EPAMIG

INFORME AGROPECUÁRIO

v. 40, n. 306, 2019 ISSN 0100-3364

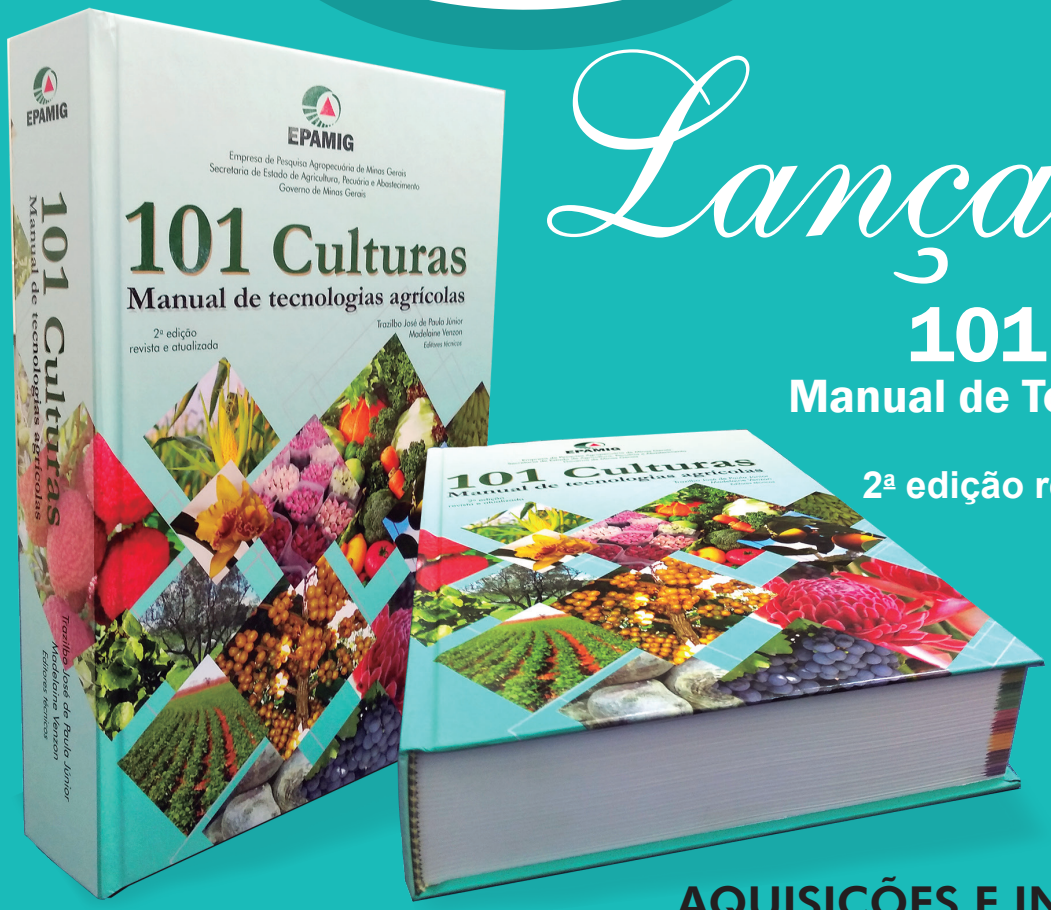
Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais
Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento
Governo de Minas Gerais

Nematoides fitoparasitas

ISSN 01003364 R$ 15,00
00306
9 770100 336002

Livraria EPAMIG

www.informeagropecuario.com.br



Lançamento

101 Culturas

Manual de Tecnologias Agrícolas

2ª edição revista e atualizada

AQUISIÇÕES E INFORMAÇÕES

www.informeagropecuario.com.br

A nova edição, revista e atualizada, reúne, em um único volume, as informações tecnológicas mais relevantes para 101 espécies agrícolas, relacionadas de A a Z, apresentando-se como **fonte de recomendações práticas e confiáveis** para agricultores, técnicos, engenheiros, professores, estudantes e públicos diversos ligados à produção vegetal.

