

Capítulo 4 – Emprego de leguminosas no manejo de fitonematoides em espécies frutíferas

Cesar Bauer Gomes
Jaqueline Tavares Schafer
Cristiano Bellé
Jerônimo Vieira de Araújo Filho

Diferentes espécies frutíferas são afetadas por fitonematoides que, além de interferirem diretamente no desenvolvimento normal da planta, podem atuar como vetores de viroses importantes ou, em conjunto com outros fatores, desencadearem a sua morte. Os prejuízos causados por esses fitopatógenos variam principalmente com a resistência genética da cultivar ou do porta enxerto da fruteira e com o nível populacional do nematoide no solo. Dessa forma, o emprego de práticas de manejo, como o plantio de mudas sadias em áreas isentas de patógenos, o uso de porta-enxertos resistentes/tolerantes, a aplicação de resíduos orgânicos com ação nematicida, a rotação de culturas com espécies/coberturas verdes más hospedeiras ou antagonistas à fitonematoides, o controle biológico, dentre outras, são medidas de controle que contribuem enormemente na supressão e/ou contenção do aumento das populações dos nematoides na área infestada (Gomes et al., 2014).

O uso de produtos químicos em fruteiras é possível para uma gama restrita de espécies cultivadas no país, em função da falta de registro para essas culturas, denominadas *minor crops* (Agrofit, 2017). No mais, estratégias dessa natureza podem ser limitadas devido aos riscos à saúde humana e ao meio ambiente. Nesse sentido, abordar-se-ão neste capítulo, os principais nematoides que afetam o desenvolvimento e produtividade de diferentes frutíferas cultivadas na região sul do Brasil; e, a seguir, as respectivas medidas de manejo desses parasitas, utilizando-se o emprego de leguminosas com foco principal em sistemas de produção agrícola de base familiar.

Pessegueiro e ameixeira

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

O gênero *Meloidogyne*, mundialmente conhecido como nematoide-das-galhas radiculares [*root knot nematodes* (RKN), em inglês], é considerado um dos principais patógenos da cultura do pessegueiro e da ameixeira (*Prunus* spp.), em diversas regiões do mundo (Carneiro et al., 1993; Nyczepir; Esmenjaud, 2008). As principais espécies que parasitam essas fruteiras são *M. javanica* Treub, *M. incognita* Kofoid & White, *M. arenaria* Neal e *M. hapla* Chitwood (Gomes; Carneiro, 2014). De ocorrência restrita na cultura do pessegueiro, espécies como *M. floridensis* e *M. hispanica* são relatadas na Europa e nos EUA, respectivamente (Hirschmann, 1986; Handoo Et Al., 2004). Estudo recente menciona larga prevalência (75%) em pomares chilenos, de outra espécie emergente, *M. ethiopica* (Meza et al., 2016), porém, ainda não foi relatada no Brasil. Além disso, já foi relatada a ocorrência de *M. morocciensis* Rammah & Hirschmann em pessegueiro no Rio Grande do Sul (Gomes et al., 2009).

Apesar de *M. javanica* ser relatado no Rio Grande do Sul, estado com a maior área cultivada com pêsseso e ameixa do país, como a espécie predominante (Gomes et al., 2009), *M. incognita* é reportada como a principal espécie nas regiões produtoras de pêsseso do Brasil (Carneiro et al., 1993; Rossi et al., 2000).

Plantas de pessegueiro e ameixeira parasitadas pelo nematoide apresentam formação de galhas no sistema radicular, que resultam na paralisação do crescimento e na morte da região da coifa da raiz. As plantas atacadas apresentam, conseqüentemente, sinais de enfraquecimento, baixa produção, desfolhamento precoce, queda prematura dos frutos e deficiência nutricional (Gomes; Carneiro, 2014). No entanto, em porta-enxertos suscetíveis (Gomes; Carneiro, 2014), os sintomas parecem ser pronunciados sob condições de seca (Stirling, 1975), bem como em solos de textura mais arenosa em associação a temperaturas mais altas (Nyczepir; Esmenjaud, 2008).

Em alguns casos, têm sido verificado que a infecção de plantas de *Prunus* sp. por *Meloidogyne* spp., pode favorecer a ocorrência de outros patógenos, como *Agrobacterium tumefaciens*, agente etiológico da galha da cora (Dhanvantari et al., 1975), ou mesmo em associação com *Fusarium oxysporum* (Wehunt; Weaver, 1972).

Nematoide-anelado (*Mesocriconema* spp.)

As principais espécies de *Mesocriconema* que acometem essas culturas são *Mesocriconema xenoplax* e *M. curvata*. Esses nematoides estão amplamente distribuídos e têm sido detectados nas Américas do Norte e do Sul, Europa, África e Ásia (Gomes; Carneiro, 2014). Com efeito, *M. xenoplax* é a espécie mais frequente nos pomares de pessegueiro e ameixeira no Rio Grande do Sul (Carneiro et al., 1993), estando intimamente ligada à síndrome da morte precoce do pessegueiro [*Peach Tree Short Life* (PTSL), em inglês].

O parasitismo das plantas pelo nematoide ectoparasita *M. xenoplax* pode resultar em destruição, atrofiamento e morte do sistema radicular, causando danos diretos. Além disso, seu parasitismo também afeta a dormência e a capacidade da planta de tolerar estresses ambientais. Assim, plantas debilitadas associadas a elevadas populações de *M. xenoplax*, sob condições de déficit ou excesso hídrico, podas drásticas, baixo pH, baixa fertilidade do solo e altas amplitudes térmicas, são predispostas à manifestação da PTSL (Ritchie; Clayton, 1981). Desse modo, *M. xenoplax* é considerado o agente causal primário da síndrome PTSL (Nyczepir et al., 1983).

Os sintomas da PTSL incluem, desde a presença de ramos secos, até a morte completa da planta. Além disso, no final da dormência, árvores com problemas podem apresentar brotação e floração anormais, morte dos brotos, ou mesmo brotação tardia na parte interna da copa e nos ramos mais grossos. Nos ramos de plantas enfermas, observam-se zonas alternadas de tecido sadio e escurecido, que atingem a parte interna do lenho. Durante a poda, ou quando esses ramos são cortados, sente-se um odor semelhante ao do vinagre, sinal característico da PTSL. Nesse estágio, em que a planta está muito debilitada, pode-se verificar a presença de perfurações nos ramos, geralmente associados ao ataque de *Scolytus* spp. (Carneiro et al., 1993; Gomes, 2005; Gomes; Carneiro, 2014).

Elevadas populações de *M. xenoplax* têm sido associadas à PTSL causada por *Pseudomonas syringae* em pomares de pessegueiro e damasco, nos EUA e México (Lownsbery et al., 1977; Mckenry, 2000; Luna Guerrero et al., 2011), porém, não há relatos da morte de plantas associados a essa bactéria, no Brasil. Nyczepir e Lewis (1984) relacionaram a presença de necroses de raízes atacadas por nematoides e a incidência de *F. oxysporum*, sobretudo em altas populações desse nematoide. Embora na literatura haja relato de antagonismo entre o nematoide-anelado e o nematoide-das-galhas na manifestação de morte de plantas de pessegueiro (Nyczepir et al., 1999), em ameixeira, a relação parece ser sinérgica na manifestação da síndrome (Gomes et al., 2000).

Nematoide-adaga (*Xiphinema* spp.)

Outros nematoides de importância para o pessegueiro e a ameixeira são espécies filiadas ao gênero *Xiphinema*, conhecidos como nematoide-adaga. De acordo com Nyczepir e Esmenjaud (2008), sete espécies estão relacionadas a frutas de caroço: *X. diversicaudatum*, *X. vuittenezi* e cinco espécies de grupo *X. americanum* (*X. americanum*, *X. brevicolle*, *X. californicum*, *X. pachtaicum* e *X. rivesi*). Esses nematoides alimentam-se como ectoparasitas, e causam necroses radiculares e dilatações na ponta das raízes finas. Sob condições de elevada infestação, é comum a redução na produção e no crescimento das plantas.

Entre as espécies desse gênero, *X. americanum* é considerado o nematoide de maior importância econômica e, no Rio Grande do Sul, está disseminado nos pomares de pessegueiro (Carneiro et al., 1993). Além disso, esse parasita pode atuar como vetor de viroses na cultura do pessegueiro, sendo as principais: *peach rosette mosaic virus* (PRMV), *tomato ringspot virus* (ToRSV) e *stem pitting* que, por sua vez, causa a morte da planta. Apesar da ampla distribuição de *X. americanum* em pomares no Rio Grande do Sul, não foi relatada a ocorrência dessas viroses no Brasil, assim como também não foi confirmada a sua patogenicidade em *Prunus* spp. (Gomes; Carneiro, 2014).

Nematoide-das-lesões (*Pratylenchus* spp.)

O nematoide-das-lesões pode afetar o estabelecimento, desenvolvimento e a longevidade do pomar, bem como a produção de frutas. Entre as espécies desse gênero, *P. penetrans*, *P. vulnus*, *P. coffeae* e *P. brachyurus* são consideradas as mais importantes na produção de frutas e de amêndoas. Não obstante, *P. penetrans* e *P. vulnus* são as mais danosas ao pessegueiro e à ameixeira (Nyczepir; Esmenjaud, 2008).

No pessegueiro, o nematoide-das-lesões causa não apenas degeneração do sistema radicular, mas também predispõe a planta a infecções causadas por outros agentes fitopatogênicos. Em várias partes do mundo, *P. penetrans* e *P. vulnus* também são agentes causais primários de doenças de replantio, problema caracterizado pelo atrofiamento e amarelecimento das plantas, geralmente acompanhado de necrose radicular (Nyczepir; Esmenjaud, 2008). Apesar de ambas as espécies ocorrerem no Brasil, ainda não há relatos de danos em pessegueiros.

Figueira

No Brasil, espécies de *Meloidogyne* e o nematoide-dos-cistos (*Heterodera fici*) constituem os maiores problemas fitossanitários para os ficicultores (Pereira, 2010). No entanto, *M. incognita* é de ocorrência generalizada (Lima-Medina et al., 2006; 2013; Dias-Arieira et al., 2010), e o nematoide-dos-cistos, *Heterodera fici*, de frequência mais restrita ao Estado de São Paulo (Rossi, 2002), apesar de já relatado no Rio Grande do Sul (Brancaion et al., 1981). Além desses fitonematoides, também são associadas à cultura, *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus avenae*, *Criconemella onoensis*, *C. sphaerocephala*, *H. dihystera*, *P. brachyurus*, *P. zaeae*, e *M. javanica* (Campos, 1997).

