



NEMATOIDES QUARENTENÁRIOS PARA O BRASIL - DIAGNOSE, CONTROLE E PERSPECTIVAS

Paulo Sergio Torres Brioso¹ e Ricardo Moreira de Souza²

RESUMO

Esta revisão aborda tópicos relacionados ao risco de introdução de nematoides quarentenários no Brasil, apresentando informações de cada uma das espécies de nematoides constantes na Lista de Pragas Quarentenárias Ausentes do Brasil; relaciona aspectos relativos à diagnose e controle; e discorre sobre as tendências futuras quanto ao risco de introdução dessas pragas.

SUMMARY

This review deals with topics related with the risk of introducing exotic nematodes in the country; presents information on all species of nematodes on the List of Quarantine Species Absent to Brazil; discuss aspects concerning diagnosis and control; and the trends regarding the risk of introducing these pests into Brazil.

Introdução

A Norma Internacional de Medidas Fitosanitárias nº 19: *Diretriz sobre listas de pragas regulamentadas* descreve os procedimentos para se preparar, manter e disponibilizar as Listas de Pragas Regulamentadas pelas Organizações Nacionais de Proteção Fitossanitária (ONPF). A ONPF brasileira é representada pelo Departamento de Sanidade Vegetal (DSV) – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), que é responsável pelos procedimentos para estabelecer a lista de pragas regulamentadas, bem como pela sua manutenção, atualização, registro apropriado e pelo fornecimento dessas listas às partes contratantes, se requisitadas. Tais listas auxiliam na prevenção da introdução e/ou disseminação de pragas e também facilitam o comércio seguro, garantindo a transparência.

A Lista de Pragas Regulamentadas de um país não é fixa ou permanente (disponível no *site*

https://www.ippc.int/index.php?id=draft_ispms&no_cache=1&L=0). A atualização dessas listas é necessária quando a categoria das pragas listadas é alterada, ou quando as informações para as pragas listadas são modificadas, por mudança da taxonomia, por exemplo, devendo ser feita a atualização assim que a necessidade de modificação for identificada através de levantamentos, notificações de ocorrência e realização de Análises de Risco de Pragas.

As diversas Instruções Normativas (IN) e Portarias publicadas pelo MAPA e citadas nesse texto podem ser visualizadas, na íntegra, no Sistema de Consulta à Legislação do MAPA, no endereço eletrônico <http://www.agricultura.gov.br/legislacao>.

A Lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (A1) e a Lista de Pragas Quarentenárias Presentes (A2) do Brasil, revisadas e atualizadas, constam dos Anexos I e II, respectivamente, da Instrução Norma-

¹Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário, Caixa Postal 74585, 23897-970 - Seropédica, RJ, brioso@bighost.com.br; ²Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, CCTA/ Laboratório de Entomologia e Fitopatologia, 28015-620 - Campos dos Goytacazes, RJ, ricmsouza@censanet.com.br

tiva (IN) 41/2008 e retificação [publicada no Diário Oficial da União (D.O.U.) nº 125, de 02/07/2008, Seção 1, p.8-10 e a retificação no D.O.U. nº131, de 10/07/2008, Seção 1, p.4], da IN 59/2013 e retificação [publicada no D.O.U. nº 249, de 24/12/2013, Seção 1, p.4-5, e no D.O.U. nº 252, de 30/12/2013, Seção 1, p.81] e da IN 21/2015 (publicada no D.O.U. nº 126, de 06/07/2015, Seção 1, p.4).

Como já ocorreram alterações taxonômicas após revisões publicadas sobre vírus, viróides e fitoplasmas quarentenários (Brioso & Pozzer, 2013; 2014), o mesmo poderá ocorrer em relação aos nematoides quarentenários. Esta revisão, que trata dos nematoides considerados como Pragas Quarentenárias Ausentes (A1) para o Brasil até o momento, será mantida e atualizada pelos autores dessa revisão nos endereços eletrônicos <http://www.fito2009.com/fitop/fitoplalistanemat.htm> e <http://www.fito2009.com/fitop/fitoplalnematquar.html>.

A seguir, serão repassadas algumas informações básicas sobre cada uma dessas pragas. Destaca-se que as informações, principalmente quanto à distribuição geográfica, são muito dinâmicas em função de novos registros, retificação de relatos e até de erradicação da praga na área geográfica em consideração.

Divulgação e pesquisa de pragas quarentenárias

Em 1996 foi publicada a Portaria Interministerial nº 290, assinada pelo MAPA, Ministério da Educação (MEC) e Ministério da Ciência e Tecnologia (MCT) (D.O.U. nº 75, de 18/04/1996, Seção 1, p.6575). A mesma considera que a divulgação da ocorrência de qualquer praga, supostamente inexistente no território nacional, de forma precipitada e sem o embasamento científico adequado, poderá ocasionar restrições às exportações brasileiras, com sérios prejuízos à economia nacional. Em função disso, a lei determina que a detecção ou a caracterização de qualquer praga inexistente no território nacional deve imediatamente ser notificada ao MAPA, antes de qualquer divulgação. Uma vez notificada a ocorrência da nova praga, caberá ao MAPA efetuar levantamento de sua distribuição geográfica no território nacional e de suas possibilidades de controle e erradicação.

A IN 52/2007 (D.O.U. nº 223, de 21/11/2007, Seção 1, p.31-34) reitera que a detecção de qualquer Praga Quarentenária Ausente ou ou-

tra praga exótica deverá ser notificada ao MAPA, de acordo com a legislação vigente, bem como de uma Praga Quarentenária Presente fora da área de controle oficial. Em função da distribuição da praga no território nacional, a ONPF adotará as providências necessárias para notificação à Convenção Internacional de Proteção dos Vegetais (CPIV), para a alteração da Lista de Pragas Quarentenárias e a autorização da divulgação da informação (Portaria Interministerial 290/1996). As normas para notificação de ocorrência de pragas exóticas no país estão estabelecidas na IN 02/2002. Havendo interesse em realizar pesquisa com praga quarentenária, é necessária a autorização prévia do MAPA. Se a pesquisa for com Pragas Quarentenárias Ausentes, o pedido de autorização deverá ser protocolado contendo o plano de trabalho, a justificativa da necessidade de realização da pesquisa e o termo de responsabilidade da instituição à qual pertence o pesquisador; se a pesquisa for com Praga Quarentenária Presente, a solicitação deverá ser realizada conforme legislação específica relacionada à essa praga.

No caso específico de nematoides, diversos *sites* nacionais e internacionais trazem informações dos mesmos, seja como fitoparasita ou como vetor de vírus e doenças correlacionadas, por exemplo nos endereços eletrônicos: <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/PathogenGroups/Pages/IntroNematodes.aspx>, <http://nematologia.com.br/about-sbn/revisoes-rapp/>.

Nematoides fitoparasitas como vetores de vírus

Revisão sobre nematoides vetores de espécies virais dos gêneros *Cheravirus*, *Nepovirus*, *Tobravirus* (<http://www.fito2009.com/fitop/fitoplavirtaxon.html>) foram publicados por Costa (1999), Brown *et al.* (2004) e Almeida & Drecaemer (2005). Essas revisões, disponíveis no endereço eletrônico <http://nematologia.com.br/about-sbn/revisoes-rapp/>, abordam aspectos relevantes inerentes aos nematoides dos gêneros *Longidorus*, *Paralongidorus* (Subfamília *Longidorinae*, Família *Longidoridae*), *Xiphinema* (Subfamília *Xiphinematinae*, Família *Longidoridae*); *Trichodorus*, *Paratrachodorus* (Subfamília *Trichodorinae*, Família *Trichodoridae*) e suas espécies correlatas. Nesses gêneros temos como espécies vetoradas de vírus e quarentenárias para o Brasil *Xiphinema diversicaudatum* e *X. rivesi*.

Sintomas

A ação dos nematoides quarentenários nas diversas hospedeiras, dependendo da espécie de nematoide e de sua hospedeira, pode ou não gerar sintomas como amarelecimento, murcha, lesões necróticas, podridão, tombamento, senescência precoce, deformações foliares, galhas, nanismo, redução da lâmina foliar, inflorescências deformadas, sementes manchadas, queda da produção e do número de flores, bem como do peso de tubérculos, vagens, grãos e sementes. E, em certos casos, pode levar a planta à morte.

Sintomas específicos e associados aos nematoides quarentenários podem ser visualizados consultando-se as referências citadas no texto e associada à espécie de nematoide quarentenário.

Detecção de nematoides quarentenários para o Brasil

Na detecção de nematoides, podem ser utilizadas análises baseadas nas características morfológicas e morfométricas, sorológicas, físico-químicas e moleculares, por meio de Testes Biológicos – observação direta de sintomas, iscas biológicas; Testes Físico-químicos - teste de trituração, peneiramento e flutuação; eletroforese em gel (agarose ou poliacrilamida) para isoenzima, microscopia ótica, microscopia eletrônica de varredura; Testes Sorológicos - ELISA (*Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*), *Western Blot*; Testes Moleculares - *Polymerase Chain Reaction* (PCR) com *primers* específicos ou degenerados, AFLP (*Amplified Fragment Length Polymorphism*)-PCR, LAMP (*Loop-mediated Isothermal Amplification*) PCR, *Multiplex* PCR, PCR-RFLP (*Polymerase Chain Reaction - Restriction Fragment Length Polymorphism*), RAPD (*Random Amplification of Polymorphic DNA*)-PCR, *Real Time* PCR, SCAR (*Sequence Characterized Amplified Region*)-PCR, sequenciamento de nucleotídeos (Charchar, 1997; Perry *et al.*, 2009; Oliveira *et al.*, 2011; Subbotin *et al.*, 2013; Brioso & Dias, 2015).

No entanto, em termos de rotina de laboratório para a detecção e diagnose de nematoides, em especial os quarentenários para o Brasil, se utiliza principalmente a observação de sintomas associados às características morfológicas e morfométricas do nematoide via microscopia (ótica e/ou eletrônica) e/ou associado aos testes moleculares (PCR com *primers* específicos, LAMP PCR, *multiplex* PCR, PCR-RAPD, PCR-RFLP, *Real Time* PCR, SCAR-PCR, Sequen-

ciamento de nucleotídeos) devido à rapidez, sensibilidade e especificidade.

Atualmente, os países têm padronizado a nível internacional a metodologia de detecção e de diagnose destes nematoides quarentenários, bem como de outros fitopatógenos e pragas. O objetivo é que todos os países adotem o mesmo protocolo de detecção com o intuito de evitar resultados contraditórios, em função da metodologia utilizada.

Essas adequações são referendadas e publicadas no endereço eletrônico (<https://www.ippc.int/es/core-activities/standards-setting/ispms>) sendo, posteriormente, divulgadas através das INs do MAPA para aplicação nos ensaios de detecção e de diagnose de pragas da Rede Nacional de Laboratórios Agropecuários do Sistema Unificado de Atenção à Sanidade Agropecuária (SUASA/ MAPA) (<http://www.fito2009.com/fitop/labmapa.html>).

No que se refere à nematoides, até 2016, foram editados os protocolos padrões para detecção de *Ditylenchus dipsaci* e *D. destructor* (IPPC, 2015), *Bursaphelenchus xylophilus* (IPPC, 2016a) e *Xiphinema americanum sensu lato* (IPPC, 2016b), estando em fase de edição pela IPPC o referente à *Anguina* spp..

Taxonomia

A identificação taxonômica de nematoides se dá por via morfológica e morfométrica, associada ou não à informação molecular.

Chaves taxonômicas baseadas em caracteres morfológicos e morfométricos, para os principais gêneros e espécies existentes no Brasil, podem ser encontradas em Charchar (1997), Cares & Huang (2000), Cares & Huang (2001), Cares & Andrade (2006), Cares & Tenente (2007) e Cares *et al.* (2008). Nestas chaves, os nematoides estão inseridos dentro do Reino *Animalia*, Subreino *Metazoa*, Filo *Nemato-da* que se subdivide em Classes, Subclasses, Ordens, Subordens, Superfamília, Família, Subfamília, Gêneros e espécies, conforme exemplificado no endereço eletrônico <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemalex/Taxadata/Nemata.htm>.

Quanto às categorias mais elevadas da classificação, que sofreram alterações nos últimos anos a partir da análise da menor subunidade do componente 16S do DNA ribossomal (SSU 16SrDNA) passou a inserir os nematoides dentro do Domínio *Eukarya*, Superreino *Opisthokonta*, Reino *Animalia*, Subreino

Metazoa, Ramo *Bilateria*, Subramo *Protostomia*, Superfilo *Ecdysozoa*, Filo *Nematoda* que se subdivide em Classes, Subclasses, Ordens, Subordens, Superfamília, Família, Subfamília, Gêneros e diversas espécies, conforme exemplificado no endereço eletrônico http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemplex/Taxadata/Classes.htm#Molecular_Phylogeny_Menu. Informações relativas às sequências genômicas ou de genes mitocondriais de nematoides quarentenários para o Brasil estão disponíveis no *Q-bank Nematodes database* (<http://www.q-bank.eu/Nematodes/>) e NCBI - National Center for Biotechnology Information (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>).

Nematoides quarentenários para o Brasil

Na Tabela 1 está indicada a posição taxonômica dos gêneros de nematoides quarentenários para o Brasil, de acordo com o sistema de classificação que adota dados morfológicos, morfométricos e moleculares (http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemplex/Taxadata/Classes.htm#Molecular_Phylogeny_Menu).

Os nematoides quarentenários para o Brasil podem ser transmitidos por sementes ou grãos, elementos de propagação vegetativa (bulbos, estacas, mudas, tubérculos, rizomas), plantas, solo, substrato, fardos e embalagens de madeira, inseto-vetor, dependendo do gênero, conforme descrito nas informações de cada um dos nematoides quarentenários.

Segue, abaixo, informações das espécies de nematoides quarentenários para o Brasil relacionados aos gêneros citados na Tabela 1.

Anguina agrostis (Steinbuch, 1799) Filipjev, 1936

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório tendo como fase infectante o segundo estágio juvenil (J_2). Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Krall (1991), Brzeski (1998), Cares *et al.* (2008) e nos endereços eletrônicos https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc, <http://nematode.unl.edu/aagrost.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Anguina* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Anguina agrostis*: Disponíveis nas publicações de Krall (1991), Brzeski (1998), Cares *et al.* (2008) e no endereço eletrônico <https://www.ippc.int/static/>

[media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc](https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc).

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Austrália, Canadá, China, Eslováquia, Estônia, Estados Unidos, Finlândia, Geórgia, Holanda, Noruega, Nova Zelândia, Polônia, Quirguistão, Reino Unido, República Tcheca, Rússia, Suécia, Ucrânia.

Hospedeiros: *Agrostis canina*, *A. capillaris*, *A. castellana*, *A. exarata*, *A. gigantea*, *A. polymorpha*, *A. stolonifera*, *A. sylvatica*, *A. tenuis*, *Apera* sp., *Arctagrostis latifolia*, *Bromus erecta*, *Buchloe dactyloides*, *Calamagrostis canadensis*, *Dactylis* sp., *Eragrostis* sp., *Festuca* sp., *Hordeum* sp., *Koeleria glauca*, *K. gracilis*, *K. macrantha*, *K. talievi*, *Leymus chinensis*, *Lolium multiflorum*, *Lolium rigidum*, *Phalaris arundinacea*, *Phleum* sp., *Poa* sp., *Puccinellia* sp., *Sporobolus brockmanii*, *Trisetum* sp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Subbotin *et al.*, 2004); Teste de PCR-RFLP (Powers *et al.*, 2001); Teste de *Real Time* PCR (Ma *et al.*, 2011; Li *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 27/2011, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *A. agrostis* em importação de grãos ou sementes de *Lolium multiflorum*.

Anguina pacificae Vera & Maggenti, 1984

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J_2 a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Vera & Maggenti (1984), Cares *et al.* (2008) e no endereço eletrônico https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc e <http://nematode.unl.edu/anguipac.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Anguina* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Anguina pacificae*: Disponíveis na publicação de Vera & Maggenti (1984), Cares *et al.* (2008) e no endereço eletrônico https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc.

Distribuição geográfica: Estados Unidos, Irlanda.

Hospedeiros: *Agrostis canina*, *Paspalum vaginatum*, *Poa annua*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Subbotin *et al.*, 2004); Teste de PCR-RFLP (Powers *et al.*, 2001); Teste de *Real Time* PCR (Ma *et al.*, 2011; Li *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 04/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *A. pacificae* em importação de mudas de *Paspalum vaginatum*.

Anguina tritici (Steinbuch, 1799) Chitwood, 1935

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Krall (1991), Brzeski (1998), Cares *et al.* (2008) e no endereço eletrônico https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc e <http://nematode.unl.edu/angutrit.htm>.

Chave para a identificação de espécies de Anguina associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de Anguina tritici: Disponíveis nas publicações de Krall (1991), Brzeski (1998), Cares *et al.* (2008) e no endereço eletrônico https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/02/2013-0033A_Draft_Annex_to_ISPM_27__Anguina_spp._4.doc.

Distribuição geográfica: Afeganistão, Alemanha, Arábia Saudita, Austrália, Áustria, Azerbaijão, Bulgária, China, Croácia, Chipre, Coréia, Egito, Espanha, Estados Unidos, Etiópia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Índia, Inglaterra, Irã, Iraque, Irlanda, Israel, Itália, Iugoslávia, Nova Zelândia, Paquistão, Polônia, Romênia, Rússia, Síria, Suécia, Suíça, Taiwan, Turquia, Ucrânia. Embora haja um relato de 1959 desse nematoide no Brasil, considera-se que o mesmo não ocorre no país (Tenente *et al.*, 2007).