O livro destaca as 101 culturas nos seguintes aspectos: importância econômica, exigências climáticas, épocas mais adequadas de plantio, cultivares disponíveis, produção de sementes ou mudas, espaçamento e densidade de plantio, preparo do solo, operações de calagem e adubação, irrigação, controle de plantas espontâneas, pragas e doenças, colheita e comercialização.

EPAMIG SEDE
Av. José Cândido da Silveira, 1647
União • BH • MG • CEP 31170-495
TEL. (31) 3489-5002 • publicacao@epamig.br

EPAMIG

AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO

MINAS GERAIS

GOVERNO DIFERENTE. ESTADO EFICIENTE.

Apresentação

As pragas e doenças do solo provocam impactos expressivos na agricultura em decorrência das restrições na produção agrícola sustentável. Dentre estas pragas, os fitonematoides têm importância relevante, pois estima-se que provoquem perdas de, aproximadamente, 10% na produção agrícola mundial. Além disso, os fitonematoides têm limitado a produção de espécies de plantas suscetíveis, porém de interesse econômico, tanto em cultivos no campo como em sistema protegido no território nacional.

As espécies do gênero *Meloidogyne* são de ampla distribuição geográfica e provocam graves prejuízos à lavoura, sendo assim reconhecidamente as mais importantes. Entretanto, *Pratylenchus* (nematoide-das-lesões), *Rotylenchulus* (nematoide-reniforme), *Radopholus* (nematoide-cavernícola) e *Heterodera* (nematoide-dos-cistos) também provocam danos expressivos na agricultura nacional, quando presentes nos cultivos, principalmente naqueles sem manejo criterioso.

A maioria dos fitonematoides age de forma oculta, pois o ataque é subterrâneo. Assim, os danos causados podem passar despercebidos e também ser confundidos com sintomas de deficiência nutricional, ataque de outra praga, compactação do solo e várias outras causas.

Nesta edição do Informe Agropecuário são abordadas as principais culturas afetadas pelos fitonematoides e as formas de manejo que incluem desde a seleção de material sadio, objetivando evitar a introdução em áreas indenes, até a adoção de medidas de controle cultural, químico, biológico, genético e físico em áreas infestadas. Estas abordagens poderão colaborar com o setor agrícola no manejo mais eficiente dessas pragas.

Alniusa Maria de Jesus
Mário Sérgio Carvalho Dias

Informe Agropecuário

Uma publicação da EPAMIG
v. 40, n. 306, 2019
Belo Horizonte, MG

Sumário

EDITORIAL 3

ENTREVISTA 4

Nematoides fitoparasitas e impactos na agricultura brasileira
Vilmar Gonzaga e Alniusa Maria de Jesus 7

Diagnose e manejo de fitonematoides na cultura da soja
Luciany Favoreto, Maurício Conrado Meyer, Claudia Regina Dias-Arieira, Andressa Cristina Zamboni Machado, Débora Cristina Santiago e Neucimara Rodrigues Ribeiro 18

Manejo de fitonematoides
Regina Cássia Ferreira Ribeiro, Claudia Regina Dias-Arieira, Andressa Cristina Zamboni Machado, Mário Sérgio Carvalho Dias e Alniusa Maria de Jesus 30

***Meloidogyne enterolobii* e sua evolução nos cultivos brasileiros**
José Mauro da Cunha e Castro 41

Controle biológico de nematoides parasitas de plantas
Wânia dos Santos Neves, Everaldo Antônio Lopes e Rosangela Dallemole Giaretta 49

Manejo de nematoides parasitas da cana-de-açúcar
Elvira Maria Regis Pedrosa, Andréa Chaves Fiuza Porto e Lílian Margarete Paes Guimarães .. 58

Espécies de fitonematoides associados à cultura da bananeira
Alniusa Maria de Jesus, Mário Sérgio Carvalho Dias e Maria Geralda Vilela Rodrigues 68