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

Dentre os fitonematoides que afetam a figueira (*Ficus carica*), o nematoide das galhas é o mais frequentemente reportado. Relatos de danos são feitos no Mediterrâneo, na África e nas Américas do Sul e do Norte, sendo tal patógeno reconhecido como um dos maiores fatores limitantes à produção comercial de figos nos Estados Unidos, na França e no Brasil (El-Borai; Duncan, 2005).

Em levantamentos realizados por Lima-Medina et al. (2006; 2013) no Rio Grande do Sul e em São Paulo, detectou-se a ocorrência do nematoide das galhas em 80 % das amostras coletadas, e identificou-se diferentes espécies e populações atípicas de *Meloidogyne* nos pomares de figueira, sendo *M. incognita* a espécie mais frequente.

Plantas parasitadas por esse nematoide apresentam raízes com grande número de galhas e necroses nos tecidos, o que compromete sua capacidade de absorver água e nutrientes. Plantas severamente atacadas entram em declínio rapidamente, sendo um dos primeiros sintomas a redução do porte da planta e dificuldade de brotação após a poda (informação pessoal)¹, além de sintomas evidentes de enfraquecimento como amarelecimento, podendo, também, serem levadas à morte (Santos; Maia, 1999).

Goiaba

Até pouco tempo, doenças causadas por fitonematoides na cultura da goiabeira (*Psidium guajava*) não eram conhecidas pelos produtores. Sintomas gerais como plantas subdesenvolvidas e frutos pequenos eram associados exclusivamente a problemas nutricionais. Atualmente, sabe-se que vários gêneros de fitonematoides estão associados à cultura, dentre eles: *Meloidogyne* spp., *P. brachyurus*, *Rotylenchulus reniformis*, *Helicotylenchus* sp., *Aphelenchus* sp. e *Mesocriconema* sp. No entanto, espécies de *Meloidogyne* constituem, sem dúvida, o principal problema nematológico da cultura.

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* sp.)

São relatadas cinco espécies do nematoide-das-galhas associadas à goiabeira: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. hapla* e *M. enterolobii* em diferentes regiões do globo (El Borai; Duncan, 2005). No Brasil, a última é reconhecida como a de maior importância econômica para a cultura, não apenas por estar amplamente distribuída em diferentes regiões produtoras do país (Carneiro et al., 2001; Paes et al., 2012; Paes-Takahashi et al, 2015), mas também por apresentar ampla gama de hospedeiros (Freitas et al., 2010).

A elevada incidência de espécies de *Meloidogyne* em regiões produtoras de goiaba pode ser atribuída a vários fatores, entre os quais, a suscetibilidade do hospedeiro, a textura do solo, a população de hospedeiro nativo, o plantio de mudas contaminadas e o sistema irrigado de cultivo. *M. enterolobii* é a espécie dominante nos pomares de goiaba no Brasil e no mundo, havendo uma estimativa de redução de aproximadamente 75% de produtividade dos pomares infestados, podendo, em alguns casos, comprometer até 100% da produção e/ou levar as plantas à morte (Carneiro et al., 2007; Pereira et al., 2009).

Os sintomas na parte aérea da goiabeira são evidenciados pelo forte bronzeamento e o acinzentamento dos bordos das folhas e ramos, seguidos de amarelecimento total da parte aérea, culminando com o desfolhamento generalizado e morte da planta. Os frutos ficam menores e ocorre o amadurecimento precoce. Os sintomas do patógeno no sistema radicular são a formação de um grande número de galhas e de necroses, ocorrendo uma diminuição drástica das raízes finas. O nematoide infecta todos os tipos de raízes, desde as radículas superficiais até as mais lignificadas, que costumam estar a mais de 50 cm de profundidade (Carneiro et al., 2001). Além disso, segundo Gomes et al. (2011), existe um efeito sinérgico entre *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. e *M. enterolobii*,

¹ Informação pessoal fornecida pelo pesquisador Cesar Bauer Gomes.

pois as podridões na raiz ocorrem somente quando os dois patógenos estão envolvidos no processo patológico.

Morango

Diferentes fitonematoides são associados à cultura do morango (*Fragaria* spp.), entre eles: *M. hapla*, *M. javanica*, *M. incognita*, *P. vulnus*, *P. penetrans*, *A. besseyi*, *A. fragariae*, *A. ritzemabosi*, *Longidorus elongatus*, *D. dipsaci*, *Xiphinema* spp., *Helicotylenchus* spp., *Belonolaimus longicaudatus*. Somente três são considerados de maior importância no Brasil: *A. besseyi*, *A. fragariae* e *M. hapla* (Campos, 1997; Noling, 1999; Gomes; Cofcewicz, 2003).

Nematoide parasita de folhas (*Aphelenchoides* spp.)

Prejuízos de 50% causados por *A. besseyi* em morangueiro foram registrados no sul dos EUA e na Austrália. No Brasil, pode ser encontrado parasitando arroz e morango. Embora sua presença tenha sido constatada em 1969, no Rio Grande do Sul, e posteriormente relatada em vários outros estados: São Paulo, Goiás, Mato Grosso do Sul, Distrito Federal, Minas Gerais, Santa Catarina e Espírito Santo, não se dispõe de informações sobre danos no morangueiro. *A. fragariae* constitui-se um importante patógeno da cultura nos EUA. Na Polônia, foram registradas reduções entre 31% e 62% na produção. A ocorrência dessa espécie em morangueiro, no Brasil, foi relatada pela primeira vez na região do Vale do Rio Caí, no Rio Grande do Sul, em 1996 (Potter; Noling, 1984; Gomes; Cofcewicz, 2003).

Os sintomas causados pelo nematoide ectoparasita *A. besseyi* são característicos e estão presentes nas folhas procedentes de brotos infestados. Elas não se desenvolvem, apresentando-se pequenas, estreitas e anormais de coloração verde-escura. A planta apresenta-se enfezada, com produção mínima ou nula de frutos. Já plantas parasitadas por *A. fragariae*, apresentam crescimento lento, porte reduzido, encurtamento dos entrenós, florescimento reduzido, deformação das folhas centrais e morte da coroa. Folhas de morangueiros infectados por *A. fragariae* ficam quebradiças e com tamanho reduzido. Também podem ser notadas na superfície das folhas atacadas, regiões prateadas, sintoma muitas vezes confundido com danos causados por produtos químicos. Em casos de infecções severas, o nematoide pode provocar a morte da planta (Gomes; Cofcewicz, 2003).

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

Embora já tenha sido constatada a presença de *M. incognita*, *M. javanica* e *M. fallax* em morangueiro, *M. hapla* é a espécie desses nematoides endoparasitas de raízes mais comumente encontrada e associada a danos, por ocorrer principalmente em regiões de clima subtropical e temperado, sendo, por isso, mais tolerante ao frio, e, portanto, adaptada ao período de cultivo do morango, cujas temperaturas são mais amenas (Potter; Noling, 1984; Van Der Sommen et al., 2005). No Brasil, apenas *M. hapla* tem sido encontrada em áreas de plantios dos estados de São Paulo, e Minas Gerais; no entanto, ocorre também parasitando espécies vegetais distintas em outros estados das regiões Sul e Sudeste. Os sintomas na parte aérea incluem redução no crescimento, amarelecimento e murcha temporária das folhas, culminando com baixa produção. Plantas novas ou recém-transplantadas morrem prematuramente. Em ataques severos, as plantas infectadas não respondem à adubação pela falta de raízes sadias para a absorção dos nutrientes. É possível visualizar pequenas galhas nas raízes, das quais partem inúmeras raízes laterais, resultando num sistema radicular muito denso (Gomes; Cofcewicz, 2003, Salgado, 2007; Costa et al., 2011).

Videira

Doenças e pragas estão entre os principais fatores limitantes de produtividade na cultura da videira (*Vitis* spp.). Dentre esses, danos provocados por fitonematoides podem ocorrer desde a implantação das mudas no pomar às plantas adultas, influenciando, conseqüentemente, na qualidade dos frutos, produção e nos custos despendidos (Somavilla et al., 2012), caracterizando esses patógenos como um dos fatores limitantes de produtividade (Naves, 2005). Na cultura da videira, especificamente, entre as principais espécies assinaladas até o momento, pontificam-se aquelas filiadas aos gêneros *Meloidogyne*, *Tylenchulus* (*T. semipenetrans*), *Xiphinema*, e *Pratylenchus*, respectivamente (Pinkerton et al., 2005; Raski, 2009; Esmenjaud; Bouquet, 2009; Karanastasi et al., 2008).

Os danos quantitativos são atribuídos à ação direta e/ou indireta dos espécimes; fato que varia consoante a espécie infestante. Espécies de ocorrência localizada e/ou patogenicidade ainda não bem estabelecida têm sido recordadas frequentemente no exterior, tais como *Rotylenchus vitis* (Cantalapiedra-Navarrete et al., 2012). No primeiro caso, os nematoides atuam como agentes etiológicos principais, sendo capazes de, ao alimentar-se profusamente nas raízes, ocasionar processos patológicos. No segundo, incluem-se espécies capazes de atuar como vetores (vírus fitopatogênicos) e/ou agentes de predisposição, facilitando a atuação posterior de agentes secundários, tais como fungos e/ou bactérias oportunistas (doenças complexas) (Gutiérrez-Gutiérrez et al., 2011). Globalmente, estima-se que os danos provocados por esses vermes na cultura sejam da ordem de 20% (Esmenjaud; Bouquet, 2009). Os gêneros das principais espécies parasitas serão descritas doravante.

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

O gênero *Meloidogyne* é considerado o principal grupo de nematoides fitopatogênicos de importância econômica. Mundialmente, as espécies mais frequentes e relacionadas a danos são: *Meloidogyne javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria* e, ocasionalmente, *M. hapla*. Coexistência de espécies de *Meloidogyne* pode ser comum em campos infestados (Karanastasi et al., 2008). No Brasil, registra-se, ainda, a ocorrência *M. morocciensis* e *M. ethiopica*. A espécie mais frequente é *M. javanica* (Somavilla, 2011). Outra espécie também relatada parasitando a cultura é *M. ethiopica*, sendo essa espécie responsável por sérios prejuízos à videira e ao quivi, no Chile, onde tem sido associada à baixa produtividade dos pomares afetados e à morte de plantas (Carneiro et al., 2007). Contudo, apesar de *M. ethiopica* ter sido detectado e relacionado ao declínio de plantas de quivi, no Sul do Brasil, ainda não foi registrado em videira no País.