Hospedeiros: *Avena sativa*, *Avena* sp., *Hordeum vulgare*, *Phalaris minor*, *Secale cereale* *Triticum aestivum*, *T. dicoccum*, *T. durum*, *T. monococcum*, *T. spelta*, *T. ventricosum*, *T. vulgare*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Subbotin *et al.*, 2004); Teste de PCR-

RFLP (Powers *et al.*, 2001); Teste de *Real Time* PCR (Ma *et al.*, 2011; Li *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 12/2000, IN 04/2001, IN 42/2003, IN 6/2005, IN 44/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *A. tritici* em importação de grãos ou sementes de *Avena sativa*, *Triticum aestivum*, *Triticum* spp..

Belonolaimus longicaudatus Rau, 1958

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Rau (1958) e no endereço eletrônico http://entnemdept.ufl.edu/creatures/nematode/sting_nematode.htm.

Chave para a identificação de espécies de Belonolaimus associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de Belonolaimus longicaudatus: Disponível na publicação de Vera & Subbotin (2012).

Distribuição geográfica: Arábia Saudita, Costa Rica, Estados Unidos, México, Paquistão, Porto Rico, Turquia.

Hospedeiros: *Acer rubrum*, *Aeschynomene americana*, *Alysicarpus ovalifolius*, *A. vaginalis*, *Apium graveolens*, *Arachis hypogaea*, *Brassica oleracea* var. *capitata*, *Brassica rapa*, *Capsicum annuum*, *Capsicum frutescens*, *Chrysanthemum morifolium*, *Chrysanthemum* spp., *Citrus* spp., *Cornus florida*, *Cucumis melo*, *Cucurbita maxima*, *Cucurbita pepo*, *Cynodon dactylon*, *Cyperus rotundus*, *Desmodium tortuosum*, *Eremochloa ophiuroides*, *Festuca elatior*, *Fragaria* spp., *Gerbera* spp., *Glycine hispida*, *G. max*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea pes-caprae*, *Lactuca sativa*, *Liquidambar styraciflua*, *Lolium multiflorum*, *L. perenne*, *Magnolia virginiana*, *Mentha spicata*, *Ocimum basilicum*, *Panicum ramosum*, *Paspalum vaginatum*, *Pennisetum glaucum*, *P. purpureum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pinus cubensis*, *Pisum sativum*, *Pittosporum tobira*, *Platanus occidentalis*, *Prunus persica*, *Raphanus sativus*, *Ricinus communis*, *Saccharum* sp., *Sambucus canadensis*, *Secale cereale*, *Solanum lycopersicum*, *S. melongena*, *S. tuberosum*, *Sorghum bicolor*, *S. bicolor* x *S. sudanense*, *S. vulgare*, *Stenotaphrum secundatum*, *Tagetes patula*, *Uniola paniculata*, *Vaccinium corymbosum*, *Vaccinium* spp.,

Vicia villosa, *Vigna unguiculata*, *Vitis* sp., *Zea mays*, *Zoysia matrella*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Vera & Subbotin, 2012; Kutsuwa *et al.*, 2015; Kanan *et al.*, 2015); Teste de *Real Time* PCR (Kanan *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 25/2001, IN 14/2002, IN 06/2005, IN 04/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *B. longicaudatus* em importação de mudas de *Chrysanthemum* spp., *Cynodon dactylon*, *Fragaria ananassa*, *Gerbera jamesonii*, *Gerbera* spp., *Paspalum vaginatum*, *Vaccinium corymbosum*, *Vaccinium* spp.; plantas de *Gerbera jamesonii*, *Gerbera* spp., *Vaccinium corymbosum*, *Vaccinium* spp.; sementes de *Capsicum annuum*, *Capsicum frutescens*.

***Bursaphelenchus mucronatus* Mamya & Endo, 1979**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório transmitido pelo inseto vetor *Monochamus* spp., sendo o J₄ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Mamya & Endo (1979) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/pest2.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Bursaphelenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Bursaphelenchus mucronatus*: Disponível nas publicações de Yinet *et al.* (1988), Pereira *et al.* (2013), Braasch & Schönfeld (2015) e IPPC (2016a).

Distribuição geográfica: Alemanha, Armênia, Áustria, Azerbaijão, Belarus, Canadá, China, Coreia, Cazaquistão, Eslovênia, Espanha, Estônia, Finlândia, França, Geórgia, Grécia, Itália, Japão, Letônia, Lituânia, Moldova, Noruega, Polônia, Portugal, Rússia, Suécia, Suíça, Ucrânia, Taiwan, Tailândia, Turquia.

Hospedeiros: *Larix olgen*, *L. sibirica*, *Picea* spp., *Pinus densiflora*, *P. halepensis*, *P. nigra*, *P. pinaster*, *P. sylvestris*, *P. thunbergiana*, *Quercus robur*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Matsunaga & Togashi, 2004; Pereira *et al.*, 2013; IPPC, 2016a); PCR-RFLP (Burgermeister *et al.*, 2005; Burgermeister *et al.*, 2009; IPPC, 2016a); Teste de *Real Time* PCR (Ye & Giblin-Davis, 2013; Filipiak & Hasiów-Jaroszewska, 2016; IPPC, 2016a). Con-

forme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 05/2005, IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *B. mucronatus* em importação de embalagens de madeira de todas as espécies vegetais que produzem madeira.

***Bursaphelenchus xylophilus* (Steiner and Buhrer, 1934) Nickle, 1970**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório transmitido pelo inseto vetor *Monochamus* spp., sendo o J₄ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Nickle (1970), Auer & Santos (2012), IPPC (2016a) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/bxyloph.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Bursaphelenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Bursaphelenchus xylophilus*: Disponível nas publicações de Yinet *et al.* (1988), Pereira *et al.* (2013), Braasch & Schönfeld (2015) e IPPC (2016a).

Distribuição geográfica: África do Sul, Canadá, China, Coreia do Sul, Espanha, Estados Unidos, Hong Kong, Japão, México, Portugal, Taiwan.

Hospedeiros: As espécies mais suscetíveis estão no gênero *Pinus*, incluindo *P. densiflora*, *P. echinata*, *P. elliotii*, *P. estevesii*, *P. halepensis*, *P. koraiensis*, *P. leiophylla*, *P. luchuensis*, *P. luchuensis*, *P. massoniana*, *P. mugo*, *P. muricata*, *P. nigra*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P. resinosa*, *P. silvestres*, *P. strobus*, *P. sylvestris*, *P. thunbergiana*, *P. thunbergii*. Também têm sido relatadas espécies dos gêneros *Abies*, *Chamaecyparis*, *Cedrus*, *Larix*, *Picea* e *Pseudotsuga* como hospedeiros.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Matsunaga and Togashi, 2004; Pereira *et al.*, 2013; IPPC, 2016a); PCR-RFLP (Burgermeister *et al.*, 2005; Burgermeister *et al.*, 2009; IPPC, 2016a); Teste de *Real Time* PCR (François *et al.*, 2007; IPPC, 2016a); LAMP-PCR (Kikuchi *et al.*, 2009; Aikawa *et al.*, 2012; IPPC, 2016a). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 05/2005, IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *B. xylophilus* em importa-

ção de embalagens de madeira de todas as espécies vegetais que produzem madeira; de estacas e plantas de *Pinus* spp..

***Criconema mutabile* (Taylor) Raski & Luc, 1985**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Raski (1952), Edward & Misra (1964), Raski & Luc (1987) e no endereço eletrônico <http://keys.lucidcentral.org/keys/nematodes/html/Criconema%20note.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Criconema* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Criconema mutabile*: Disponíveis nas publicações de Yeates *et al.* (1997) e Hunt *et al.* (2005).

Distribuição Geográfica: África do Sul, Austrália, Costa Rica, Estados Unidos, Peru. No Brasil, segundo Sharma & Loof (1977) e Ferraz (1980), tal espécie ocorre no país. No entanto, tal informação merece posterior confirmação visando à confirmação da presença desta espécie no país, uma vez que em 1987 houve a publicação de Raski & Luc.

Hospedeiros: *Acanthus* sp., *Acer* sp., *Aralia* sp., *Arctium lappa*, *Arrhenatherum* sp., *Avena sativa*, *Axonopus* sp., *Baccharis* sp., *Bambusa* sp., *Beta vulgaris*, *B. vulgaris cicla*, *Billbergia* sp., *Bougainvillea* sp., *Camellia* sp., *Citrus* sp., *Cynodon dactylon*, *Dahlia* sp., *Dichondra* sp., *Dioscorea* sp., *Echinochloa* sp., *Fragaria chiloensis*, *Gossypium hirsutum*, *Hordeum vulgare*, *Ilex* sp., *Ipomoea batatas*, *Juglans hindsii*, *Litchi chinensis*, *Ligustrum* sp., *Liquidambar* sp., *Malus sylvestris*, *Medicago sativa*, *Morus* sp., *Musa* sp., *Nicotiana* sp., *Persea americana*, *Philodendron* sp., *Pinus* sp., *Prunus domestica*, *P. dulcis*, *P. persica*, *Pyracantha* sp., *Pyrus communis*, *Rhododendron* sp., *Rosa* sp., *Solanum lycopersicum*, *Sorghum bicolor*, *Syringa* sp., *Tagetes* sp., *Trifolium repens*, *Typha* sp., *Vigna unguiculata* var. *sesquipedalis*, *Vitis vinifera*, *Yucca* sp., *Zea mays*, *Zingiber* sp., *Zoysia* sp. Também inclui algumas espécies de *Bromeliaceae*, *Cactaceae* e de *Palmaceae*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Cordero *et al.*, 2012). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo à IN

63/2004, é obrigatória a análise para *C. mutabile* em importação de alporques de *Litchi chinensis*.

***Ditylenchus africanus* Wendt, Swart, Vrain & Webster, 1995**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₃ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995), IPPC (2015), Steenkamp *et al.* (2016) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/pest3.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Ditylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *D. africanus*: Disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995) e IPPC (2015).

Distribuição geográfica: África do Sul, Moçambique.

Hospedeiros: *Arachis hypogaea*, *Chenopodium album*, *Datura stramonium*, *Eleusine indica*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Lupinus albus*, *Medicago sativa*, *Nicotiana tabacum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Solanum tuberosum*, *Sorghum bicolor*, *Tagetes minuta*, *Triticum aestivum*, *Vigna unguiculata*, *Xanthium strumarium*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de PCR-RFLP (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de RAPD-PCR (Qiao *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *D. africanus* em importação de sementes de *Arachis hypogaea*.

***Ditylenchus angustus* (Butler, 1913) Filipjev, 1936**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₃ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995), Das & Bajaj (2008), Oliveira *et al.* (2013) e IPPC (2015).

Chave para a identificação de espécies de *Ditylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *D. angustus*: Disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995), Das & Bajaj (2008) e IPPC (2015).

Distribuição geográfica: Bangladesh, Filipinas, Índia, Indonésia, Malásia, Myanmar, Tailândia, Vietnã.

Hospedeiros: *Echinochloa colona*, *Leersia hexandra*, *Medicago sativa*, *Oryza sativa*, *Sacciolepis interrupta*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Ibrahim *et al.*, 1994; Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de PCR-RFLP (Ibrahim *et al.*, 1994; Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de RAPD-PCR (Qiao *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitosanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *D. angustus* em importação de grãos e sementes de *Oryza sativa*.

***Ditylenchus destructor* Thorne, 1945**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₃ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995) e IPPC (2015).

Chave para a identificação de espécies de *Ditylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *D. destructor*: Disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995) e IPPC (2015).

Distribuição geográfica: Albânia, Alemanha, Arábia Saudita, Áustria, Azerbaijão, Bélgica, Bulgária, Canadá, China, Coreia, Eslováquia, Estados Unidos, Estônia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Irã, Japão, Letônia, Luxemburgo, México, Moldova, Noruega, Paquistão, Polônia, Quirguistão, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Suécia, Suíça, Tajiquistão, Turquia, Ucrânia, Uzbequistão.

Hospedeiros: *Allium sativum*, *Arachis hypogaea*, *Allium cepa*, *Apium graveolens*, *Babiana nana*, *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Bellis perennis*, *Beta vulgaris*, *Calathea* spp., *Canna indica*, *Chenopodium album*, *Chloris virgata*, *Chrysanthemum* spp., *Cimicifuga racemosa*, *Colchicum giganteum*, *C. speciosum*, *Crocus* sp., *Cyperus rotundus*, *Dahlia* spp., *Datura stramonium*, *Daucus carota*, *Eleusine indica*, *Gladiolus hybridus*, *G. colvillei*, *Gladiolus* spp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Hyacinthus* spp., *Hydrangea acuminata*, *H. altissima*, *H. ano-*

mala, *Humulus lupulus*, *Ipomoea batatas*, *Iris* sp., *Liatris spicata callilepis*, *Lilium* spp., *Linaria vulgaris*, *Lupinus albus*, *Medicago sativa*, *Mentha arvensis*, *Nicotiana tabacum*, *Panax ginseng*, *Pastinaca sativa*, *Phaseolus vulgaris*, *Pinus ponderosa*, *Pisum sativum*, *Plantago major*, *Raphanus sativus*, *Rumex obtusifolius*, *Sisyrinchium angustifolium*, *Solanum tuberosum*, *Solidago graminifolia*, *Sonchus arvensis*, *S. asper*, *Sorghum bicolor*, *Stachys palustris*, *Syringa vulgaris*, *Tagetes minuta*, *Taraxacum officinale*, *Tigridia pavonia*, *Tigridia* sp., *Trifolium hybridum*, *T. pratense*, *Tropaeolum polyphyllum*, *Tulipa australis*, *T. fosterana*, *T. gesneriana*, *T. hageri*, *T. linifolia*, *T. praestans*, *T. pulchella*, *T. saxatilis*, *T. tarda*, *T. violacea*, *Tussilago farfara*, *Vicia sativa*, *Vigna unguiculata*, *Xanthium* spp., *Zantedeschia* spp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de PCR-RFLP (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de RAPD-PCR (Qiao *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitosanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 04/2001, IN 20/2003, IN 06/2005, IN 06/2006, IN 03/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *D. destructor* em importação de bulbos de *Allium sativum*, *Dahlia* spp., *Gladiolus* spp., *Hyacinthus* spp., *Lilium* spp., *Tigridia pavonia*, *Tulipa fosterana*, *Tulipa gesneriana*, *Tulipa* spp., *Zantedeschia aethiopica*, *Zantedeschia* spp.; mudas de *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum* spp., *Dahlia* spp., *Fragaria ananassa*, *Hydrangea acuminata*, *H. altissima*, *H. anomala*, estacas com raiz de *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum* spp., *Dahlia* spp.; sementes de *Allium sativum*, *Arachis hypogaea*, tubérculos de *Solanum tuberosum*; plantas de *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum* spp., *Dahlia* spp.; rizoma de *Calathea* spp..

***Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1857) Filipjev, 1936**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₃ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995) e IPPC (2015).

Chave para a identificação de espécies de *Ditylenchus* associadas às informações morfológicas e

morfométricas que permitem a identificação de *D. dipsaci*: Disponíveis nas publicações de Wendt *et al.* (1995) e IPPC (2015).

Distribuição geográfica: Albânia, Alemanha, Argélia, Argentina, Armênia, Austrália, Áustria, Azerbaijão, Belarus, Bélgica, Bósnia-Herzegovina, Bolívia, Bulgária, Canadá, Cazaquistão, Chile, China, Chipre, Colômbia, Coréia, Croácia, Costa Rica, Dinamarca, Equador, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Estônia, Finlândia, França, Geórgia, Grécia, Haiti, Holanda, Hungria, Irã, Iraque, Israel, Itália, Japão, Jordânia, Letônia, Lituânia, Macedônia, Malta, Marrocos, México, Moldova, Noruega, Nova Zelândia, Oman, Paquistão, Paraguai, Peru, Polônia, Portugal, Quênia, Quirguistão, Reino Unido, República Dominicana, República Tcheca, Rússia, Sérvia & Montenegro, Síria, Suécia, Suíça, Tunísia, Turquia, Ucrânia, Uruguai, Uzbequistão, Venezuela, Yemen. No Brasil ocorre somente a raça do alho, que eventualmente parasita a cebola (Tenente *et al.*, 2000).