Nematoides parasitas associados à cultura do cafeeiro: espécies, danos e controle
Sônia Maria de Lima Salgado, Willian César Terra, Juliana Costa de Rezende Abrahão e Bárbhara Joana dos Reis Fatobene 79

Manejo de nematoides na olericultura
Silvia Renata Siciliano Wilcken, Júlio César Antunes Ferreira, Alniusa Maria de Jesus e Mário Sérgio Carvalho Dias 88

Manejo de fitonematoides na cultura do feijoeiro
Regina Cássia Ferreira Ribeiro, Claudia Regina Dias-Arieira e Adelica Aparecida Xavier 102

ISSN 0100-3364

Informe Agropecuário	Belo Horizonte	v. 40	n. 306	p. 1-108	2019

© 1977 Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG)

ISSN 0100-3364
INPI: 006505007

CONSELHO DE PUBLICAÇÕES E INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA
Nilda de Fátima Ferreira Soares
Trazilbo José de Paula Júnior
Beatriz Cordenonsi Lopes
Vânia Lúcia Alves Lacerda
Thales Santos Terra

COMISSÃO EDITORIAL DE PUBLICAÇÕES E INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA
Trazilbo José de Paula Júnior
Vânia Lúcia Alves Lacerda
Beatriz Cordenonsi Lopes
Marcelo Abreu Lanza

EDITORES TÉCNICOS
Alniusa Maria de Jesus e Mário Sérgio Carvalho Dias (EPAMIG Norte)

CONSULTORES TÉCNICOS
João Batista Ribeiro da Silva Reis, Luciana Nogueira Londe, Mauricio Mendes Cardoso, Nívio Poubel Gonçalves, Antônio Claudio Ferreira da Costa (EPAMIG Norte), Elka Fabiana Aparecida Almeida (UFMG-ICA) e Marcelo Abreu Lanza (EPAMIG Sede)

PRODUÇÃO

DEPARTAMENTO DE INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA

EDITORA-CHEFE
Vânia Lúcia Alves Lacerda

DIVISÃO DE PRODUÇÃO EDITORIAL
Fabriciano Chaves Amaral

REVISÃO LINGUÍSTICA E GRÁFICA
Marlene A. Ribeiro Gomide e *Rosely A. R. Battista Pereira*

NORMALIZAÇÃO
Fátima Rocha Gomes

PRODUÇÃO E ARTE
Diagramação/formatação: *Ângela Batista P. Carvalho, Fabriciano Chaves Amaral e Maria Alice Vieira*

Coordenação de Produção Gráfica
Ângela Batista P. Carvalho

Capa: *Ângela Batista P. Carvalho*
Foto**:** *Mário Sérgio Carvalho Dias*

Contato - Produção da revista
(31) 3489-5075 - dpit@epamig.br

Impressão: *EGL Editores Gráficos Ltda.*

Circulação*: outubro 2019*

Informe Agropecuário é uma publicação trimestral da Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG)

É proibida a reprodução total ou parcial, por quaisquer meios, sem autorização escrita do editor. Todos os direitos são reservados à EPAMIG.

Os artigos assinados por pesquisadores não pertencentes ao quadro da EPAMIG são de inteira responsabilidade de seus autores.

Os nomes comerciais apresentados nesta revista são citados apenas para conveniência do leitor, não havendo preferências, por parte da EPAMIG, por este ou aquele produto comercial. A citação de termos técnicos seguiu a nomenclatura proposta pelos autores de cada artigo.

O prazo para divulgação de errata expira seis meses após a data de publicação da edição.

AQUISIÇÃO DE EXEMPLARES
Divisão de Negócios Tecnológicos
Av. José Cândido da Silveira, 1.647 - União
CEP 31170-495 Belo Horizonte - MG
www.informeagropecuario.com.br; www.epamig.br
(31) 3489-5002 - publicacao@epamig.br
CNPJ (MF) 17.138.140/0001-23 - Insc. Est.: 062.150146.0047

DIFUSÃO INTERINSTITUCIONAL
Dorotéia Resende de Morais e Maria Lúcia de Melo Silveira
Biblioteca Professor Octávio de Almeida Drumond
(31) 3489-5073 - biblioteca@epamig.br
EPAMIG Sede

Informe Agropecuário. - v.3, n.25 - (jan. 1977) - . - Belo Horizonte: EPAMIG, 1977 - .
v.: il.