Plantas afetadas pelo nematoide das galhas apresentam, genericamente, sintomas na parte aérea, como redução do vigor, folhas de tamanho reduzido e tonalidades diversas, e, nas raízes, com pequenos engrossamentos; no entanto, raízes com galhas grandes têm sido observadas em plantas de videira parasitadas por *M. ethiopica*. Em casos de infecções severas, essas galhas radiculares coalescem formando engrossamentos mais alongados, e a produtividade das plantas pode decrescer a cada ciclo. No Brasil, há poucos relatos de danos causados por espécies de *Meloidogyne* na cultura, devido, provavelmente, ao uso de porta-enxerto resistentes, como Paulsen 1103 (Somavilla, 2011), amplamente utilizado na implantação de novos vinhedos no País desde o início da década de 1990 (Camargo et al., 2011). No entanto, dependendo do material utilizado e da(s) espécie(s) do nematoide, podem ocorrer danos, conforme relato da presença de *M. incognita* em pomar de videira no Estado de Pernambuco (Somavilla et al., 2012). Nesse local, as plantas afetadas apresentavam sintomas de menor vigor, folhas amareladas e folhagem mais esparsa, além de raízes

com muitas galhas em meio ao cultivo de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), também atacado pelo nematoide.

Em termos práticos, nem sempre é fácil o diagnóstico visual do nematoide-das-galhas, pois, muito frequentemente, os sintomas podem ser confundidos com galhas causadas por filoxera (*Daktulospharia vitifoliae*), afídeo amplamente disseminado na Serra gaúcha e que ataca as folhas e raízes da videira, causando engrossamentos das raízes, sintoma muito parecido com aquele causado por *Meloidogyne* sp. (GOMES, 2003).

Nematoide-das-lesões (*Pratylenchus* spp.)

Diversas espécies de *Pratylenchus* spp. causam lesões nas raízes da videira. Dentre as principais espécies do gênero, se destacam: *P. penetrans*, *P. crenatus*, *P. neglectus*, *P. vulnus*, *P. thornei*, *P. scribneri*, *P. minius* e *P. brachyurus*. Já no Brasil, têm sido detectado *P. brachyurus*, *P. jordanensis*, *P. thornei* (Campos et al., 2003; Raski, 2009) e *Pratylenchus* sp. (Gomes et al., 2009; Keb et al., 2016). Na literatura, os prejuízos decorrentes do ataque do nematoide-das-lesões em videira são contraditórios. De acordo com Raski (2009), são relatados danos mais severos causados pelo nematoide-das-lesões do que aqueles provocados pelo nematoide-das-galhas; e, uma vez que ocorre o declínio do pomar, a videira não responde mais às práticas culturais; porém, segundo McKenry (2000), *Pratylenchus* spp. parece ser um fraco competidor com *Meloidogyne* spp., e, mesmo sendo frequentemente encontrado, raramente causa danos no vinhedo. Apesar desses nematoides serem relatados em pomares de videira de Minas Gerais e do Rio Grande do Sul, até o momento não há registros de sintomas ou impacto econômico relacionados a sua presença na cultura.

Nematoide-adaga (*Xiphinema* spp.)

Diversas espécies de *Xiphinema* estão mundialmente associadas ao cultivo da videira, entre elas, principalmente *X. americanum* e *X. italiae*. No Brasil, têm sido constatadas quatro espécies: *X. americanum*, *X. index*, *X. brasiliensis* e *X. krugi* (Campos et al., 2003). Esses nematoides ectoparasitas podem causar danos diretos, como manchas enegrecidas e necróticas e/ou galhas nas pontas das raízes, nas plantas atacadas (Raski, 2009). No entanto, os maiores prejuízos devem-se ao fato de algumas espécies serem vetores de importantes viroses, como é o caso de *X. index*, vetor da degenerescência da videira (*Grapevine fanleaf virus*, GFLV), uma das principais viroses da cultura, na Europa e nos EUA. No Brasil, o GFLV está entre as quatro viroses de maior ocorrência na videira, entretanto, sua incidência é baixa. Especula-se que a baixa frequência dessa doença deva-se, principalmente, ao uso de mudas livres do vírus e à ausência do vetor no País.

Nematoide-anelado (*Mesocriconema xenoplax*)

Entre os nematoides anelados associados a danos em videira, *M. xenoplax* é o mais importante para a cultura por ser cosmopolita e polífago (Loof; De Grisse, 1989). Plantas de videira parasitadas por esse nematoide podem apresentar sintomas de nanismo, folhas de menor tamanho, sistema radicular com menor desenvolvimento e com as radículas atrofiadas. O impacto desse nematoide varia com a cultivar, a idade da planta e pode ser influenciado por estresses ambientais, no entanto, os danos parecem ser mais evidentes em replantio (Pinkerton et al., 2005), apesar de haver poucos estudos nesse patossistema.

Em um estudo sobre a nematofauna associada ao declínio da videira, conduzido na serra gaúcha, observou-se associação do nematoide anelado (*Mesocriconema* sp.) a 100% das amostras provenientes de pomares de Bento Gonçalves e Farroupilha que apresentava esse problema (Gomes et al., 2009). Em trabalho recente conduzido em nossas condições, verificou-se a patogenicidade de *M. xenoplax* sobre diferentes cultivares de *V. labrusca* e um porta-enxerto (*V. berlandieri* x *V. riparia*) de videira (Kuhn, 2015). Conforme o mesmo autor, todos os genótipos testados se mostraram suscetíveis a esse nematoide, no entanto, verificou-se correlação negativa entre reprodução do nematoide e peso da parte aérea e/ ou raiz apenas para as cultivares de videira (*V. labrusca*).

Nematoide-dos-citros (*Tylenchulus semipenetrans*)

O nematoide-dos-citros (*T. semipenetrans*) é registrado em videira nos estados de São Paulo (Curi et al., 1988), Minas Gerais (Maximiniano et al., 1999) e Rio Grande do Sul (Gomes et al., 2009). Danos causados por essa espécie em videiras, no País, foram relatados na região paulista de Jundiaí, na cultivar Niágara Rosa sobre o porta-enxerto Traviú, cujas plantas afetadas apresentavam sintomas de enfezamento, morte de brotações, redução da floração e produção (Curi; Silveira, 1988). Apesar dos sintomas serem pouco específicos em *V. vinifera*, relata-se redução do crescimento, vigor e produção das plantas em pomares com elevados níveis populacionais do nematoide (Rahman et al., 2008). O fato de esse nematoide estar associado a danos na videira, nos Estados Unidos e na Austrália, está relacionado aos plantios próximos ou circundados por plantações de citrus (Campos et al., 2003). Embora ainda precise ser melhor estudada a interação *T. semipenetrans*-videira a campo, em nossas condições, deve-se evitar sua disseminação ou introdução em áreas de videiras ainda não infestadas.

Amora, framboesa e mirtilo

A despeito da grande rusticidade da amoreira-preta, framboesa (*Rubus* spp.) e do mirtilo (*Vaccinium* spp.) a doenças e pragas diversas, essas são parasitadas por diversas espécies de fitonematoides (Rich, 2002; Zuckerman, 1962; Wehunt et al., 1991). Algumas espécies de nematoides têm sido associadas a danos diretos (patogenicidade direta), outros, associados mais comumente ao estabelecimento de doenças de etiologia complexa, tais como problemas de replantio (*replant disease*, em inglês) e declínio do pomar (Jagdale et al., 2013), e, por fim, outros nematoides têm sido relacionados como prováveis vetores de importantes viroses nas culturas em apreço (Converse; Ramsdell, 1982).

No que concerne ao mirtilo, embora nem sempre com patogenicidade bem definida, grande número de espécies fitoparasitas tem sido associado à cultura em diferentes regiões produtoras do mundo, máxime nos EUA. Algumas são endoparasitas (migradores e sedentários), outras, grande maioria, tipicamente ectoparasitas. Sob esse aspecto, Clark e Robbins (1994) realizaram levantamento contemplando campos cultivados com diferentes espécies cultivadas de *Vaccinium* (*V. ashei* e *V. corymbosum*), e encontraram diferentes formas fitoparasitas, filiados aos mais diversos gêneros, tais como *A. christiei*, *H. magnistylus*, *H. dikystera*, *H. zuckermani*, *Meloidogyne* sp., *M. ornata*, *Paratylenchus* sp., *P. minor*, *Paratrachodorus* sp., *P. christiei*, *Pratylenchus* sp. *T. ewingi*, *Tylenchorhynchus* sp., e *X. americanum*. Neste estudo, as espécies encontradas com maior frequência foram *X. americanum* e *M. ornata*. Em estudo bem mais recente, também realizado na América do Norte, Zasada et al. (2010) encontraram, em pomares do nordeste dos EUA e Canadá, elevada frequência de *Paratrachodorus*, *Pratylenchus* e, novamente, *X. americanum*, corroborando, portanto, estudos prévios. Zuckerman (1962) realizou estudos em condições de casa de vegeta-

ção com a interação mirtilo-*P. minor*, obtendo resultados conclusivos acerca da patogenicidade do nematoide em apreço. *P. minor*, não apenas se reproduziu profusamente, mas também foi capaz de reduzir significativamente o crescimento radicular das plantas. No mais, é válido mencionar que *M. carolinenses* foi descrita infectando e causando expressivos danos nos EUA (Eisenback, 1982).

Em relação à amora e framboesa, panorama nematológico deveras similar tem sido observado. Desse modo, os registros incluem principalmente espécies de *Aphelenchoides*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Meloidogyne* e *Xiphinema* (Wehunt et al., 1991).

Nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

O gênero *Meloidogyne* pode causar danos significativos em espécies de *Rubus*, especialmente em solos arenosos. Plantas desse gênero, infectadas por este nematoide, apresentam grandes engrossamentos nas raízes. No Brasil, é relatada a ocorrência de espécies como *M. incognita* (Lordello; Lordello, 1991) e *M. hapla* associadas a galhas radiculares causadas, muito provavelmente, por *A. tumefaciens* (Rossi; Ferraz, 2005).

