A.C.; NICKEL, O. Incidência de viroses em videiras no Vale do Rio do Peixe (Brasil) e parâmetros de amostragem para indexação viral em videiras. **Revista Brasileira de Viticultura e Enologia**, Bento Gonçalves, v. 13, p. 22-31, 2021.

FAJARDO, T.V.M.; NICKEL, O. **Técnicas de detecção e estudo de vírus em plantas**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2015. (Comunicado Técnico 179). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/131838/1/Comunicado-Tecnico-179.pdf>. Acesso em: 02 jan. 2022.

FAJARDO, T.V.M.; NICKEL, O. **Transmissão de vírus e controle de viroses em plantas**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2019. (Documentos 110). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/195251/1/Doc110.pdf>. Acesso em: 02 jan. 2022.

FAJARDO, T.V.M.; SILVA, F.N.; EIRAS, M.; NICKEL, O. High-throughput sequencing applied for the identification of viruses infecting grapevines in Brazil and genetic variability analysis. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 42, n. 4, p. 250-260, 2017.

FIORE, N. Enfermedades de la vid causadas por virus, viroides y fitoplasmas: diagnóstico, epidemiología y control. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 13.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 15., 2015, Bento Gonçalves. **Resumos** [...] Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2015. p. 118-130.

FUCHS, M. Grapevine viruses: a multitude of diverse species with simple but overall poorly adopted management solutions in the vineyard. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 102, p. 643-653, 2020.

FUCHS, M.; ALMEYDA, C.V.; AL RWAHNIH, M.; ATALLAH, S.S.; CIENIEWICZ, E.J.; FARRAR, K.; FOOTE, W.R.; GOLINO, D.A.; GÓMEZ, M.I.; HARPER, S.J.; KELLY, M.K.; MARTIN, R.R.; MARTINSON, T.; OSMAN, F.M.; PARK, K.; SCHARLAU, V.; SMITH, R.; TZANETAKIS, I.E.; VIDALAKIS, G.; WELLIVER, R. Economic studies reinforce efforts to safeguard specialty crops in the United States. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 105, n.1, p. 14-26, 2021.

GOLINO, D.A.; WEBER, E.; SIM, S.T.; ROWHANI, A. Leafroll disease is spreading rapidly in a Napa Valley vineyard. **California Agriculture**, Berkeley, v. 62, n. 4, p. 156-160, 2008.

GROHS, D.S.; ALMANÇA, M.A.K.; FAJARDO, T.V.M.; HALLEEN, F.; MIELE, A. Advances in propagation of grapevine in the world. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 39, n. 4, e-760, 2017.

GROHS, D.S.; RITSCHER, P.S.; MAIA, J.D.G. **Modelo para disponibilização e adoção de novas cultivares de videira ao setor produtivo: o caso do Programa de Melhoramento Genético “Uvas do Brasil”**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2019. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/199350/1/fluxo-daniel-para-web.pdf>. Acesso em: 02 jan. 2022.

GUCEK, T.; TRDAN, S.; JAKSE, J.; JAVORNIK, B.; MATOUSEK, J.; RADISEK, S. Diagnostic technics for viroids, a review. **Plant Pathology**, Oxford, v. 66, p. 339-358, 2017.

HADIDI, A.; FLORES, R.; RANDLES, J.W.; PALUKAITIS, P. **Viroids and Satellites**. London: Elsevier, 2017.

HAMMOND, R.W.; OWENS, R.A. **Viroids: New and continuing risks for horticultural and agricultu-**

ral crops. APSnet Features (Online), 2006. Available from: <https://www.apsnet.org/edcenter/apsnetfeatures/Pages/Viroids.aspx>. Acesso em: 02 jan. 2022.

KUHN, G.B.; PROTAS, J.F.S. **Perdas causadas pela virose do enrolamento da folha na cultivar Cabernet Franc.** Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 1988. (Comunicado Técnico 7).

MALIOGKA, V.I.; MARTELLI, G.P.; FUCHS, M.; KATIS, N.I. Control of Viruses Infecting Grapevine. In: LOEBENSTEIN, G.; KATIS, N.I. (Eds.). *Control of Plant Virus Diseases: Vegetatively-Propagated Crops. Advances in Virus Research*, New York, v. 91, p. 175-227, 2015.

MANNINI, F.; DIGIARO, M. The Effects of Viruses and Viral Diseases on Grapes and Wine. In: MENG, B.; MARTELLI, G.P.; GOLINO, D.A.; FUCHS, M. (Ed.). **Grapevine Viruses: Molecular Biology, Diagnostics and Management.** Cham, Switzerland: Springer, 2017. p. 453-482.

MARTELLI, G.P. Directory of virus and virus-like diseases of the grapevine and their agents. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 96, Suppl., p. 1-136, 2014.

MARTÍNEZ, L.; MIRANDA, C.; ROYO, J.B.; URRESTARAZU, J.; DE TODA, F.M.; BALDA, P.; SANTESTEBAN, L.G. Direct and indirect effects of three virus infections on yield and berry composition in grapevine (*Vitis vinifera* L.) cv. 'Tempranillo'. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 212, p. 20-28, 2016.

MOURA, C.J.M.; FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; SILVA, F.N.; NICKEL, O. Molecular characterization of GSYV-1 and GLRaV-3 and prevalence of grapevine viruses in a grape-growing area. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 75, n. 1, p. 43-51, 2018.

NAIDU, R.A.; MAREE, H.J.; BURGER, J.T. Grapevine leafroll disease and associated viruses: a unique pathosystem. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 53, p. 613-634, 2015.

NASCIMENTO, M.B.; FAJARDO, T.V.M.; EIRAS, M.; CZERMAINSKI, A.B.C.; NICKEL, O., PIO-RIBEIRO, G. Desempenho agrônomo de videiras com e sem sintomas de viroses, e comparação molecular de isolados virais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 50, n. 7, p. 541-550, 2015.

PERRONE, I.; CHITARRA, W.; BOCCACCI, P.; GAMBINO, G. Grapevine-virus-environment interactions: an intriguing puzzle to solve. **The New Phytologist**, London, v. 213, p. 983-987, 2017.

RICKETTS, K.D.; GOMEZ, M.I.; ATALLAH, S.S.; FUCHS, M.F.; MARTINSON, T.E.; BATTANY, M.C.; BETTIGA, L.J.; COOPER, M.L.; VERDEGAAL, P.S.; SMITH, R.J. Reducing the economic impact of grapevine leafroll disease in California: Identifying optimal disease management strategies. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 66, p. 138-147, 2015.

ROSA, C.; JIMENEZ, J.F.; MARGARIA, P.; ROWHANI, A. Symptomatology and effects of viruses associated with rugose wood complex on the growth of four different rootstocks. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 62, p. 207-213, 2011.

SALDARELLI, P.; GIAMPETRUZZI, A.; MAREE, H.J.; AL RWAHNIH, M. High-throughput Sequencing: Advantages Beyond Virus Identification. In: MENG, B.; MARTELLI, G.P.; GOLINO, D.A.; FUCHS, M. (Ed.). **Grapevine Viruses: Molecular Biology, Diagnostics and Management.** Cham, Switzerland: Springer, 2017. p. 625-642.

SILVA, V.C.P.; AQUINO, D.A.; CROCHARD, D.; MALAUSA, T.; BOTTON, M.; PALERO, F. Parasitoids (Hymenoptera) of mealybug pests (Hemiptera: Pseudococcidae) from Southern Brazil: molecular and morphological characterization. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 50, p. 759-766, 2021.

SILVA, V.C.P.; BOTTON, M.; PRADO, E.; OLIVEIRA, J.E.M. **Bioecologia, monitoramento e controle de cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) na cultura da videira.** Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2016. (Circular Técnica. 125). Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/144519/1/Cir-Tec125.pdf>. Acesso 06 jan. 2022.

STANGARLIN, O.S.; FAJARDO, T.V.M. Ocorrência de virose em cultivares de videira no Estado do Mato Grosso do Sul. *Summa Phytopathologica*, v. 42, suppl. In: CONGRESSO PAULISTA DE FITOPATOLOGIA, 39., 2016, Piracicaba. **Resumos** [...]. Piracicaba: APF, 2016. resumo 006.

VILLAMOR, D.E.V.; HO, T.; AL RWAHNIH, M.; MARTIN, R.R.; TZANETAKIS, I.E. High throughput sequencing for plant virus detection and discovery. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 109, p. 716-725, 2019.

VONDRAS, A.M.; LERNO, L.; MASSONNET, M.; MINIO, A.; ROWHANI, A.; LIANG, D.; GARCIA, J.; QUIROZ, D.; FIGUEROA-BALDERAS, R.; GOLINO, D.A.; EBELER, S.E.; AL RWAHNIH, M.; CANTU, D. Rootstock influences the effect of grapevine leafroll-associated viruses on berry development and metabolism via abscisic acid signalling. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v. 22, n. 8, p. 984-1005, 2021.

ZHERDEV, A.V.; VINOGRADOVA, S.V.; BYZOVA, N.A.; POROTIKOVA, E.V.; KAMIONSKAYA, A.M.; DZANTIEV, B.B. Methods for the diagnosis of grapevine viral infections: a review. **Agriculture**, Basel, v. 8, n. 12, article 195, 2018.

Fitonematoides em videiras

Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira¹

Cesar Bauer Gomes²

¹Instituto Biológico – Campinas (SP) – E-mail: claudiomarcelo.oliveira@sp.gov.br
Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-1677-6853>

²Embrapa Clima Temperado – Pelotas (RS) – E-mail: cesar.gomes@embrapa.br
Orcid: <http://orcid.org/0000-0002-3247-728X>

1. Introdução

Com base nos diferentes hábitos alimentares, os nematoides podem ser divididos nos grupos (tróficos) funcionais como parasitos de plantas, parasitos de animais, fungívoros, bacteriófagos, carnívoros, onívoros e outros que se alimentam de eucariotos unicelulares. Economicamente, um dos mais importantes grupos funcionais é o de nematoides parasitos de plantas que habitam o solo ou estruturas vegetais, principalmente raízes. As perdas anuais, considerando-se a redução da produção e da qualidade das culturas, além dos custos das práticas de manejo adotadas para controle, foram estimadas em aproximadamente 12 %, que correspondem a prejuízos superiores a US\$ 125 bilhões à agricultura mundial (CHITWOOD, 2003).

Dentre os gêneros de nematoides economicamente mais daninhos à videira estão *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Tylenchulus*, *Xiphinema* e *Mesocriconema* (PINKERTON *et al.*, 1999; TÉLIZ *et al.*, 2007; RASKY *et al.*, 2009). Entretanto, é consenso entre os fitossanitaristas brasileiros que os nematoides causadores de galhas (*Meloidogyne* spp.) estão entre os mais importantes. Esse patógeno está disperso em vários ambientes em todo o mundo, causando perdas nas principais culturas agrícolas (LOPES; FERRAZ, 2016). No Brasil, várias espécies têm sido relatadas em associação à videira, mas *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* são reconhecidamente as espécies mais importantes, principalmente em função dos prejuízos causados e da ampla distribuição geográfica.

Outro grupo que merece atenção é o nematoide das lesões radiculares, gênero *Pratylenchus*, principalmente as espécies *Pratylenchus vulnus* e *P. scribneri*. Apesar de serem considerados secundários em videiras no Brasil, há relatos de perdas relacionadas à *P. vulnus* em videiras na Califórnia, EUA e *P. scribneri* na França. Além disso, em levantamento da nematofauna associada a pomares de videira em declínio de Santa Catarina, foram detectadas populações mistas de *P. brachyurus* e *P. zae* nas plantas sintomáticas (SILVA *et al.*, 2019).

Baseado nos danos, frequência e distribuição no Brasil, o gênero *Meloidogyne* será o alvo principal desse capítulo. Ademais, será abordado o principal nematoide de importância quarentenária, *Xiphinema index*, que é tão ou mais daninho que as espécies de *Meloidogyne* presentes no Brasil e que está associado à transmissão da virose *Grapevine fanleaf virus* (GFLV). Também será feito um breve relato da ocorrência do nematoide *Mesocriconema xenoplax*, que tem sido encontrado em pomares de videira com problemas de morte de plantas na serra gaúcha e na região catarinense do Vale do Rio do Peixe.

2. Nematoídes das galhas radiculares – *Meloidogyne* spp.

Os nematoídes causadores de galhas radiculares são endoparasitos sedentários em que, dos ovos depositados pelas fêmeas, eclodem juvenis de segundo estágio (J_2) que apresentam corpo filiforme (Fig. 1). Esses J_2 penetram nas raízes das plantas, estabelecem um sítio permanente de alimentação formado por células nutritoras (ou células gigantes) e tornam-se obesos. Após sofrerem três ecdises, atingem o estágio adulto. Os machos são esbeltos e móveis e não parasitam as plantas, entretanto, as fêmeas adquirem formato de pera e começam a produzir os ovos, que são depositados numa matriz gelatinosa, formando a massa de ovos. Cada fêmea produz, em média, 500 ovos, mas há relatos de até 2.000 ovos contidos nessa matriz gelatinosa, sendo assim muito prolífera. *M. javanica* e *M. incognita* apresentam ampla distribuição geográfica pelo país e são consideradas as espécies mais prejudiciais à cultura da videira. No Brasil, registram-se ainda as ocorrências de *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. morocciensis* e *M. luci* (DIVERS *et al.*, 2019; GOMES *et al.* 2009). Cabe ressaltar que, apesar de *M. ethiopica* ter sido detectada em plantas de quivi, no sul do Brasil, e ser um problema sério na viticultura chilena, ainda não foi registrada em videira no País.