Bimestral - até 2017, Trimestral - 2018
Cont. de Informe Agropecuário: conjuntura e estatística. - v.1, n.1 - (abr.1975).
ISSN 0100-3364

1. Agropecuária - Periódico. 2. Agropecuária - Aspecto Econômico. I. EPAMIG.

CDD 630.5

O Informe Agropecuário é indexado na AGROBASE, CAB INTERNATIONAL e AGRIS

Governo do Estado de Minas Gerais
Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Governo do Estado de Minas Gerais
Romeu Zema Neto
Governador

Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento
Ana Maria Soares Valentini
Secretária

EPAMIG
Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais

Conselho de Administração

Ana Maria Soares Valentini
Nilda de Fátima Ferreira Soares
Sebastião Barbosa
Glênio Martins de Lima Mariano
Neivaldo de Lima Virgilio
Maria Lélia Rodriguez Simão
Marco Antonio Viana Leite

Suplentes
Lígia Maria Alves Pereira
Guilherme Henrique de Azevedo Machado
João Ricardo Albanez
Reginério Soares Faria

Conselho Fiscal

Márcio Maia de Castro
Lívia Maria Siqueira Fernandes
Amarildo José Brumano Kalil

Suplentes
Marcílio de Sousa Magalhães
Pedro D'Angelo Ribeiro

Presidência
Nilda de Fátima Ferreira Soares

Diretoria de Operações Técnicas
Trazilbo José de Paula Júnior

Diretoria de Administração e Finanças
Leonardo Brumano Kalil

Gabinete da Presidência
Maria Lélia Rodriguez Simão

Assessoria de Assuntos Estratégicos
Luciana Pereira Junqueira Simão

Assessoria de Comunicação
Fernanda Nívea Marques Fabrino

Assessoria de Contratos e Convênios
Eliana Helena Maria Pires

Assessoria de Informática
Gilberto Stoduto de Melo

Assessoria Jurídica
Melcquisedec Inácio Teixeira

Assessoria de Negócios Agropecuários
Clenderson Corradi de Mattos Gonçalves

Auditoria Interna
Adriana Valadares Caiafa

Departamento de Gestão de Pessoas
Marcelo Ribeiro Gonçalves

Departamento de Informação Tecnológica
Vânia Lúcia Alves Lacerda

Departamento de Infraestrutura e Logística
Ricardo Alves de Oliveira

Departamento de Inovação, Negócios Tecnológicos e Suporte Jurídico à Pesquisa
Thales Santos Terra

Departamento de Orçamento e Finanças
Polliette Alcileia Leite

Departamento de Pesquisa
Beatriz Cordenonsi Lopes

Departamento de Suprimentos
Mauro Lúcio de Rezende

Instituto de Laticínios Cândido Tostes
Claudio Furtado Soares

Instituto Técnico de Agropecuária e Cooperativismo
Luci Maria Lopes Lobato e Francisco Olavo Coutinho da Costa

EPAMIG Sul
Rogério Antônio Silva e Marcelo Pimenta Freire

EPAMIG Norte
Polyanna Mara de Oliveira e Josimar dos Santos Araújo

EPAMIG Sudeste
Marcelo de Freitas Ribeiro e Luciano Luis Jacob

EPAMIG Centro-Oeste
Marinalva Woods Pedrosa e Felipe Lopes Pena

EPAMIG Oeste
Fernando Oliveira Franco e Irenilda de Almeida

Tecnologias para prevenção e controle de nematoides fitoparasitas

Os nematoides fitoparasitas são microrganismos de solo capazes de parasitar o sistema radicular da planta durante, praticamente, todo o ciclo da cultura no campo. Atacam um grande número de espécies de plantas de interesse agrícola e causam perdas consideráveis na produção mundial de alimentos. Esses microrganismos representam enorme ameaça à segurança alimentar em todo o mundo, destruindo pelo menos 12% da produção global de alimentos anualmente, prejuízo estimado em mais de 157 bilhões de dólares.