Hospedeiros: o número de plantas hospedeiras ultrapassa a 450 espécies, incluindo *Aethusa cynapium*, *Agropyron repens*, *Agrostemma githago*, *Allium* spp., *Alopecurus geniculatu*, *Alstroemeria* spp., *Aster* spp., *Amaryllis* sp., *Ambrosia elatior*, *Ammi majus*, *Amsinckia intermédia*, *Anagallis arvensis*, *Anemone coronaria*, *A. hupehensis*, *Stearn japonica*, *Angelica archangelica*, *Anthoxanthum odoratum*, *Anthriscus sylvestris*, *Anthyllis vulneraria*, *Apera spica-venti*, *Apium graveolens*, *Arabidopsis thaliana*, *Arabis alpina*, *A. aubrietoides*, *Arenaria serpyllifolia*, *Armoracia rusticana*, *Arnoseris minima*, *Arrhenatherum elatius*, *Asparagus setaceus*, *Asphodeline lutea*, *Aster squamatus*, *Atriplex* sp., *Aubrieta deltoidea*, *Aucuba japonica*, *Avena* spp., *Baccharis subpingraea*, *Begonia* spp., *Beta vulgaris*, *Bouvardia humboldtii*, *Brachypodium pinnatum*, *Brassica campestris* var. *pekinensis*, *Brassica napus*, *B. nigra*, *Brassica oleracea* var. *acephala*, *Brassica oleracea* var. *botrytis*, *B. oleracea* var. *bullata*, *Brassica oleracea* var. *capitata*, *Brassica oleracea* var. *gemmifera*, *Brassica oleracea* var. *gongylodes*, *Brassica oleracea* var. *italica*, *Brassica rapa*, *Bromus inermis*, *Calathea lindbergii*, *Calceolaria* spp., *Callistephus chinensis*, *Camelina sativa*, *Campanula medium*, *C. persicifolia*, *Cannabis sativa*, *Capsella bursa-pastoris*, *Capsicum annuum*, *Cardamine pratensis*, *Cardaria draba*, *Carduus acanthoide*, *Carex* sp., *Carlina vulgaris*, *Centaurea* spp., *Cerastium arvense*, *C. vulgatum*,

Ceratochloa sp., *Chaetochloa* sp., *Cheiranthus cheiri*, *C. mutabilis*, *Chelone glabra*, *Chenopodium album*, *C. polyspermum*, *Chionodoxa luciliae*, *C. sardensis*, *Chrysanthemum* spp., *Cicer arietinum*, *Cichorium intybus*, *Cirsium* spp., *Colchicum* spp., *Coleus blumei*, *Collomia coccinea*, *C. grandiflora*, *Consolida orientalis*, *Convallaria majalis*, *Convolvulus arvensis*, *Coronopus squamatus*, *Crepis* spp., *Cucumis sativus*, *Cyclamen persicum*, *Cynara cardunculus*, *Cynosurus cristatus*, *Dactylis glomerata*, *Daucus carota*, *Delphinium trolliifolium*, *Dianthus* spp., *Digitalis* spp., *Digitaria sanguinalis*, *Dipsacus* spp., *Disa uniflora*, *Duchesnea indica*, *Echinochloa crus-galli*, *Endymion hispanicus*, *E. non-scriptus*, *Equisetum arvense*, *Erechtites praealta*, *Eremurus stenophyllus* X *E. olgae*, *Erigeron annuus*, *E. canadensis*, *Erodium cicutarium*, *Erysimum allionii*, *Eucharis* sp., *Fagopyrum esculentum*, *Festuca* spp., *Ficus elastica*, *Fragaria* spp., *Fumaria officinalis*, *Galanthus hybridus*, *G. nivalis*, *Galinsoga parviflora*, *Galium aparine*, *G. tricornis*, *Galtonia candicans*, *Geranium dissectum*, *G. molle*, *Gilia achilleifolia*, *G. minima*, *Gladiolus* spp., *Gerbera* spp., *Glycine hispida*, *G. max*, *Gossypium* sp., *Gypsophila* spp., *Helenium* sp., *Helianthus annuus*, *H. tuberosus*, *Helichrysum orientale*, *Helleborus orientalis*, *Hepatica americana*, *Heuchera* spp., *Hibiscus* spp., *Hieracium pilosella*, *Holcus lanatus*, *H. mollis*, *Hordeum vulgare*, *Hyacinthus* spp., *Hydrangea macrophylla*, *Hymenocallis calathin*, *Hyoscyamus niger*, *Hypochaeris radicata*, *Ipomoea batatas*, *Ipomopsis rubra*, *Iris* sp., *Isatis tinctoria*, *Juncus bufonius*, *Kickxia spuria*, *Knautia arvensis*, *Kniphofia* sp., *Koeleria pyramidata*, *Lactuca canadensis*, *Lamium* spp., *Lathyrus odoratus*, *L. sativus*, *Lavandula angustifolia*, *Leontodon* spp., *Lepidium sativum*, *L. virginicum*, *Leucojum* sp., *Liatriis spicata*, *Lilium* spp., *Linaria canadensis*, *L. vulgaris*, *Linum usitatissimum*, *Lolium multiflorum*, *L. perenne*, *Lupinus angustifolius*, *L. luteus*, *Lotus corniculatus*, *Lycopsis arvensis*, *Lycoris radiata*, *Lysimachia* sp., *Manihot esculenta*, *Medicago* spp., *Melampyrum arvense*, *Melilotus Alba*, *Mentha arvensis*, *Mercurialis annua*, *Mollugo verticillata*, *Monarda* spp., *Muscari botryoides*, *M. neglectum*, *Myosotis* spp., *Myriophyllum verticillatum*, *Narcissus* spp., *Nicotiana tabacum*, *Odontites verna*, *Oenothera* spp., *Onobrychis vicifolia*, *Ornithogalum* spp., *Oxalis* sp., *Paeonia officinalis*, *Panicum miliaceum*, *Papaver rhoeas*, *P. somniferum*, *Pastinaca sativa*, *Penstemon barbatus*, *Penstemon* spp., *Pe-*

troselinum crispum, *Phacelia heterophylla*, *P. tanacetifolia*, *Phaseolus* spp., *Philodendron* spp., *Phleum pratense*, *Phlox* spp., *Physalis pubescens*, *Pisum sativum*, *Plantago* spp., *Poa* spp., *Polianthes tuberosa*, *Polygonum* spp., *Potamogeton mucronatus*, *Potentilla anserina*, *Primula* spp., *Prunus* sp., *Puschkinia scilloides*, *Ranunculus* spp., *Raphanus raphanistrum*, *Raphanus sativus*, *Rheum rhaponticum*, *Rhododendron simsii*, *Rosa* sp., *Rumex* sp., *Saccharum officinarum*, *Saponaria officinalis*, *Saxifraga cotyledon*, *Schizanthus retusus*, *S. wisetonensis*, *Scilla bifolia*, *S. siberica*, *Scleranthus annuus*, *Scorzonera tau-saghyz*, *Secale cereale*, *Senecio vulgaris*, *Sherardia arvensis*, *Silene noctiflora*, *S. schafta*, *Simethis planifolia*, *Sinapis alba*, *Solanum* spp., *Sorghum* spp., *Spergula arvensis*, *Spinacia oleracea*, *Sprekelia formosissima*, *Stachys arvensis*, *S. palustris*, *Stellaria media*, *Sternbergia lutea*, *Tagetes patula*, *Taraxacum* spp., *Thlaspi arvense*, *Tigridia pavonia*, *Tragopogon porrifolius*, *Trifolium* spp., *Tripleurospermum maritimum*, *Triticum aestivum*, *Tuberaria guttata*, *Tulipa* spp., *Urtica urens*, *Valerianella* spp., *Veronica* spp., *Vicia* spp., *Viola* spp., *Vitis vinifera*, *Yucca flaccida*, *Zantedeschia* spp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de PCR-RFLP (Wendt *et al.*, 1995; IPPC, 2015); Teste de RAPD-PCR (Qiao *et al.*, 2016). Conforme oDOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às Port. 129/1997, IN 04/2001, IN 62/2004, IN 6/2005, IN 06/2006, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 74/2009 (Mercosul), IN 11/2010, IN 13/2010, IN 05/2011, IN 27/2011, IN 05/2013, IN 59/2013, IN 23/2015, é obrigatória a análise para *D. dipsaci* (no caso de todas as raças, exceto as do alho) em importação de bulbos de *Allium sativum*, *Gladiolus* spp., *Hyacinthus* spp., *Lilium* spp., *Narcissus* spp., *Ornithogalum* spp., *Tulipa fosterana*, *T. gesneriana*, *Tulipa* spp., *Zantedeschia aethiopica*, *Zantedeschia* spp.; mudas de *Alstroemeria* spp., *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Calceolaria integrifolia*, *Chrysanthemum* spp., *Coleus blumei*, *Cyclamen persicum*, *Dianthus barbatus*, *Dianthus caryophyllus*, *Dianthus chinensis*, *Dianthus purpurea*, *Fragaria ananassa*, *Gerbera jamesonii*, *Gerbera* spp., *Gypsophila* spp., *Hibiscus* spp., *Hydrangea*

macrophylla, *Philodendron* spp., *Rhododendron simsii*; estacas de *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum* spp., *Coleus blumei*, Fardos de *Medicago sativa*; plantas de *Alstroemeria* spp., *Begonia semperflorens*, *Chrysanthemum* spp., *Coleus blumei*, *Cyclamen persicum*, *Fragaria ananassa*, *Gerbera jamesonii*, *Gerbera* spp.; sementes de *Allium cepa*, *Allium sativum*, *Aster* spp., *Begonia elatior*, *B. semperflorens*, *B. tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Brassica campestris* var. *pekinensis*, *Brassica napus*, *Brassica oleracea* var. *acephala*, *Brassica oleracea* var. *botrytis*, *Brassica oleracea* var. *capitata*, *Brassica oleracea* var. *gemmifera*, *Brassica oleracea* var. *gongylodes*, *Brassica oleracea* var. *italica*, *Calceolaria* spp., *Campanula medium*, *Capsicum annum*, *Cheiranthus cheiri*, *Gypsophila* spp., *Helianthus annuus*, *Heuchera* spp., *Lolium multiflorum*, *Lotus corniculatus*, *Lysimachia congestiflora*, *Medicago sativa*, *Monarda* spp., *Nicotiana tabacum*, *Ornithogalum* spp., *Penstemon* spp., *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Primula* spp., *Raphanus sativus*, *Sorghum* spp., *Trifolium alexandrinum*, *Trifolium* spp., *Vicia* spp., *Zea mays*; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Globodera pallida* (Stone, 1973) Behrens, 1975**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Stone *et al.* (1973), Behrens (1975), Cotton *et al.* (2014)e, nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/pest5.htm> e <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G053S1.HTM>.

Chave para a identificação de espécies de *Globodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação correta de *G. pallida*: Disponíveis nas publicações de Stone *et al.* (1973), Behrens (1975), Subbotin *et al.* (2010) e Subbotin *et al.* (2011).

Distribuição geográfica: Alemanha, Argélia, Argentina, Áustria, Bélgica, Bolívia, Bulgária, Bósnia-Herzegovina, Canadá, Chile, Colômbia, Costa Rica, Croácia, Chipre, Dinamarca, Equador, Eslovênia, Estados Unidos, Espanha, Finlândia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Índia, Irã, Itália, Luxemburgo, Malta, Nova Zelândia, Noruega, Panamá, Paquistão, Peru, Polônia, Portugal, Reino Unido, Romênia, Suécia, Suíça, Tunísia, Turquia, Venezuela.

Hospedeiros: *Datura* spp., *Solanum acaule*, *S. americanum*, *S. aviculare*, *S. cardiophyllum*, *S. dulcamara*, *S. ehrenbergii*, *S. gilo*, *S. indicum*, *S. lycopersicum*, *S. marginatum*, *S. mauritianum*, *S. melongena*, *S. multidissectum*, *S. muricatum*, *S. nigrum*, *S. oplocense*, *S. quitoense*, *S. sarrachoides*, *S. scabrum*, *S. spegazzinii*, *S. triflorum*, *S. tuberosum*, *S. vernei*.

Deteção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPP, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Skantaret *et al.*, 2007; Hockland *et al.*, 2012; Tirchet *et al.*, 2016); Teste de PCR-RFLP (Sirca *et al.*, 2010; Tirchet *et al.*, 2016); Teste de *Multiplex Real Time* PCR (Nakhla *et al.*, 2010). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às Port. 129/1997, IN 20/2003, IN 27/2004, IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *G. pallida* em importação de mudas de *Rosa* spp.; plantas de *Fragaria* spp., *Rosa* spp.; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923), Skarbilovich, 1959**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Salinas-Castro *et al.* (2016) e, nos endereços eletrônicos <http://download.ceris.purdue.edu/file/2334> e <http://nematode.unl.edu/pest6.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Globodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *G. rostochiensis*: Disponíveis nas publicações de Subbotin *et al.* (2010) e Subbotin *et al.* (2011).

Distribuição geográfica: África do Sul, Albânia, Alemanha, Argélia, Armênia, Áustria, Austrália, Belarus, Bélgica, Bolívia, Bósnia-Herzegovina, Bulgária, Canadá, Chile, Colômbia, Croácia, Chipre, Dinamarca, Equador, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Estônia, Filipinas, Finlândia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Índia, Indonésia, Irã, Itália, Japão, Letônia, Líbano, Líbia, Liechtenstein, Lituânia, Luxemburgo, Malta, México, Noruega, Nova Zelândia, Oman, Panamá, Paquistão, Peru, Polônia, Portugal, Quênia, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Rússia, Serra Leoa, Sérvia, Sri Lanka, Suécia, Suíça, Tajiquistão, Tunísia, Turquia, Ucrânia, Ve-

nezuela.

Hospedeiros: *Atropa belladonna*, *Chenopodium* spp., *Cyphomandra betacea*, *Datura ferox*, *D. stramonium*, *Hyoscyamus niger*, *Nicotiana acuminata*, *Oxalis tuberosa*, *Physalis philadelphica*, *Physochlaina orientalis*, *Salpiglossis sinuata*, *Solanum andigenum*, *S. anomalocalyx*, *S. antipoviczii*, *S. armatum*, *S. ascasabii*, *S. asperum*, *S. polyacanthos*, *S. polyadenium*, *S. pyriforme*, *S. racemigerum*, *S. tuberosum*, *Ullucus tuberosus*.

Deteção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPP, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Skantaret *et al.*, 2007; Hockland *et al.*, 2012; Tirchet *et al.*, 2016); Teste de PCR-RFLP (Tirchet *et al.*, 2016); Teste de *Multiplex Real Time* PCR (Nakhla *et al.*, 2010). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às Port. 129/1997, IN 20/2003, IN 27/2004, IN 06/2005, IN 06/2006, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *G. rostochiensis* em importação de bulbos de *Lilium* spp.; mudas de *Rosa* spp.; plantas de *Fragaria* spp., *Prunus cerasus*, *Rhododendron indicum*, *Rosa* spp., *Salvia* spp.; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Heterodera avenae* Wollenweber, 1924**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Handoo (2002) e nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/hetaven.htm> e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDMA>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. avenae*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Arábia Saudita, Argélia, Austrália, Bélgica, Bulgária, Canadá, China, Dinamarca, Eslováquia, Espanha, Estados Unidos, Estônia, França, Grécia, Holanda, Índia, Irã, Israel, Itália, Iugoslávia, Japão, Letônia, Líbia, Malta, Marrocos, Nova Zelândia, Noruega, Paquistão, Peru, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Rússia, Síria, Suécia, Suíça, Tunísia, Turquia, Ucrânia.

Hospedeiros: *Agropyron repens*, *Agrostis*

spp., *Alopecurus pratensis*, *Anisantha* spp., *Apera spica-venti*, *Arrhenatherum elatius*, *Avena* spp., *Brachypodium ponticum*, *B. sylvaticum*, *Bromus* spp., *Dactylis glomerata*, *Digitaria sanguinalis*, *Elymus caninus*, *Festuca* spp., *Hordeum* spp., *Triticum aestivum*, *Koeleria* spp., *Lolium* spp., *Phalaris* spp., *Phleum pratense*, *Poa* spp., *Polypogon monspeliensis*, *Secale cereale*, *Setaria viridis*, *Sorghum vulgare*, *Stipa lagascae*, *Trisetum flavescens*, *Triticum* spp., *Vulpia ciliata*, *V. muralis*, *V. myuro*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Yan *et al.*, 2013); Teste de PCR-RFLP (Subbotin *et al.*, 1999). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 44/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. avenae* em importação de grãos de *Triticum aestivum*, *Triticum* spp.; sementes de *Triticum* spp.

***Heterodera cajani* Koshi, 1967**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Rao *et al.* (2011) e nos endereços eletrônicos <http://download.ceris.purdue.edu/file/2455> e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDCJ>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. cajani*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Egito, Índia, Myanmar, Paquistão.

Hospedeiros: *Cajanus cajan*, *C. platycarpus*, *Cicer arietinum*, *Crotalaria juncea*, *Cyamopsis tetragonolobus*, *Dolichos* spp., *Glycine max*, *Lablab purpureus*, *Phaseolus vulgaris*, *Phyllanthus maderaspatensis*, *Pisum sativum*, *Sesamum indicum*, *Sesbania* spp., *Vicia narbonensis*, *V. sativa*, *Vigna aconitifolia*, *Vigna mungo*, *V. radiata*, *V. unguiculata*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Rao *et al.*, 2011); Teste de Real Time PCR (Katsuta *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitos-

sanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. cajani* em importação de sementes de *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum* com partículas de solo.

***Heterodera ciceri* Volvas, Greco & Di Vito, 1985**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Volvas *et al.* (1985) e nos endereços eletrônicos https://www.google.com.br/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=3&cad=rja&uact=8&ved=0ahUKEwjx2v6O8uPNAhUIH5AKHWfQAN4QFgg2MAI&url=http%3A%2F%2Fdownload.ceris.purdue.edu%2Ffile%2F2456&usg=AFQjCNEmzG_4KnCtVcNT_bXtsaTNk1Xxhw e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDCI> e

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. ciceri*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Espanha, Itália, Jordânia, Líbano, Síria, Turquia.

Hospedeiros: *Cicer* spp., *Dianthus caryophyllus*, *Lathyrus sativus*, *Lens culinaris*, *Lupinus albus*, *Medicago rigidula*, *M. sativa*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Trifolium incarnatum*, *T. pratense*, *Vicia faba*, *V. sativa*, *Vigna unguiculata*.

Detecção: Teste de Trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mandani *et al.*, 2004); Teste de PCR-RFLP (Mandani *et al.*, 2004). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. ciceri* em importação de mudas ou plantas de *Dianthus caryophyllus*.

***Heterodera goettingiana* Liebscher, 1892**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Mulvey *et al.* (1979) e nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/hgoettin>.

htm e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDGO>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. goettingiana*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Alemanha, Argélia, Bélgica, Bulgária, China, Espanha, Estados Unidos, França, Holanda, Israel, Itália, Japão, Jordânia, Malta, Polônia, Portugal, Reino Unido, Rússia, Turquia, Ucrânia.

Hospedeiros: *Asperula arvensis*, *Cicer arietinum*, *Glycine hispida*, *G. max*, *Lathyrus* spp., *Lens culinaris*, *Lupinus* spp., *Medicago sativa*, *Pisum* spp., *Vicia* spp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mandani *et al.*, 2004); Teste de PCR-RFLP (Szalanski *et al.*, 1997; Mandani *et al.*, 2004). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. goettingiana* em importação de sementes de *Glycine max* e *Pisum sativum* com partículas de solo.

***Heterodera mediterranea* Vovlas, Inserra, Stone, 19810**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Vovlas *et al.* (1981) e no endereço eletrônico <https://gd.eppo.int/taxon/HETDMD>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. mediterranea*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Espanha, Itália.