Apesar de *M. carolinensis* ser descrita em espécies de mirtilo, como acima mencionado, registros da espécie têm sido muito limitados. *M. carolinensis* foi encontrada parasitando espécies selvagens e cultivadas de *Vaccinium*, nos idos de 1967, apenas no Estado de North Carolina. Foi considerada, pois, espécie indígena do referido local, recebendo a alcunha de *blueberry root knot nematode* (Eisenback, 1982). Estudos acerca dos limites de dano econômico, infelizmente, não foram tomados a efeito, na oportunidade. Felizmente, no Brasil, até o presente momento, é considerada espécie quarentenária.

Nematoide-das-lesões (*Pratylenchus* spp.)

Danos decorrentes do parasitismo por *P. vulnus* e *P. penetrans* em plantas do gênero *Rubus* são frequentemente registrados em países como os EUA e outros, na Europa (Nyczepir; Halbrecht, 1993). Vale destacar que, em pomares estrangeiros, *P. penetrans* figura espécie sabidamente patogênica a frutíferas de clima temperado, tais como espécies de *Rubus* e outras (Potter; Noling, 1984; McElroy, 1991). Uma vez que as raízes são infectadas por *Pratylenchus* spp., ao se alimentar, o nematoide locomove-se nos tecidos, causando necroses, apodrecimentos e, conseqüentemente, o declínio da mesma (Rich, 2006). No Brasil, todavia, não há registros dessas espécies na amoreira-preta. Em levantamento nematológico realizado no Rio Grande do Sul, Gomes et al. (2006) verificaram a presença de níveis populacionais de 70-80 nematoides/10g de raízes de amoreira-preta cv. Tupy para *P. zaeae* e *P. jordanensis*, respectivamente.

No que concerne à ocorrência de espécies de *Pratylenchus* associadas à cultura do mirtilo, relatos de parasitismo de *P. scribneri* e outras não identificadas têm sido mencionadas em campos comerciais da América do Norte (Clark; Robbins, 1994). *P. penetrans*, por outro lado, embora seja parasita economicamente importante para outras espécies de frutíferas de clima temperado, não tem sido assinalado na cultura do mirtilo naturalmente. Com efeito, Forge et al. (2012), avaliando a reação (resistência/suscetibilidade) e estimativas de danos em quatro cultivares de mirtilo perante *P. penetrans*, observaram que esse parasita não se reproduziu em nenhum genótipo. Concluíram, portanto, que mirtilo não é hospedeiro de *P. penetrans*.

Nematoide-adaga (*Xiphinema* spp.)

Como mencionado previamente, algumas espécies de *Xiphinema* parasitam a amoreira-preta. Diferentes viroses recentemente detectadas nessa frutífera são transmitidas pelo nematoide-adaga e podem causar redução significativa do crescimento e produção (Martin et al., 2004). *Tomato ringspot virus* (ToRSV), por exemplo, ocorre em muitas espécies de plantas perenes, causando drásticas reduções na produtividade, sendo economicamente importante para várias culturas. Na amoreira-preta causa perdas na produção que podem chegar a até 80% (Cabi, 2000). Apesar do ToRSV ser classificado como um patógeno exótico (Marinho et al., 2006), esse vírus é transmitido por *X. americanum* e outras espécies relacionadas (Brown et al., 2004), os quais são amplamente disseminados no Rio Grande do Sul (Sperandio, 1992). Em estudo realizado no Brasil, Rossi e Ferraz (2005) detectaram a presença de *X. elongatum* em São Paulo. Conforme Brown et al. (2004), essa espécie pode transmitir *Raspberry Ringspot* e *Tomato Black Ring*, que são viroses associadas ao gênero *Rubus*. Portanto, medidas preventivas no sentido de evitar o plantio de amoreira-preta infectado com essas viroses podem restringir contaminações futuras, especialmente pela produção de mudas em local infestado com o nematoide.

Em relação à cultura do mirtilo, são diversos registros de parasitismo por espécies de *Xiphinema*, mais especificamente *X. americanum* sensu lato (Clark; Robbins, 1984). Essa espécie é associada, no mais das vezes, à transmissão de importantes viroses da cultura. À guisa de exemplificação, Converse e Ramdsdell (1982) e Fuchs et al. (2010) verificaram sólida correlação entre pomares com plantas infectadas (sintomáticas) por *Tomato Ringspot Virus* (ToRSV) e *Tobacco Ringspot Virus* (TRSV), ambas nepoviroses, e a ocorrência de *X. americanum* nos Estados do Oregon e New York. No Brasil, registros das viroses e seus vetores na cultura do mirtilo praticamente inexistem até o momento.

Nematoide-agulha (*Longidorus* spp.) e o nematoide anelado (*Mesocriconema* spp)

Este nematoide causa pequenos danos diretos, porém, o dano principal é a transmissão de viroses. *Raspberry ringspot virus* (RRV) é transmitido pelo *Longidorus elongatus* e *L. macrosoma*. *Tomato black ring virus* (TBRV) é transmitido por *L. elongatus* e *L. attenuatus*. *L. elongatus* é encontrado na América do Norte, porém, ele não está associado à RRV, por não causar danos diretos a *Rubus* spp.

Na cultura do mirtilo, no entanto, ênfase maior tem sido dada em relação à presença de espécies de *Mesocriconema*, notadamente *M. ornata*. Há hipóteses de que essa espécie de nematoide tenha proporcionado a predisposição de pomares a uma enfermidade complexa, conhecida comumente como doença de replantio (*Blueberry replant disease* – BRD, em inglês). No Estado da Geórgia, por exemplo, *Mesocriconema* ocorreu em mais de 55% das amostras obtidas, e, quando plantas foram inoculadas em condições controladas, observou-se reduções de crescimento radicular, assim como aumento nas populações do parasito (Jagdale et al., 2013). Evidências de campo solidificam essa hipótese. Sob este aspecto, Noe et al., trataram solo infestado com moléculas fumegantes, reduzindo consideravelmente a população de *M. ornata* e promovendo, via de regra, aumento de vigor nas plantas das parcelas tratadas.

Manejo de fitonematoides

Medidas de manejo no controle de fitonematoides, especialmente em espécies frutíferas, devem ser iniciadas já na instalação do pomar, após análise nematológica do solo para implantação das mudas, as quais devem ser livres de qualquer praga. No entanto, em áreas infestadas por fitone-

matoides, deve-se levar em conta, para a tomada de decisão quanto às medidas de manejo, quais espécies ocorrem no solo, bem como seus respectivos níveis populacionais. Nessa condição, o primeiro passo a ser dado é o uso de porta-enxerto-resistentes ou tolerantes aos nematoides-praga presentes no local. Caso o produtor opte por uma espécie frutífera altamente rentável, porém, suscetível ou parcialmente tolerante a tais pragas, em função da falta de material resistente no mercado, deve-se, primeiramente, proceder ao emprego de outras medidas. Dessa forma, práticas que visem à supressão das populações desses fitoparasitas no solo, a níveis abaixo do limiar de dano econômico, como as técnicas de solarização, biofumigação, calagem e adubação equilibrada do solo, poda conduzida tardiamente, controle de pragas e outras doenças, e, rotação de culturas com *espécies vegetais más hospedeiras de fitonematoides* (Tabela 5) dentre outras pragas, parecem também refletir na tolerância da planta aos nematoides.

O emprego da rotação de culturas com plantas más hospedeiras de nematoides em áreas altamente infestadas é uma tática que, há muito tempo, vem sendo utilizada nos EUA para controle de *M. xenoplax* e *Meloidogyne* spp. em pessegueiro em pré-plantio. No Brasil, várias culturas de inverno e verão (leguminosas, gramíneas e crucíferas) foram testadas a campo em esquemas de rotação e/ou sucessão para redução das populações de *M. javanica* e *M. xenoplax*, tendo-se em vista a reutilização das áreas infestadas com esses nematoides. Em trabalhos realizados na Embrapa Clima Temperado, em Pelotas-RS, observou-se reduções drásticas nas populações de ambas as espécies em condições de campo. Com o emprego das combinações nabo-forageiro/milheto/aveia-branca/milho, aveia-branca/mucuna-anã/trigo/sorgo e aveia-preta/feijão-de-porco/milheto/nabo-forageiro, foram verificadas reduções dos níveis populacionais do nematoide anelado no solo entre 82% e 95%, sendo observada a maior supressão nos dois primeiros cultivos, com posterior estabilização de seus níveis, independentemente do sistema estudado. Já para *M. javanica*, houve redução drástica de suas populações no solo submetido a todos os sistemas, no primeiro cultivo, não havendo diferenças entre os cultivos posteriores (Gomes et al., 2006; 2011).

No caso específico de leguminosas, deve-se ter o cuidado na escolha das espécies vegetais. Plantas como as crotalárias (*Crotalaria* spp., por exemplo, são coberturas verdes muito adequadas para uso em pré-plantio em solo infestado, contra várias espécies do nematoide-das-galhas (*M. javanica*, *M. ethiopica*, *M. enterolobii* e *M. incognita*) e das lesões (*P. zaeae* e *p. brachyurus*) em pré-plantio a frutas de caroço, videira, figueira e goiabeira. Porém, *C. juncea* e *C. spectabilis* reproduzem bem o nematoide anelado no solo, se cultivadas isoladamente, podendo tornar-se um problema para o pessegueiro, a ameixeira e a videira, futuramente. Da mesma forma, apesar do feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*) ser uma excelente cobertura verde para uso em rotação, suprimindo o nematoide anelado no solo, melhorando a sua qualidade, multiplica bem os nematoides-das-galhas *M. incognita*, *M. enterolobii* e *M. javanica*, sendo os dois primeiros patógenos agressivos principalmente à figueira e à videira; e o último à goiabeira (Tabela 5). Já o feijão-guandu (*Cajanus cajan*), é uma cultura má hospedeira de *M. javanica*, *M. ethiopica*, *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae*, importantes fitopatógenos para várias fruteiras, entretanto, é altamente suscetível ao nematoide da goiabeira, *M. enterolobii*, e por isso deve-se evitar o seu plantio em áreas com essa praga.