As plantas parasitadas por estes nematoides apresentam baixa produtividade, o que resulta em grandes prejuízos para o agricultor e um aumento no custo final do produto para o consumidor. O reconhecimento do papel dos nematoides como importantes fatores limitantes à produção agrícola ocorreu a partir das décadas de 1930 e 1940, principalmente em função da expansão das áreas de cultivo e do aumento da demanda por alimentos em face do aumento da população mundial.

Diante dos danos causados e da fácil disseminação desses fitonematoides, torna-se importante que medidas de prevenção e controle sejam adotadas, a partir de pesquisas e tecnologias capazes de minimizar esses ataques. O conhecimento e o estudo dos nematoides fitoparasitas são fundamentais para a definição dessas estratégias, que devem ser desenvolvidas de forma integrada.

Primeiramente, devem-se adotar medidas preventivas que evitem a introdução destes organismos em áreas onde ainda não estão presentes. E, num segundo momento, após a introdução do nematoide na área de cultivo, adotar medidas de controle para minimizar os prejuízos causados, dentre estas a resistência genética das plantas a esses organismos, a rotação de culturas, o controle químico, bem como métodos alternativos, a exemplo do controle biológico, que, a cada dia, ganha mais espaço nas pesquisas científicas, com resultados promissores que têm incentivado seu uso pelos agricultores.

Esta edição do Informe Agropecuário apresenta informações e tecnologias para prevenção e controle dos nematoides fitoparasitas e visa disseminar, entre os produtores, o conhecimento sobre estes organismos capazes de causar prejuízos consideráveis a uma grande diversidade de culturas agrícolas.

Nilda de Fátima Ferreira Soares
Presidência da EPAMIG

Manejo de nematoides requer conhecimento

Jaime Maia dos Santos é engenheiro-agrônomo, mestre pela Universidade Federal de Viçosa (UFV), com doutorado pela Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" - Faculdade de Ciências Agronômicas (Unesp-FCA), Campus Botucatu, SP , sobre as principais espécies de Meloidogyne Goeldi que infectam o cafeeiro no Brasil. Em 2015, aposentou-se como professor de Nematologia no Departamento de Fitossanidade da Unesp-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), em Jaboticabal, SP e continuou dedicando-se à consultoria sobre o manejo de nematoides nas culturas em geral e ministrando palestras em todo país.

IA - *Qual o impacto dos nematoides na agricultura brasileira e mundial?*

Jaime Maia dos Santos - As estimativas dão conta de que no agronegócio perdemos, anualmente, em torno de 35 bilhões de reais, por conta dos danos causados por nematoides. Somente na soja, essa praga causa perdas, anuais, estimadas em 16,2 bilhões de reais. Na condição de País tropical, onde se praticam duas ou mais safras por ano de culturas suscetíveis e onde há carência de informação no campo, essas cifras, apesar de alarmantes, não surpreendem os profissionais que trabalham no manejo de pragas. Em todo o mundo, os nematoides são sérias causas de perdas na agricultura. No Brasil, essas perdas são maiores que em outras regiões, pelas razões mencionadas. Entretanto, considerando os recursos genéticos disponíveis sobre as culturas anuais envolvidas nos sistemas de produção, o conhecimento acumulado sobre essas pragas e os tratamentos que o mercado oferece, essas perdas são injustificáveis. Temos dito que, quem ainda estiver perdendo para os nematoides no Brasil, está pisando na bola.

IA - *Qual a relevância das pesquisas em Nematologia Agrícola?*

Jaime Maia dos Santos - As pesquisas nesta área do conhecimento já produziram tanto informações mais comuns, como informações sobre a interação desses nematoides com as culturas, sobre as práticas que podem ser adotadas no campo para reduzir o impacto dessas pragas e sobre os tratamentos auxiliares que o mercado oferece. Dessa forma, a continuidade das perdas tem uma única razão: as informações disponíveis não chegam ao campo ou, se chegam, os produtores não as põem em prática.