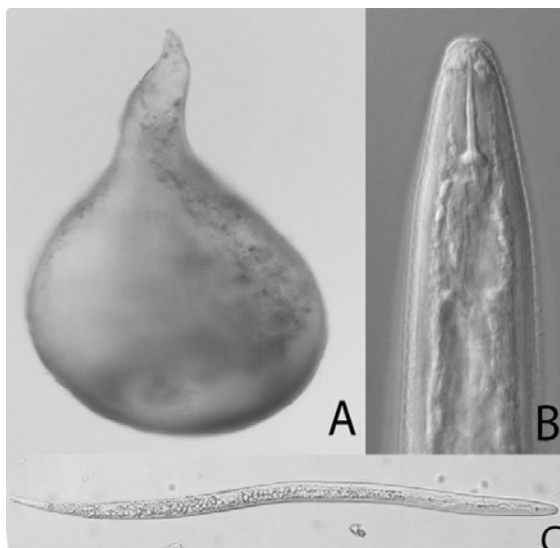


Figura 1 – *Meloidogyne incognita*: A) Fêmea (corpo inteiro); B) região anterior do macho de *M. incognita*; C) juvenil (J_2).

Foto: Juliana M. O. Rosa – Instituto Biológico.

Os sintomas de galhas apresentados nas raízes e diminuição do número de raízes finas são visíveis. As galhas são protuberâncias que ocorrem nas raízes infestadas pelos nematoides do gênero *Meloidogyne*, daí o nome vulgar desses parasitos (nematoides das galhas). As galhas se formam no local de alimentação das fêmeas. Abrindo-se cuidadosamente uma galha e observando-se atentamente, é possível visualizar uma ou mais dessas minúsculas fêmeas; no entanto, esporadicamente as fêmeas podem ficar expostas na extremidade desses engrossamentos (Fig. 2). Estas deformações comprometem a absorção e translocação de nutrientes, afetam a fisiologia da planta e, à medida que as fêmeas morrem, os ferimentos abertos constituem-se como porta de entrada ao ataque de outros patógenos (doenças bacterianas e fúngicas). Plantas seriamente afetadas pelo nematoide das galhas apresentam sintomas reflexos na parte aérea, caracterizados pela redução do vigor, folhas de tamanho reduzido e menor produção (Fig. 3). De acordo com Gomes *et al.* (2013), no Brasil, há poucos relatos de prejuízos causados pelo nematoide das galhas na cultura, devido, provavelmente, ao uso de porta-enxertos resistentes a várias espécies de *Meloidogyne* (Tabela 1). Apesar de *M. javanica* ser uma das espécies mais frequentes (SOMAVILLA, 2011), danos em condições de campo têm sido associados a *M. incognita* em plantas adultas de *Vitis* spp. (SOMAVILLA *et al.*, 2012) e a *M. arenaria* em pomares recém implantados (GOMES *et al.*, 2017).

Tabela 1 - Reação de cultivares e porta-enxertos de videira (*Vitis* sp.) mais utilizados no Brasil a *Meloidogyne* spp.

Porta-enxertos/ Cultivares	Espécies de <i>Meloidogyne</i>			
	<i>M.javanica</i> ¹	<i>M.arenaria</i> ²	<i>M.incognita</i> ²	<i>M.ethiopica</i> ³
SO4 ⁴	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
420A ⁴	Resistente	Suscetível	Suscetível	Suscetível
Palsen 1103 ⁴	Resistente	Suscetível	Resistente	
K5BB Kober ⁴	Resistente	Resistente	Resistente	
Rupestris du Lot ⁴	Resistente	Suscetível	Suscetível	Suscetível
IAC 766 ⁴	Resistente	Resistente	Suscetível	
IAC 313 ⁴	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
IAC 572 ⁴	Resistente	Resistente	Resistente	
106-8 Traviú ⁴	Suscetível	Suscetível	Suscetível	
Chardonnay ⁵	Suscetível	Suscetível	Suscetível	
Niágara Rosa ⁵	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Suscetível

Fonte: 1-Somavilla (2011); 2-Somavilla *et al.*, (2012), 3-Somavilla (comunicação pessoal); 4-Porta-enxertos; 5-cultivares.



Figura 2 – Raízes de videira com galhas causadas por *Meloidogyne javanica* evidenciando a exposição de fêmeas adultas.

Foto: Lucia Somavilla – Autônoma.

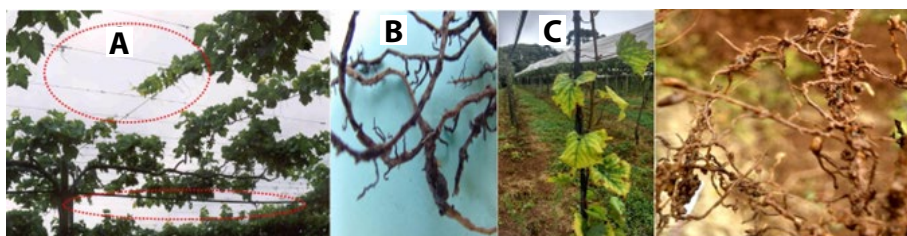


Figura 3 – Plantas de videira exibindo ramos esparsos (a) e galhas nas raízes (b) causadas por *Meloidogyne incognita* (**Fotos:** Cesar Bauer Gomes - Embrapa Clima Temperado); (c) mudas de videira sobre o porta-enxerto Paulsen 1103 exibindo sintomas de amarelecimento nas folhas e galhas nas raízes associadas a *M. arenaria*. **Foto:** Daniel Grohs – Embrapa Uva e Vinho.

3. O nematoide adaga – *Xiphinema index*

Xiphinema index é amplamente distribuído na Europa, mas ocorre também na Califórnia (EUA), América do Sul (Chile e Argentina), África (Argélia e África do Sul), Nova Zelândia e no sul da Austrália, especialmente em áreas de cultivo de videira. Essa espécie de nematoide ectoparasito (Fig. 4) é considerada uma das principais pragas nos países produtores de uvas, especialmente pela sua capacidade de transmitir o vírus da folha em leque da videira, *Grapevine fanleaf virus* (GFLV).

Embora não conste na lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (PQA), de acordo com a Instrução Normativa 38, de 01/10/2018, essa espécie não foi devidamente relatada no Brasil. Na realidade, a literatura nacional registra a ocorrência de *X. index*, mas os relatos não foram adequadamente comprovados. Por exemplo, a ocorrência de *X. index* foi feita em videiras do Paraná, de acordo

com trabalho desenvolvido por Lamberti *et al.* (1987). No entanto, trata-se de publicação imprecisa, pois os autores apenas registraram a ocorrência, sem especificar a localidade e sem providenciar dados morfológicos e morfométricos (na época não se usava técnicas moleculares).

Nas áreas onde ocorre, os sintomas são caracterizados pela malformação foliar em leque, manchas cloróticas e uma textura coriácea que geralmente acompanha a distorção das folhas. A frutificação é menor e os cachos são reduzidos (Fig. 5). A síndrome do mosaico amarelo (cromático) se desenvolve como manchas amarelas brilhantes nas folhas, gavinhas, brotos e inflorescências no início da primavera. A descoloração pode variar de manchas cloróticas isoladas a amarelecimento uniforme. Pode correr também um amarelecimento salpicado nas folhas maduras, contornando as nervuras principais em meados para o final do verão. Em ambas as síndromes de descoloração, o formato da folha é normal, mas a frutificação é menor, com muitos frutos deformados.

O impacto da infecção varia amplamente, dependendo da tolerância da cultivar e das condições ambientais. A perda de produtividade pode chegar a 80%, com frutos de má qualidade. As videiras infectadas têm uma vida útil mais curta, maior sensibilidade ao estresse ambiental e menor potencial de enxertia e enraizamento.

Além dos danos causados pela transmissão da virose, *X. index* também causa danos diretos na videira. Por exemplo, Di Vito *et al.* (1985) investigaram a relação entre a densidade populacional de *X. index* e o crescimento da videira cv. Aglianico. Nesse estudo, uma densidade populacional de 80 nematoides por 10 cm³ do solo resultou em plantas atrofiadas, com apenas uma ou duas folhas verdadeiras e a presença de galhas nas raízes (Fig. 6).



Figura 4 - Fêmea de *Xiphinema index*. Adaptado de Siddiqi (1974).

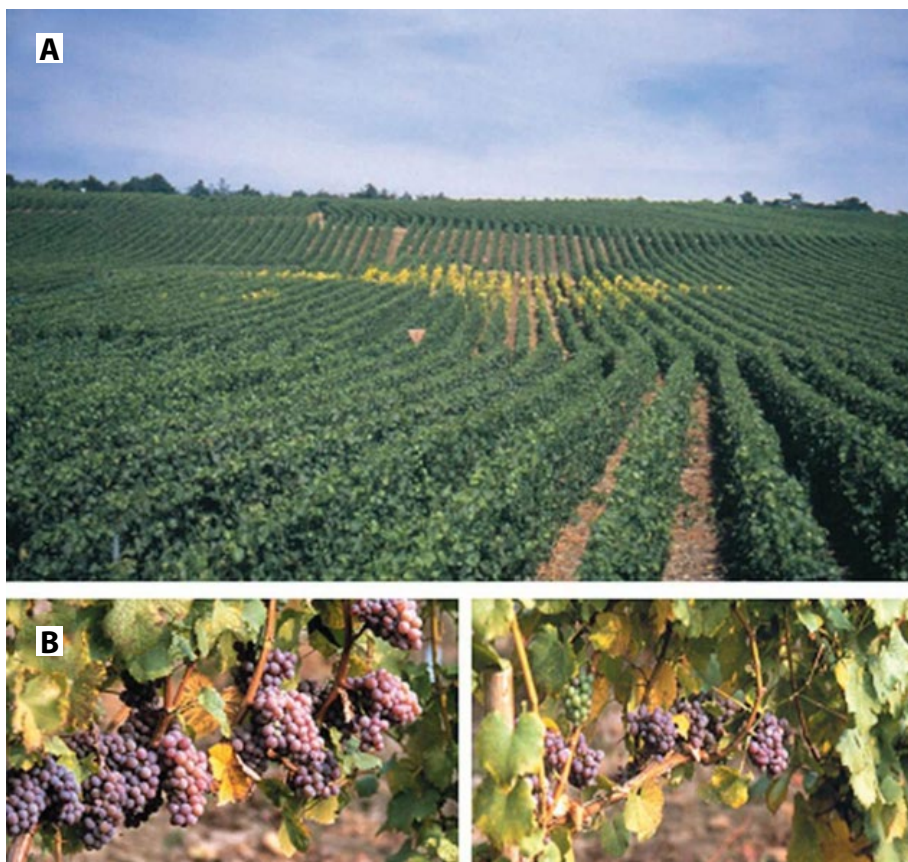
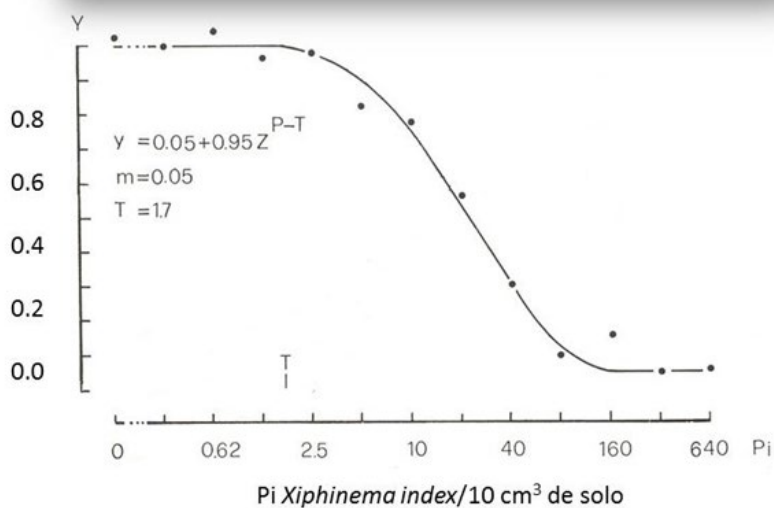
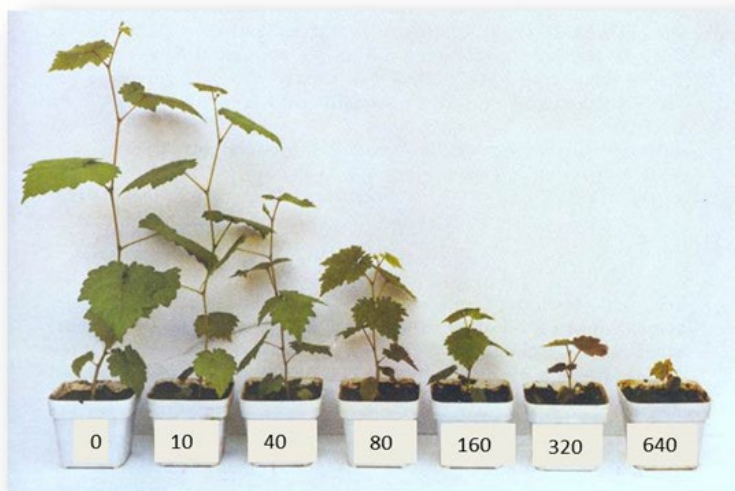


Figura 5 - (A) Sintoma de manchas cloróticas em reboleiras (distribuição irregular) de videiras infectadas por *Grapevine fanleaf virus* (GFLV) em videiras Chardonnay, na região de Champagne, França, como resultado da transmissão de vírus de planta para planta pelo nematoide *Xiphinema index*. (B) Produção comparativa de uma videira saudável (esquerda) e uma infectada com GFLV (direita) cv. *Vitis vinifera* Savagnin rosa não aromática, Klevener de Heiligenstein.