As mucunas (*Mucuna* spp.) também são excelentes opções para uso em pré-plantio, ao plantio das mudas, por suprimirem grande número de espécies de fitonematoides do gênero *Meloidogyne*. No entanto, em solo infestado com *M. xenoplax*, deve ser utilizada em rotação com outras espécies, por reproduzir esses nematoide (tabela 5).

As leguminosas tropicais forrageiras *Macrotyloma axillare* cv. Java e *Stylosanthes capitata* cv. Campo Grande são opções de uso em áreas infestadas com *M. javanica*, antes do plantio das

mudas de videira, haja vista que alguns porta-enxertos e cultivares (pé-franco) são suscetíveis a essa espécie. No entanto, o feijão-caupi (*Vigna unguiculata*), apesar de muito usado com cobertura verde em regiões tropicais, é suscetível a *Meloidogyne* spp. e *P. brachyurus*; exceto a *M. ethiopica*, patógeno agressivo à videira.

Na supressão de fitonematoides do solo pelo cultivo de plantas más hospedeiras, é importante a intercalação entre plantas de famílias botânicas diferentes na rotação de culturas, incluindo, além das leguminosas, gramíneas como aveia, azevém, milheto, milho, sorgo, dentre outras. No entanto, à semelhança das leguminosas, é importante a consulta de um de técnico, pois existe especificidade entre cultivares e resistência a fitonematoides (Carneiro et al., 1998; Asmus et al., 2005; Inomoto et al., 2006ab; Borges et al., 2010; Brida, 2012). Por exemplo, muitas cultivares de milho são más hospedeiras de *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla*, no entanto, multiplicam muito bem *M. incognita* e *Pratylenchus* spp. Da mesma forma, o tremoço (*Lupinus luteus*), o girassol (*Helianthus annuus*) e a ervilhaca-comum (*Vicia sativa*) são culturas com maior suscetibilidade ao nematoide-das-galhas (Santos; Ruano, 1987), podendo limitar não só a produção, mas a sobrevivência das plantas, no caso específico de *M. incognita* em figueira e/ou *M. enterolobii* em goiabeira, por exemplo. Já as euforbiáceas, como a mamona, são plantas más hospedeiras de várias espécies de *Meloidogyne* (Santos et al., 2012). Além da escolha das espécies vegetais para rotação, também se deve levar em conta sua adaptabilidade às condições climáticas locais e o retorno econômico no contexto do fruticultor.

Para algumas interações fruteiras-nematoide, no entanto, subsídios ainda não se encontram disponíveis. Sob tal aspecto, por exemplo, o uso de leguminosas e gramíneas na redução de *M. ornata*, principal nematoide associado a problemas de replantio em campos infestados de mirtilo (*Vaccinium* sp.), ainda não foi devidamente estudado e publicado; afinal, é um problema nematológico emergente. Subsídios para o provimento de estratégias culturais e químicas para o manejo desse parasita, certamente estão em desenvolvimento. Para *X. americanum*, outro nematoide importante para cultura do mirtilo, apesar de espécies de *Brassica* constituírem boas hospedeiras do nematoide, seu uso pela técnica da biofumigação tem reduzido consideravelmente os níveis populacionais, constituindo-se alternativa viável de manejo (Zazada et al., 2010).

Apesar de algumas cultivares de morango serem suscetíveis ao nematoide das galhas, a maioria é resistente ou imune a diversas espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus*. Dessa forma, muitas cultivares de morango podem ser usadas em rotação de culturas em áreas contaminadas por essas pragas.

O emprego de práticas de manejo para o controle de outros nematoides-praga como o nematoide-adaga (*Xiphinema* spp.), o nematoide-dos-citros (*T. semipenetrans*) e os parasitas de folha (*Aphelenchoides* spp.) também são importantes para assegurar o bom desenvolvimento das plantas no pomar. Porém, as estratégias de controle baseiam-se principalmente na exclusão (plantio mudas livres de patógenos em local isento de fitonematoides) e no uso de material resistente ou tolerante às referidas pragas, uma vez que existe pouca informação relacionada ao uso de plantas má hospedeiras/antagonistas no controle desses nematoides.

O uso de coberturas verdes no manejo de fitonematoides em pomares já estabelecidos, embora mais difícil, pode, em certos casos, contribuir para a redução dos danos causados pelo(s) nematoides(s)-praga, dependendo da suscetibilidade da cultura e do nível de infestação do solo. Nesse sentido, somam-se estratégias de manejo, integrando-se o uso de coberturas verdes, resíduos orgânicos, controle biológico e o uso de porta-enxerto tolerante, quando for o caso. Em pomar orgânico de pessegueiro infestado com o nematoide anelado, cuja copa foi semeada com milheto,

verificou-se o efeito antagônico dessa cultura sobre as populações do patógeno (Gomes et al., 2008). O cultivo de milho, no verão, e de aveia, no inverno, associado à incorporação de torta de mamona, parece não só contribuir no manejo dessa praga, como também melhorar as condições do solo e qualidade dos frutos (Bernardo et al., 2014). No entanto, deve-se ter cuidado para evitar a competição das coberturas com o pessegueiro, bem como também evitar doses muito elevadas de tal resíduo, tendo em vista que podem favorecer a ocorrência de podridões de frutos.

Inúmeros benefícios do uso de coberturas verdes também podem contribuir para a melhoria de pomares de videira. Na África do Sul, essa prática em pomares de videira inclui muitas vantagens, como regulação da temperatura e redução da evapotranspiração e erosão do solo, aumento da matéria orgânica e supressão de plantas daninhas (Fourie et al., 2015). De acordo com Rahman e Somers (2005), a incorporação de resíduos de culturas, como a mostarda nas entrelinhas ou mesmo na linha de plantio, pode favorecer a redução das populações do nematoide das galhas *M. javanica* do vinhedo. Algumas leguminosas como a mucuna, e a crotalaria, dentre outras plantas (Tabela 6), são relatadas como antagonistas à *Meloidogyne* spp., por conter ou liberarem substâncias tóxicas a tais fitoparasitas (Ferraz; Freitas, 2004). Porém, atenção especial deve ser dada a qual(s) espécie(s) vegetal (s) utilizar na área infestada, uma vez que culturas boas hospedeiras de nematoides podem dinamizar problemas causados por nematoides; como é o caso do uso de feijão-de-porco consorciado com videira sobre porta-enxerto suscetível a *M. incognita* (Somavilla et al., 2011).

Embora com poucos resultados práticos, recentemente, a utilização de agentes biocontroladores tem demonstrado potencial no manejo de *M. incognita*, *M. xenoplax* e *X. index* em videira em pessegueiro, figueira e videira, respectivamente (Aballay et al., 2011; Mota, 2012; Wille, 2013). No entanto, a falta de produtos biológicos com registro de uso no MAPA, para fruteiras, ainda é uma realidade. Outro aspecto a ser abordado refere-se à disseminação dos fitonematoides no pomar. Dessa forma, a realização de práticas de contenção desses fitoparasitas para evitar a sua distribuição para áreas não contaminadas, é de elevada importância. Gomes et al. (2014), avaliando a dinâmica populacional do nematoide anelado em pomar de pessegueiro instalado em terreno ondulado, verificou que à medida que o declive do solo aumentava do ponto mais alto para o mais baixo, verificaram que o número de nematoides do solo também aumentava. Considerando-se esses resultados, torna-se evidente a necessidade da construção de curvas de níveis em áreas com declividade acentuada, tanto para evitar o arraste e deposição de organismos fitoparasitas dentro de uma mesma gleba cultivada, como também para isolar viveiros de áreas contaminadas com esses patógenos.

Práticas agrícolas como calagem, adubação equilibrada, poda conduzida tardiamente, e controle de outras pragas, parecem também refletir na tolerância da planta aos nematoides. Exemplos da implementação dessas medidas podem contribuir para o aumento da longevidade e sobrevivência das plantas no pomar, como é o caso da interação entre *M. incognita* e a figueira e a ocorrência da síndrome PTSL em pessegueiro/ameixeira, associada a *M. xenoplax*. Porém, o sucesso desse manejo está na dependência da ocorrência e nível populacional dos nematoides, do estado das plantas e das condições edafoclimáticas do local (Campos, 1997; Gomes et al., 2005).

Considerando-se a diversidade de fatores envolvidos no manejo de fitonematoides, o controle satisfatório raramente é alcançado por uma única medida. Assim, é desejável a integração de diferentes estratégias, como resistência genética, controle biológico, rotação de culturas com espécies vegetais más hospedeiras e/ ou antagonistas de nematoides, podendo, assim, ao longo do tempo, ser reestabelecido o equilíbrio das populações do patógeno no solo e contribuir para a melhoria dos diferentes agrossistemas, em um programa de manejo de fitonematoides.

Tabela 1. Leguminosas e seu potencial em rotação de culturas como plantas de coberturas no controle de fitonematoides.