Hospedeiros: *Olea europaea*, *Pistacia lentiscus*, *P. vera*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mandani *et al.*, 2004); Teste de PCR-

RFLP (Mandani *et al.*, 2004). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. mediterranea* em importação de estacas com raiz, mudas ou plantas de *Olea europaea*.

***Heterodera oryzae* Luc & Berdon-Brizuela, 1961**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Luc & Brizuela (1961), Nobbs *et al.* (1992), Rathore & Tiwari (2015) e nos endereços eletrônicos <https://gd.eppo.int/taxon/HETDOR> e <http://nematode.unl.edu/pest13.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. oryzae*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Bangladesh, Costa do Marfim, Ghana, Índia, Irã, Libéria, Paquistão, Senegal.

Hospedeiros: *Cyperus umbellatus*, *Musa acuminata*, *Oryza sativa*, *Pennisetum purpureum*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR-RFLP (Subbotin *et al.*, 2000). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. oryzae* em importação de sementes com partículas de solo de *Oryza sativa*.

***Heterodera oryzicola* Rao & Jayaprakash, 1978**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Rao & Jayaprakash (1978), Nobbs *et al.* (1992) e no endereço eletrônico <https://gd.eppo.int/taxon/HETDOC>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. oryzicola*: Disponíveis nas publicações de Shar-

ma (1998), Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Índia.

Gama de Hospedeiros: *Brachiaria decumbens*, *Cynodon dactylon*, *Musa paradisiaca*, *Oryza sativa*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Subbotin *et al.*, 2001). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. oryzicola* em importação de sementes de *Oryza sativa* com partículas de solo.

***Heterodera sacchari* Luc & Merni, 1963**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Audebert *et al.* (2000) nos endereços eletrônicos <https://gd.eppo.int/taxon/HETDSA> e <http://nematode.unl.edu/pest14.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. sacchari*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Benin, Burkina Faso, Chade, Congo, Costa do Marfim, Gâmbia, Ghana, Índia, Jamaica, Libéria, Nigéria, Paquistão, Tailândia, Senegal.

Hospedeiros: *Oryza sativa* e *Saccharum officinarum* são os hospedeiros principais, outros hospedeiros incluem *Axonopus compressus*, *Brachiaria brizantha*, *Cynodon dactylon*, *Echinochloa colona*, *Eleusine indica*, *Paspalum conjugatum*, *Saccharum* sp., *Urochloa brizantha*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Maafi *et al.*, 2007). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. sacchari* em importação de mudas de *Cynodon dactylon*, *Oryza sativa*, *Paspalum conjuga-*

tum, *Saccharum officinarum*.

***Heterodera schachtii* Schmidt, 1871**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Fosú-Nyarko *et al.* (2016) nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/hetschach.htm> e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDSC>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. schachtii*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: África do Sul, Albânia, Alemanha, Argélia, Austrália, Áustria, Azerbaijão, Bélgica, Bulgária, Canadá, Cazaquistão, Cabo Verde, Chile, China, Croácia, Dinamarca, Eslováquia, Espanha, Estados Unidos, Estônia, Finlândia, França, Gâmbia, Grécia, Holanda, Hungria, Irã, Iraque, Israel, Itália, Iugoslávia, Jordânia, Letônia, Líbia, Marrocos, México, Moldova, Paquistão, Peru, Polônia, Portugal, Quirquístão, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Rússia, Senegal, Sérvia, Síria, Suíça, Tunísia, Turquia, Ucrânia, Uruguai, Nova Zelândia.

Hospedeiros: *Agrostemma githago*, *Alliaria petiolata*, *Allium sativum*, *Alyssum argenteum*, *A. borzaeanum*, *A. maritimum*, *A. spinosum*, *Amaranthus* spp., *Ammophila arenaria*, *Ananas comosus*, *Anchusa officinalis*, *Anethum graveolens*, *Apium graveolen*, *Arabidopsis thaliana*, *Arabis alpina*, *A. arenosa*, *A. bellidifolia*, *A. caucasica*, *A. hirsuta*, *A. muralis*, *A. perfoliata*, *A. turrita*, *A. verna*, *Arachis hypogea*, *Armoracia rusticana*, *Atriplex confertifolia*, *A. hastata*, *A. hortensis*, *A. littoralis*, *A. patula*, *A. rosea*, *Aubrieta columnae*, *Aurinia saxatilis*, *Barbarea longirostris*, *B. verna*, *B. vulgaris*, *Berteroa incana*, *Beta* spp., *Beta vulgaris* var. *conditiva*, *Biscutella auriculata*, *B. laevigata*, *Brassica acephala*, *B. cernua*, *B. juncea*, *B. napus*, *B. nigra*, *B. oleracea*, *B. oleracea* var. *botrytis*, *B. oleracea* var. *capitata*, *B. oleracea* var. *gemmifera*, *B. oleracea* var. *gongyloides*, *B. oleracea* var. *acephala*, *B. oleracea* var. *italica*, *B. oleracea* var. *sabauda*, *B. rapa*, *B. sinapis*, *Bunias orientalis*, *Calepina corvini*, *Camelina sativa*, *Capsella bursa-pastoris*, *Cardamine impatiens*, *C. pratensis*, *Cardaria draba*, *Chaenorrhinum minus*, *Cheiranthus* spp., *Chenopodium* spp., *Chorispora tenella*, *Cicer arietinum*, *Ci-*

chorium intybus, Cochlearia glastifolia, C. officinalis, Consolida orientalis, Crambe abyssinica, Descurainia sophia, Dianthus spp., Diplotaxis eruroides, D. tenuifolia, Erodium cicutarium, Erysimum spp., Euphorbia peplus, Galeopsis spp., Galium aparine, Glycine hispida, Gypsophila acutifolia, G. elegans, Hablitzia tamnoides, Halimione portulacoides, Helianthus annuus, H. tuberosus, Holosteum umbellatum, Hordeum vulgare, Iberis spp., Isatis tinctoria, Lactuca sativa, Lamium spp., Lathyrus spp., Lens culinaris, Lepidium sativum, Linaria vulgaris, Lobularia maritima, Lopezia coronata, Lunaria annua, L. redeviva, Lupinus mutabilis, Lupinus nanus, Lycopsis arvensis, Malcolmia maritima, Matricaria sp., Medicago lupulina, M. sativa, Mentha arvensis, Moricandia sonchifolia, Myagrum perfoliatum, Myosotis sylvatica, Myosurus minimus, Nasturtium microphyllum, N. officinale, Neslia paniculata, Papaver rhoeas, Pastinaca sativa, Peltaria alliacea, Petroselinum crispum, Phaseolus spp., Phleum pratense, Phytolacca acinosa, Pisum sativum, Plantago lanceolata, Polygonum spp., Portulaca grandiflora, P. oleracea, Raphanus spp., Rapistrum perenne, R. rugosum, Reseda lútea, R. odorata, Rheum rhabarbarum, R. rhaponticum, Rhynchosinapis erucastrum, Rorippa amphibia, R. islandica, Rumex spp., Saccharum officinarum, Saponaria ocymoides, S. officinalis, Senecio vernalis, S. vulgaris, Sesbania exaltata, S. macrocarpa, Silene spp., Sinapis spp., Sisymbrium spp., Solanum lycopersicum, S. nigrum, S. peruvianum, S. pimpinellifolium, S. sarrachoides, S. tuberosum, Sonchus asper, S. oleraceus, Spinacia glabra, S. oleracea, Stellaria media, Taraxacum officinale, Teesdalia nudicaulis, Tetragonia tetragonioides, Thlaspi arvense, Trifolium spp., Tropaeolum majus, T. peregrinum, U. dioica, U. uren, Vaccaria pyramidata, Veronica officina, Vicia benghalensis, V. faba, V. hirsuta, Vigna angularis, V. unguiculata, Viola tricolor, Vitis sp. Zea mays.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mandani *et al.*, 2004); Teste de PCR-RFLP (Szalanski *et al.*, 1997; Mandani *et al.*, 2004). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 20/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. schachtliem* importação de sementes de *Beta vulgaris* var. *conditiva*.

Heterodera trifolii Goffart, 1932

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Wouts & Sturhan (1978), Inserra *et al.* (1993) e nos endereços eletrônicos <http://plp-nemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G060S8.HTM> e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDTR>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. trifolii*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Austrália, Canadá, Costa do Marfim, Cuba, Espanha, Estados Unidos, França, Havaí, Índia, Israel, Itália, Nova Zelândia, Porto Rico, República Dominicana, Guiana.

Hospedeiros: Ataca 86 espécies em nove famílias botânicas, incluindo *Agrostemma githago*, *Beta corolliflora*, *B. lomatogona*, *B. macrocarpa*, *B. maritima*, *B. pátula*, *B. vulgaris*, *B. vulgaris x procumbens*, *B. juncea*, *B. napus*, *B. oleracea* var. *sabauda*, *B. oleracea* var. *gongyloides*, *B. oleracea* var. *capitata*, *B. oleracea* var. *gemmifera*, *B. oleracea* var. *botrytis*, *B. rapa*, *Cerastium arvense*, *C. perfoliatum*, *Chenopodium glaucum*, *Cicer arietinum*, *C. songaricum*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita maxima*, *C. pepo*, *Desmodium canum*, *D. uncinatum*, *Dianthus* spp., *Galeopsis* spp., *Glycine hispida*, *Gypsophila acutifolia*, *G. elegans*, *Hebe X andersonii*, *Isatis tinctoria*, *Lamium molle*, *Lathyrus* spp., *Lens* spp., *Lespedeza stipulacea*, *L. striata*, *Lilium* spp., *Lotus corniculatus*, *Lupinus* spp., *Lychnis chalconica*, *L. coronária*, *L. floscuculi*, *Medicago sativa*, *M. truncatula*, *Melandrium rubrum*, *Melilotus alba*, *M. officinalis*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Polygonum persicaria*, *Raphanus sativus*, *Rheum rhabarbarum*, *R. rhaponticum*, *Rumex* spp., *Saponaria* spp., *Scleranthus annuus*, *Sesbania grandiflora*, *S. macrocarpa*, *Silene* spp., *Sinapis alba*, *Sinningia speciosa*, *Solanum lycopersicum*, *S. peruvianum*, *S. pimpinellifolium*, *S. tuberosum*, *Spergula arvensis*, *Spinacia oleracea*, *Stellaria media*, *Trifolium* spp., *Vaccaria pyramidata*, *Veronica persica*, *Vicia* spp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Amiri *et al.*, 2002); Teste de PCR-RFLP (Szalanski *et al.*, 1997; Amiri *et al.*, 2002). Con-

forme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. trifolii* em importação de bulbos de *Lilium* spp.; mudas com raiz ou plantas de *Dianthus* spp.

***Heterodera zae* Koshy, Swarup, and Sethi, 1970**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Koshy *et al.* (1970) e, nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/pest15.htm>, <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G060S57.HTM> e <https://gd.eppo.int/taxon/HETDZE>.

Chave para a identificação de espécies de *Heterodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *H. zae*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), de Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/hzeae.htm>.

Distribuição geográfica: Afeganistão, Egito, Estados Unidos, Grécia, Índia, Paquistão, Portugal, Tailândia.

Gama de Hospedeiros: *Agropyron smithii*, *Alopecurus pratensis*, *Avena sativa*, *Bambusa* sp., *Bouteloua curtipendula*, *Brachiaria platyphylla*, *Calamagrostis epigeios*, *Capsicum annuum*, *Citrus* sp., *Coix lachryma-jobi*, *Corchorus capsularis*, *Echinochloa* spp., *Festuca elatior*, *F. rubra*, *Hordeum vulgare*, *Leptochloa dubia*, *Lolium perenne*, *Muhlenbergia montana*, *Oryza sativa*, *Panicum capillare*, *Pennisetum setaceum*, *Phalaris arundinacea*, *Phleum pratense*, *Phragmites australis*, *Poa* spp., *Prunus dulcis*, *Pyrus communis*, *Raphanus sativus*, *Saccharum* spp., *Setaria indica*, *S. italica*, *Sorghum bicolor*, *Solanum lycopersicon*, *Stipa viridula*, *Tripsacum dactyloides*, *Triticum aestivum*, *Zea mays*, *Zea mexicana*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR-RFLP (Szalanski *et al.*, 1997; Skantar *et al.*, 2012). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *H. zae* em importação de sementes com partículas de solo de *Avena sativa*,

Oryza sativa, *Triticum aestivum*, *Triticum* spp., *Zea mays*.

***Meloidogyne chitwoodi* Golden, O'Bannon, Santo & Finley, 1980**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Golden *et al.* (1980), Perry *et al.* (2009) e nos endereços eletrônicos <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G076S8.htm> e <http://www.inspection.gc.ca/plants/plant-pests-invasive-species/nematodes-other/columbia-root-knot-nematode/fact-sheet/eng/1327336999815/1327337651479>.

Chave para a identificação de espécies de *Meloidogyne* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *M. chitwoodi*: Disponíveis nas publicações de Perry *et al.* (2009), Humphreys-Pereira & Elling (2014) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/melchit.htm>.

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Argentina, Bélgica, Estados Unidos, França, Holanda, Itália, México, Moçambique, Portugal, Turquia.

Hospedeiros: *Acer* spp., *Adiantum* sp., *Aegilops squarrosa*, *Agropyron* spp., *Allium cepa*, *A. moly*, *Apium graveolens*, *Arrhenatherum elatius*, *Astragalus* spp., *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Betula* spp., *Borago officinalis*, *Brassica campestris*, *B. napus*, *B. oleracea* var. *botrytis*, *B. oleracea* var. *italica*, *Bromus* spp., *Canavalia ensiformis*, *Capsella bursa-pastoris*, *Capsicum annuum*, *Cichorium endivia*, *Cichorium intybus*, *Cirsium arvense*, *C. vulgare*, *Clematis* sp., *Coronilla varia*, *Cotoneaster dielsianus*, *Dactylis glomerata*, *Dahlia* sp., *Delphinium* sp., *Dicentra* spp., *Erica cinerea*, *Fagopyrum* spp., *Festuca* spp., *Fragaria ananassa*, *Galinsoga parviflora*, *Gladiolus* sp., *Helianthus annuus*, *Hordeum* spp., *Iris* sp., *Laburnum anagyroides*, *Leymus cinereus*, *Lilium* sp., *Lonicera* spp., *Lotus corniculatus*, *Lupinus albus*, *Medicago* spp., *Melilotus officinalis*, *Mucuna deeringiana*, *Narcissus* sp., *Oenothera speciosa*, *Panicum capillare*, *Pascopyrum smithii*, *Paspalum vaginatum*, *Petroselinum crispum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Potentilla fruticosa*, *Psathyrostachys* spp., *Pseudoroegneria* spp., *Raphanus sativus*, *Scilla siberica*, *Secale cereale*, *Senecio vulgaris*, *Sinapis alba*, *Solanum* spp.,

Sonchus asper, *Sorghum bicolor*, *S. vulgare*, *Tagetes* spp., *Thinopyrum bessarabicum*, *Triticum* spp., *Tulipa* spp., *Valeriana officinalis*, *Vitis* spp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPP, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Petersen & Vrain, 1996; Wishart *et al.*, 2002; Adam *et al.*, 2007); Teste de *Multiplex Real Time* PCR (Zijlstra & Van Hoof, 2006); Teste de SCAR-PCR (Adam *et al.*, 2007). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 18/2004, IN 06/2005, IN 06/2006, IN 04/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *M. chitwoodi* em importação de estacas com raiz de *Vitis vinifera*; mudas de *Dahlia* spp., *Paspalum vaginatum*, *Vitis vinifera*; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Meloidogyne fallax* Karssen, 1996**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Karssen (1996), de Perry *et al.* (2009), nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/pest39.htm> e <http://download.ceris.purdue.edu/file/2284>.

Chave para a identificação de espécies de *Meloidogyne* (endoparasita sedentário) associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *M. fallax*: Disponíveis na publicação de Perry *et al.* (2009) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/melfallax.htm>

Distribuição geográfica: Alemanha, Austrália, Bélgica, França, Holanda, Nova Zelândia, Reino Unido, Suíça.

Hospedeiros: *Acer palmatum*, *Aconitum napellus*, *Adiantum* sp., *Allium moly*, *Apium graveolens*, *Asparagus officinalis*, *Astilbe* sp., *Avena ludoviciana*, *Beta vulgaris*, *Betula pendula*, *Borago officinalis*, *Capsicum annuum*, *Caragana arborescens*, *Chionodoxa luciliae*, *Cichorium endivia*, *Cichorium intybus*, *Clematis* sp., *Convallaria majalis*, *Cornus sanguinea*, *Crocus* sp., *Dahlia* sp., *Daucus carota*, *Delphinium* sp., *Dicentra* spp., *Fagopyrum* sp., *Foeniculum vulgare*, *Fragaria ananassa*, *Galanthus nivalis*, *Gladiolus* sp., *Hemerocallis* sp., *Hordeum vulgare*, *Hyacinthus* sp., *Iris* sp., *Laburnum anagyroides*, *Lilium* sp., *Lolium multiflorum*, *Lonicera xylosteum*, *Medicago sativa*, *Muscari armeniacum*, *Narcissus* sp., *Oenothera*

erythrosepala, *O. speciosa*, *Petroselinum crispum*, *Phacelia tanacetifolia*, *Phaseolus vulgaris*, *Potentilla fruticosa*, *Prunus avium*, *Raphanus sativus*, *Scilla siberica*, *Scorzonera hispanica*, *Secale cereale*, *Sinapis alba*, *Solanum* spp., *Solanum tuberosum*, *Tagetes* spp., *Triticum* spp., *Tulipa* sp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPP, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Petersen & Vrain, 1996; Wishart *et al.*, 2002; Adam *et al.*, 2007); Teste de *Multiplex Real Time* PCR (Zijlstra & Van Hoof, 2006); Teste de SCAR-PCR (Adam *et al.*, 2007). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *M. fallax* em importação de mudas ou plantas de *Fragaria ananassa*; de substrato e meio de crescimento que acompanham plantas; de tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Stone & Burrows (1985), Souza (2001), Harveson (2014) e nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/naberrans.htm> e <https://gd.eppo.int/taxon/NACOBABA>.