Foto: Andret-Link *et al.*, 2004, cortesia do Dr. Marc Fuchs - Cornell University.



Adaptado de Di Vito et al. (1985)

Figura 6 - Relação entre a população inicial de *Xiphinema index* (Pi) e o peso fresco da parte aérea (y) de videira cv Aglianico (DI VITO *et al.*, 1985).

4. Nematoide anelado - *Mesocriconema xenoplax*

Mais recentemente, um complexo de espécies do gênero *Mesocriconema*, principalmente *M. xenoplax* (Fig. 7), tem sido encontrado em pomares de videira com problemas de morte de plantas da serra gaúcha e na região catarinense do Vale do Rio do Peixe (DIVERS *et al.*, 2019; BOTTON *et al.*, 2020). *Mesocriconema xenoplax* é bastante frequente nos EUA, vários países da Europa, na Austrália (PIRKLETON *et al.*, 2004) e no Chile, cuja importância tem aumentado em associação a *X. index* e *X. americanum* (MAGUNACELAYA *et al.*, 2011). De acordo com Khum (2015) e Gomes *et al.* (2013; 2018), o parasitismo das raízes por este patógeno pode resultar em atrofiamento das videiras com sintomas de nanismo, redução da área foliar, menor desenvolvimento do sistema radicular associado a necroses nas radicelas, morte de ramos e até a morte completa das plantas (Fig. 8).



Figura 7 - Fêmea de *Mesocriconema xenoplax*.

Foto: Wellington Rodrigues da Silva - Universidade Federal de Pelotas.



Figura 8 - Plantas de videira com sintomas de amarelecimento e necrose foliar (a); morte de ramos (b); e colapso completo das plantas em reboleira (c).

Fotos: Cesar Bauer Gomes - Embrapa Clima Temperado.

5. Controle de nematoide em videira

O controle de fitopatógenos de solo, incluindo os nematoides, é uma tarefa árdua para todos os produtores. Evitar a entrada desses indesejáveis microrganismos é a melhor forma de prevenir danos e prejuízos. Quando introduzidos, a adequação do cultivo para o convívio com esse patógeno é a única medida disponível, uma vez que a erradicação é praticamente impossível na maioria dos casos. Abaixo estão listadas algumas práticas recomendadas para o produtor rural com a finalidade de minimizar os danos causados pelos nematoides em videiras.

Controle preventivo: utilização de mudas sadias e desinfestação de máquinas e implementos

Um dos principais meios de introdução de fitonemátoides em áreas de cultivo é através de mudas contaminadas. Dessa forma, o uso de mudas certificadas é crucial para evitar a introdução e a disseminação, conforme destacado no manuscrito publicado pelo Professor Dr. Ailton Rocha Monteiro (ESALQ-USP), em 1981: “*Não se deve plantar nematoides*”. Pela clareza de tal publicação e pelos ensinamentos nela contidos, deveria constituir leitura obrigatória a todos os fitossanitaristas.

As máquinas e implementos agrícolas são importantes agentes dispersores de nematoides. Solos e restos de culturas ficam aderidos aos pneus e demais partes do maquinário e podem carregar patógenos. A limpeza e desinfestação de implementos e máquinas deve ser uma rotina para o produtor rural. O maquinário deve ser limpo com água, sob pressão, para retirada de resíduo de solo e matéria orgânica. Logo em seguida, deve-se aplicar um produto sanitizante para desinfestar máquinas e equipamentos. Os mais utilizados são o cloro, a amônia quaternária e o ácido peracético.

Cultivares resistentes

O uso de cultivar resistente é prática altamente desejável como parte do manejo integrado de doenças e pragas. A videira possui cultivares comerciais relatados como resistentes às espécies do gênero *Meloidogyne*. Com base em informações disponíveis na literatura nematológica, foi preparada a Tabela 1, onde estão listados porta-enxertos/cultivares de videira que apresentaram resistência aos nematoides das galhas.

Apesar de *M. javanica* ser uma das espécies mais frequentes do nematoide das galhas em videira (SOMAVILLA, 2011), a maioria dos porta-enxertos utilizada nas regiões de cultivo do país é resistente. Atenção deve ser dada ao

plantio de videiras enxertadas sobre Paulsen 1102 em áreas onde ocorre *M. arenaria* (Tabela 1), uma vez que tal material suscetível é um dos mais usados na região sul, principalmente por ser tolerante a fusariose (*Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*) e à filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae*) (ANDRADE *et al.*, 1994; EMBRAPA, 2014). Entre os porta-enxertos tropicais, evitar o plantio de mudas sobre ‘IAC 766’ em locais infestados com *M. incognita*, e, sobre ‘Traviú’, também suscetível a *M. javanica* e *M. arenaria*. Da mesma forma, evitar o plantio de mudas de cultivares tipo ‘pé franco’ em áreas infestadas com *Meloidogyne* spp. por serem suscetíveis à várias espécies do nematoide das galhas. Embora *M. ethiopica* esteja distribuído em vários locais do país, o uso de porta-enxertos locais parece suprimir o problema ao contrário do Chile, onde até pouco tempo as cultivares eram plantadas sem filtro, diretamente nas áreas infestadas por este nematoide (CARNEIRO *et al.*, 2007). Magunacelaya *et al.* (2017), testando alguns desses porta enxertos previamente avaliados no Brasil, também verificaram que eram resistentes.

Apesar de pouco estudada a patogenicidade de *Pratylenchus* spp. e *Mesocriconema xenoplax* em porta-enxertos usados no Brasil, trabalhos de pesquisa conduzidos na Embrapa Clima Temperado e Uva e Vinho têm evidenciado interação negativa entre genótipos e essas pragas, cujos estudos de reação estão sendo avaliados (GOMES, C.B. comunicação pessoal).

Rotação de cultura com plantas antagonistas

É um processo acessível à maioria dos produtores e visa à diminuição do nível populacional dos nematoides por meio do cultivo de plantas não hospedeiras em áreas infestadas por esses organismos. A rotação de cultivo, além de melhorar a fertilidade do solo e favorecer a sua estruturação, pode colaborar na redução das populações de nematoides. No entanto, esses parasitas possuem uma grande gama de hospedeiros, tornando árdua a tarefa de encontrar plantas capazes de ajudar no controle.

Nas áreas de cultivo de videira pode-se efetuar o plantio de espécies anuais não hospedeiras do nematoide, em rotação, por um período de pelo menos dois anos antes do estabelecimento do pomar. Porém, a identificação confiável das espécies de nematoides presentes, baseada na integração das técnicas clássicas e moleculares, é decisiva no planejamento de estratégias como rotação de culturas ou uso de cultivares resistentes, uma vez que a resistência ou a suscetibilidade das culturas varia em função das espécies vegetais e/ou cultivares usadas. Nesse sentido, recomenda-se realizar a análise nematológica na área e consultar um técnico especializado.

Infelizmente são poucas as opções de plantas cultivadas de interesse comercial eficazes no combate ao nematoide, já que são potencialmente hospedeiras. Para áreas infestadas com *M. incognita* ou com infestação conjunta de *M. javanica* e *M. incognita*, o amendoim e as braquiárias (*Brachiaria brizantha* e *B. decumbens*) são indicados. A mucuna (*Mucuna* spp.) também possui compostos biocidas capazes de controlar os nematoides. Espécies de crotalária, especialmente *Crotalaria spectabilis*, *C. breviflora* e *C. ochroleuca*, tem excelente ação nematicida. Essas espécies possuem compostos alelopáticos que interferem na movimentação e reprodução dos nematoides. Formam verdadeiras armadilhas, impedindo que o nematoide complete seu ciclo de vida, reduzindo significativamente sua população. Devem ser cultivadas até a formação das flores, quando podem ser incorporadas e usadas como adubo verde. Vale ressaltar que algumas plantas de adubo verde se comportam como hospedeiras ou não dependendo da espécie de *Meloidogyne*, com isso, ao se escolher uma planta, deve-se levar em conta a espécie de *Meloidogyne* para que não ocorra o efeito contrário ao desejado.

Atenção especial deve ser dada a implantação de pomares de videira em áreas anteriormente usadas com pessegueiros em função de populações elevadas de *M. xenoplax*, agente primário da síndrome da morte precoce nessa cultura. Nesse sentido, alguns sistemas de rotações e sucessões de cultura (aveia-preta/ feijão-de-porco/milheto/nabo-forrageiro; nabo-forrageiro/milheto/ aveia-branca/milho e aveia-branca/mucuna-anã/trigo/sorgo) por dois anos foram eficientes tanto na supressão do nematoide anelado como de *M. javanica* (GOMES; CARVALHO, 2014). Já em pomares instalados, o uso de coberturas/adubos verdes antagonistas a fitonematoídeos deve ser precedido da orientação de um técnico em função da competição dessas plantas com a videira.

Controle químico

Há várias formulações disponíveis no mercado, mas nenhuma delas registrada para cultura da videira.

Tratamento térmico de mudas infestadas

O tratamento térmico de mudas em água quente tem sido empregado no controle de doenças e pragas da videira na Austrália, porém, o uso dessa técnica nem sempre é completamente efetiva no controle do nematoide das galhas e das lesões (WALKER; STIRLING, 2008).

Controle biológico

Apesar da disponibilidade de mais de 30 produtos biológicos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento para o manejo de fitonematóides no país (AGROFIT, 2021), há poucos estudos e exemplos de aplicação prática em pomares de videira infestados por nematóides. Em trabalhos de pesquisa conduzidos na Austrália com os agentes *Pasteuria penetrans*, *Purpureocillium lilacinum* (= *Paecilomyces lilacinus*) e *Pochonia chlamydosporia*, evidenciaram controle significativo do nematoide das galhas em condições controladas; e, supressão natural em áreas infestadas com o nematoide das galhas pelo primeiro antagonista (WALKER; STIRLING 2008). Da mesma forma, trabalhos conduzidos no Chile com diferentes rizobactérias, em casa de vegetação, verificaram-se supressão da reprodução de *M. ethiopica* e *X. index* em videira (ABALLAY *et al.*, 2012; 2013). Porém, resultados em condições de campo oriundos da aplicação desses agentes de biocontrole ainda são escassos.

Coleta e envio de amostras para análise nematológica

Nem sempre é possível reconhecer e diagnosticar a presença de fitonematóides exclusivamente pela observação dos sintomas. Para tanto, é imprescindível a realização de análise laboratorial. A coleta de amostra e a escolha de um bom laboratório são fundamentais para o manejo da área.

Considerando que os principais nematóides parasitam órgãos vegetais subterrâneos (principalmente as raízes), o bom senso prevalece na coleta e envio de amostras nematológicas. Para culturas perenes, como a videira, pelo menos 10 subamostras por hectare devem ser coletadas, totalizando uma amostra composta de aproximadamente 0,5 a 1,0 kg de solo (com a umidade natural) e 50 g de raízes. Preferencialmente as raízes devem ser encaminhadas envolvidas na mistura de solo para não ressecar. As amostras (solo + parte vegetal) devem ser acondicionadas em sacos plásticos resistentes e encaminhadas com brevidade para análise. As amostras devem ser corretamente identificadas com as seguintes informações: local e data de coleta, nome da planta, propriedade e proprietário, endereço para envio do resultado e telefone para contato.

6. Referências (Literatura consultada)

- ABALLAY, E.; PRODAN, S.; MARTENSSON, A.; PERSSON, P. Assessment of rhizobacteria from grapevine for their suppressive effect on the parasitic nematode *Xiphinema index*. **Crop Protection**, Amsterdam, v.42, p.36–41, 2012.
- ABALLAY, E.; ORDENES, P.; MÅRTENSSON, A.; PERSSON, P. Effects of rhizobacteria on parasitism by *Meloidogyne ethiopica* on grapevines. **European Journal Plant Pathology**, Dordrecht, v. 135, p.137–145, 2013.
- ANDRADE, E.R.; DALBÓ, M.A.; SCHUCK, E. Avaliação da resistência de germoplasma de videira ao *Fusarium oxysporum* f.sp. *herbementis*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.16, n.1, p.139–145, 1994.
- ANDRET-LINK, P.; VALAT, L.; DEMANGEAT, G.; VIGNE, E.; FUCHS, M. Grapevine fanleaf virus: still a major threat to the grapevine industry. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v.86, p.83–195, 2004.
- AGROFIT: **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**, 2003 - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. Disponível em: < http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 06 fev. 2022.
- BOTTON, M.; NONDILLO, A.; GOMES, C. B.; MELO, G. W. B. de; GARRIDO, L. da R.; ALMANÇA, M. A. K. **Fatores associados ao declínio e morte de plantas de videira identificados em áreas infestadas pela pérola-da-terra no Rio Grande do Sul**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2020. (Circular Técnica 153).
- CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; COFCEWICZ, E.T.; MAGUNACELAYA, J.C.; ABALLAY, E. *Meloidogyne ethiopica*, a major root-knot nematode parasitising *Vitis vinifera* and other crops in Chile. **Nematology**, Leiden, v.9, p. 635–641, 2007.
- CHITWOOD, D. J. Research on plant-parasitic nematode biology conducted by the United States Department of Agriculture – Agricultural Research Service. **Pest Management Science**, West Sussex, v. 59, p. 748–753, 2003.
- DIVERS, M.; GOMES, C.B.; MENEZES, A.C.; LIMA-MEDINA, I.; BELLÉ, C.; ARAÚJO FILHO, J.V. Diversity of plant-parasitic nematodes parasitising grapes in Southern Brazil. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v.44, p.401–408, 2019.
- DI VITO, M.; EKANAYAKE, R.K.; SARRIVO, V. The effect of initial population densities of *Xiphinema index* on the growth of grapevine. **Nematologia mediterranea**, Bari, v.13, p.185–190, 1985.
- EMBRAPA. **Cultivares de Uva e Porta-Enxertos de Alta Sanidade**: Paulsen 1103. Bento Gonçalves, 2014. Disponível em: https://www.embrapa.br/uva-e-vinho/cultivares-e-porta-enxertos/porta-enxertos/-/asset_publisher/rE0HjHq6JP8J/content/porta-enxerto-paulsen-1103/1355300. Acesso em: 12 fev. 2022.
- GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; KUHN, P.R. Videira parasitada. **Cultivar Hortaliças e Frutas**, Pelotas, n. 83, p.24–25, 2013.
- GOMES, C.B.; CAMPOS, A.D.; COSTA, F.A. **Levantamento de nematoides fitoparasitas associados a pomares de videira em declínio da Serra Gaúcha**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/30555/1/boletim-110.pdf>. Acesso: 06 fev. 2022.
- GOMES, C.B.; BELLÉ, C.; GROHS, D.S. **Ocorrência e danos causados por *Meloidogyne arenaria* em videira no Rio Grande do Sul**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 32., Vitória. Anais [...]. Vitória: SBN, 2017. CBN 134.