Espécie de nematoide	Leguminosa	Referência
<i>Meloidogyne javanica</i>	<i>Cajanus cajan</i> (cv. IAPAR 43) ¹²	Araújo Filho ² , 2008; Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Crotalaria juncea</i> (cv. IAC-KR1) ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Crotalaria ochroleuca</i> ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Mucuna deeringiana</i> ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Macrotyloma axillare</i> (cv. Java) ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Stylosanthes capitata</i> (cv. Campo Grande) ¹	Miamoto et al., 2016
<i>M. javanica</i>	<i>Mucuna aterrima</i> ¹	Inomoto et al. 2006b
<i>M. javanica</i>	<i>Crotalaria breviflora</i> ¹	Inomoto et al. 2006b
<i>M. javanica</i>	<i>Vigna unguiculata</i> ^{2*,1}	Goulart et al., 2004
<i>M. javanica</i>	<i>Canavalia ensiformis</i> ²	Carneiro et al., 1998
<i>M. ethiopica</i>	<i>Crotalaria grantiana</i> ¹	Lima, 2008
<i>M. ethiopica</i>	<i>Crotalaria apioclice</i> ¹	Lima, 2008
<i>M. ethiopica</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ¹	Lima, 2008
<i>M. ethiopica</i>	<i>Vigna unguiculata</i> ¹	Lima, 2008
<i>M. ethiopica</i>	<i>Cajanus cajan</i> (cv. Iapar 43) ¹	Lima, 2008
<i>M. ethiopica</i>	<i>Mucuna deeringiana</i> ¹	Lima, 2008
<i>M. enterobii</i>	<i>Mucuna aterrima</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Canavalia ensiformis</i> ²	Scherer, 2009
<i>M. enterobii</i>	<i>Mucuna cinereum</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Dolichos lab-lab</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Mucuna deeringiana</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Cajanus cajan</i> (cv. Iapar 43) ²	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Crotalaria breviflora</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Crotalaria mucronata</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Crotalaria ochroleuca</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Crotalaria juncea</i> ¹	Rosa et al., 2015
<i>M. enterobii</i>	<i>Vigna unguiculata</i> ²	Silva e Silva, 2009
<i>M. incognita</i>	<i>Crotalaria juncea</i> ¹	Carneiro et al., 1998
<i>M. incognita</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ¹	Carneiro et al., 1998
<i>M. incognita</i>	<i>Mucuna deeringiana</i> ¹	Carneiro et al., 1998
<i>M. incognita</i> R.1	<i>Vigna unguiculata</i> ^{1,2}	Silva et al., 2007
<i>M. incognita</i>	<i>Canavalia ensiformis</i> ²	Carneiro et al., 1998
<i>Mesocriconema xenoplax</i>	<i>Canavalia ensiformis</i> ¹	Carneiro et al., 1998
<i>M. xenoplax</i>	<i>Crotalaria juncea</i> ²	Carneiro et al., 1998
<i>M. xenoplax</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ²	Carneiro et al., 1998
<i>M. xenoplax</i>	<i>Mucuna deeringiana</i> (cv. Anã) ²	Gomes et al., 2010
<i>Pratylenchus brachyurus</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ¹	Inomoto et al., 2006b
<i>P. brachyurus</i>	<i>Crotalaria breviflora</i> ¹	Inomoto et al., 2006b
<i>P. brachyurus</i>	<i>Cajanus cajan</i> (cv. IAPAR 43) ¹	Inomoto et al., 2006b
<i>P. brachyurus</i>	<i>Vigna unguiculata</i> ²	Siqueira; Inomoto, 2006
<i>P. zaei</i>	<i>Crotalaria juncea</i> ¹	Sundaraj e Metha, 1990
<i>P. zaei</i>	<i>Cajanus cajan</i> ¹	Araújo Filho, 2008

¹Espécie vegetal má hospedeira; e boa hospedeira² do nematoide.

Tabela 2. Espécies vegetais e seu efeito antagonista a fitonematoides (Adaptado de Ferraz e Freitas, 2004).

Espécie de nematoide	Leguminosa	Referência
<i>Meloidogyne incognita</i>	<i>Acacia auriculiformis</i>	Babu et al., 1992
<i>M. incognita</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i>	Fassuliotis; Skucas, 1969
<i>M. incognita</i>	<i>Derris sp.</i>	Birch et al., 1992; 1993
<i>M. incognita</i>	<i>Lonchocarpus spp.</i>	Birch et al., 1992; 1993
<i>M. incognita</i>	<i>Mucuna aterrima</i>	Barbosa et al., 1999; Nogueira et al., 1996
<i>M. javanica</i>	<i>Derris sp.</i>	Birch et al., 1992; 1993
<i>M. javanica</i>	<i>Lonchocarpus spp.</i>	Birch et al., 1992; 1993

Referências

- ABALLAY, E.; MÅRTENSSON, A.; PERSSON, P. Screening of rhizosphere bacteria from grapevine for their suppressive effect on *Xiphinema index* Thorne & Allen on in vitro grape plants. **Plant and Soil**, v. 347, n. 1, p. 313–325, 2011.
- AGROFIT: **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. 2003. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/agrotoxicos/agrofit>>. Acesso em: 18 jan. 2017.
- ARAÚJO FILHO, J. V. **Reação de linhagens de feijão guandu [*Cajanus cajan* (L) Millspaugh] frente *Meloidogyne javanica*, *Pratylenchus zeae* e *Rotylenchulus reniformis* (Nematoda: Tylenchoidea)**. 2008. 44 f. il. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.
- ASMUS, G. L. **Reação de algumas culturas de cobertura utilizadas no Sistema Plantio Direto ao nematoide reniforme**. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2005. 4 p. (Embrapa Agropecuária Oeste. Comunicado técnico, 99).
- BABU, S. P. S.; ROY, D.; SUKUL, N. C.; MAHATO, S. B.; TAURO, P.; NARWAL, S. S. Nematicidal principle from *Acacia auriculiformis*. In: NATIONAL SYMPOSIUM: ALLELOPATHY IN AGROECOSYSTEMS AGRICULTURE AND FORESTRY, 1. **Proceedings...** Haryana, India: CCS Haryana Agricultural University, 1992. p. 181-183.
- BARBOSA, L. C. A.; BARCELOS, F. F.; DEMUNER, A. J.; SANTOS, M. A. dos. Chemical constituents from *Mucuna aterrima* with activity against *Meloidogyne incognita* and *Heterodera glycines*. **Nematologica**, v. 29, p. 81-88, 1999.
- BERNARDO, J.T.; KROLOW, A.C; GOMES, C.B. Population dynamic of ring nematode in peach orchard managed with castor bean cake and millet crop. **Journal of Nematology**, v. 46, n. 2, p. 139, 2014.
- BIRCH, A. N. E.; ROBERTSON, W. M.; GEOGHEGAN, I. E.; MCGAVIN, W. J.; ALPHEY, T. J. W.; FELLOWS, L. E.; WATSON, A. A.; SIMMONDS, M. S. J.; PORTER, E. A. Activity of the natural plant product (2R, 3R, 4R, 5R)-2,5-bis (hydroxymethyl) pyrrolidine-3-4-diol (dmdp) as na anti-nematode agente. In: BRIGHTON CROP PROTECTION CONFERENCE PEST AND DISEASES, Brighton, England, 1992. **Proceedings...** p. 67-72.
- BIRCH, A. N. E.; ROBERTSON, W. M.; GEOGHEGAN, I. E.; MCGAVIN, W. J.; ALPHEY, T. J. W.; PHILLIPS, M. S.; FELLOWS, L. E.; WATSON, A. A. SIMMONDS, M. S. J.; PORTER, E. A. DMDP: a plant-derived sugar analogue with systemic activity against plant parasitic nematodes. **Nematologica**, v. 39, p. 521-535, 1993.
- BORGES, D. C.; MACHADO, A. C. Z.; INOMOTO, M. M. Reação de aveias a *Pratylenchus brachyurus* **Tropical Plant Pathology**, v. 35, n. 3, p. 178-181, 2010.
- BRANCALION, A. M.; ZANON, J. I; ZEM, A. C. Ocorrência do nematóide *Heterodera fici* no Rio Grande do Sul. **Revista de Agricultura**, v. 56, n. 1/2, p. 4, 1981.
- BRIDA, A. L. **Reação de aveia branca, feijão, sorgo e trigo a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii***. 87 f. 2012. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu.
- BROWN, D. J. F.; MACFARLANE, S. A.; FURLANETTO, C.; OLIVEIRA, C. M. G.; FERRAZ, L. C. C. B. Transmissão de vírus por nematoides parasitos de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 12, p. 201-242, 2004.
- CAMARGO, U. A.; TONIETTO, J.; HOFFMANN, A. Progressos na viticultura brasileira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. esp., p.144-149, 2011. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbf/v33nspe1/a17v33nspe1.pdf>>. Acesso em: 05 abr. 2017.
- CAMPOS, V. P. Nematoides na cultura da figueira. **Informe Agropecuário**, v. 18, n. 1, p. 33-38, 1997.

CAMPOS, V. P.; MAXIMINIANO, C. FERREIRA, E. A. **Uva para processamento**: fitossanidade. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho; Brasília, DF: Embrapa, 2003. (Frutas do Brasil).

CANTALAPIEDRA-NAVARRETE, C.; LIÉBANAS, G.; ARCHIDONA-YUSTE, A.; PALOMARES-RIUS, J. E.; CASTILLO, P. Molecular and morphological characterisation of *Rotylenchus vitis* n. sp. (Nematoda: Hoplolaimidae) infecting grapevine in southern Spain. **Nematology**, v. 14, p. 235-247, 2012.

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**, v. 9, p. 635-641, 2007.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CAMPOS, A. D.; PEREIRA, J. F. M.; RASEIRA, M. C. B. Avaliação de porta-enxertos de *Prunus* quanto à suscetibilidade ao nematoide anelado e ao conteúdo de enzimas fenol-oxidases. **Nematologia Brasileira**, v. 22, n. 1, p. 32-38, 1998.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CARVALHO, F. L. C.; KULCZYNSKI, S. M. Seleção de plantas para o controle de *Mesocriconema xenoplax* e *Meloidogyne* spp. através de rotação de culturas. **Nematologia Brasileira**, v. 22, n. 2, p. 41-48, 1998.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CIROTO, P. A.; QUINTANILHA, A. P.; SILVA, D. B.; CARNEIRO, R. G. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *P. guajava* cv. Paluma. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 281-284, 2007.

CARNEIRO, R. M. D. G.; FORTES, J.; ALMEIDA, M. R. Associação de *Criconemella xenoplax* com a morte de pessegueiro no Rio Grande do Sul. **Nematologia Brasileira**, v. 17, p. 122-131, 1993.

CARNEIRO, R. M. D. G.; MOREIRA, W. A.; ALMEIDA, M. R. A.; GOMES, A. L. M. M. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 25, n. 2, p. 223-228, 2001.

CLARK, J. R.; ROBBINS, R. T. Phytoparasitic Nematodes Associated with Three Types of Blueberries in Arkansas. **Journal of Nematology**, v. 26, p. 761-766, 1994.

CONVERSE, R. H.; RAMDSDELL, D. C. Occurrence of Tomato and Tobacco Ringspot Viruses and of Dagger and other nematodes associated with cultivated Highbush Blueberries in Oregon. **Plant Disease**, v. 66, p. 710-712, 1982.

COSTA, H.; VENTURA, J. Á.; LOPES, U. P. Manejo integrado de doenças do morangueiro. **Horticultura Brasileira**, v. 29, n. 2, S5861, jul. 2011. Suplemento CD-ROM. Edição especial do 51. Congresso Brasileiro de Olericultura.

CURI, S. M.; SILVEIRA, S. G. P. O nematóide *Tylenchulus semipenetrans*: nova praga em videira no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 12, n. 4, 1988.