Chave para a identificação de espécies de *Nacobbus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *N. aberrans*: Disponíveis nas publicações de Manzanilla-López *et al.* (2002), de Laxet *et al.* (2006) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/nacobbsp.htm>.

Distribuição geográfica: Argentina, Bolívia, Chile, Equador, Estados Unidos, México, Peru, Reino Unido, Rússia.

Hospedeiros: *Atriplex confertifolia*, *Beta vulgaris*, *Brassica napus*, *B. nigra*, *B. oleracea acephala*, *B. oleracea* var. *gemmifera*, *B. oleracea* var. *botrytis*, *B. oleracea* var. *capitata*, *B. oleracea* var. *gongyloides*, *B. rapa*, *Capsicum*, *Chenopodium album*, *Coryphantha vivipara*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita pepo*, *Daucus carota*, *Gaillardia pulchella*, *Kochia scoparia*, *Lactuca sativa*, *Matthiola* sp., *Opuntia fragilis*, *O. macorrhiza*, *Pisum sativum*, *Raphanus sativus*, *Sal-*

sola kali, *Spinacia oleracea*, *Solanum esculentum*, *S. melongena*, *S. peruvianum*, *S. pimpinellifolium*, *S. sparsipilum*, *S. tuberosum*, *Stellaria media*, *Tragopogon porrifolius*, *Tribulus terrestris*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Anthoine & Mugniéry, 2005; Atkinset *al.*, 2005; Vovlaset *al.*, 2007; Lax *et al.*, 2014); Teste de PCR-RFLP (Vovlaset *al.*, 2007). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às Port. 129/1997, IN 74/2003, IN 18/2004, IN 27/2004, IN 06/2005, IN 06/2006, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *N. aberrans* em importação de raiz de *Beta vulgaris*; sementes de *Cucurbita pepo*; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Nacobbus dorsalis* Thorne & Allen, 1944**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Thorne & Allen (1944) e nos endereços eletrônicos <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxamnus/G085mnu.htm> e <https://gd.eppo.int/taxon/NACODO/documents>.

Chave para a identificação de espécies de *Nacobbus* (endoparasita sedentário) associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *N. dorsalis*: Disponíveis na publicação de Manzanilla-López *et al.* (2002) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/nacobbsp.htm>.

Distribuição geográfica: Estados Unidos.

Hospedeiros: *Amsinckia* sp., *Citrullus lanatus*, *Erodium cicutarium*, *Hordeum vulgare*, *Olea europaea*, *Prunus* spp., *Salsola kali*, *Salvia* sp., *Solanum tuberosum*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Atkinset *al.*, 2005). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 06/2006, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *N. dorsalis* em importação de mudas de *Olea europaea*; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

Pratylenchus crenatus Loof, 1960

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007), Kumari (2015), Chałañska *et al.* (2016) e, nos endereços eletrônicos <http://plant-clinic.bpp.oregonstate.edu/nematodes-pratylenchus> e <http://nematode.unl.edu/pcrenat.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Pratylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *P. crenatus*: Disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007) e Kumari (2015).

Distribuição geográfica: Alemanha, Argentina, Austrália, Bélgica, Canadá, Chile, Chipre, Eslovênia, Estados Unidos, Estônia, Holanda, Itália, Japão, Noruega, Polônia, República Tcheca, Suécia, Ucrânia.

Hospedeiros: *Abies* sp., *Acer* sp., *Aira caryophylla*, *Alnus* sp., *Anthurium andreanum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp., *Asparagus officinalis*, *Aster* sp., *Astilbe* spp., *Avena sativa*, *Begonia elatior*, *Begonia semperflorens*, *Begonia tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Begonia* sp., *Beta vulgaris*, *Betula* sp., *Chrysanthemum coccineum*, *C. leucanthemum*, *C. maximum*, *Cichorium endivia*, *C. intybus*, *Cimicifuga* sp., *Convallaria majalis*, *Corylus* sp., *Crataegus* sp., *Cucumis melo*, *Cynara scolymus*, *Dahlia* spp., *Daucus carota*, *Fragaria chiloensis*, *Fragaria* spp., *Fuchsia* spp., *Helleborus niger*, *Hordeum distichum*, *H. vulgare*, *Humulus lupulus*, *Hydrangea* spp., *Iris* sp., *Jasminum* sp., *Laburnum anagyroides*, *Lactuca sativa*, *Lilium* spp., *Lotus corniculatus*, *Malus sylvestris*, *Miscanthus giganteus*, *Musa* sp., *Narcissus* sp., *Nolana* sp., *Olea europaea*, *Panicum virga*, *Papaver somniferum*, *Pernettya* sp., *Petunia* spp., *Phlox* sp., *Picea* sp., *Pinus* spp., *Pisum sativum*, *Poa annua*, *Polypodiaceae* sp., *Populus* sp., *Prunus armeniaca*, *P. avium*, *P. dulcis*, *P. persica*, *Pseudotsuga menziesii*, *P. communis*, *Prunus* spp., *Pyrus communis*, *Raphanus raphanistrum*, *Rhododendron* sp., *Rosa* spp., *Rubus* sp., *Scabiosa caucasica*, *Scorzonera hispanica*, *Secale cereale*, *Sequoia* sp., *Solanum lycopersicum*, *S. tuberosum*, *Sorbus aucuparia*, *Spergula arvensis*, *Stellaria media*, *Trifolium pratense*, *T. repen*, *Vaccinium* sp., *Vicia* sp., *Vitis vinifera*, *Wisteria* sp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Se-

quenciamento (Kumari, 2015); Teste de *Multiplex* PCR (Mekete *et al.*, 2011). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *P. crenatus* em importação de estacas com raiz de *Fragaria* spp., *Fuchsia* spp., *Hydrangea* spp., *Olea europaea*, *Petunia* spp., *Pinus* spp., *Prunus* spp., *Pyrus communis*, *Rhododendron* spp., *Rosa* spp.; mudas de *Anthurium andreaum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp., *Aster* spp., *Astilbe* spp., *Begonia elatior*, *Begonia semperflorens*, *Begonia tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum coccineum*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Chrysanthemum maximum*, *Dahlia* spp., *Fragaria* spp., *Fuchsia* spp., *Hydrangea* spp., *Olea europaea*, *Petunia* spp., *Pinus* spp., *Prunus* spp., *Pyrus communis*, *Rhododendron* spp., *Rosa* spp.; plantas de *Anthurium andreaum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp., *Aster* spp., *Astilbe* spp., *Begonia elatior*, *Begonia semperflorens*, *Begonia tuberhybrida*, *Begonia x hiemalis*, *Chrysanthemum coccineum*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Chrysanthemum maximum*, *Fragaria* spp., *Fuchsia* spp., *Hydrangea* spp., *Olea europaea*, *Petunia* spp., *Pinus* spp., *Prunus* spp., *Pyrus communis*, *Rhododendron* spp., *Rosa* spp.; rizomas de *Anthurium andreaum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp.; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Pratylenchus fallax* Seinhorst 1968**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Castillo & Vovlas (2007) e nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/pest65.htm> e <http://nematode.unl.edu/pfallax.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Pratylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *P. fallax*: Disponíveis nas publicações de Handoo *et al.* (2001) e Castillo & Vovlas (2007).

Distribuição geográfica: Bélgica, Canadá, Reino Unido, França, Holanda, Itália, Japão.

Hospedeiros: *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Brassica napus* var. *oleifera*, *Chrysanthemum* sp., *Convallaria majalis*, *Hordeum vulgare*, *Malus domestica*, *Medicago sativa*, *Poa pratensis*, *Rosa* sp.,

Trifolium sp., *Triticum aestivum*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Handoo *et al.*, 2001). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015 e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *P. fallax* em importação de estacas com raiz, mudas ou plantas de *Chrysanthemum* spp., *Malus domestica*, *Rosa* spp.

***Pratylenchus goodeyi* Sher & Allen, 1953**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007), Zhang *et al.* (2015) e nos endereços eletrônicos <http://www.promusa.org/Pratylenchus+goodeyi> e <http://plpne-mweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G105s11.HTM>.

Chave para a identificação de espécies de *Pratylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *P. goodeyi*: Disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007), Handoo *et al.* (2008) e Zhang *et al.* (2015).

Distribuição geográfica: Austrália, Burundi, Camarões, China, Egito, Etiópia, Espanha, Grécia, Portugal, Quênia, Ruanda, Tanzânia, Uganda.

Hospedeiros: *Ananas comosus*, *Ensete ventricosum*, *Heliconia* sp., *Huechera* sp., *Musa acuminata*, *Musa ornata*, *Musa x paradisíaca*, *Phaseolus vulgaris*, *Strelitzia* sp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Zhang *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *P. goodeyi* em importação de mudas com raiz ou rizomas de *Heliconia* spp., *Musa* spp..

***Pratylenchus scribneri* Steiner, 1943**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007), Yan *et*

al. (2016) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/pscrib.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Pratylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *P. scribneri*: Disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007) e Yan *et al.* (2016).

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Argentina, Bulgária, Canadá, Chile, Croácia, Egito, Eslovênia, Estados Unidos, Holanda, Índia, Irã, Israel, Itália, Japão, Jordânia, Oman, México, Suíça, Turquia.

Hospedeiros: *Allium cepa*, *Amaranthus* sp., *Amaryllis* sp., *Anthurium* sp., *Beta vulgaris*, *Brassica oleracea* var. *botrytis*, *Brassica oleracea* var. *capitata*, *Capsicum frutescens*, *Carpinus caroliniana*, *Celtis laevigata*, *Chenopodium* sp., *Chrysanthemum morifolium*, *Cymbidium* sp., *Cypripedium* sp., *Dahlia* sp., *Daucus carota*, *Digitaria sanguinalis*, *Fragaria chiloensis*, *F. ananassa*, *Glycine max*, *Hordeum vulgare*, *Malus* spp., *Medicago sativa*, *Mentha spicata*, *Miscanthus giganteus*, *Musa* sp., *Nicotiana tabacum*, *Ocimum basilicum*, *Panicum virgatum*, *Phaseolus limensis*, *P. lunatus*, *P. vulgaris*, *Prunus persica*, *Raphanus sativus*, *Rosa* sp., *Saccharum officinarum*, *Solanum lycopersicum*, *Sorghum bicolor*, *S. vulgare*, *Tribulus terrestris*, *Trifolium pratense*, *Triticum aestivum*, *Uniola* sp., *Vitis* sp., *Zea mays*, *Zoysia matrella*.

Deteção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Yan *et al.*, 2016). Conforme a DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às Port. 129/1997, IN 06/2005, IN 06/2006, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *P. scribneri* em importação de bulbos de *Amaryllis* spp., *Dahlia* spp.; estacas com raiz de *Chrysanthemum* spp., *Dahlia* spp., *Fragaria ananassa*, *Malus* spp., *Prunus persica*, *Rosa* spp., *Vitis vinifera*; mudas ou plantas de *Anthurium andreaum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp., *Chrysanthemum* spp., *Dahlia* spp., *Fragaria ananassa*, *Malus* spp., *Prunus persica*, *Rosa* spp., *Vitis vinifera*, rizomas de *Anthurium* spp.; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Pratylenchus thornei* Sher & Allen, 1953**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂

a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007), Chafańska *et al.* (2016) e no endereço eletrônico <https://grdc.com.au/Research-and-Development/GRDC-Update-Papers/2016/02/how-long-does-it-take-to-reduce-Pratylenchus-thornei-populations-in-the-soil>.

Chave para a identificação de espécies de *Pratylenchus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *P. thornei*: Disponíveis nas publicações de Castillo & Vovlas (2007) e Troccoli *et al.* (2008).

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Arábia Saudita, Argélia, Argentina, Austrália, Bélgica, Bulgária, Canadá, Chile, Coreia, Croácia, Chipre, Dinamarca, Egito, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Grécia, Holanda, Índia, Inglaterra, Irã, Israel, Itália, Japão, Jordânia, Líbia, Marrocos, México, Paquistão, Polônia, Portugal, Quênia, Romênia, Síria, Sudão, Tadjiquistão, Turquia, Tunísia, Uruguai, Venezuela.

Hospedeiros: *Aegilops* spp., *Agropyron* spp., *Agrostis* sp., *Allium cepa*, *A. sativum*, *Amaranthus palmeri*, *A. retroflexus*, *Ammi visnaga*, *Anethum graveolens*, *Apium graveolens*, *Araucaria* sp., *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Avena fatua*, *A. sativa*, *Bassia scoparia*, *Beta vulgaris*, *Brassica campestris*, *B. juncea*, *B. napus*, *B. oleracea*, *Bromus* spp., *Camelina sativa*, *Capsicum frutescens*, *Carthamus tinctorius*, *Carya illinoensis*, *Casuarina* sp., *Cedrus deodara*, *Cedrus* sp., *Chenopodium album*, *Cicer arietinum*, *Cichorium intybus*, *Citrus sinensis*, *Conyza canadensis*, *Coriandrum sativum*, *Crotalaria juncea*, *Cucumis melo*, *Cupressus* sp., *Cynara scolymus*, *Cynodon dactylon*, *Dahlia* sp., *Daucus carota*, *Dichondra* sp., *Digitaria sanguinalis*, *Dystaenia ibukiensis*, *Elymus* spp., *Elytrigia* spp., *Eucalyptus* sp., *Euphorbia humistrata*, *Festuca* sp., *Ficus carica*, *Foeniculum vulgare*, *Fragaria ananassa*, *Fragaria chiloensis*, *Fraxinus* sp., *Gleditsia* sp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Helichrysum bracteatum*, *Hordeum murinum*, *H. vulgare*, *Hydrangea* sp., *Hyoscyamus* spp., *H. niger*, *Hypericum* sp., *Iberis* sp., *Iris* sp., *Juglans* sp., *Juncus* sp., *Lactuca sativa*, *Lens culinaris*, *Ligustrum* sp., *Lilium* sp., *Linum* sp., *Lippia* sp., *Lotus purshianus*, *Lupinus* sp., *Magnolia* sp., *Malus domestica*, *M. sylvestris*, *Malva rotundifolia*, *M. sylvestris*, *Matricaria chamomilla*, *Medicago* spp., *Mentha piperita*, *Mesembryanthemum* sp.,

Musa ornata, Olea europaea, Oryza sativa, Panicum virgatum, Paspopyrum smithii, Paspalum dilatatum, Pennisetum clandestinum, Peperomia sp., Persea americana, Phaseolus spp., Philodendron spp., Pinus radiata, Pisum sativum, Plantago ovata, Platanus sp., Poa annua, P. secunda, Prunus armeniaca, P. avium, P. cerasifera, P. cerasus, P. domestica, P. dulcis, P. persica, Prunus spp., Pyrus communis, Pseudoroegneria spicata, Quercus sp., Raphanus sativus, Rosa spp., Rubus sp., Rumex sp., Salix sp., Salsola tragus, Scindapsus sp., Secale cereale, Solanum tuberosum, Sorghum bicolor, S. halepense, S. drummondii, Spinacia oleracea, Sequoiadendron giganteum, Setaria viridis, Sinapis alba, Sisymbrium altissimum, Solanum lycopersicum, S. tuberosum, Taraxacum officinale, Thuja sp., Trachyspermum ammi, Trifolium repens, T. resupinatum, T. subterraneum, Trigonella foenum-graecum, Tripsacum dactyloides, Triticosecale sp., Triticum aestivum, T. durum, T. turgidum, T. vulgare, Typha sp., Ulmus sp., Vicia benghalensis, V. faba, V. sativa, V. villosa, Vigna unguiculata, Vitis vinifera, Vulpia myuros, Zea mays, Zingiber sp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mokriniet *et al.*, 2016); Teste de *Real Time* PCR (Yan *et al.*, 2012). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 72/2004, IN 06/2005, IN 27/2006, IN 03/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, IN 23/2015, é obrigatória a análise para *P. thornei* em importação de estacas com raiz de *Rosa* spp. *Vitis vinifera*; mudas ou plantas de *Helichrysum bracteatum, Hydrangea* spp., *Olea europaea, Philodendron* spp., *Prunus* spp., *Rosa* spp., *Vitis vinifera, Fragaria ananassa*; sementes de *Arachis hypogaea*; tubérculos de *Solanum tuberosum*.

***Punctodera chalcoensis* Stone, Sosa Moss & Mulvey, 1976**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis na publicação de Stone *et al.* (1976) e nos endereços eletrônicos <http://nematode.unl.edu/puncds.htm> e <http://nematode.unl.edu/pest29.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Punctodera* associadas às informações morfológi-

cas e morfométricas que permitem a identificação de *P. chalcoensis*: Disponíveis nas publicações de Stone *et al.* (1976), Mulvey & Golden (1983) e Subbotin *et al.* (2010).

Distribuição geográfica: México

Gama de Hospedeiros: *Zea mays, Zea mexicana*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013), Teste de PCR e Sequenciamento (Sabo *et al.*, 2002; Gibson *et al.*, 2011; De Luca *et al.*, 2013; Doboszet *et al.*, 2013). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, IN 23/2015, é obrigatória a análise para *P. chalcoensis* em importação de sementes com partículas de solo de *Zea mays*.

***Punctodera punctata* (Thorne, 1928) Mulvey & Stone, 1976 (syn. *Heterodera punctata* Thorne, 1928)**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Sharma (1998), Mulvey & Stone (1976) e nos endereços eletrônicos <https://gd.eppo.int/taxon/HETDPU> e <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G109s1.HTM>.

Chave para a identificação de espécies de *Punctodera* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *Punctodera punctata*: Disponíveis nas publicações de Sharma (1998), Sabo *et al.* (2002), Subbotin *et al.* (2010) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/heteds.htm>.