GOMES, C.B.; CARVALHO, F.C. **Dinâmica populacional de *Mesocriconema xenoplax* e *Meloidogyne javanica* em solo submetido a diferentes sistemas de cultivo em pré-plantio ao pessegueiro.** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2014. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 173).

GOMES, C.B.; BERNARDI, J.T.; DIVERS, M. Problemas en especies frutíferas asociados a los nematodos anillados. In: LIMA-MEDINA, I. (org.). **Nematodos Parásitos de Plantas.** Puno-Peru: Biblioteca Nacional del Perú, 2018. p. 11-14. v. 1.

GOMES, C.B.; BELLE, C.; SCHAEFER, J.T.; ARAUJO FILHO, J.V. Emprego de leguminosas no manejo de fitonematoides em espécies frutíferas. In: MARTINS, C.R.; GOMES, C.B.; WOLF, L.F.; CARDOSO, J.H. (org.). **LEGUMINOSAS NA FRUTICULTURA: Uso e Integração em Propriedades Familiares do Sul do Brasil.** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2018. p. 56-81. v. 1.

KUHN, P.R. **Diversidade da nematofauna em pomares de videira e agressividade de populações de *Mesocriconema* spp. em *Vitis* spp., *Prunus persicae* outras espécies vegetais.** Orientador: Stela Maris Kulczynski, 2015. 102f. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Agricultura e Ambiente) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2015.

LAMBERTI, F.; ROCA, F.; SHARMA, R.D.; PIMENTEL, J.P.; AGOSTINELLI, A.; ANTONIO, H.; LORDELLO, R.R.A. On the occurrence of species of *Xiphinema* in Brazil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.11, p. 286-291, 1987.

LOPES, E. A.; FERRAZ, S. **Importância dos fitonematoides na agricultura.** In: Diagnose de fitonematoides. Campinas: Millennium, 2016. v. 1.

MAGUNACELAYA, J.C.; MANCILLA, R.; GONZALEZ-BERNAL, S. Reduced *Meloidogyne ethiopica* parasitism in *Vitis vinifera* grafted on six resistant rootstocks under field and greenhouse conditions. **Plant Disease**, Saint Paul, v.101, p.924-928, 2017.

MAGUNACELAYA, J.C.; MANCILLA, R.; AHUMADA, M.T. Control of *Mesocriconema xenoplax*, *Xiphinema index* and *Xiphinema americanum* s.l. Varying cadusafos concentrations, and their effect on yield of table grapes var. Red globe over 4 years of application. **Nematropica**, v. 41, p. 172-184, 2011.

MONTEIRO, A.R. Não se deve “plantar” nematoides. Reunião de Nematologia, 5., 1981, Piracicaba. **Resumos [...]**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1981. p. 13-20.

PINKERTON, J.N.; FORGE, T.A.; IVORS, K.L.; IGHAM, R.E. Plant-parasitic nematodes associated with grapevines, *Vitis vinifera*, in Oregon vineyards. **Journal of Nematology**, College Park, v. 31, n. 4S, p. 624-634. 1999.

PINKERTON, J.N.; SCHREINER, R.P.; IVORS, K.L.; VASCONCELOS, M.C. Effects of *Mesocriconema xenoplax* on *Vitis vinifera* and associated mycorrhizal fungi. **Journal of Nematology**, College Park, v.36, p.193-201, 2004.

RASKI, D.J. Nematode parasites of grape. 8ª. In: **Compendium of grape disease**. St. Paul: APS, 2009. p.55-59.

SIDDIQI, M.R. *Xiphinema index*. **CIH Descriptions of Plant Parasitic Nematodes**, [S.l.], n. 5, 1974.

SILVA, W.R.; CALSIN, C.P.M.; CORREIA, S.G.; MANSKE, G.M.; MENEZES-NETO, A.; GOMES, C.B. Nematofauna associada a vinhedos em declínio no estado de Santa Catarina. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 36, 2019, Caldas Novas. **Anais [...]**. Campinas: Infobibos, 2019.

SOMAVILLA, L. **Levantamento, caracterização do nematoide das galhas em videira nos estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina e estudo da resistência de porta-enxertos a *Meloidogyne* spp.** Orientador: Cesar Bauer Gomes. 2011. 81 f. Tese, Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2011.

SOMAVILLA, L.; GOMES. C.B.; QUECINI, V.N. Registro da ocorrência de *Meloidogyne incognita* no porta-enxerto IAC 766-Campinas no Estado de Pernambuco e reação de porta enxertos e de cultivares copa de videira a *Meloidogyne* spp. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 3, p. 750-756, 2012.

TÉLIS, D.; LANDA, B.B.; RAPOPORT, H.F.; CAMACHO, F.P.; JIMENEZ-DIAS, R.; CASTILLO, P. Plant-Parasitic Nematodes Infecting Grapevines in Southern Spain and Susceptible Reaction to Root-knot Nematodes of Rootstocks Reported as Moderately Resistant. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 91, n. 9, p. 1147-1154, 2007.

WALKER, G. E.; STIRLING, G. R. Plant-parasitic nematodes in Australian viticulture: key pests, current management practices and opportunities for future improvements. **Australasian Plant Pathology**, Victoria, v.37, p.268-278, 2008.

Ácaros da cultura da videira

Jeferson Luiz de Carvalho Mineiro¹

André Luís Matioli¹

Mário Eidi Sato¹

¹Instituto Biológico – Campinas (SP) – E-mails:
jeffmin@hotmail.com (0000-0003-4029-646X);
andre.matioli@sp.gov.br (0000-0003-3708-5602) e
mario.sato@sp.gov.br (0000-0003-3708-5602)

Neste capítulo são apresentadas informações sobre os principais ácaros fitófagos (agrupados por família) encontrados em videira no Brasil, a importância de cada espécie, assim como os danos e as principais estratégias utilizadas para o seu controle. O texto também inclui informações sobre os ácaros predadores presentes na cultura.

As principais famílias de ácaros fitófagos encontradas na cultura da videira são: Eriophyidae, Tarsonemidae, Tenuipalpidae e Tetranychidae. Entre os ácaros predadores destacam-se os das famílias Phytoseiidae e Stigmaeidae (BERTOLO *et al.*, 2011).

1. Ácaros fitófagos

1.1 Ácaros da família Eriophyidae

Os ácaros desta família são comumente conhecidos como microácaros. Atingem 0,15 a 0,20 mm de comprimento, apresentam coloração hialina, amarelada até marrom; corpo com aspecto vermiforme ou fusiforme e dois pares de pernas, em todas as fases do seu desenvolvimento (Fig. 1). Apresentam ainda hábito alimentar fitófago e alta especificidade pela planta hospedeira (MORAES; FLECHTMANN, 2008). O ciclo de vida é composto pelos estágios de ovo, larva, ninfa e adulto. Os ovos variam entre 20 e 60 µm de diâmetro, são esféricos ou elípticos e de coloração variada (ex.: hialina, amarela, salmão, marrom clara). Os indivíduos imaturos possuem aparência semelhante aos adultos (MANSON; OLDFIELD, 1996).

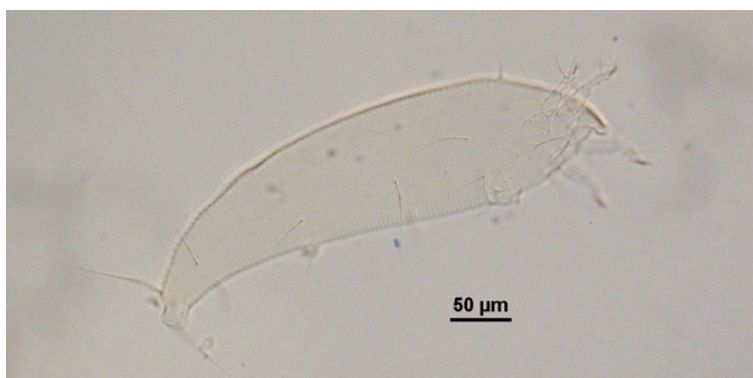


Figura 1. Ácaro da família Eriophyidae coletado de videira em Serra Negra, SP, em maio de 2021.

Foto: Jeferson L. de C. Mineiro – Instituto Biológico.

Os ácaros pertencentes à família Eriophyidae são mundialmente importantes para a videira (LINDQUIST; AMRINE JR, 1996; NAVIA *et al.*, 2010). Nesta família, são relatados dois gêneros de importância econômica para videira: *Calepitrimerus* Keifer, 1938 e *Colomerus* (DUSO; DE LILLO, 1996; SACRAMENTO, 2019).

1.2 Ácaro-da-ferrugem-da-videira - *Calepitrimerus vitis* (Nalepa)

É uma espécie de importância econômica para a viticultura no mundo e é uma das principais espécies de ácaros fitófagos encontradas em videiras no Rio Grande do Sul. A espécie ataca unicamente a videira *Vitis vinifera* L., incluindo algumas subespécies silvestres como *Vitis vinifera sylvestris* (Gmelin) Hegi (OCETE *et al.*, 2011; SIQUEIRA *et al.*, 2013).

O primeiro relato de *Cal. vitis* no Brasil ocorreu no Rio Grande do Sul, em 1951, sendo posteriormente relatado em São Paulo, em 1968 (MORAES; FLECHTMANN, 2008). A partir de 2005, *Cal. vitis* voltou a ser observado no Rio Grande do Sul (SIQUEIRA *et al.*, 2011b), tornando-se a espécie de ácaro mais frequente nos vinhedos de Bento Gonçalves, Candiota e Encruzilhada do Sul (JOHANN; FERLA, 2012; SIQUEIRA *et al.*, 2013). O ácaro-da-ferrugem-da-videira tem sido observado em maior abundância entre os meses de setembro e março, com pico populacional em janeiro, nas cultivares Chardonnay e Merlot, no Rio Grande do Sul (KLOCK, 2008; BERTOLO *et al.*, 2011).

Descrição e aspectos bioecológicos

Os adultos apresentam 0,15 a 0,20 mm de comprimento; corpo vermiforme com dois pares de pernas, sendo verificada a presença de machos partenogenéticos na primavera e no verão (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Durante o inverno, os ácaros permanecem no interior das gemas e, na primavera, as fêmeas migram para a face inferior das folhas, onde se alimentam e iniciam as posturas (WALTON *et al.*, 2007; SIQUEIRA *et al.*, 2013). As fêmeas são originárias de reprodução sexuada e atingem elevadas densidades populacionais nas folhas e na superfície dos ramos, no final do verão e no início do outono, com a redução da temperatura e o encurtamento do dia (WALTON *et al.*, 2010).

A dispersão do ácaro-da-ferrugem-da-videira a longa distância ocorre principalmente através de transporte de mudas infestadas, e a dispersão a curta distância ocorre pelo vento, podendo ser auxiliada pela água das chuvas (DUFNER *et al.*, 2001). O crescimento populacional do ácaro fitófago no vinhedo varia conforme as condições climáticas, a diversidade das espécies e a quanti-

dade de ácaros predadores, e os tratamentos fitossanitários realizados (DUSO; VETTORAZZO, 1999; GADINO *et al.*, 2011). O tempo de uma geração do ácaro varia de 5,5 dias a 30°C até 17,5 dias a 17°C, enquanto a fecundidade oscila entre 0,2 ovo a 17°C e 26,1 ovos a 25°C, ocorrendo até 14 gerações da espécie por estação (WALTON *et al.*, 2010; SIQUEIRA *et al.*, 2013).

Danos e sintomas

A injúria causada por este ácaro na cultura da videira é denominada acarínose. Causa deformações nas folhas novas e alterações na coloração das mais velhas; quando vistas contra a luz apresentam numerosos pontos brancos, que correspondem às lesões causadas pelo ácaro, que podem levar posteriormente ao bronzeamento e necrose das folhas. Observa-se também atraso no desenvolvimento dos ramos. Em altas infestações, o ácaro pode causar a morte das gemas, atraso na brotação, morte dos brotos, abortamento de flores, maturação irregular das bagas e queda de folhas (BERNARD *et al.*, 2005; SIQUEIRA *et al.*, 2011; BOTTON, 2019a).