CURI, S. M.; SILVEIRA, S. G. P.; PRATES, H. S.; FOSSA, E. Resultados parciais de levantamento de ocorrência de nematóides na cultura da videira no estado de São Paulo. **Summa Phytopathologica**, v. 14, n. 1/2, p. 48, 1988.

DHANVANTARI, B. N.; JOHNSON, P. W.; DIRKS, V. A. The role of nematodes in crown gall infection of peach in Southern Ontario. **Plant Disease Reporter**, v. 59, p. 109-772, 1975.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; FURLANETTO, C.; SANTANA, S. M.; BARIZÃO, D. A. O.; RIBEIRO, R. C. F.; FORMENTINI, H. M. Fitonematoides associados a frutíferas na região Noroeste do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, p. 1064-1071, 2010.

EISENBACK, J. D. Description of the blueberry root-knot nematode, *Meloidogyne carolinensis* n.sp. **Journal of Nematology**, v. 14, n. 3, p. 303-317, 1982.

EL-BORAI, F. E.; DUNCAN, L. W. Nematode parasites of subtropical and tropical fruit tree crops. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2nd. ed. Washington: CAB International, 2005. p. 467-492.

ESMENJAUD, D.; BOUQUET, A. Selection and application of resistant germplasm for grapevine nematodes management. In: CIANCIO, A.; MUKERJI, K. G. (Ed.). **Integrated management of fruit crops nematodes**. London: Springer Science, 2009. p. 195-214.

FASSULIOTIS, G.; SKUCAS, G. P. The effect of pyrrolizidine alkaloid ester and plants containing pyrrolizidine on *Meloidogyne incognita* acrita. **Journal of Nematology**, v. 14, p. 287-288, 1969.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. Use of antagonistic plants and natural products. In: CHEN, Z., CHEN, S.; DICKSON, D. W. (Ed.). **Nematology: Advances and Perspectives**. Beijing: Tsinghua University Press; Wallingford: CABI Publishing, 2004. p. 931-978. (Nematode Management and Utilization, 2).

FORGE, T.; ZASADA, I.; PINKERTON, J.; KOCH, C. Host status and damage potential of *Paratrichodorus renifer* and *Pratylenchus penetrans* (Nematoda) to blueberry (*Vaccinium* spp.). **Canadian Journal of Plant Pathology**, v. 34, n. 2, p. 277-282, 2012.

FREITAS, V. M.; MATTOS, J. K. A.; SILVA, J. G. P.; CARNEIRO, M. D. G.; GOMES, C. B.; FUCHS, M.; ABAWI, G. S.; MARSELLA-HERRICK, P.; COX, R.; COX, K. D.; CARROLL, J. E.; MARTIN, R. R. Occurrence of tomato ringspot virus and tobacco ringspot virus in highbush blueberry in New York State. **Journal of Plant Pathology**, v. 92, n. 2, p. 451-459, 2010.

FOURIE, J. C.; KRUGER, D. H. M.; MALAN, A. P. Effect of management practices applied to cover crops with bio-fumigation properties on cover crop performance and weed control in a vineyard. **South African Journal for Enology and Viticulture**, v. 36, p. 146-153, 2015.

GOMES, C. B. Fitonematoides que afetam o pessegueiro e a ameixeira: Importância e resultados de pesquisa. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2005. 4p. (Embrapa Clima Temperado. Comunicado Técnico, 124).

GOMES, C. B. Problemas nematológicos associados a videira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. [Anais...] Petrolina: Sociedade Brasileira de Nematologia: Embrapa Semi-Árido, 2003. Editado por Wellington Antônio Moreira, Lúcia Helena Piedade Kill. p. 26-30.

GOMES, C. B.; BIANCHINI, V.; MAYER, N. A. Characterization of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) in peach in south of the Rio Grande do Sul State, Brazil. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 2., 2009, Brasília. **Anais...** Brasília, DF: SBN: ONTA, 2009. 1 CD-ROM.

GOMES, C. B.; BOSENBECKER, V. K.; NAVA, D. E. Effects of cover crop systems and organic manures in the management of *Mesocriconema xenoplax* and other pest in an organic each orchard. In: INTERNATIONAL NEMATOLOGY CONGRESS, 5., 2008, Brisbane. **Abstracts...** p. 279, 2008.

GOMES, C. B.; CAMPOS, A. D.; ALMEIDA, M. R. A. Ocorrência de *Mesocriconema xenoplax* e *Meloidogyne javanica* associados à morte precoce de ameixeiras e à redução da atividade de enzimas fenol oxidases. **Nematologia Brasileira**, v. 24, n. 2, p. 249-252, 2000.

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. (Embrapa Clima Temperado. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 110).

GOMES, C. B.; CARNEIRO, R. M. D. G. Nematoides fitoparasitas do pessegueiro. In: RASEIRA, M. C. B.; PEREIRA, J. F. M.; CARVALHO, F. L. C. (Org.). **Pessegueiro**. Brasília, DF: Embrapa, 2014. v. 1, p. 487-508.

GOMES, C. B.; CARVALHO, F. L. C.; CASAGRANDE JUNIOR, J. G.; RADMANN, E. B. Avaliação do potencial de coberturas verdes e de sistemas de rotações de cultura na supressão do nematoide anelado (*Mesocriconema xenoplax*) em pré-plantio ao pessegueiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, p. 74-81, 2010.

GOMES, C. B.; COFCEWICZ, E. T. Nematoides. In: FORTES, J. F.; OSORIO, V. A. (Org.). **Morango: fitossanidade**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2003. p. 19-22. (Frutas do Brasil, 41).

GOMES, C. B.; OLIVEIRA, C. M. G.; MONTEIRO, A. R. Espécies de *Pratylenchus* associadas à amora preta (*Rubus* sp.) e ao araçá (*Psidium* sp.) no Rio Grande Do Sul. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 26., 2006, Campos de Goytacazes. **Anais...** Campos de Goytacazes: Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, 2006. p. 88.

GOMES, V. M.; SOUZA, R. M.; MUSSI-DIAS, V.; SILVEIRA, S. F.; DOLINSKI, C. Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. **Journal of Phytopathology**, v. 158, p. 45-50, 2011.

GOULART, R. dos R.; NASCIMENTO, R. R. S. do; NASCIMENTO, R. J. do; SANTOS, C. L. R. dos; SILVA, P. C. P. da; GAVAZZA, M. I. A.; PIMENTEL, J. P. Avaliação de linhagens e cultivares de caupi à infecção por *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Agronomia**, v. 38, p. 51-54, 2004.

GUTIÉRREZ-GUTIÉRREZ, C., PALOMARES-RIUS, J. E.; CANTALAPIEDRA-NAVARRETE, C.; LANDA, B. B.; CASTILLO, P. Prevalence, polyphasic identification, and molecular phylogeny of dagger and needle nematodes infesting vineyards in southern Spain. **European Journal of Plant Pathology**, v. 129, 427-453, 2011.

HANDOO, Z. A.; NYCZEPIR, A. P.; ESMENJAUD, D.; VAN DER BEEK, J. G.; CASTAGNONE-SERENO, P.; CARTA, L. K.; SKANTAR, A. M.; HIGGINS, J. A. Morphological, molecular and differential-host characterization of *Meloidogyne floridensis* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing peach in Florida. **Journal of Nematology**, v. 36, n. 1, p. 20-35, 2004.

HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne hispanica* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), the "Seville Root-Knot Nematode". **Journal of Nematology**, v. 18, n. 4, p. 520-532, 1986.

- INOMOTO, M. M.; MOTTA, L. C. C.; MACHADO, A. C. Z.; SAZAKI, C. S. S. Reação de dez coberturas vegetais a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 2, p. 151-157, 2006a.
- INOMOTO, M. M.; MOTTA, L. C. C.; BELUTI, D. B.; MACHADO, A. C. Z. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2006b.
- JAGDALE, G. B.; HOLLADAY, T.; BRANNEN, P. M.; CLINE, W. O.; AGUDELO, P.; NYCZEPIR, A. P.; NOE, J. P. Incidence and Pathogenicity of Plant-Parasitic Nematodes Associated with Blueberry (*Vaccinium* spp.) Replant Disease in Georgia and North Carolina. **Journal of Nematology**, v. 45, n. 2, p. 92-98, 2013.
- KARANASTASL, E.; HANDOO, Z. A.; TZORTZAKAKIS, E. A. First report of *Mesocriconema xenoplax* (Nematoda: Criconematidae) in Greece and first record of *Viburnum* sp. as a possible host for this ring nematode. **Helminthological**, v. 45, n. 2, p. 103-105, 2008.
- KEB, J. A. C.; BELLE, C.; COILA, V. H. C.; GROHS, D. S.; GOMES, C. B. Detecção e frequência de fitonematoides em viveiros de videira conduzidos a campo no sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 33., 2016, Petrolina. **Nematologia do litoral ao sertão: avanços e desafios**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2016. 1 Pen drive.
- KUHN, P. R. **Diversidade da nematofauna em pomares de videira e agressividade de populações de *Mesocriconema* spp. em *Vitis* pp., *Prunus persica* e outras espécies vegetais**. 2015. 102 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Agricultura e Ambiente) - Universidade Federal de Santa Maria.
- LIMA, E. A. **Seleção de plantas antagonistas para o manejo de *Meloidogyne ethiopica* em videira e quivi**. 2008. 40 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Brasília, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária.
- LIMA-MEDINA, I.; SOMAVILLA, L.; CARNEIRO, R. M. D. G.; GOMES, C. B. Espécies de *Meloidogyne* em figueira (*Ficus Carica*) e em plantas infestantes. **Nematropica**, v. 43, p. 56-62, 2013.
- LIMA-MEDINA, I.; GOMES, C. B.; ROSSI, C. E.; CARNEIRO, R. M. D. G. Caracterização de Populações de *Meloidogyne* spp. Provenientes de Figueira do Rio Grande do Sul e de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 179-187, 2006.
- LOOF, P. A. A.; DE GRISSE A. Taxonomic and nomenclatorial observations on the genus *Criconemella*. **Mededelingen Faculteit Landbouwwetenschappen Rijksuniversiteit Gent**, v. 54, n. 1, p. 53-74, 1989.
- LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A. Raças de *Meloidogyne* incognita identificadas em algumas plantas. **Revista Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, n. 2; p. 200-201, 1991.
- LOWNSBERY, B. F.; ENGLISH, H.; NOEL, G. R.; SCHICK, F. J. Influence of Nemaguard and Lovell rootstocks and *Macroposthonia xenoplax* on bacterial canker of peach. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 9, n. 3, p. 221-224, 1977.
- LUNA-GUERRERO, A. Y.; MONTES-BELMONT, R.; TALAVERA-RUBIA, M. F.; FLORES-MOCTEZUMA, H. E.; BRAVO-LUNA, L. Estudio preliminar de los factores bióticos y abióticos asociados a la muerte del duraznero en Morelos, México. **Nematropica**, n. 41, p. 254-262, 2011.
- MARINHO, V. L. A.; BATISTA, M. F.; MILLER, R. **Praga quarentenária A1: "Tomato ringspot nepovirus"**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Comunicado Técnico, 146).
- MARTIN, R. R.; TZANETAKIS, I. G.; GERGERICH, G. E.; FERNANDEZ, G. E.; PESSIC, Z. Blackberry yellow vein associated virus: A new Crinivirus found in blackberry. **Acta Horticulturae**, The Hague, v. 656, p.1 37-142, 2004.
- MCKENRY, M. Soil Pests. In: RAISIN Production Manual. Oakland: University of California 2000. p. 154-161. (Agricultural and Natural Resources Publication, 3393).
- MEZA, P.; SOTO, B.; ROJAS, L.; ESMENJAUD, D. Identification of *Meloidogyne* Species from the Central Valley of Chile and Interaction with Stone Fruit Rootstocks. **Plant Disease**, v. 100, n. 7, p. 1358-1363, 2016.
- MIAMOTO, A.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; CARDOSO, M. R.; PUERARI, H. H. Penetration and reproduction of *Meloidogyne javanica* on leguminous crops. **Journal of Phytopathology**, v. 164, issue 11/12, p. 890-895, Dec. 2016.
- MOTA, M. S. **Seleção de bactérias como potenciais biocontroladoras do nematoide anelado do pessegueiro (*Mesocriconema xenoplax*)**. 87 f. 2012. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Universidade Federal de Pelotas.
- NAVES, R. de L. **Diagnose e manejo de doenças causadas por fitonematoides na cultura da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. 12 p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 57).
- NOGUEIRA, M. A.; OLIVEIRA, J. S. de; FERRAZ, S.; SANTOS, M. A. dos. Nematicidal constituents in *Mucuna atterrima* and its activity on *Meloidogyne* incognita race 3. **Nematologia Mediterranea**, v. 24, p. 249-252, 1996.