Distribuição geográfica: Alemanha, Canadá, Estados Unidos, Holanda, Hungria, Inglaterra, México, Polônia, Rússia.

Hospedeiros: *Agrostis capillaris, A. stolonifera, A. stolonifera* var. *palustris, Avena sativa, Festuca rubra, Hordeum vulgare, Lolium perenne, Poa annua, P. pratensis, Triticum* sp., *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Sabo *et al.*, 2002). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 06/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a

análise para *H. punctata* em importação de sementes com partículas de solo de *Zea mays*.

***Radopholus citrophilus* Huettel, Dickson and Kaplan, 1984** (anteriormente denominado como *Radopholus similis* raça citri)

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um endoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Huettel *et al.* (1984), Huettel & Yaegashi (1988) e no endereço eletrônico <http://nematode.unl.edu/rcitrop.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Radopholus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *R. citrophilus*: Disponíveis nas publicações de Cares & Andrade (2006), Huettel *et al.* (1984) e Huettel & Yaegashi (1988).

Distribuição geográfica: Costa do Marfim, Cuba, Estados Unidos, Porto Rico, República Dominicana, Guiana.

Hospedeiros: *Anthurium* spp., *Calathea* spp., *Citrofortunella microcarpa*, *Citrus limon*, *Citrus paradisi*, *Citrus sinensis* x *Poncirus trifoliata*, *Daucus carota*, *Rotylenchulus parvus*, *Bougainvillea* sp., *Carica papaya*, *Carissa* sp., *Crotalaria juncea*, *Cupressus* sp., *Cynodon dactylon*, *Cyperus* sp., *Fortunella* spp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Hordeum vulgare*, *Lactuca sativa*, *Macadamia* sp., *Medicago sativa*, *Musa* spp., *Nicotiana tabacum*, *Olea europaea*, *Pennisetum americanum*, *Persea americana*, *Phaseolus vulgaris*, *Philodendron* spp., *Pittosporum* sp., *Poncirus trifoliata*, *Saccharum officinalis*, *Saccharum officinarum*, *Solanum lycopersicum*, *S. tuberosum*, *Sorghum bicolor*, *Strelitzia* spp., *Thymus* sp., *Vigna unguiculata*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR -RFLP (Fallas *et al.*, 1996; Elbadri *et al.*, 2002); Teste de SCAR-PCR (Kaplan *et al.*, 1996). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *R. citrophilus* em importação de estacas com raiz de *Philodendron* spp.; mudas ou plantas de *Anthurium andreanum*, *Anthurium scherzerianum*, *Anthurium* spp., *Calathea* spp., *Musa* spp., *Philodendron* spp., *Strelitzia* spp.; rizomas de *A. andreanum*,

A. scherzerianum, *Anthurium* spp., *Musa* spp., *Strelitzia* spp..

Rotylenchulus parvus Sher, 1961

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um semi-endoparasita sedentário, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Robson *et al.* (1997), Van Den Berg *et al.* (2016) e no endereço eletrônico <http://www.plantwise.org/KnowledgeBank/Data-sheet.aspx?dsid=47891>.

Chave para a identificação de espécies de *Rotylenchulus* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *R. parvus*: Disponível na publicação de Robson *et al.* (1997).

Distribuição Geográfica: África do Sul, Austrália, Chipre, Costa do Marfim, Egito, Estados Unidos, Ilhas Virgens, Ilhas Maurício, Índia, Irã, Malawi, Moçambique, Paquistão, Quênia, República Dominicana, Somália, Tanzânia, Uganda, Zâmbia, Zimbábue.

Hospedeiros: *Arachis hypogaea*, *Carica papaya*, *Crotalaria juncea*, *Cynodon dactylon*, *Gossypium hirsutum*, *Hordeum vulgare*, *Nicotiana tabacum*, *Olea europaea*, *Pennisetum glaucum*, *Saccharum officinarum*, *Vigna unguiculata*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Van Den Berg *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 03/2007, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *R. parvus* em importação de estacas com raiz ou mudas de *Olea europaea*; sementes de *Arachis hypogaea*.

***Subanguina radicola* (Greeff, 1872) Paramonov, 1968**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Mitkowski (2007), Singh *et al.* (2013) e nos endereços eletrônicos <http://plp-nemweb.ucdavis.edu/Nemaplex/Taxadata/G124S1.HTM> e <http://nematode.unl.edu/tylench/anguin/subangui/subads.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Subanguina* associadas às informações morfológicas

e morfométricas que permitem a identificação de *S. radicola*: Disponíveis nas publicações de Brzeski (1981), Siddiqi (2000) e Hons (2008).

Distribuição geográfica: Alemanha, Arábia Saudita, Argentina, Bulgária, Canadá, China, Equador, Estados Unidos, Estônia, Holanda, Inglaterra, Índia, Nova Zelândia, Noruega, Polônia, Romênia, Sérvia, Ucrânia.

Hospedeiros: *Poa annua*, *P. pratensis*, *P. trivialis*, *Triticum* spp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Mitkowski, 2007; Hons, 2008). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, é obrigatória a análise para *S. radicola* em importação de mudas de grama.

***Xiphinema diversicaudatum* (Micoletzky, 1927) Thorne, 1939**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Brown & Topham (1985), Perry & Moens (2013) e no endereço eletrônico http://entnemdept.ufl.edu/creatures/nematode/dagger_nematode.htm.

Chave para a identificação de espécies de *Xiphinema* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *X. diversicaudatum*: Disponíveis nas publicações de Coomans *et al.* (2001), Siddiqi (2000) e Hons (2008).

Distribuição geográfica: África do Sul, Alemanha, Áustria, Bélgica, Bulgária, Croácia, Dinamarca, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, França, Holanda, Índia, Itália, Iugoslávia, Marrocos, Moldávia, Nova Zelândia, Noruega, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Rússia, Suécia, Suíça, Turquia, Ucrânia.

Hospedeiro: *Abelmoschus esculentus*, *Apium graveolens*, *Arabidopsis thaliana*, *Arachis hypogaea*, *Chamaecyparis lawsoniana*, *Chrysanthemum* spp., *Citrus* sp., *Cucumis sativus*, *Dianthus caryophyllus*, *Ficus* sp., *Rosa* sp., *Fragaria* sp., *Glycine hispida*, *Glycine max*, *Impatiens balsamina*, *Juniperus communis*, *Lilium* spp., *Lolium perenne*, *Mercurialis perenni*, *Persea americana*, *Petunia hybrida*, *Prunus armenia-*

ca, *P. persica*, *Pyrus communis*, *Ribes nigrum*, *Rosa canina*, *R. chinensis*, *R. multiflora*, *Rubus idaeus*, *Saccharum officinarum*, *Sambucus nigra*, *Solanum lycopersicum*, *Triticum spelta*, *Vitis* sp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Wang *et al.*, 2002; Mokrini *et al.*, 2014); Teste de Real Time PCR (Van Ghelder *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, IN 8/2015, IN 23/2015, é obrigatória a análise para *X. diversicaudatum* em importação de bulbos de *Lilium* spp.; mudas de *Chrysanthemum* spp., *Fragaria ananassa*, *Pyrus communis*, *Rosa* spp., *Vitis vinifera*; mudas de raiz nua de *Vitis vinifera*; plantas de *Chrysanthemum* spp., *Fragaria ananassa*, *Pyrus communis*, *Rosa* spp., *Vitis vinifera*.

***Xiphinema italiae* Meyl, 1953**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica: Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Mitkowski (2007), Singh *et al.* (2013) e nos endereços eletrônicos <http://plp-nemweb.ucdavis.edu/Nemaplex/Taxadata/G124S1.HTM> e <http://nematode.unl.edu/pest34.htm>.

Chave para a identificação de espécies de *Xiphinema* (ectoparasita migratório) associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *X. italiae*: Disponíveis nas publicações de Coomans *et al.* (2001) e Hons (2008).

Distribuição geográfica: África do Sul, Argélia, Bulgária, Camarões, Chipre, Egito, Espanha, França, Grécia, Israel, Itália, Líbia, Nigéria, Portugal, Romênia, Tunísia, Turquia.

Hospedeiros: *Cicer arietinum*, *Citrus aurantium*, *Cocos nucifera*, *Eucalyptus* sp., *Euphorbia* sp., *Ficus carica*, *Morus* sp., *Olea europaea*, *Opuntia ficus-indica*, *Prunus* spp., *Vitis* sp..

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Kumari & Lisková, 2009); Real Time PCR (Van Ghelder *et al.*, 2015). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 59/2013, IN 8/2015, é obri-

gatória a análise para *X. italiae* em importação de estacas com raiz, mudas ou plantas de *Prunus* spp., *Vitis vinifera*; mudas de raiz nua de *V. vinifera*.

***Xiphinema rivesi* Dalmasso, 1969**

Aspectos Gerais e Identificação Taxonômica:

Trata-se de um ectoparasita migratório, sendo o J₂ a fase infectante. Informações gerais estão disponíveis nas publicações de Ebsary *et al.* (1984), Handoo *et al.* (2015), IPPC (2016b) e no endereço eletrônico <https://gd.eppo.int/taxon/XIPHRI>.

Chave para a identificação de espécies de *Xiphinema* associadas às informações morfológicas e morfométricas que permitem a identificação de *X. rivesi*: Disponíveis nas publicações de Coomans *et al.* (2001), Archidona-Yuste *et al.* (2016) e IPPC (2016b).

Distribuição geográfica: Alemanha, Argentina, Austrália, Canadá, Chile, Egito, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, França, Irã, Itália, Paquistão, Portugal, Peru, Samoa, Tonga.

Hospedeiros: *Acer negundo*, *Allium sativum*, *Celtis* spp., *Citrus* sp., *Cucumis sativus*, *Eucalyptus* sp., *Fragaria ananassa*, *Juglans regia*, *Juniperus* sp., *Malus* spp., *Mangifera indica*, *Medicago sativa*, *Populus* sp., *Prunus* spp., *Quercus* spp., *Rubus idaeus*, *Rubus* spp., *Solanum tuberosum*, *Sorghum bicolor*, *Vaccinium* spp., *Vitis vinifera*, *Zea mays*.

Detecção: Teste de trituração, peneiramento e flutuação (OEPP/EPPO, 2013); Teste de PCR e Sequenciamento (Akinbade *et al.*, 2014; Archidona-Yuste *et al.*, 2016). Conforme o DOC SAC/CGAL nº 06 – Escopo da área de Diagnóstico Fitossanitário - Rev. 02 - 10.12.2015, e baseado no ato legal que demanda o ensaio relativo às IN 6/2005, IN 52/2007, IN 41/2008, IN 70/2009, IN 05/2011, IN 59/2013, IN 8/2015, IN 23/2015, é obrigatória a análise para *X. rivesi* em importação de estacas com raiz de *Vaccinium corymbosum*, *Vaccinium* spp.; mudas de raiz nua de *Vitis vinifera*; mudas ou plantas de *Fragaria ananassa*, *Vaccinium* spp..

Perspectivas futuras

Segundo Brioso & Pozzer (2013), apesar de contarmos com técnicas, ferramentas e processos para identificação de pragas quarentenárias nas trocas comerciais, estamos sempre lidando com a incerteza. Ela pode ser caracterizada pela metodologia do processo, falha humana e o desconhecimento

biológico das pragas. Esses três tipos de incertezas continuarão a existir independentemente de desenvolvimentos futuros e sempre devem ser considerados quando se objetiva reduzir a incerteza o máximo possível em cada um desses grupos para que haja trocas comerciais seguras, a serem estabelecidas em marcos regulatórios, mantendo-se dessa forma a sanidade vegetal e, com isso, ganhando mercados para a exportação, além de reduzir os custos econômicos e sociais da produção nacional.

Inerente a todos os problemas e dificuldades existentes, é responsabilidade de toda a sociedade brasileira preservar a sanidade vegetal, seja através da importação de material vegetal de forma legal, com os devidos trâmites, que garantam que o produto esteja livre de pragas e fitopatógenos, do incentivo e desenvolvimento à pesquisa de técnicas de diagnose mais rápidas, práticas e sensíveis das pragas e fitopatógenos, das garantias legais para que seja exercida a fiscalização de forma eficiente e duradoura no país.

Referências

- Adam MAM, Phillips MS, Blok VC (2007) Molecular diagnostic key for identification of single juveniles of seven common and economically important species of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.). *Plant Pathology* 56(1):190-197.
- Aikawa T, Kikuchi T, Kanzaki N (2012) DNA extraction method for *Bursaphelenchus xylophilus* from wood chips, lamp primer set for *Bursaphelenchus xylophilus*, and detection method for *Bursaphelenchus xylophilus* from wood chips. U.S. Patent n. 8.318.435.
- Akinbade SA, Mojtahedi H, Guerra L, Eastwell K, Vilamor DEV, Handoo ZA, Skantar AM (2014) First report of *Xiphinema rivesi* (Nematoda, Longidoridae) in Washington State. *Plant Disease* 98:1018.
- Almeida MTSCM, Decraemer W (2005) Trichodoridae, família de nematoides vetores de vírus. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 13:115-190.
- Amiri S, Subbotin SA, Moens M (2002) Identification of the beet cyst nematode *Heterodera schachtii* by PCR. *European Journal of Plant Pathology* 108:497-506.
- Anthoine G, Mugniery D (2005) Variability of the ITS rDNA and identification of *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae) by rDNA amplification. *Nema-*

- tology 7:503-516.
- Archidona-Yuste A, Navas-Cortés JA, Cantalapie-dra-Navarrete, C, Palomares-Rius JE, Castillo P (2016) Cryptic diversity and species delimitation in the *Xiphinema americanum*-group complex (Nematoda: Longidoridae) as inferred from morphometrics and molecular markers. *Zoological Journal of the Linnean Society* 176:231–265.
- Atkins, SD, Manzanilla-López, RH, Franco J, Peteira B, Kerry, BR (2005) A molecular diagnostic method for detecting *Nacobbus* in soil and in potato tubers. *Nematology* 7:193–202.
- Audebert A, Coyne DL, Dingkuhn M, Plowright RA (2000) The influence of cyst nematodes (*Heterodera sacchari*) and drought on water relations and growth of upland rice in Côte d'Ivoire. *Plant and Soil* 220:235-242.
- Auer CG, Santos AF (2012) Patógenos florestais de importância quarentenária para o Brasil. Brasília, DF. Embrapa.
- Auger J, Leal G, Magunacelaya JC, Esterio M (2009) *Xiphinema rivesi* from Chile transmits *Tomato ringspot virus* to Cucumber. *Plant Disease* 93:971-971.
- Behrens E (1975) *Globodera Skarbilovich*, 1959 an independent genus in the subfamily Heteroderinae Skarbilovich, 1949 (Nematoda: Heteroderidae). *Vortragstagung zu Aktuellen Problemen der Phytoneematologie* 1:12-26.
- Bekker S (2008) Assessment of the identity, distribution and control options for seed and leaf-gall nematodes in grass in South Africa. Thesis (M.Sc. Zoology)-North-West University. 84p.
- Braasch H, Schönfeld U (2015) Improved morphological key to the species of the *Xylophilus* group of the genus *Bursaphelenchus* Fuchs, 1937. *OEPP/EPPO Bulletin* 45:73–80.
- Brioso PST, Dias JACS (2015) Detecção e diagnose de fitopatógenos quarentenários (A1 e A2). In: Veiga RFA, Queiróz MA (Org.). *Recursos Fitogenéticos: a base da agricultura sustentável no Brasil*. Brasília, DF. pp. 228-240.
- Brioso PST, Pozzer L (2013) Vírus e viróides quarentenários para o Brasil - revisão, diagnose e perspectivas futuras. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 21:226-286.
- Brioso PST, Pozzer L (2014) Fitoplasmas quarentenários para o Brasil - revisão, diagnose e perspectivas futuras. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 22:69-115.
- Brown DJF, MacFarlane SA, Furlanetto C, Oliveira CMG, Ferraz LCCB (2004) Transmissão de vírus por nematoides parasitos de plantas. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 12:201-242.
- Brown DJF, Topham PB (1985) Morphometric variability between populations of *Xiphinema diversicaudatum* (Nematoda: Dorylaimoidea). *Revue Nématologie* 8:15-26.
- Brzeski MW (1981) The genera of Anguinidae (Nematoda, Tylenchida). *Revue Nématologie* 4:23-34.
- Brzeski MW (1998) Nematodes of *Tylenchina* in Poland and temperate Europe. *Muzeum i Instytut Zoologii Polska Akademia Nauk, Warsaw, Poland*. 397 pp.
- Burgermeister W, Braasch H, Metge K, Gu J, Schröder T, Woldt E (2009) ITS-RFLP analysis, an efficient tool for identification of *Bursaphelenchus* species. *Nematology* 11:649–668.
- Burgermeister W, Metge K, Braasch H, Buchbach E (2005) ITS-RFLP patterns for differentiation of 26 *Bursaphelenchus* species (Nematoda: Parasitaphelenchidae) and observations on their distribution. *Russian Journal of Nematology* 13:29-42.
- CABI (2011) Datasheet. *Belonolaimus longicaudatus* (sting nematode). Available at: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/8892>. Accessed on may 30, 2016.
- CABI (2014) Datasheet for *Anguina agrostis*. CABI Crop Protection Compendium. Wallingford, UK.
- CABI (2015) Datasheet. *Ditylenchus africanus* (peanut pod nematode). Available at: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/19284>. Accessed on may 30, 2016.
- CABI/EPPO (1999) *Nacobbus aberrans*. Distribution maps of plant diseases n° 779. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2000) *Pratylenchus goodeyi*. Distribution maps of plant diseases n° 806. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2001) *Ditylenchus africanus*. Distribution maps of plant diseases n° 836. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2001) *Heterodera avenae*. Distribution maps of plant diseases n° 823. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2002) *Anguina tritici*. Distribution maps