O bronzeamento nas folhas é mais pronunciado em verões secos e refletem o dano acumulado do ácaro nas folhas há várias semanas, e não um ataque recente (BERNARD *et al.*, 2003). Vinhedos com sintomas pronunciados na época do verão irão requerer atenção especial no monitoramento no início da próxima brotação (BERNARD *et al.*, 2005). Os maiores prejuízos à videira são observados quando, após verões secos e quentes, ocorrem baixas temperaturas por ocasião da brotação primaveril, ocasionando lento crescimento dos brotos devido à maior concentração de ácaros em uma área foliar reduzida (PÉREZ-MORENO; MORAZA ZORRILLA, 1996; SIQUEIRA *et al.*, 2011).

Manejo da praga

O monitoramento deve ser realizado com base no histórico de ocorrência do ácaro no vinhedo. Durante o inverno, examinar próximo à brotação a presença das fêmeas hibernantes nas gemas. Durante o desenvolvimento vegetativo da cultura, avaliar a presença do ácaro em uma folha mediana por ramo, em três ramos por planta (ramo basal, mediano e apical). Amostrar 10 plantas em vinhedos de até um hectare e 20 plantas em áreas de até cinco hectares. As amostragens devem ser realizadas com lupa com aumento de no mínimo 20x (SIQUEIRA *et al.*, 2011; BOTTON, 2019a).

Para o manejo do ácaro-praga, procurar preservar os ácaros predadores nos vinhedos, com destaque para *Neoseiulus californicus* (Phytoseiidae) (Figura 7).

Eliminar os restos de poda, visando reduzir os focos iniciais de infestação no vinhedo. Usar material propagativo proveniente de vinhedos não infestados. Usar enxofre quando for observada a migração dos ácaros *Cal. vitis* das gemas para as folhas. Aplicar acaricidas quando o nível de controle for atingido. É importante ressaltar que o ataque dos ácaros normalmente ocorre em focos no vinhedo, assim a pulverização pode ser direcionada apenas para os focos de infestação. Considera-se nível de controle quando há presença de três fêmeas ou mais do ácaro-da-ferrugem por gema amostrada durante o inverno. No período vegetativo, 20% das folhas amostradas com 30 ou mais ácaros por folha (SIQUEIRA *et al.*, 2011; BOTTON, 2019a).

1.3 Ácaro-da-erinoze-da-videira - *Colomerus vitis* (Pangenstecher)

Colomerus vitis é uma espécie encontrada na maioria das regiões produtoras de uva do mundo. Há relatos de sua ocorrência em países da Europa, Ásia, África, Oceania e Américas (DUSO; DE LILLO, 1996), inclusive no Brasil (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Em levantamentos da acarofauna realizados nos municípios de Bento Gonçalves e Candiota, no Rio Grande do Sul, *Col. vitis* foi abundante nas gemas da videira (JOHANN; FERLA, 2012). Esta espécie já havia sido relatada anteriormente nesses municípios por Braga (1957) (SACRAMENTO, 2019). Recentemente, o ácaro tem sido observado apenas em gemas, no Rio Grande do Sul (KLOCK, 2008; JOHANN *et al.*, 2009).

Colomerus vitis apresenta três linhagens. A primeira ataca as gemas da videira e se desenvolve em seu interior; a segunda linhagem é conhecida como “Grape Erineum Mite” (GEM) e se desenvolve no interior de galhas-eríneas, estas induzidas pelo ácaro e formadas na parte superior da folha; a terceira ataca as folhas (SMITH; STAFFORD, 1948; DUSO; DE LILLO, 1996). Devido à presença dessas linhagens, o dano causado por essa espécie é variável entre as regiões produtoras de uva no mundo (SACRAMENTO, 2019).

A região do Submédio do Vale do São Francisco era considerada livre de ácaros-praga da família Eriophyidae até o ano de 2009 (DOMINGOS *et al.*, 2014). Devido ao surgimento de sintomas semelhantes aos causados por ácaros eriofídeos em videiras, foram realizados levantamentos da acarofauna nessa região, havendo a detecção de espécimes do gênero *Colomerus* em gemas de videira no Vale do São Francisco (SACRAMENTO, 2019).

Colomerus sp. foi encontrado em todas as regiões monitoradas no Submédio do Vale do São Francisco. Navia *et al.* (2010) relatam que a dispersão dos

eriofídeos a longas distâncias ocorre principalmente através da atividade humana, com transporte de material propagativo infestado. A presença de *Colomerus* sp. em mudas de videira e em estacas destinadas à propagação já havia sido observada anteriormente na região. Possivelmente, a dispersão de *Colomerus* na região ocorreu devido ao transporte desses materiais infestados pelos produtores da região (SACRAMENTO, 2019).

Descrição e aspectos bioecológicos

Adulto: a fêmea tem corpo alongado e vermiforme, com anéis ao redor do corpo. Seu tamanho (comprimento) varia entre 0,15 e 0,20 mm. Apresenta coloração esbranquiçada, quase transparente, visível apenas com lupa com alta ampliação. O macho é semelhante à fêmea, mas um pouco menor.

Ovo: esférico, esbranquiçado e muito pequeno, de 0,03 a 0,04 mm. Os ovos são postos isoladamente pelas fêmeas.

Ninfa: apresenta dois estágios ninfais, com características morfológicas semelhantes às dos adultos.

Colomerus vitis hiberna (nas regiões temperadas) na forma de fêmea adulta, isolada, protegida pelas escamas dos botões. Na primavera, com o brotamento, os ácaros saem dos abrigos e dirigem-se à face abaxial das folhas jovens, onde depositam os ovos, dando origem aos estágios juvenis. A partir do outono, os adultos deixam a folhagem e voltam para o abrigo, nas gemas da videira (BOTTON *et al.*, 2004; SINAVIMO, 2022).

Danos e sintomas

Esta espécie ocasiona o surgimento de galhas de diferentes tamanhos na face superior das folhas, as quais correspondem a manchas brancas aveludadas na face inferior (erinose). Áreas da superfície superior de folhas novas ficam com inchaços semelhantes a bolhas (galhas). Uma camada de pelos curtos e finos, de cor variável (erinose), pode ser observada nas cavidades sob estas áreas elevadas. A superfície inferior da folha (nas galhas) passa de uma cor branca no início da formação da erinose e progride para amarela ou marrom no final do período de desenvolvimento (BOTTON *et al.*, 2004). Os sintomas são mais severos durante o rápido desenvolvimento foliar em climas quentes e úmidos.

A alimentação de *Col. vitis* no interior da gema induz a formação de células hipertrofiadas na epiderme, que se subdividem e causam pequenas erupções na

superfície do tecido no interior da gema. Outros danos causados são entrenós curtos e com crescimento em ziguezague; má formação de folhas, representado pelo encarquilhamento na base da nervura; e morte de gemas (DUSO; DE LILLO, 1996).

Manejo da praga

Devido ao tamanho reduzido dos eriofídeos, sua visualização no campo se torna difícil e sua presença pode passar despercebida no momento do monitoramento. Além disso, sua preferência por colonizar partes abrigadas das plantas confere proteção a estes indivíduos (VAN LEEUWEN *et al.*, 2010).

Controle cultural: O número de ácaros pode ser reduzido consideravelmente por meio de uma poda cuidadosa, que dependendo da variedade, há necessidade de conhecimento prévio sobre a distribuição da praga entre os botões. No primeiro ano, a poda deve deixar os botões menos infestados, enquanto a poda do segundo ano deve remover todos os ramos que crescem dos botões mais infestados. Variedades cujos botões são muito compactados podem acomodar menos ácaros e, portanto, são relativamente menos danificados pela praga (GERSON, 2011).

Controle químico: Acaricidas de uso comum aplicados na primavera (ex.: enxofre), junto com o regime de poda, podem reduzir as injúrias. No entanto, como o dano depende do padrão de crescimento individual, as decisões de controle devem ser feitas individualmente para cada variedade, bem como de acordo com o dano observado (se houver) (GERSON, 2011).

Controle biológico: *Colomerus vitis* possui vários inimigos naturais, principalmente ácaros predadores das famílias Phytoseiidae (Figs. 6, 7, 8), Stigmaeidae (Fig. 9) e Iolinidae, que podem contribuir para a redução populacional da praga no campo (GERSON, 2011).

1.4 Ácaros da família Tarsonemidae

Os ácaros desta família apresentam hábitos alimentares muito variados, incluindo espécies que se alimentam de fungos, algas e plantas, bem como espécies predadoras e parasitas de artrópodes. Como características morfológicas, os adultos apresentam o tegumento rígido e brilhante, com coloração branca (hialina) a amarelada e o quarto par de pernas possuindo duas setas longas, uma apical e outra subapical (MORAES; FLECHTMANN, 2008; BERTOLO *et al.*, 2011).

1.5 ÁCARO-BRANCO, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks)

O ácaro-branco (Fig. 2) é considerado praga de importância em videira na região do Vale do São Francisco, nos estados de Pernambuco e Bahia (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Foi encontrado em videira, na região de Bento Gonçalves/RS, atacando folhas novas, registrando-se a presença de folhas com bordos voltados para baixo, com sintomas de bronzeamento e necroses (MONTEIRO, 1994).

Descrição e aspectos bioecológicos

Os machos e fêmeas medem aproximadamente 0,17 mm e 0,14 mm de comprimento, respectivamente, sendo de difícil visualização no campo. O macho, mesmo sendo menor que a fêmea, possui o hábito de carregar a pupa desta para acasalamento no momento da emergência. Os ovos são depositados isoladamente na face inferior das folhas (EMBRAPA, 2021).

Estudos de tabela de vida de fertilidade de *P. latus* em videira, cv. Itália, indicaram um período de ovo a adulto de 3,4 e 6,8 dias para machos e de 3,5 e 7,4 dias para fêmeas, respectivamente a 32 e 18°C. Nas temperaturas de 18, 25 e 32°C, cada fêmea deposita, em média, respectivamente, 16,5; 44,3 e 13,3 ovos. A duração média da geração (T) foi igual a 25,6; 10,8 e 8,2 dias, respectivamente, nas temperaturas de 18, 25 e 32°C. A taxa líquida de reprodução (Ro) foi maior na temperatura de 25°C, correspondendo a um aumento de 30,12 vezes a cada geração (FERREIRA *et al.*, 2006).

A cultura da videira tem se expandido significativamente na região do Submédio Vale do São Francisco, sendo o ácaro-branco uma das suas principais pragas. Foram realizadas coletas quinzenais de ácaro-branco, em videira, nos municípios de Petrolina-PE, Lagoa Grande-PE e Juazeiro-BA, entre o período de setembro de 2013 a fevereiro de 2014. As variedades monitoradas foram: Itália melhorada, Benitaka melhorada, Thompson Seedless e Benitaka Brasil em cultivo convencional, e as variedades Itália melhorada, Tempranillo, Barbera, Tintória e Isabel Precoces em cultivo orgânico. O maior percentual de adultos e ovos de *P. latus* registrados foi na cultivar Itália, com 35,2% e 52,7% respectivamente, sendo esta cultivar a mais suscetível. Nas outras cultivares, os percentuais médios de adultos e ovos foram respectivamente de 11,3% e 3,4% para Tintória, 12% e 5,2% para Barbera e 0,24% e 0% para Isabel Precoces. Os resultados sugerem a presença de mecanismos de resistência a *P. latus*, nessas cultivares (MOREIRA *et al.*, 2014).

Danos e sintomas

O ataque do ácaro-branco pode resultar em encurtamento dos ramos da videira, em consequência da alimentação contínua sobre as folhas novas. Em infestações elevadas, as folhas tornam-se coriáceas e quebradiças, podendo ocorrer à queda das mesmas. O ataque é mais importante em plantas novas, tanto em mudas como em porta-enxertos (BOTTON *et al.*, 2004; BERTOLO *et al.*, 2011).

Manejo da praga

Monitoramento: Monitorar semanalmente do início da brotação até o fim da floração a presença do ácaro-branco em uma folha apical por ramo, em três ramos por planta, nas posições apical, mediana e basal. Amostrar 10 plantas em vinhedos de até 1 ha e 20 plantas até 5 ha. Utilizar uma lupa de bolso com aumento de 20 vezes.

Nível de ação: Iniciar o tratamento com acaricidas quando encontrar 20% de folhas com a presença do ácaro-branco até o início da floração.

Controle: Evitar a aplicação de inseticidas/acaricidas piretroides que podem afetar negativamente a fauna benéfica, principalmente ácaros predadores, presente nos vinhedos; evitar empregar adubação nitrogenada em excesso; realizar o desponte de ramos e aplicar acaricidas se o nível de ação (controle) for atingido (EMBRAPA, 2021).

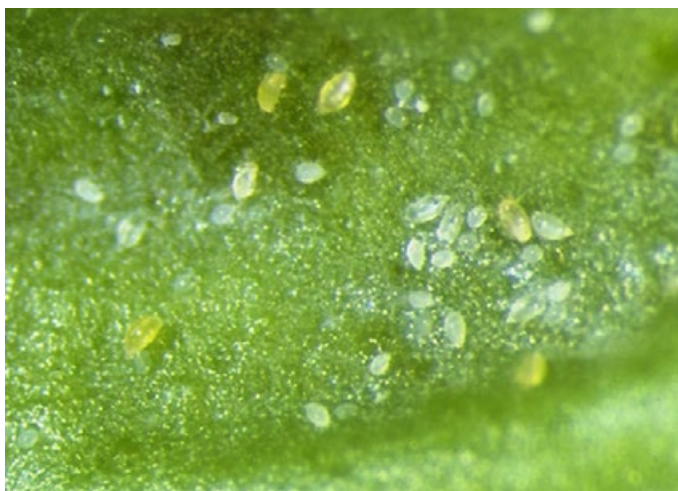


Figura 2. Ácaro-branco, *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae).