- NOLING, J. W. **Nematode management in strawberries**. Gainesville: University of Florida, 1999. (Florida Cooperative Extension Service, Fact Sheet ENY, n. 031). Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/NG/NG03100.pdf>>. Acesso em: 07 set. 2016.
- NYCZEPIR, A. P.; BECKMAN, T. G.; REIGHARD, G. L. Reproduction and development of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* on Guardian peach rootstock. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 31, n. 3, p. 334-340, 1999.
- NYCZEPIR, A. P.; ESMENJAUD, D. Nematodes. In: LAYNE, D. R.; BASSI, D. (Ed.). **The peaches: botany, production and uses**. Wallingfore, UK: CABI, 2008. p. 505-535.
- NYCZEPIR, A. P.; LEWIS, S. A. The influence of *Macropostonia xenoplax* Raski on indol-3 acetic acid (IAA) and abscisic acid (ABA) in peach. **Journal of nematology**, St. Paul, v. 12, n. 4, p. 234, 1984.
- NYCZEPIR, A. P.; ZEHR, E. I.; LEWIS, S. A.; HARSHMAN, D. C. Short life of peach trees induced by *Criconebella xenoplax*. **Plant Disease**, St Paul, v. 67, n. 5, p. 507-508, 1983.
- NYCZEPIR, J. M.; HALDBRENT, J. M. Nematode pests of deciduous fruit and nut trees. In: EVANS, K. D. J.; WEBSTER, J. M. (Ed.). **Plant parasitic nematodes in temperate agriculture**. Wallingford: CAB International, 1993. p. 381-425.
- PAES, V. S.; SOARES, P. L. M.; CARNEIRO, F. A.; FERREIRA, R. J.; ALMEIDA, I. E. J. SANTOS, J. M. **Tropical Plant Pathology**, v. 37, n. 3, p. 215-219, 2012.
- PEREIRA, F. O. M.; SOUZA, R. M.; SOUZA, P. M.; DOLINSKI, C. D.; SANTOS, G. K. Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 2, p. 176-181, 2009.
- PEREIRA, T. O. **Desenvolvimento e produção de figueiras submetidas ao controle de nematóides**. 2010. 60 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira. Especialidade: Sistemas de Produção.
- PINKERTON, J. N.; VASCONCELOS, M. C.; SAMPAIO, T. L.; SHAFFER, R. G. Reaction of grape rootstocks to ring nematode *Mesocriconebella xenoplax*. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 56, p. 377-385, 2005.
- POTTER, J. W.; NOLING, J. W. Nematode diseases. In: MASS, J. L. (Ed.). **Compendium of Strawberry Diseases**. 2nd. ed. St. Paul, MN: American Phytopathological Society Press, 1984. p. 76-81.
- RAHMAN, L.; CREECY, H.; ORCHARD, B. Impact of citrus nematode (*Tylenchulus semipenetrans*) densities in soil on yield of grapevines (*Vitis vinifera* 'Shiraz') in south-eastern New South Wales. **Vitis**, v. 47, n. 3, p. 175-180, 2008.
- RAHMAN, L.; SOMERS, T. Suppression of root knot nematode (*Meloidogyne javanica*) after incorporation of Indian mustard cv. Nemfix as green manure and seed meal in vineyards. **Australian Plant Pathology**, v. 34, p. 77-83, 2005.
- RASKI, D. J. Nematode parasites of grapes. In: PERSON, R. C.; GOHEEN, A. C. (Ed.). **Compendium of grape diseases**. 6th ed. St Paul: APS Press, 2009. p. 55-59.
- RITCHIE, D.F.; CLAYTON, C. N. Peach Tree Short Life: a complex of interacting factors. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 65, n. 6, p. 462-469, 1981.
- ROSA, J. M. O.; WESTERICK, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 4, p. 826-835, 2015.
- ROSSI, C. E. **Levantamento, reprodução e patogenicidade de nematóides a fruteiras de clima subtropical e temperado**. 2002. 114 f. Tese (Doutorado) – ESALQ, Piracicaba.
- ROSSI, C. E.; CALDARI JUNIOR, P.; MONTEIRO, A. R. Occurrence of *Pratylenchus vulnus* on rose in Minas Gerais State, Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 67, p. 147-148, 2000.
- ROSSI, C. E.; FERRAZ, L. C. C. B. Fitonematoides das superfamílias criconematoidea e dorylaimoidea associados a fruteiras de clima subtropical e temperado nos estados de São Paulo e Minas Gerais. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 2, p. 183-192, 2005.
- SALGADO, S. M. L. Nematoides em morangueiro. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 28, n. 236, p. 78-83, jan./fev. 2007.
- SCHERER, A. **Ocorrência e hospedabilidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas de cobertura de solo no Paraná**. 2009. 64 f. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual de Londrina, Londrina.
- SILVA, K. C.; SILVA, G. S. Reação de gramíneas e leguminosas a *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 2, p. 198-200, 2009.

SILVA, G. S.; FREIRE FILHO, F. R.; PEREIRA, A. L.; SILVA, C. L. Reação dos genótipos de feijão caupi a *Meloidogyne* incognita raça 1. **Nematologia Brasileira**, v. 31, p. 1-3, 2007.

SIQUEIRA, K. M. S.; INOMOTO, M. M. Reação de genótipos de feijão de corda (*Vigna unguiculata*) a isolados de *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 125, 2006. Resumo do XXVI Congresso Brasileiro de Nematologia, 2006, Campos dos Goytacazes, RJ.

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* ssp.** 2011. 71 f. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Universidade Federal de Pelotas.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C. B.; QUECINI, V. M. 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 de Fruticultura** (Impresso), v. 34, p. 750-756, 2012.

SPERANDIO, C. A. **Identificação de nematoides fitoparasitas do Rio Grande do Sul-Brasil.** 1992. 121 f. il. Tese (Doutorado em Ciências) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.

STIRLING, G. R. A survey of the plant-parasitic nematodes in Riverland peach orchards. **Agricultural Record**, v. 2, n. 2, p. 11-13, 1975.

SUNDARAJ, P.; METHA, U. K. Host status of some economic crops to *Pratylenchus zeae* and their influence on subsequent sugarcane crops. **Indian Journal of Nematology**, v. 20, p. 165-169.

VAN DER SOMMEN, A. T. C.; DEN NIJS, L. J. M. F., KARSSSEN, G. The Root-Knot Nematode *Meloidogyne fallax* on Strawberry in the Netherlands. **Plant Disease**, v. 89, n. 5, p. 526, May 2005.

WEHUNT, E. J.; GOLDEN, A. M.; CLARK, J. R.; KIRKPATRICK, T. L.; BAKER, E. C.; BROWN, M. A. Nematodes associated with blackberry in Arkansas. **Journal of Nematology**, v. 23 (4S), p. 620-623, 1991.

WEHUNT, R. I.; WEAVER, D. J. Effect of nematodes and *Fusarium oxysporum* on the growth of peach seedlings in the greenhouse. **Journal of Nematology**, v. 4, n. 4, p. 236, 1972.

WILLE, C. N. **Potencial de bactérias isoladas de figueira e folhelhos betuminosos no controle de *Meloidogyne* incognita em *Ficus carica* cv. Roxo de Valinhos.** 2013. 108 f. Tese (Doutorado em Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade) - Universidade Federal de Pelotas.

ZASADA, I. A.; HALBRENDT, J. M.; KOKALIS-BURELLE, N.; LAMONDIA, J.; MCKENRY, M. V.; NOLING, J. W. Managing Nematodes Without Methyl Bromide. **Annual Review of Phytopathology**, v. 48, p. 311-328, 2010.

ZUCKERMAN, B. M. Parasitism and pathogenesis of the cultivated highbush blueberry by the stubby root nematode. **Phytopathology**, v. 52, p. 1017-1019, 1962.