

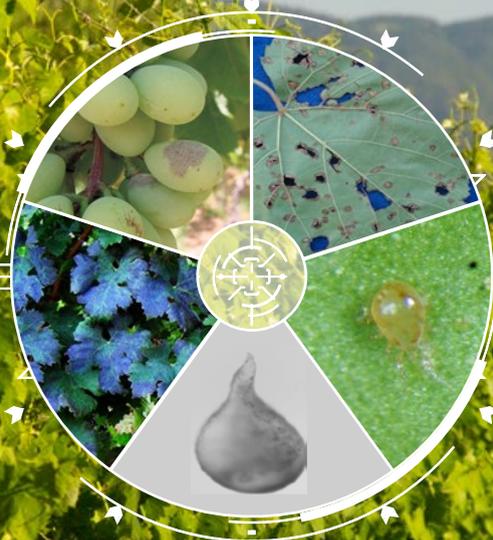
**Boletim
técnico
Nº 33**

Doenças e pragas em videiras

DOI: 10.31368/2594-6080b33002022

Instituto Biológico

Novembro/2022



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. Nematoides das galhas radiculares – *Meloidogyne* spp.

Os nematoides 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.

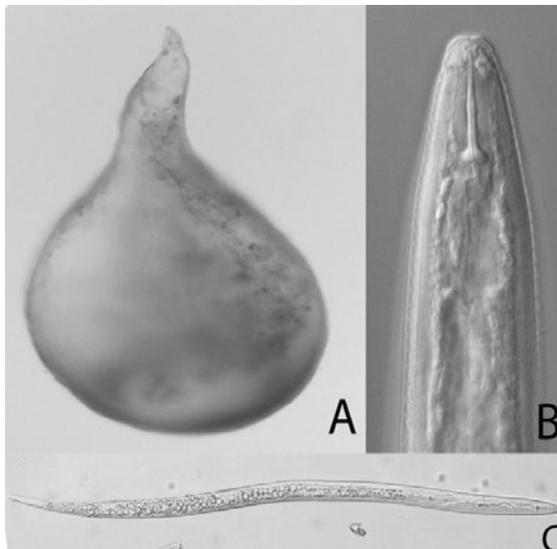


Figura 1 – *Meloidogyne incognita*: A) Fêmea (corpo inteiro); B) região anterior do macho de *M. incognita*; C) juvenil (J_2).

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).