Foto: André L. Matioli – Instituto Biológico.

1.6 Ácaros da família Tenuipalpidae

Os ácaros desta família, conhecidos como ácaros-plano, são exclusivamente fitófagos. A cor dos adultos é característica de cada espécie, podendo variar de verde a vermelha, embora o conteúdo de seu sistema digestivo também possa influenciar a sua cor (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Suas principais características morfológicas são o corpo ovalado, achatado dorso ventralmente, com a presença de um sulco transversal bem marcado (BERTOLO *et al.*, 2011).

Ácaros do gênero *Brevipalpus* (Figura 3) têm sido encontrados em videiras no Rio Grande do Sul. Apesar do registro de populações relativamente altas em vinhedos no Rio Grande do Sul, não foram constatados danos significativos associados a esses ácaros (BERTOLO *et al.*, 2011).

Em levantamento realizado no estado de São Paulo (SP) em 2021, foram encontradas várias espécies de *Brevipalpus*, algumas delas ainda novas para a ciência, em *Vitis vinifera* (variedades: Núbia, Niágara Rosada, BRS Carmem, Isabel) em Serra Negra, e *Vitis labrusca*, em Jaguariúna.



Figura 3. Ácaro do gênero *Brevipalpus* (Acari: Tenuipalpidae).

Foto: Jeferson L. de C. Mineiro – Instituto Biológico.

1.7 Ácaros da família Tetranychidae

Conhecidos como ácaros que produzem teia (spider mites), normalmente, seus nomes populares se referem às características sintomáticas ou à coloração das diferentes espécies. Algumas espécies produzem grande quantidade de teia, com destaque para os ácaros do gênero *Tetranychus*. A cor apresenta variações associadas parcialmente à coloração do alimento ingerido, que pode ser visível por transparência do tegumento (FLECHTMANN, 1989). A cor vermelha, presente em muitas espécies, se deve a pigmentos do próprio ácaro. Apresentam ocelos na parte dorsal e anterior do corpo (Fig. 4) (MORAES; FLECHTMANN, 2008; BERTOLO *et al.*, 2011)



Figura 4. Ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae).

Foto: Mário E. Sato – Instituto Biológico.

1.8 Ácaro-rajado - *Tetranychus urticae* Koch

Entre as pragas que podem afetar a cultura, o ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch, tem ampla distribuição mundial e no Brasil tem sido registrado em algumas localidades do Nordeste, onde se tornou um problema sério a partir da década de 1990 (MORAES; FLECHTMANN, 2008; DOMINGOS *et al.*, 2014; PANTALEÃO *et al.*, 2021), do Sudeste (VALADÃO, 2010) e do Sul (BERTOLO *et al.*, 2011). Em videiras da região de Jales, situada no estado de São Paulo,

têm sido registrados intensos ataques de *T. urticae*, levando os produtores de uva a um aumento na utilização de acaricidas para o controle da praga (VALADÃO, 2010; VALADÃO *et al.*, 2012). Diferindo dos relatos nas outras regiões do país, no Rio Grande do Sul, o ácaro-rajado é considerado praga secundária (BERTOLO *et al.*, 2011).

Descrição e aspectos bioecológicos

O ácaro-rajado possui coloração amarelada com um par de manchas escuras, dispostas em cada lado do corpo, e longas setas. O tamanho do corpo das fêmeas adultas é em torno de 0,5 mm (Fig. 4). Após o seu estabelecimento na cultura, os ácaros tecem teias na parte inferior das folhas, onde preferencialmente depositam seus ovos. Os ovos medem aproximadamente 0,15 mm de diâmetro, são esféricos e translúcidos e, quando ocorre a fecundação, originam fêmeas que passam pelos seguintes estágios: larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (Fig. 5). Na fase de larva, o ácaro possui três pares de pernas, e nas fases de ninfa e adulto, quatro pares de pernas. Altas temperaturas e baixas precipitações são determinantes para o aumento populacional do ácaro-praga no campo (FADINI *et al.*, 2004; 2010; GUIMARÃES *et al.*, 2010; BERNARDI *et al.*, 2010).



Figura 5. Fêmeas adultas de ácaro-rajado, juntamente com seus ovos (7A); diferentes fases de desenvolvimento de *Tetranychus urticae*.

Foto: Mário E. Sato – Instituto Biológico.

Em estudos de biologia do ácaro-rajado em diferentes cultivares de videira, em condições de laboratório, foram observados os maiores valores médios de duração do período de ovo a adulto em folhas das cultivares Itália (13,53 dias) e Benitaka (13,04 dias), enquanto que, em Niágara Rosada, esse período foi mais curto (11,78 dias). Entretanto, apesar de o ciclo biológico ter-se completado em menor tempo nessa última cultivar, a viabilidade do ácaro durante o período de desenvolvimento foi a menor (72,41%) entre as cultivares, indicando efeito

adverso desse material. O número médio de ovos por fêmea, registrado para a cultivar Niagara Rosada (14,7 ovos) foi menor que o valor obtido para ‘Redimeire’ (mutação somática da variedade Itália) (24,42 ovos), não diferindo das demais cultivares. Os valores relativos à fecundidade das fêmeas em videira foram inferiores aos registrados para *T. urticae* em outras espécies vegetais (VALADÃO *et al.*, 2012; PANTALEÃO *et al.*, 2021). De acordo com van de Vrie *et al.* (1972), a média de ovos depositados por fêmea de *T. urticae* varia de 40,0 a 80,0 ovos, considerando-se as diferentes plantas hospedeiras. Nicastro *et al.* (2011) reportaram médias de 117,7 a 149,9 ovos por fêmea de ácaro-rajado, em folhas de feijão-de-porco, *Canavalia ensiformis* (L.) D.C. (Fabaceae).

Pantaleão *et al.* (2021) também registraram diferenças entre cultivares de uva nas taxas de reprodução e sobrevivência de ácaro-rajado. Uma taxa maior de oviposição de *T. urticae* foi observada em folhas de uva ‘Superior Seedless’ (‘Sugraone’) do que em ‘Itália’. No entanto, não houve diferença significativa no crescimento populacional de *T. urticae* para essas cultivares de uva. Para ‘Superior Seedless’, a viabilidade de ovos de ácaros foi significativamente menor do que na uva ‘Itália’, indicando um fator de resistência nesta cultivar de uva.

Em estudos conduzidos em videiras na região de Jales, SP, foram observadas as maiores infestações de ácaro-rajado nas cultivares Itália e Benitaka, levando os produtores a realizarem diversas aplicações de acaricidas ao longo do ano. O período de maior incidência do ácaro-rajado foi de março a outubro, coincidindo com o período menos chuvoso. Na variedade Niagara Rosada, nenhuma pulverização foi necessária, uma vez que a infestação de *T. urticae* foi relativamente baixa (VALADÃO *et al.*, 2012).

Danos e sintomas

O ataque de ácaro-rajado em videira produz áreas cloróticas na face abaxial das folhas, entre as nervuras principais, com necrose posterior, e na face adaxial surgem tons avermelhados. O ataque pode ocorrer em folhas de qualquer idade, geralmente nas folhas mais velhas. Altas infestações podem causar desfolhamento, e o ataque aos cachos causa bronzeamento das bagas (BOTTON, 2005; OLIVEIRA *et al.*, 2010; VALADÃO *et al.*, 2012).

Manejo da praga

Monitoramento: Realizar avaliações semanais, observando-se a presença de ácaros-rajados (com auxílio de lupa com 20 vezes de aumento), em duas folhas medianas por planta em 10 plantas por hectare (BERTOLO *et al.*, 2011).

Nível de ação: Iniciar o tratamento químico quando encontrar 20% a 30% de folhas com a presença do ácaro-rajado (HAJI *et al.*, 2001), em cultivo protegido; ou quando mais de 10% das folhas estiverem infestadas com o ácaro-praga, até a metade do ciclo da cultura e 20% após este período, em cultivo aberto (BERTOLO *et al.*, 2011)

Controle: O controle químico deve ser realizado somente quando a população do ácaro-rajado atingir o nível de ação, utilizando-se acaricidas registrados (ex.: abamectina, abamectina + ciantraniliprole, abamectina + clorantianiliprole, piridabem, bifentrina), para seu controle em videira no Brasil (MAPA, 2021). Se possível, evitar o emprego de produtos muito tóxicos aos inimigos naturais, como bifentrina para os ácaros predadores da família Phytoseiidae. A aplicação de acaricidas deve ser direcionada para a face inferior das folhas (BERTOLO *et al.*, 2011).

Dentre os métodos de controle utilizados pelos produtores, o controle químico ainda é o mais utilizado, porém, a escassez de moléculas registradas para uso em videira (MAPA, 2021), associado ao uso inadequado desses produtos químicos, tem favorecido a seleção de populações resistentes aos acaricidas (MONTEIRO, 2014).

Em trabalhos realizados por Monteiro (2014), foram avaliadas 33 populações de ácaro-rajado do vale do São Francisco. Os resultados indicaram que 45% das populações submetidas à concentração diagnóstica (9 mg/L) de abamectina apresentaram mortalidade inferior a 80%, sendo consideradas resistentes. A frequência de ácaros resistentes variou de 4,14% a 80,40%. A razão de resistência variou de 2.441 a 8.102, quando comparada com uma população suscetível de laboratório.

1.9 ÁCARO-VERMELHO-EUROPEU, *Panonychus ulmi* (Koch)

Em vinhedos europeus, *Panonychus ulmi* é considerado uma praga ocasional (AMARO, 2001), mas tem sido relatado em associação com vinhedos no Brasil, causando danos ao cultivar Merlot no município de Bento Gonçalves (RS) (FERLA; BOTTON, 2008). Johann *et al.* (2009) relataram *P. ulmi* como a espécie fitófaga mais abundante nos cultivares Cabernet Sauvignon e Pinot Noir na safra 2006-2007, também no município de Bento Gonçalves, RS.

Descrição e aspectos bioecológicos

O ácaro-vermelho-europeu apresenta coloração vermelho-escura, medindo aproximadamente 0,7 mm de comprimento. Os machos são menores e de colo-

ração mais clara do que as fêmeas. Vivem preferencialmente na página inferior das folhas e produzem pequena quantidade de teia. Períodos quentes e secos favorecem o desenvolvimento e a reprodução deste ácaro (FERLA; BOTTON, 2008; FERLA *et al.*, 2018; BOTTON, 2019b). Esta espécie pode ser encontrada tanto em cultivos de maçã quanto de uva. Porém, o seu potencial reprodutivo nos vinhedos é menor que nos pomares de maçã (JOHANN *et al.*, 2019).

Danos e sintomas

Seus prejuízos são provocados devido ao ataque às folhas e brotações novas, causando inicialmente amarelecimento das folhas, seguido de bronzeamento, com manchas avermelhadas na face adaxial, e, consequente, redução na atividade fotossintética e no crescimento das plantas. Quando o ataque é intenso, pode ocorrer a queda prematura das folhas (FERLA *et al.*, 2018; BOTTON, 2019b).

Manejo da praga

Monitoramento: Amostragem semanalmente, a partir da brotação, as folhas medianas e basais em três ramos por planta, nas posições basal, mediana e apical, verificando a presença do ácaro. Amostragem 10 plantas em vinhedos de até 1 ha e 20 plantas até 5 ha (BOTTON, 2019b).

Nível de ação: Iniciar o controle a partir de 30% de folhas infestadas (BOTTON, 2019b).

Controle: Aplicar acaricidas recomendados para o seu controle (MAPA, 2021), quando o nível de ação for atingido, procurando alternar os grupos químicos em cada aplicação. Evitar a aplicação de inseticidas piretroides que podem afetar negativamente a fauna benéfica presente nos vinhedos (BERTOLO *et al.*, 2011).

2. Ácaros predadores

2.1 Ácaros da família Phytoseiidae

Os ácaros desta família são considerados os principais agentes de controle biológico de ácaros fitófagos em cultivos agrícolas. São ácaros de tamanho médio (0,2-0,58 mm de comprimento), com corpo em formato de gota (ovoide), com longas pernas e movimentos rápidos (COLLYER, 1982; MORAES *et al.*, 2004). No Rio Grande do Sul, várias espécies de fitoseídeos foram relatadas em diferentes variedades de videiras. Destacaram-se *Euseius concordis* (Chant) (Fig. 6), *Euseius mesembrinus* (Dean) e *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Fig. 7) (JOHANN *et al.*, 2009; BERTOLO *et al.*, 2011).



Figura 6. Ácaro predador da espécie *Euseius concordis* (Acari: Phytoseiidae).

Foto: Marcos Zatti da Silva – Instituto Biológico

No caso de *N. californicus*, as fêmeas adultas medem aproximadamente 0,37 mm de comprimento. Machos são menores que as fêmeas. Os machos e as fêmeas são translúcidos e podem apresentar tonalidades de laranja, pêssego ou rosa, dependendo da coloração do alimento consumido (Fig. 7). O período médio de ovo a adulto é de aproximadamente cinco dias a 25°C. Cada fêmea consome em média 16 ovos de ácaro-rajado por dia, depositando em média 3,1 ovos por dia, durante o período de oviposição, a 25°C (CROFT *et al.*, 1998; SATO *et al.*, 2016).