- of plant diseases nº 848. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2003) *Heterodera ciceri*. Distribution maps of plant diseases nº 895. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2003). *Belonolaimus longicaudatus*. Distribution maps of plant diseases nº 879. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2004) *Anguina agrostis*. Distribution maps of plant diseases nº 923. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2004) *Xiphinema rivesi* Distribution maps of plant diseases nº 940. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2008) *Heterodera oryzae*. Distribution maps of plant diseases nº 1021. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2009) *Bursaphelenchus mucronatus*. Distribution maps of plant diseases nº 1059. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2012) *Pratylenchus thornei*. Distribution maps of plant diseases nº 1124. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2013) *Subanguina radiculicola*. Distribution maps of plant diseases nº 1143. Wallingford, UK. CAB International.
- CABI/EPPO (2015) *Bursaphelenchus xylophilus*. Distribution maps of plant diseases nº 789. Wallingford, UK. CAB International.
- Cares JE, Andrade EP (2006) Taxonomia do gênero *Radopholus*. Revisão Anual de Patologia de Plantas 14:113-149.
- Cares JE, Baldwin JG (1995). Nematoides formadores de cistos do gênero *Heterodera*. Revisão Anual de Patologia de Plantas 3:29-84.
- Cares JE, Huang SP (2000) Taxonomia de fitonematoides: chave sistemática simplificada para gêneros - Parte I. Revisão Anual de Patologia de Plantas 8:185-223.
- Cares JE, Huang SP (2001) Taxonomia de fitonematoides: chave sistemática simplificada para gêneros - Parte II. Revisão Anual de Patologia de Plantas 9:177-235.
- Cares JE, Santos JRP, Tenente RCV (2008) Taxonomia de nematoides de sementes, bulbos e caules: Parte II. Revisão Anual de Patologia de Plantas 16:39-84.
- Cares JE, Tenente RCV (2007) Taxonomia de nematoides de sementes, bulbos e caules: Parte I. Revisão Anual de Patologia de Plantas 15:69-98.
- Castillo P, Vovlas N (2007) *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and management. Nematology Monographs and Perspectives Series 6. Brill.
- Chafańska A, Łabanowski G, Sas D (2016) Root-lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) in ornamental plant nurseries – influence of soil texture, acidity, salinity and organic matter content. Communications in Biometry and Crop Science 11:98-104.
- Charchar JM (1997) *Novos enfoques na sistemática de nematoides*. Revisão Anual de Patologia de Plantas 5:133-155.
- Charles JSK, Venkitesan TS (1995) Biology of banana population of *Heterodera oryzaicola* (Nematoda: Tylenchina). Fundamental and Applied Nematology 18:493-496.
- Chaves EJ, Mondino EA (2013) Description of some *Xiphinema* species populations (nematoda) from Argentina. Nematropica 43:68-77.
- Coomans A, Huys R, Heyns J, Luc M (2001) Character analysis, phylogeny and biogeography of the genus *Xiphinema* Cobb, 1913 (Nematoda: Longidoridae). Tervuren, Belgium, Musée Royal de l'Afrique Centrale. Annales Sciences Zoologiques 287:1-239.
- Cordero MA, Robbins RT, Szalanski AL (2012) Taxonomic and molecular identification of *Bakerinema*, *Criconema*, *Hemicriconemoides*, *Ogma* and *Xenocriconemella* species (Nematoda: Criconematidae). Journal of Nematology 44:427-446.
- Costa CL (1999) Vetores de vírus de plantas: II. Fungos, nematoides e ácaros. Revisão Anual de Patologia de Plantas 7:213-258.
- Cotton JA, Lilley CJ, Jones LM, Kikuchi T, Reid AJ, Thorpe P, Tsai IJ, Beasley H, Blok V, Cock PJA, Eves-van den Akker S, Holroyd N, Hunt M, Mantelin S, Naghra H, Pain A, Palomares-Rius JE, Zarowiecki M, Berriman M, Jones JT, Urwin PE (2014) The genome and life-stage specific transcriptomes of *Globodera pallida* elucidate key aspects of plant parasitism by a cyst nematode. Genome Biology 15:R43.
- Dahnasso A (1969) Etude anatomique et taxonomique tiés genres: *Xiphinema*, *Longidorus* et *l'aralongidorus* (Nematoda: Dorylaimida). Memoires Du Museum d'Histoire Naturelle Nonv. Serie A. Zoologie 61:33-82.
- Das D, Bajaj HK (2008) Redescription of *Ditylenchus*

- angustus* (Butler, 1913) Filipjev, 1936. *Annals of Plant Protection Sciences* 16:195-197.
- De Luca F, Vovlas N, Lucarelli G, Troccoli A, Radicci V, Fanelli E, Cantalapiedra-Navarrete, C, Palomares-Rius JE, Castillo P (2013) *Heterodera elachista* the Japanese cyst nematode parasitizing corn in Northern Italy: Integrative diagnosis and bionomics. *European Journal of Plant Pathology* 136:857-872.
- Debanand DAS, Bajaj HK (2008) Redescription of *Ditylenchus angustus* (Butler, 1913) Filipjev, 1936. *Annals of Plant Protection Sciences* 16:195-197.
- Dobosz R, Winiszewska G, Malewski T, Rybarczyk-Mydłowska K, Tereba A, Kowalewska K, Gawlak M, Bogdanowicz W (2013) Morphological and molecular features of *Punctoderastonei* Brzeski, 1998 (Nematoda:Heteroderidae) - species associated with roots of grasses. *Annales Zoologici* 63:157-162.
- Ebsary BA, Potter JW, Allen WR (1984) Redescription and distribution of *Xiphinema rivesi* Dalmasso, 1969 and *Xiphinema americanum* Cobb, 1913 in Canada with a description of *Xiphinema occiduum* n.sp. (Nematoda: Longidoridae). *Canadian Journal of Zoology* 62:1696-1702.
- Edward JC, Misra SL (1964) *Criconemoides magnoliae* n.sp. and *C. juniperi* n. sp. (Nematoda: Criconematidae) from Kumaon region, Uttar Pradesh, India. *Nematologica* 10:95-100.
- Elbadri GAA, De Ley P, Wayenberge L, Vierstraete A, Moens M, Vanfleteren J (2002). Intraspecific variation in *Radopholus similis* isolates assessed with restriction fragment length polymorphism and DNA sequencing of the internal transcribed spacer region of the ribosomal RNA cistron. *International Journal for Parasitology* 32:199-205.
- EPPO (2013) *Bursaphelenchus xylophilus*. *Bulletin* 43:105-118.
- EPPO (2013) Nematode extraction. *EPPO Bulletin* 43:471-495.
- EPPO (2014) PQR - EPPO database on quarantine pests. Available at: <https://www.eppo.int/DATA-BASES/pqr/pqr.htm>. Accessed on may 30, 2016.
- Fallas GA, Hahn ML, Fargette M, Burrows PR, Sarah JL (1996) Molecular and biochemical diversity among isolates of *Radopholus* spp. from different areas of the world. *Journal of Nematology* 28:422-430.
- Ferraz LCCB (1999) Gênero *Pratylenchus*: os nematoides das lesões radiculares. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 7:157-195.
- Ferraz S (1980) Reconhecimento das espécies de fitonematoides presentes nos solos do estado de Minas Gerais. *Experientiae* 26:255-328.
- Filipiak A, Hasiów-Jaroszewska B (2016) The use of real-time polymerase chain reaction with high resolution melting (real-time PCR-HRM) analysis for the detection and discrimination of nematodes *Bursaphelenchus xylophilus* and *Bursaphelenchus mucronatus*. *Molecular and Cellular Probes* 30:113-117.
- Fleming TR, Maule, AG, Martin T, Hainon-McDowell M, Entwistle K, McClure MA, Fleming CC (2015) A first report of *Anguina pacificae* in Ireland. *Journal of Nematology* 47: 97-104.
- Fosu-Nyarko J, Nicol P, Naz F, Gill R, Jones MGK (2016) Analysis of the transcriptome of the infective stage of the beet cyst nematode, *H. schachtii*. *PLoS ONE* 11: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0147511>.
- François C, Castagnone C, Boonham N, Tomlinson J, Lawson R, Hockland S, Quillj, Vieira P, Mota M, Castagnone-Sereno P (2007) Satellite DNA as a target for TaqMan real-time PCR detection of the pinewood nematode, *Bursaphelenchus xylophilus*. *Molecular Plant Pathology* 8:803-809.
- Gibson T, Farrugia D, Barrett J, Chitwood DJ, Rowe J, Subbotin S, Dowton M (2011) The mitochondrial genome of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines*. *Genome* 54:565-574.
- Golden AM, O'Bannon JH, Santo GS, Finley AM (1980) Description and SEM observations of *Meloidogyne chitwoodi* n. sp. (Meloidogynidae), a root knot nematode on potato in the Pacific Northwest. *Journal of Nematology* 12:319-327.
- Handoo ZA (2002) A key and compendium to species of the *Heterodera avenae* group (Nematoda: Heteroderidae). *Journal of Nematology* 34:250-262.
- Handoo ZA, Carta LK, Skantar A (2008) Taxonomy, morphology and Pphylogenetics of coffee-associated root-lesion nematodes, *Pratylenchus* spp. In: Souza RM (Ed.). *Plant Parasitic Nematodes of Coffee*. Dordrecht: Springer Netherlands. pp 29-50.
- Handoo ZA, Carta LK, Skantar AM (2001) Morphological and molecular characterisation of *Pratylenchus arlingtoni* n. sp., *P. convallariae* and *P. fallax* (Nematoda: Pratylenchidae). *Nematology* 3:607-

- 618.
- Handoo ZA, Ibrahim IKA, Chitwood DJ, Mokbel AA (2015) First report of *Xiphinema rivesi* Dalmasso, 1969 on citrus in northern Egypt. *Pakistan Journal of Nematology* 33:161-165.
- Harveson RM (2014) The false root-knot nematode: A unique plant pathogen native to the Western Hemisphere. APS Features.
- Hockland S, Niere B, Grenier E, Blok V, Phillips M, den Nijs L, Anthoine G, Pickup J, Viaene V (2012) An evaluation of the implications of virulence in non-European populations of *Globodera pallida* and *G. rostochiensis* for potato cultivation in Europe. *Nematology* 14:1–13.
- Hons SB (2008) Assessment of the identity, distribution and control options for seed and leaf-gall nematodes in grass in South Africa. Dissertation. Potchefstroom Campus of the North-West University. 99pp.
- Huettel RN, Yaegashi T (1988) Morphological differences between *Radopholus citrophilus* and *R. similis*. *Journal of Nematology* 20:150-157.
- Huettel, RN, Dickson DW, Kaplan DT (1983) Chromosome number of populations of *Radopholus similis* from North, Central and South America, Hawaii and Indonesia. *Revue de Nématologie* 7:113-116.
- Huettel, RN, Dickson DW, Kaplan DT (1984) *Radopholus citrophilus* sp. n. (Nematoda), a sibling species of *Radopholus similis*. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 51:32–35.
- Huettel, RN, Dickson DW, Kaplan, DT. (1983) Biochemical identification of the two races of *Radopholus similis* by polyacrylamide gel electrophoresis. *Journal of Nematology* 15:345-348.
- Humphreys-Pereira DA, Elling AA (2014) Mitochondrial genomes of *Meloidogyne chitwoodi* and *M. incognita* (Nematoda: Tylenchina): comparative analysis, gene order and phylogenetic relationships with other nematodes. *Molecular Biochemical Parasitology* 194:20-32.
- Hunt DJ, Luc M, Manzanilla-López RH (2005) Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. In: Luc M, Sikora RA, Bridge J (Eds.) *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford, UK. CAB International. pp. 11-52.
- Ibrahim SK, Perry RN, Burrows PR, Hooper DJ (1994) Differentiation of species and populations of *Aphelenchoides* and of *Ditylenchus angustus* using a fragment of ribosomal DNA. *Journal of Nematology* 26:412-421.
- Inserra RN, Vovlas N, Walker S, Dunn RA (1993) The clover cyst nematode, *Heterodera trifolii*, a potential pest of clover and vegetable crops in Florida. *Nematology Circular* 204. 4pp
- IPPC (2015) ISPM 27 - Diagnostic protocols for regulated pests. DP 8: *Ditylenchus dipsaci* and *Ditylenchus destructor*. 34p.
- IPPC (2016a) ISPM 27 - Diagnostic protocols for regulated pests. DP 10: *Bursaphelenchus xylophilus*. 40p.
- IPPC (2016b) ISPM 27 - Diagnostic protocols for regulated pests. DP 11: *Xiphinema americanum sensu lato*. 26p.
- Kanan K, Dickson DW, Brito JA, Jeyaprakash A, Drew A (2015) *Belonolaimus longicaudatus*: an emerging pathogen of peanut in Florida. *Journal of Nematology* 47:87-96.
- Kaplan DT, Vanderspool MC, Garrett C, Chang S, Opperman CH (1996) Molecular polymorphisms associated with host range in the highly conserved genomes of burrowing nematodes, *Radopholus* spp. *Molecular Plant Microbe Interactions* 9:32-38.
- Katsuta A, Toyota K, Min YY, Maung TT (2016) Development of real-time PCR primers for the quantification of *Meloidogyne graminicola*, *Hirschmanniella oryzae* and *Heterodera cajani*, pests of the major crops in Myanmar. *Nematology* 18:257-263.
- Kikuchi T, Aikawa T, Oeda Y, Karim N, Kanzaki N (2009) A rapid and precise diagnostic method for detecting the pinewood nematode *Bursaphelenchus xylophilus* by loop-mediated isothermal amplification. *Phytopathology* 99:1365–1369.
- Krall EL (1991) Wheat and grass nematodes: *Anguina*, *Subanguina*, and related genera. In: Nickle W (Ed.). *Manual of Agricultural Nematology*. CRC Press. New York, NY. 721-760 pp.
- Lax P, Doucet ME, Braga R, Gioria R (2006) Response of different pepper varieties to the attack by two populations of *Nacobbus aberrans*. *Nematologia Brasileira* 30:259-265.
- Lax P, Dueñas JCR, Gardenal CN, Doucet ME (2014) Phylogenetic relationships among populations of the *Nacobbus aberrans* (Nematoda, Pratylenchidae) complex reveal the existence of cryptic species. *Zoologica Scripta* 43:184–192.

- Perry RN, Moens M, Starr JL (2009) Root-knot nematodes. Wallingford. CABI. 520 pp.
- umari S (2015) Characterization of *Pratylenchus crenatus* and *P. neglectus* (Nematoda: Pratylenchidae) associated with wheat crop. *Helminthologia* 52:280-286.
- Koshy PK, Swarup G, Sethi CL (1970) *Heterodera zae n. sp.* (Nematoda: Heteroderidae). A cyst forming nematode on *Zea mays*. *Nematologica* 16:511-516.
- Kumari S, Lišková M (2009) Molecular confirmation of *Xiphinema italiae* Meyl, 1953 (Nematoda: Longidoridae) from the Slovak Republic. *Helminthologia* 46:131-134.
- Kutsuwa K, Dickson DW, Brito JA, Jeyaprakash A, Drew A (2015) *Belonolaimus longicaudatus*: an emerging pathogen of peanut in Florida. *Journal of Nematology* 47:87-96.
- Li W, Yan Z, Nakhla MK, Skantar AM (2015) Real-time PCR for detection and identification of *Anguina funesta*, *A. agrostis*, *A. tritici*, and *A. pacifica*. *Plant Disease* 99:1584-1589.
- Luc M, Aubert V (1985) On the distribution of *Xiphinema itallae* Mek, 1953 and *X. saviwzcola* Luc & Southey, 1980 (Nematoda: Longidoridae). *Revue Nematologie* 8:85-92.
- Luc M, Berdon-Brizuela R (1961) *Heterodera oryzae n. sp.* (Nematoda-Tylenchoidea) parasite du riz en Cote d'Ivoire. *Nematologica* 6:272-279.
- Ma Y, Xie H, Wang J, Liu C (2011). Detection of second-stage juveniles of *Anguina agrostis* using TaqMan Real-time PCR. *Russian Journal of Nematology* 19:151-158.
- Madani M, Vovlas N, Castillo P, Subbotin SA, Moens M (2004) Molecular characterization of cyst nematode species (*Heterodera* spp.) from the mediterranean basin using RFLPs and sequences of ITS-rDNA *Journal Phytopathology* 152, 229-234.
- Mamiya Y, Enda N (1979) *Bursaphelenchus mucronatus n.sp.* (Nematoda: Aphelenchoididae) from pine wood and its biology and pathogenicity to pine trees. *Nematologica* 25:353-361.
- Manso EC, Tenente RCV (1994) Extração e identificação de fitonematoides. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 2:265-291.
- Manzanilla-López R, Costilla MA, Douc M, Franco J, Inserra JRN, Lehman PS, Prado ICD, Souza R, Evans K. 2002. *Nacobbus* species: Systematic, distribution, biology and management. *Nematropica* 32:149-227.
- Marais M, Swart A, Knoetze R, Pofu K (2015) Plant nematodes in South Africa. 13. A checklist of nematodes associated with potatoes. Available at: <https://www.researchgate.net/publication/297574121>. Accessed on may 30, 2016.
- Matsunaga K, Togashi K (2004) A simple method for discriminating *Bursaphelenchus xylophilus* and *B. mucronatus* by species-specific polymerase chain reaction primer pairs. *Nematology* 6:273-277.
- McKenry MV, Vineros M, Teviotdale B (1990) *Criconea mutabile* associated with bacterial canker and nemaguard rootstock. *Plant Disease* 74:394.
- Mekete T, Reynolds K, Lopez-Nicora HD, Gray ME, Niblack TL (2011) Distribution and diversity of root-lesion nematode (*Pratylenchus* spp.) associated with *Miscanthus x giganteus* and *Panicum virgatum* used for biofuels, and species identification in a multiplex polymerase chain reaction. *Nematology* 13:673-686.
- Mitkowski NA (2007) First report of *Subanguina radicola*, the root-gall nematode infecting *Poa annua* putting greens in Washington State. *Plant Disease* 91:905.
- Mojtahedi SA, Guerra H, Eastwell L, Villamor K, Handoo DEV, Skantar ZA, Skantar AM (2015) First Report of *Xiphinema rivesi* (Nematoda, Longidoridae) in Washington State. *Plant Disease* 99:1188.
- Mokrini F, Waeyenberge L, Viaene N, Andaloussi FA, Moens M (2016) Diversity of root-lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) associated with wheat (*Triticum aestivum* and *T. durum*) in Morocco. *Nematology* 18:1-21.
- Mokrini F, Andaloussi A, Waeyenberge L, Viaene N, Moens M (2014) First report of the dagger nematode *Xiphinema diversicaudatum* in citrus orchards in Morocco. *Plant Disease* 98:575.
- Moura RM (1996) O gênero Meloidogyne e a Meloidoginose: Parte 1. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 4:209-244.
- Moura RM (1997). O gênero Meloidogyne e a Meloidoginose: Parte 2. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 5:281-315.
- Mulvey RH (1979) *Heterodera canadensis n. sp.* (Nematoda: Heteroderidae) from spike-rush (*Eleocharis acicularis* (L.) R. & S.) in Quebec, Canada. *Journal of Nematology* 11:363-371.
- Mulvey RH, Golden AM (1983) Illustrated key to the cyst-forming genera and species of Heteroderidae in the western hemisphere with species morpho-