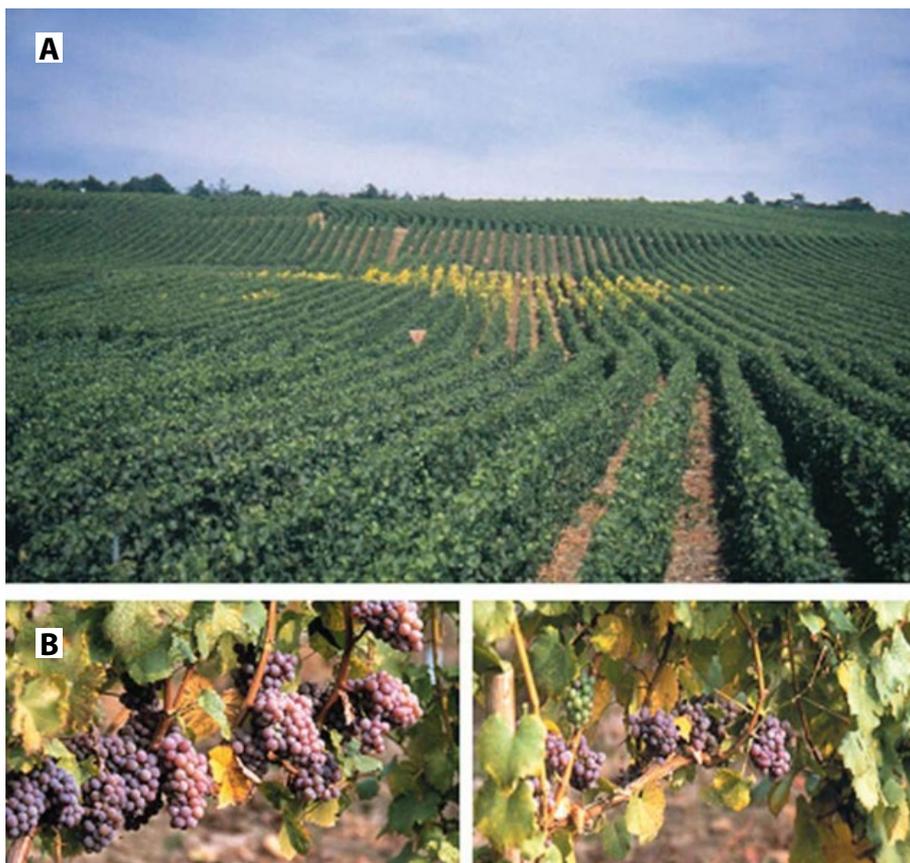
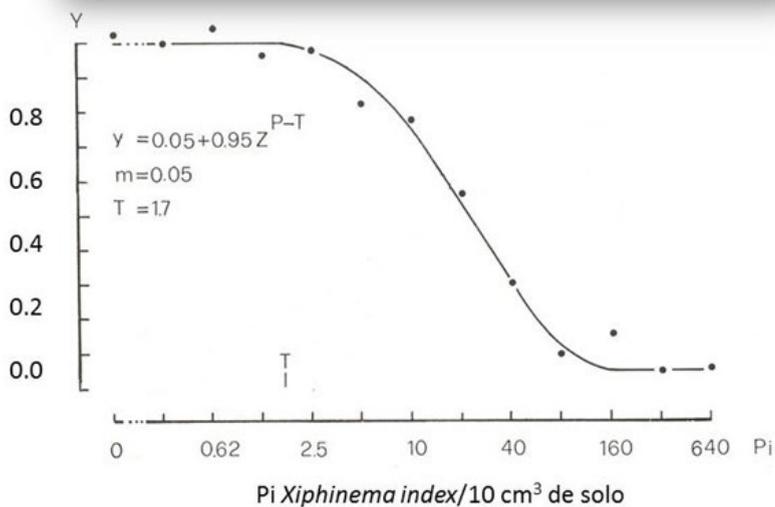
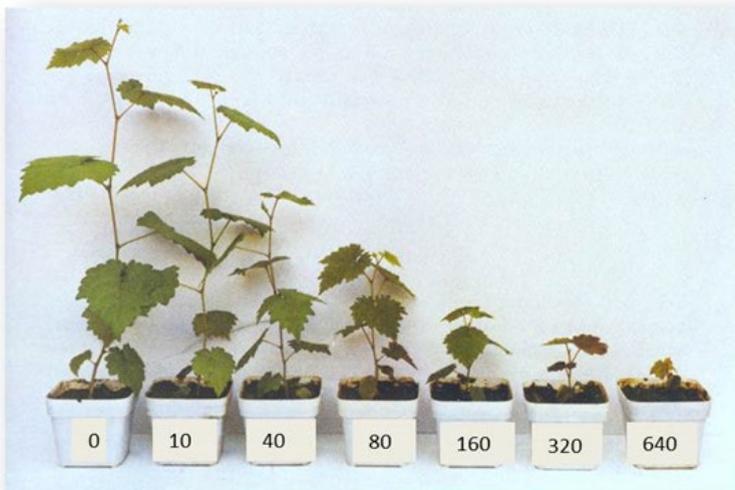


Figura 5 - (A) Sintoma de manchas cloróticas em reboleiras (distribuição irregular) de videiras infectadas por *Grapevine fanleaf virus* (GFLV) em videiras Chardonnay, na região de Champagne, França, como resultado da transmissão de vírus de planta para planta pelo nematoide *Xiphinema index*. (B) Produção 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).

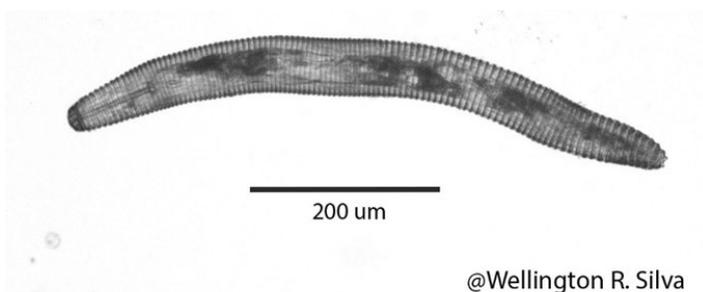


Figura 7 - Fêmea de *Mesocriconema xenoplax*.

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 fitonematoides 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 fitonematoides 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 em espécies frutíferas associados 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 os 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.