Figura 7. Ácaro predador da espécie *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae).

Foto: Mário E. Sato – Instituto Biológico.

Foi registrada a presença dos ácaros fitoseídeos *Euseius citrifolius* Denmark & Muma e *Neoseiulus idaeus* Denmark & Muma associados a infestações de *T. urticae* em diversos vinhedos brasileiros (MOREIRA *et al.*, 2010; PANTALEÃO *et al.*, 2013; DOMINGOS *et al.*, 2014). *Neoseiulus idaeus* foi a espécie predominante (80%) entre os ácaros predadores coletados em cultivos comerciais de videira, na região do Submédio Vale do São Francisco, de março a novembro de 2012 (PANTALEÃO *et al.*, 2013). A ocorrência de *N. idaeus* também foi reportada em vinhedos comerciais das cultivares Sugraone e Italia Muscat, com altas infestações de ácaro-rajado no Vale do São Francisco (DOMINGOS *et al.*, 2014).

De acordo com Pantaleão *et al.*, (2021), o ácaro fitoseídeo *N. idaeus* predou maior número de ácaros *T. urticae* em folhas ‘Superior Seedless’ do que em folhas de uva ‘Italia’ para as densidades populacionais de 10 e 20 ácaros-praga por folha, em condições de laboratório. As avaliações dos tricomas foliares nos dois cultivares de uva indicaram a ocorrência de tricomas mais longos na porção basal das nervuras principais das folhas de ‘Superior Seedless’. A presença de tricomas mais longos na porção basal das nervuras foliares principais da uva ‘Superior Seedless’, formando uma estrutura semelhante à domácia descrita em

videiras por Loughner *et al.* (2008), pode servir de abrigo para os ácaros predadores, aumentando a taxa de oviposição e melhorando seu desempenho de predação (WALTER; DENMARK, 1991; MATOS *et al.*, 2006; LOUGHNER *et al.*, 2008).

Levantamentos de ácaros predadores associados ao ácaro-branco, em videiras, nos municípios de Petrolina-PE, Lagoa Grande-PE e Juazeiro-BA, indicaram que os ácaros predadores de maior frequência foram do gênero *Euseius* (Acari: Phytoseiidae), seguido por *Typhlodromus* (Acari: Phytoseiidae) e *Pronematus* (Acari: Iolinidae). A espécie de ácaro predador mais abundante foi *E. citrifolius* (Fig. 8). Os ácaros predadores atingiram o pico populacional na segunda semana de novembro, coincidindo com o pico populacional do ácaro-branco. Observou-se uma correlação positiva ($r = 0,43$; $p < 0,05$) entre o número de ácaros predadores e o número de ovos de *P. latus*. A elevada abundância da espécie *E. citrifolius* em videiras infestadas com ácaro-branco indica que o predador seria um importante agente de controle biológico do ácaro-praga, no vale do São Francisco (MOREIRA *et al.*, 2014).



Figura 8. Ácaro predador da espécie *Euseius citrifolius* (Acari: Phytoseiidae).

Foto: Marcos Zatti da Silva – Instituto Biológico.

2.2 Ácaros da família Stigmaeidae

A família Stigmaeidae é constituída por um grupo de ácaros predadores, potencialmente importante, encontrado mundialmente em várias culturas agrícolas de grande relevância econômica (SANTOS; LAING, 1985, MATIOLI; OLIVEIRA, 2007). No Rio Grande do Sul, várias espécies de estigmeídeos foram relatadas em diferentes variedades de videiras. Destacaram-se *Agistemus brasiliensis* Matioli, Ueckermann & Oliveira (Fig. 9), *Agistemus riograndensis* Johann & Ferla e *Agistemus floridanus* González-Rodríguez (JOHANN *et al.*, 2009; BERTOLO *et al.*, 2011).

Foi conduzido um estudo de tabela de vida de fertilidade de *A. brasiliensis*, fornecendo-se ácaros *Brevipalpus* como alimento. O período de ovo a adulto foi de 15,6 dias a 30°C. Os valores de T (ciclo de vida - dias), R0 (taxa líquida reprodução – número de descendentes fêmeas gerados por fêmea por geração), na temperatura de 30°C, foram de 13,95 (dias) e 16,25 (fêmeas/fêmea/geração), respectivamente. A taxa máxima média de consumo de presas foi de 7,6 ácaros *Brevipalpus* por dia, proporcionando uma taxa média de oviposição de 4,7 ovos por fêmea por dia (MATIOLI; OLIVEIRA, 2007).



Figura 9. Ácaro predador da espécie *Agistemus brasiliensis* (Acari: Stigmaeidae) (ácaro na posição central) ao lado de um ácaro do gênero *Brevipalpus* (Acari: Tenuipalpidae).

Foto: André L. Matioli – Instituto Biológico.

2.3 Referências bibliográficas

AMARO, P. **A protecção integrada da vinha na região Norte**. Projecto Pamaf 6077. Lisboa: ISA Press, 2001.

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

BERNARD, M.B.; HORNE, P.A.; HOFFMANN, A.A. Eriophyoid mite damage in *Vitis vinifera* (grapevine) in Australia: *Calepitrimerus vitis* and *Colomerus vitis* (Acari: Eriophyidae) as the common cause of widespread 'Restricted Spring Growth' syndrome. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 35, n. 1, p. 83-109, 2005.

BERNARDI, D.; BOTTON, M.; CUNHA, U.S.; NAVA, D.E.; GARCIA, M.S. **Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro**. Bento Gonçalves: Embrapa-CNPUV, 2010. 8 p. (Circular Técnica, 83).

BERTOLO, F.O.; OTT, A.P.; FERLA, N.J. Ácaros em videira no Rio Grande do Sul. Porto Alegre: Fepagro, 2011. 26 p. (Boletim Técnico, 21). Disponível em: http://www.fepagro.rs.gov.br/upload/20111227185231boletim_a%-C2%81caros_verso_online.pdf. Acesso em: 02 jan. 2022.

BOTTON, M. **Ácaro-da-ferrugem-da-videira (*Calepitrimerus vitis*)**. UZUM: sistema especialista para diagnóstico de doenças, pragas e distúrbios fisiológicos em videiras. Atualização: em 17/01/2019a. Disponível em: <http://www.cnpuv.embrapa.br/uzum/uva/calepitrimerus.html>. Acesso em: 02 jan. 2022.

BOTTON, M. **Ácaro-vermelho-europeu (*Panonychus ulmi*)**. UZUM: sistema especialista para diagnóstico de doenças, pragas e distúrbios fisiológicos em videiras. Atualização em: 17/01/2019b. Disponível em: http://www.cnpuv.embrapa.br/uzum/uva/acaro_vermelho.html. Acesso em: 02 jan. 2022.

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

BRAGA, F.M. Catálogo dos ácaros que vivem nas plantas cultivadas e nos produtos armazenados no Brasil. **Boletim Fitossanitário**, Rio de Janeiro, v. 7, n. 1-2, p. 31-34, 1957.

CARMONA, M.M. **Fundamentos de acarologia agrícola**. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian. 1996. 423 p.

COLLYER, E. The Phytoseiidae of New Zealand (Acarina). 1. The genera *Typhlodromus* and *Amblyseius* - keys and new species. **New Zealand Journal of Zoology**, Wellington, v. 9, p. 185-206, 1982.

CROFT, B.A.; MONETTI, L.N.; PRATT, P.D. Comparative life histories and predation types: are *Neoseiulus californicus* and *N. fallacis* (Acari: Phytoseiidae) similar type II selective predators of spider mites? **Environmental Entomology**, Oxford, v. 27, p. 531-538, 1998.

DOMINGOS, C.A.; MELO, J.W.S.; OLIVEIRA, J.E.M.; GONDIM JÚNIOR, M.G.C. Mites on grapevines in northeast Brazil: occurrence, population dynamics and within-plant distribution. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 40, n. 2, p. 145-151, 2014.

DUFFNER, K.; SCHRUF, F.; GUGGENHEIM, R. Passive dispersal of the grape rust mite *Calepitrimerus vitis* Nalepa 1905 (Acari, Eriophyoidea) in vineyards. **Journal of Pest Science**, Heidelberg, v. 74, n. 1, p. 1-6, 2001.

DUSO, C.; VETTORAZZO, E. Mite population dynamics on different grape varieties with or without phytoseiids released (Acari: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 23, p. 741-763, 1999.

DUSO, C.; DE LILLO, E. Damage and control of eriophyoid mites in crops: 3.2.5 Grape. In: LINDQUIST, E.E.; SABELIS, M.W.; BRUIN J. (Eds) **World Crop Pests: Eriophyoid Mites-Their Biology, Natural Enemies and Control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishers, 1996. p. 571-582.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Ácaro-Branco (*Polyphagotarsonemus latus*)**. Disponível em: https://www.embrapa.br/uzum/acaro_branco.html. Acesso em: 02 jan. 2022.

FADINI, M.A.M., PALLINI, A., VENZON, M. Controle de ácaros em sistema de produção integrada de morango. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 4, p.1271-1277, 2004.

FERLA, N.J.; BOTTON, M. Ocorrência do ácaro vermelho europeu *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae) associado à cultura da videira no Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 6, p. 1758-1761, 2008.

FERLA, N. J.; JOHANN, L.; SILVA, G. L. **Manejo e controle biológico de ácaros praga na cultura da videira**. Lajeado: Univates, 2018. 11 p. (Manual Técnico). Disponível em: https://www.univates.br/ppgsas/media/manual_tecnico/manual_tecnico.pdf. Acesso 02 jan. 2022.

FERREIRA, R.C.F.; OLIVEIRA, J.V. de; HAJI, F.N.P.; GONDIM JÚNIOR, M.G.C. Biologia, exigências térmicas e tabela de vida de fertilidade do ácaro-vermelho *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae) em videira (*Vitis vinifera* L.) cv. Itália. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 35, n. 1, p.126-132, 2006.

FLECHTMANN, C.H.W. **Ácaros de importância agrícola**. 6 ed. São Paulo: Nobel, 1989. 189 p.

GADINO, A.N.; WALTON, V.M.; DREVES, A.J.; Impact of vineyard pesticides on a beneficial arthropod, *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae), in laboratory bioassays. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 104, n. 3, p. 970-977. 2011.

GERSON, U. *Colomerus vitis* (Pagenstecher). **Plant Pests of the Middle East**. 2011. Disponível em: http://www.agri.huji.ac.il/mepests/pest/Colomerus_vitis/. Acesso em: 02 jan. 2022.

GUIMARÃES J.A., FILHO, M.M., GRACIANO, F.A.M., JUNQUEIRA, A.M.R., LIZ, R.S. Ácaros predadores no manejo do ácaro rajado em morangueiro no Distrito Federal. Brasília: Embrapa, 2010. (Comunicado Técnico, 76).

HAJI, F.N.P.; MOREIRA, A.N.; FERREIRA, R.C.F.; LEITE, E.M.; BARBOSA, F.R.; ALENCAR, J.A. de. **Monitoramento e determinação do nível de ação do ácaro-rajado na cultura da uva**. Petrolina, EMBRAPA-CPATSA, 2001. 7 p. (EMBRAPA- CPATSA, Circular Técnica, 71).

JOHANN, L.; FERLA, N.J. Mite (Acari) population dynamics in grapevines (*Vitis vinifera*) in two regions of Rio Grande do Sul, Brazil. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 38, p. 1-8, 2012.

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

JOHANN, L.; NASCIMENTO, J.M.; SILVA, G.L.; CARVALHO, G.S.; FERLA, N.J. Life history and life parameters of *Panonychus ulmi* (Acari: Tetranychidae) on two European grape cultivars. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 47, n. 1, p 79-86, 2019.

KLOCK, C. L. **Bioecologia de ácaros em videira (*Vitis vinifera* L.: Vitaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil**. Orientador Noeli Juarez Ferla. 2008. 90 f. Dissertação (Mestrado em Ambiente e Desenvolvimento) - Centro Universitário UNIVATES, Lajeado, 2008.

LINDQUIST, E.E.; AMRINE Jr., J.W. Systematics, diagnoses for major taxa, and keys to families and genera with species on plants of economic importance. In: LINDQUIST, E.E.; SABELIS, M.W.; BRUIN, J. (Eds.). **World crop pests. Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. vol. 6. Amsterdam: Elsevier, 1996. p. 33-87.

LOUGHNER, R.; GOLDMAN, K.; LOEB, G.; NYROP, J. Influence of leaf trichomes on predatory mite (*Typhlodromus pyri*) abundance in grape varieties. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 45, n. 3-4, p.111-122, 2008.

MANSON, D.C.M.; OLDFIELD, G.N. Life forms, deuteroecy, diapause and seasonal development. In: LINDQUIST, E.E.; SABELIS, M.W.; BRUIN, J. (Eds.). **World crop pests. Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control**. vol. 6. Amsterdam: Elsevier, 1996. p. 173-183.

MATIOLI, A.L.; OLIVEIRA, C.A.L. de biologia de *Agistemus brasiliensis* Matioli, Ueckermann & Oliveira (Acari: Stigmaeidae) e sua potencialidade de predação sobre *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, n. 4, p. 577-582, 2007.

MATOS, C.H.C.; PALLINI, A.; BELLINI, L.L.; FREITAS, R.C.P. Domácias e seu papel na defesa das plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 3, p. 1021-1026, 2006.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA). AGROFIT – **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. 2021. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 04 jan. 2022.