- metrics and distribution. *Journal of Nematology* 15:1-59.
- Mulvey RH, Stone AR (1976). Description of *Punctodera matadorensis* n. gen., n. sp. (Nematoda: Heteroderidae) from Saskatchewan with lists of species and generic diagnoses of *Globodera* (n.rank), *Heterodera*, and *Sarisodera*. *Canadian Journal of Zoology* 54:772-785.
- Nakhla MK, Owens KJ, Li W, Wei G (2010) Multiplex real-time PCR assays for the identification of the potato cyst and tobacco cyst nematodes. *Plant Disease* 94: 959–965.
- Nickle WR (1970) A taxonomic review of the genera of the Aphelenchoidea (Fuchs, 1937) Thorne, 1949 (Nematoda: Tylenchida). *Journal of Nematology* 2: 375–392.
- Nobbs JM, Ibrahim SK, Rowe J. (1992) A morphological and biochemical comparison of the four cyst nematode species, *Heterodera elachista*, *H. oryzicola*, *H. oryzae* and *H. sacchari* (Nematoda: Heteroderidae) known to attack rice (*Oryza sativa*) *Fundamental and Applied Nematology* 15:551-562.
- OEPP/EPPO (2013) PM 7/119 (1) Nematode extraction. *EPPO Bulletin* 43: 471–495.
- Oliveira CMG, Inomoto MM, Bessi R, D'O Tomazini M, Block VC (2011) Técnicas moleculares e taxonomia clássica na diagnose de nematoides parasitos de plantas. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 19:309-336.
- Oliveira RDL, Santin AM, Seni DJ, Dietrich A, Salazar LA, Subbotin AS, Mundo-Ocampo M, Goldenberg R, Barreto RW (2013) *Ditylenchus gallaeformans* sp. n. (Tylenchida: Anguinidae) – a neotropical nematode with biocontrol potential against weedy Melastomataceae. *Nematology* 15:179-196.
- Parkinson N (2015) Rapid Pest Risk Analysis (PRA) for *Pratylenchus scribneri*. Available at: <https://secure.fera.defra.gov.uk/phiw/riskRegister/plant-health/documents/prat-pratylenchus-scribneri-2016.pdf>. Accessed on may 30, 2016..
- Peraza-Padilla W, Powers T, Hernández AE (2015) Records of fifteen ring nematodes (Nematoda: Criconeematidae) reported for the first time in Costa Rica. 47th ONTA. p.75.
- Pereira F, Moreira C, Fonseca L, van Asch B, Mota M, Abrantes I, Amorim A (2013) New insights into the phylogeny and worldwide dispersion of two closely related nematode species, *Bursaphelenchus xylophilus* and *Bursaphelenchus mucronatus*. *PLoS ONE* 8: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0056288>.
- Perry RN, Moens M (2013) *Plant Nematology*. 2nd Ed. Wallingford, UK. CAB International. 536 pp.
- Peterson DJ, Vrain TC (1996) Rapid identification of *Meloidogyne chitwoodi*, *M. hapla* and *M. fallax* using PCR primers to amplify their ribosomal intergenic spacer. *Fundamental and applied Nematology* 19, 601-605.
- Powers TO, Szalansky AL, Mullin PG, Harris TS, Bertozzi T, Griesberg JA (2001) Identification of seed gall nematodes of agronomic and regulatory concern with PCR-RFLP of ITS1. *Journal of Nematology* 33:191–194.
- Qiao Y, Yu Q, Badiss A, Zaidi MA, Ponomareva E, Hu Y, Ye W (2016) Paraphyletic genus *Ditylenchus* Filipjev (Nematoda, Tylenchida), corresponding to the *D. triformis*-group and the *D. dipsaci*-group scheme. *ZooKeys* 568:1–12.
- Rao U, Rao S, Rathi A, Gothwal R, Atkinson H (2011) A comparison of the variation in Indian populations of pigeon pea cyst nematode, *Heterodera cajani* revealed by morphometric and AFLP analysis. *ZooKeys* 135:1-19.
- Rao YS, Jayaprakash A (1978) *Heterodera oryzicola* n.sp. (Nematoda: Heteroderidae) a cyst nematode on rice (*Oryza sativa* L.) from Kerala State, India. *Nematologica* 24:341–346.
- Raski D (1952) On the morphology of *Criconeematodes* Taylor, 1936, with descriptions of six new species. *Proceedings of the Helminthological Society* 19:85–99.
- Raski D, Luc M (1987) A reappraisal of tylenchina (Nemata) 10. The superfamily Criconeematoidea Taylor, 1936. *Revue de Nématologie* 10:409–444.
- Rathore YS, Tiwari SN (2015) Relationship of different species of *Heterodera* with taxonomic grouping of host plants. *International Journal of Science and Research* 7: 2269-2276.
- Rau GJ (1958) A new species of sting nematode. *Proceedings of the Helminthological* 25:95-98.
- Robinson AF, Inserra RN, Caswell-Chen EP, Vovlas N, Troccoli A (1997) Review: *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica* 27:127-180.
- Sabo A, Reis LGL, Krall E, Mundo-Ocampo, M, Ferris VR (2002) Phylogenetic relationships of a distinct species of *Globodera* from Portugal and

- two *Punctodera* species. *Journal of Nematology* 34:263-266.
- Salinas-Castro A, Nava-Díaz C, Luna-Rodríguez M, San Martín-Romero E, Rivera-Fernández A (2016) Antagonistic bacteria affecting the golden cyst potato nematode (*Globodera rostochiensis* Woll.) in the region of Perote, Veracruz, México. *Trigos A2 Global Advanced Research Journal of Microbiology* 5:16-22.
- Sharma RD, Loof, PAA (1977) Nematodes associated with different plants at Passo Fundo, Brazil. In: 4^o Congresso Brasileiro de Entomologia, Resumos... Goiânia, GO. Sociedade Entomológica do Brasil. p. 68-69.
- Sharma SB (1998). *The cyst nematodes*. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands. 452p
- Siddiqi MR (2000) *Tylenchida parasites of plants and insects*. 2nd Ed. Wallingford, UK. CAB International. 833 pp.
- Singh SK, Hodda M, Ash GJ (2013) Plant-parasitic nematodes of potential phytosanitary importance, their main hosts and reported yield losses. *EPPO Bulletin* 43:334–374.
- Sirca S, Geric Stare B, Strajnar P, Urek G (2010) PCR-RFLP diagnostic method for identifying *Globodera* species in Slovenia. *Phytopathologia Mediterranea* 49:361-369.
- Skantar AM, Handoo ZA, Caria LK, Cuttwood DJ (2007) Morphological and molecular identification of *Globodera pallida* associated with potato in Idaho. *Journal of Nematology* 39:133-144.
- Skantar AM, Handoo ZA, Zanakis, GN, Tzortzakakis EA (2012) Molecular and Morphological Characterization of the Corn Cyst Nematode, *Heterodera zaeae*, from Greece. *Journal of Nematology* 44:58–66.
- Souza RM (2001) O falso nematoide-das-galhas. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 9:237-266.
- Steenkamps S, De Waele D, McDonald A (2016). Reproduction and damage potential of five geographical *Ditylenchus africanus* populations on peanut. *Journal of Nematology* 48:72–78.
- Stone AR (1973) *Heterodera pallida* n. sp. (Nematoda: Heteroderidae), a second species of potato cyst nematode. *Nematologica* 18:591-606.
- Stone AR, Sosa Moss C, Mulvey RH (1976) *Punctodera chalcoensis* n.sp. (Nematoda: Heteroderidae) a cyst nematode from Mexico parasitising *Zea mays*. *Nematologica* 22:381-389.
- Stone AR, Burrows PR (1985) *Nacobbus aberrans*. CIH Descriptions of Plant Parasitic Nematodes n° 119. Wallingford, UK. CAB International.
- Stynes BA, Bird AF (1980) *Anguina agrostis*, the vector of annual rye grass toxicity in Australia. *Nematologica* 26:475-490.
- Subbotin SA, Krall EL, Riley IT, Chizhov VN, Staelens A, De Loose M, Moens M (2004) Evolution of the gall-forming plant parasitic nematodes (Tylenchida:Anguinidae) and their relationships with hosts as inferred from Internal Transcribed Spacer sequences of nuclear ribosomal DNA. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 30:226–235.
- Subbotin SA, Mundo-Ocampo M, Baldwin JG (2010) Systematics of cyst nematodes (Nematoda: Heteroderinae). *Nematology Monographs and Perspectives* 8A. Brill, Leiden-Boston. 351 pp.
- Subbotin SA, Vera ICDPV, Mundo-Ocampo M, Baldwin JG (2011) Identification, phylogeny and phylogeography of circumfenestrate cyst nematodes (Nematoda: Heteroderidae) as inferred from analysis of ITS-rDNA. *Nematology* 13:805-824.
- Subbotin SA, Vierstraete A, De Ley P, Rowe J, Waeyenberge L, Moens M, Vanfleteren JR (2001) Phylogenetic relationships within the cyst-forming nematodes (Nematoda, Heteroderidae) based on analysis of sequences from the ITS regions of ribosomal DNA. *Molecular Phylogenetic and Evolution* 21:1-16.
- Subbotin SA, Waeyenberge L, Moens M (2000) Identification of cyst forming nematodes of the genus *Heterodera* (Nematoda: Heteroderidae) based on the ribosomal DNA-RFLP. *Nematology* 2:153–164.
- Subbotin SA, Waeyenberge L, Moens M (2013) Molecular Systematics. In: Perry RN, Moens M (Eds). *Plant Nematology*. UK. CABI. pp. 41-72.
- Subbotin SA, Waeyenberge L, Molokanova IA, Moens M (1999) Identification of *Heterodera avenae* group species by morphometrics and rDNA-RFLPs. *Nematology* 1:195-207.
- Sullivan M, Mackesy D (2012). CPHST Pest Datasheet for *Punctodera chalcoensis*. USDA-APHIS-PPQ-CPHST.
- Sullivan M, Mackesy D, Molet T (2014) CPHST Pest Datasheet for *Heterodera sacchari*. USDA-APHIS-PPQ-CPHST.
- Szalanski AL, Sui DD, Harris S, Powers TO (1997) Identification of cyst nematodes of a and regulatory concern with PCR-RFLP of ITS1. *Journal of Nema-*

- tology 29:255-267.
- Tanha Maafi Z, Sturhan D, Handoo Z, Mor M, Moens M, Subbotin SA (2007) Morphological and molecular studies on *Heterodera sacchari*, *H. golden* and *H. leuceilyma* (Nematoda: Heteroderidae). *Nematology* 9:483-497.
- Tenente RCV, Abrantes IMO, Tenente GSMV (2002) Nematóides: o gênero *Xiphinema*. Revisão Anual de Patologia de Plantas 10:111-153.
- Tenente RCV, Oliveira MRV, Melo, LAMP (2007) Subsídios ao processo de elaboração de plano de contigência de *Anguina tritici* (Steinbuch, 1799) Chitwood, 1935. Embrapa. Documento 219. 36 p.
- Tenente RCV, Vianello RP, Pinheiro FP (2000) Reprodução de *Ditylenchus dipsaci* (Kuhn, 1857) Filipjev, 1936 em diferentes plantas hospedeiras no Brasil. *Nematologia Brasileira* 24:87-90.
- Tirchi N, Troccoli A, Fanelli E, Mokabli A, Mouhouche F, De Luca F (2016) Morphological and molecular identification of potato and cereal cyst nematode isolates from Algeria and their phylogenetic relationships with other populations from distant their geographical areas. *European Journal of Plant Pathology*. Available at: <http://dx.doi.org/10.1007/s10658-016-0965-z>. Accessed on may 30, 2016.
- Troccoli A, De Luca F, Handoo ZA, Di Vito M (2008) Morphological and molecular characterization of *Pratylenchus lentis* n. sp. (Nematoda: Pratylenchidae) from Sicily. *Journal of Nematology* 40:190-196.
- Van Den Berg E, Palomares-Rius JE, Vovlas N, Tiedt LR, Castillo P, Subbotin SA (2016) Morphological and molecular characterisation of one new and several known species of the reniform nematode, *Rotylenchulus* Linford & Oliveira, 1940 (Hoplolaimidae: Rotylenchulinae), and a phylogeny of the genus. *Nematology* 18:67-107.
- Van Ghelder C, Reid A, Kenyon DM, Esmenjaud D (2015) Detection of nepovirus vector and nonvector *Xiphinema* species in grapevine. In: *Plant Pathology: Techniques and Protocols*. Springer. New York. pp.149-159.
- Van Ghelder C., Reid A, Kenyon D, Esmenjaud D (2015) Development of a real-time PCR method for the detection of the dagger nematodes *Xiphinema index*, *X. diversicaudatum*, *X. vuittenezi* and *X. italiae*, and for the quantification of *X. index* numbers. *Plant Pathology* 64:489–500.
- Vera ICDP, Maggenti AR (1984) A new gall-forming species of *Anguina* Scopoli, 1777 (Nemata: Anguinidae) on bluegrass, *Poa annua* L., from the Coast of California. *Journal of Nematology* 16:386-392.
- Vera ICDP, Subbotin SA (2012) *Belonolaimus maluceroi* sp. n. (Tylenchida: Belonolaimidae) from a tropical forest in Mexico and key to the species of *Belonolaimus*. *Nematropica* 42:201-210.
- Vovlas N, Greco N, Di Vito M (1985) *Heterodera ciceri* n. sp. (Nematoda: Heteroderidae) on *Cicer arietinum* L. from Northern Syria. *Nematologia Mediterranea* 13:239-252.
- Vovlas N, Inserra RN, Stone AR (1981) *Heterodera mediterraneasp.* n. (Nematoda: Heteroderidae) on *Pistacia lentiscus* in Southern Italy. *Nematologica* 27:129-138.
- Wang X, Bosselut N, Reynal B, Castagnone C, Voisin R, Abad P, Esmenjaud D (2002) Morphometric variability between populations of *Xiphinema diversicaudatum* (Nematoda: Dorylaimoidea). *Nematology* 4:627.
- Wendt KR, Swart A, Vrain TC, Webster JM (1995) *Ditylenchus africanus* sp. n. from South Africa; a morphological and molecular characterization. *Fundamental and Applied Nematology* 18:241-250.
- Wishart J, Phillips MS, Blok VC (2002) Ribosomal intergenic spacer: a polymerase chain reaction diagnostic for *Meloidogyne chitwoodi*, *M. fallax* and *M. hapla*. *Phytopathology* 92:884–892.
- Wouts WM, Sturhan D (1978) The identify of *Heterodera trifolii* GofTart, 1932 and the description of *H. daverti* n. sp. *Nematologica* 24:121-128.
- Yan GP, Plaisance A, Huang D, Gudmestad NC (2016) First report of the root-lesion nematode *Pratylenchus scribneri* infecting potato in North Dakota. *Plant Disease* 100:1023.
- Yan GP, Smiley RW, Okubara PA (2012) Detection and quantification of *Pratylenchus thornei* in DNA extracted from soil using real time PCR. *Phytopathology* 102:14-22.
- Yan, GP, Smiley RW, Okubara PA, Skantar AM (2013) Species-specific PCR assays for differentiating *Heterodera filipjevi* and *H. avenae*. *Plant Disease* 97:1611-1619.
- Ye W, Giblin-Davis RM (2013) Molecular characterization and development of real-time PCR assay

- for pinewood nematode *Bursaphelenchus xylophilus* (Nematoda: Parasitaphelenchidae). PLoS ONE 8:11.
- Yeates GW, Loof PAA, Wouts WM (1997) Cricone-
matidae (Nematoda: Tylenchida) from the New
Zealand region: analysis of and key to Cricone-
ma (Nothocriconemella) species. New Zealand Jour-
nal of Zoology 24:153-162.
- Yin K, Fang Y, Tarjan AC (1988) A key to species in
the *Bursaphelenchus* with a description of *Bur-
saphelenchum hunanensis* sp. n. (Nematoda:
Aphelenchoididae) found in pine wood in Hunan
Province, China. Proceedings of the Helmintho-
logical Society of Washington 55:1-11.
- Zhang F, Yan S, Zhou Y, Guo G, Guo S, Jin Z, Zeng H,
Peng D, Ruan L, Sun M (2015) First Report of *Pr-
atylenchus goodeyi* on banana in Hainan Province,
China. Plant Disease 99:731.
- Zijlstra C, van Hoof RA (2006) A multiplex real-time
Polymerase Chain Reaction (Taqman) assay for the
simultaneous detection of *Meloidogyne chitwoodi*
and *M. fallax*. Phytopathology 96:1255–1262.