MONTEIRO, L.B. Ocorrência de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae) em videira em Bento Gonçalves – RS, Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 23, n. 2., p. 349-350, 1994.

MONTEIRO, V.B.; GONDIM JR.; M.G.C.; OLIVEIRA, J.E.M.; SIQUEIRA, H.A.A.; SOUSA, J.M. Monitoring *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) resistance to abamectin in vineyards in the lower middle São Francisco Valley. **Crop Protection**, Guildford, v. 69, p. 90-96, 2015.

MORAES, G.J. de; FLECHTMANN, C.H.W. **Manual de acarologia: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos. 2008. 288 p.

MORAES, G.J. de; McMURTRY, J.A.; DENMARK, H.A.; CAMPOS, C.B. A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. **Zootaxa**, Auckland, v. 434, p.1-494, 2004.

MOREIRA, A. N.; OLIVEIRA, J. V.; OLIVEIRA, J. E .M.; SANTOS, A. C.; GONDIM JÚNIOR, M. G. C. Acarofauna of vineyards associated with three production systems in the São Francisco River Valley, northeast Brazil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ACAROLOGY, 21., 2010, Recife. **Anais...** Recife: Sociedade Entomológica do Brasil, 2010. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/862359/1/AcarofaunaofvineyardsassociatedwiththreeproductionsystemsintheRioSaoFranciscoRiverValleyNortheastBrazil.pdf>.

MOREIRA, J. O. T.; PESSOA, E. S.; MATIOLI, A. L. Diversidade de ácaros predadores associados ao ácaro branco, *Polyphagotarsonemus latus* em videira no Vale do São Francisco. In: XXV CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 25., 2014. Goiânia. **Anais...** Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil, 2014. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/266209686_Diversidade_de_acaros_predadores_associados_ao_acaro_branco_Polyphagotarsonemus_latus_em_videira_no_Vale_do_Sao_Francisco.

NÁVIA, D.; OCHOA, R.; WELBOURN, C.; FERRAGUT, F. Adventive eriophyoid mites: a global review of their impact, pathways, prevention and challenges. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 51, n. 1-3, p. 225-255, 2010.

NICASTRO, R.L.; SATO, M.E.; SILVA, M.Z. Fitness costs associated with milbemectin resistance in the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae*. **International Journal of Pest Management**, London, v. 57, n. 3, p. 223-228, 2011.

OCETE, R.; ARROIO-GARCIA, R.; MORALES, M.L.; CANTOS, M.; GALLARDO, A.; PÉREZ, M.A.; GÓMEZ, I.; LÓPEZ, M.A. Characterization of *Vitis vinifera* L. subspecies *sylvestris* (Gmelin) Hegi in the Ebro river Basin (Spain). **Vitis**, Quedlinburg, v. 50, n. 1, p.11-16, 2011.

PANTALEÃO, A.A.S.S.; MOREIRA, J.O.T.; SATO, M.E.; PIONÓRIO, J.A.A. Population growth of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) and predation rate of the pest mite by *Neoseiulus idaeus* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae) in two grape cultivars. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 88, p. 1-11, 2021.

PANTALEAO, A.A.S.S.; MOREIRA, J.O.T.; SATO, M.E.; MINEIRO, J.L.C.; PIONORIO, J.A.A. Diversidade de ácaros predadores (Phytoseiidae) em videira no Vale do São Francisco. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO. 13., 2013, Bonito. **Anais...Bonito: Sociedade Entomológica do Brasil**, 2013. Disponível em: <https://www.seb.org.br/anaissic/trabalhos/poster/pred/pred56.pdf>.

PÉREZ MORENO, I. P.; MORAZA ZORRILLA, M. L. Population dynamics and hibernation shelters of *Calepitrimerus vitis* in the vineyards of Rioja, Spain, with a description of a new eriophyid extraction technique (Acari: Eriophyidae). **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 22, p. 215-226, 1998.

SACRAMENTO, F.Z. do. **Colomerus sp. (Acari: Eriophyidae) microácaro da videira recém-introduzido no Vale do São Francisco**. Orientador: José Eudes de Moraes Oliveira. 2019. 53 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Vale do São Francisco, Petrolina, 2019.

SANTOS, M.A.; LAING, J.E. Other predaceous mites and spiders. In: HELLE, W.; SABELIS, M.W. (Eds.). **Spider mites**, their biology, natural enemies and control. Amsterdam: Elsevier, 1985. p. 197-203.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z.; NICASTRO, R.L.; MATIOLI, A.L.; MINEIRO, J.L.C. **Guia de Sanidade Vegetal: Inimigos Naturais - Ácaros predadores**. Disponível em: http://www.sica.bio.br/guiabiologico/busca_inimigos_resultado_ok.php?Id=3&Vlt=2. Acesso em: 09 jan. 2022.

SILVA, R.T.L.; SILVA, V.L.; SILVA, D.E.; NASCIMENTO, J.M.; SCHUSSLER, M.; SPIES, F.F.; BERTÉ, A.L.W.; SILVA, G.L.; JOHANN, L.; FERLA, J.J.; FREITAS, E.M.; FERLA, N.J. Biological aspects of mites associated with *Vitis vinifera* varieties in the state of Rio Grande do Sul, Brazil. **Systematic & Applied Acarology**, London, v. 25, n. 9, p.1618-1642, 2020.

SINAVIMO (Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas). *Colomerus vitis*. Disponível em: <https://www.sinavimo.gob.ar/plaga/colomerus-vitis>. Acesso em: 06 jan. 2022.

SIQUEIRA, P.R.E.; BOTTON, M.; KOHN, R.G.; GRÜTZMACHER, A.D.; PERES, G.S. Dinâmica populacional de *Calepitrimerus vitis* (Nalepa) (Acari: Eriophyidae) em cultivares de videira na região da Campanha do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 35, n. 2, p. 446-453, 2013.

SIQUEIRA, P. R. E.; BOTTON, M.; FERLA, N. J.; JOHANN, L.; FORMEHL, G.; GRÜTZMACHER, A. D.; HÄRTER, W. Acarínose da videira no Rio Grande do Sul. Embrapa, 2011. (Circular Técnica 85). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/48495/1/Circular-Tecnica-85.pdf>. Acesso em: 09 jan. 2022.

SMITH, L.M.; STAFFORD, E.M. The bud mite and the erineum mite of grapes. **Hilgardia**, California, v. 18, n. 7, p. 317-334, 1948.

VALADÃO, G.S. **Ocorrência sazonal da acarofauna em videira no município de Jales-SP, e avaliação de resistência de variedades a *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. Orientador: Marneide Rosa Vieira. 2010. 78 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Faculdade de Engenharia, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2010.

VALADÃO, G.S.; VIEIRA, M.R.; PIGARI, S.A.A.; TABET, V.G.; SILVA, A.C. Resistência de cultivares de videira ao ácaro-rajado *Tetranychus urticae* na região de Jales, estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 4, p.1051-1058, 2012.

VAN DE VRIE, M.; McMURTRY, J. A.; HUFFAKER, C. B. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: a review. III. Biology, ecology, and pest status, and host-plant relation of tetranychids. **Hilgardia**, California, v. 41 n. 13, p. 343-432, 1972.

VAN LEEUWEN, T. *et al.* The control of eriophyoid mites: state of the art and future challenges. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 51, n. 1-3, p. 205-224, 2010.

WALTER, D.E.; DENMARK, H.A. Use of leaf domatia on wild grape (*Vitis munsoniana*) by arthropods in Central Florida. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 74, n. 3, p. 440-446, 1991.

WALTON, V.M.; DREVES, A.J.; COOP, L.B.; JONES, G.V.; SKINKIS, P.A. Developmental parameters and seasonal phenology of *Calepitrimerus vitis* (Acari: Eriophyidae) in vine grapes of Western Oregon. **Environmental Entomology**, College Park, v. 39, n. 6, p. 2008-2016, 2010.

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

ENDEREÇO DOS AUTORES

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento em Sanidade Vegetal

Avenida Conselheiro Rodrigues Alves, 1252 – São Paulo – SP, CEP 04014-900

- Dr. Marcelo Eiras - Fone: (11) 5087- 1722

E-mail: marcelo.eiras@sp.gov.br

Instituto Biológico

Centro Avançado de Pesquisa e Desenvolvimento em Sanidade Agropecuária

Alameda dos Videiros, 1097 - Campinas - SP - CEP 13101-680

- Dr. César Júnior Bueno - Fone: (19) 3252- 1657

E-mail: cesar.bueno@sp.gov.br

- Dr. Luis Otávio Saggion Beriam - Fone: (19) 3253- 2112

E-mail: luis.beriam@sp.gov.br

- Dr. Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira - Fone: (19) 3251- 0327

E-mail: claudiomarcelo.oliveira@sp.gov.br

- Dr. André Luis Mاتيoli - Fone: (19) 3251- 0319

E-mail: andre.matioli@sp.gov.br

- Dr. Mario Eidi Sato - Fone: (19) 3251- 0319

E-mail: mario.sato@sp.gov.br

- Dr. Jeferson Luiz de Carvalho Mineiro - Fone: (19) 3251- 0319

E-mail: jefmin@hotmail.com

Instituto Agronômico de Campinas

Centro de Frutas

Avenida Luiz Pereira dos Santos, 1500 – Jundiaí – SP – CEP 13214-820

- Drs. Maurilo Monteiro Terra e Erasmo José Paioli Pires - Fone: (11) 4582-7284

- Dra. Mara Fernandes Moura - Fone: (11) 4582-7284

E-mails: mm-terra@uol.com.br; ejpaiolipires@gmail.com; e mara.fernandes.moura@gmail.com

UNICENTRO

Rua Simeão Camargo Varela de Sá, 03 - Guarapuava – PR – CEP 85040- 080

- Dr. Renato Vasconcelos Botelho - Fone: (42) 3629-8221

Email: rbotelho@unicentro.br

Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”

Faculdade de Ciências Agronômicas – Câmpus de Botucatu

Rua José Barbosa de Barros, 1780 – Botucatu – SP – CEP 18610-034

- Dr. Marco Antonio Tecchio - Fone: (14) 3880-7172

E-mail: marco.a.tecchio@unesp.br

Embrapa Uva e Vinho

Rua Livramento, 515 – Bento Gonçalves – RS – CEP 95701-008

- Dr. Thor Vinícius Martins Fajardo - Fone: (54) 3455-8000

E-mail: thor.fajardo@embrapa.br

Embrapa Clima Temperado

Rodovia BR-392, Km 78, 9º Distrito, Pelotas – RS - CEP 96010-971

• Dr. Cesar Bauer Gomes - Fone: (53) 3275-8100

E-mail: cesar.gomes@embrapa.br

Direção Regional de Agricultura e Pescas do Centro - Estação de Avisos Agrícolas do Dão

Quinta do Fontelo – Estr. S. João da Carreira, 3504-504, Viseu – Portugal.

• Dr. Jorge Manuel Esteves Carvalho Sofia - Fone: (+35) 232 467 220

E-mail: Jorge.sofia@drapc.gov.pt

PUBLICAÇÕES ANTERIORES

Formigas Urbanas - 20p.

Aspectos Fitossanitários da Roseira (1ª ed.) - 51p.

Clorose Variegada dos Citros: Etiologia e Manejo - 13p.

Formigas Cortadeiras - 31p.

Aspectos Fitossanitários do Crisântemo - 47p.

Leprose dos Citros - 27p.

Doenças da Seringueira no Estado de São Paulo - 30p.

Métodos de Prevenção, Controle e Tratamento da Mastite Bovina - 35p.

Cupins: Pragas em Áreas Urbanas (1ª ed.) - 40p.

Aspectos Fitossanitários da Orquídea - 51p.

Fungos Toxigênicos e Micotoxinas - 26p.

Aspectos Fitossanitários da Roseira (2ª ed.) - 56p.

Aspectos Fitossanitários do Maracujazeiro - 81p.

Controle Biológico de Insetos e Ácaros - 86p.

Controle Biológico da Cigarrinha-da-Raiz da Cana-de-Açúcar com o Fungo *Metarhizium anisopliae* - 19p.

Pragas dos Grãos e Produtos Armazenados - 47p.

Cupins: Pragas em Áreas Urbanas (2ª ed.) - 66p.

Controle Químico do Carrapato do Boi - 18p.

Aspectos Fitopatológicos de Plantas Ornamentais - 73p.

Flores I - 1. Amarilis, 2. Begônia, 3. Gérbera, 4. Impatiens e 5. Lisianto

Manejo de Pragas de Pastagens - 25p.

Cupins em Áreas Agrícolas - 20p.

Sanidade na Ovinocultura - 86p.

Aspectos Fitopatológicos de Plantas Ornamentais - Flores II - 1. Azaleia, 2. Calancôe, 3. Gerânio, 4. Petúnia e 5. Violeta - 75p.

Aspectos Fitossanitários das Orquídeas - 86p.

Aspectos Fitossanitários do Tomateiro - 120p.

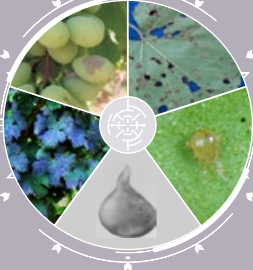
Sanidade na Ovinocultura II - 56p.

Aspectos Fitossanitários da Cultura da Alface - 126p.

Sanidade Suína em Agricultura Familiar - 54p.

Parvovirose Suína - 25p.

Nematoides Parasitos do Cafeeiro - 28p.



Boletim técnico - Nº 33

Doenças e pragas em videiras

Instituto Biológico

Novembro/2022