IA - *Os sintomas provocados pelos nematoides demoram a ser percebidos pelos produtores?*

Jaime Maia dos Santos - Não só demoram, como, frequentemente, são confundidos com outras causas. Já tive oportunidade de estar com o produtor e ouvi-lo dizer: "aí não caiu adubo", referindo-se a uma reboleira causada por um nematoide na lavoura. É comum o produtor atribuir o insucesso de suas lavouras ou de parte delas a questões de solo, tais como compactação, textura arenosa, pedregosa, dentre outras, quando, na verdade, a causa foram os nematoides. Como são microscópicos, dificultam bastante a identificação do problema. Quanto às pragas da parte aérea ou mesmo de solo que se consegue ver, ou mesmo doenças, cujos sintomas já são bem conhecidos, os produtores têm menos chance de errar.

IA - *Quais são as táticas recomendadas para a realização do controle dos nematoides no momento certo? Qual o retrospecto da utilização dessas táticas no Brasil?*

Jaime Maia dos Santos - É preciso entendermos o seguinte: não se faz o controle de nematoides na soja, nem no algodão, nem no feijão. Se uma dessas culturas foi atacada por um nematoide, o produtor colherá o que sobrar. Não é assim com uma outra praga, como por exemplo uma lagarta ou mesmo uma doença de folhas. Basta que o produtor aplique o defensivo certo, na dosagem certa, no momento certo, e o problema será resolvido. Com os nematoides não é assim, pois os danos causados nas raízes das culturas anuais são irreversíveis. Por isso, fazemos o controle ou manejo dos nematoides especificamente para a soja, para o algodão ou para qualquer outra cultura anual. Para as perenes, como o cafeeiro e outras, o controle do nematoide é feito na cultura. Se olharmos a história, veremos que, até a década de 1970, o manejo de nematoides foi praticado principalmente com nemati-

cida em área total. Desequilíbrios foram sentidos e, na década de 1980, chegamos ao Manejo Integrado de Pragas (MIP). Ainda eram os nematicidas a principal arma, mas apenas nas áreas infestadas das lavouras. Os resultados não foram satisfatórios e, na década de 1990, tiraram-se os olhos das pragas e focaram nas culturas. Foi a época do manejo integrado da cultura. O pressuposto foi de que, se tivéssemos dado as condições ideais para as culturas se desenvolverem, não teríamos problemas com nematoides. A rotação de culturas, plantas antagonistas, tais como as crotalárias, revolvimento do solo e práticas afins estiveram no foco. Essa hipótese não se confirmou e, no final da década de 1990, no início do novo século, foi a vez dos manejos biológicos. Os nematicidas foram demonizados. Surgiu a agricultura orgânica e o controle biológico também teve seu apogeu. Atualmente estamos vivenciando o Manejo Natural de Nematoides, que alguns chamam manejo integrado, embora não haja um paralelismo com o conceito do MIP aplicado à Entomologia. Na Nematologia, o trato natural de nematoides pressupõe que um manejo bem-sucedido não pode ser obtido com uma medida isolada, mas com práticas combinadas para este propósito.

IA - *Existe um limiar de dano econômico que pode ser adotado no manejo de nematoides?*

Jaime Maia dos Santos - Embora existam algumas tabelas de limiar de dano econômico para ser empregadas no manejo de nematoides, essas são muito imprecisas e, na maioria das vezes, desnecessárias. Todas as culturas sinalizam a presença de nematoides, quando estes estão causando dano. A equipe da fazenda, em geral, conhece muito bem as áreas da propriedade. Além disso, as colheitadeiras fazem mapas de colheita precisos, indicando onde estão os pontos cuja produtividade foi comprometida. A inspeção desses pontos revelará se são os nematoides os causadores dos danos eventuais. Outros dados são necessários para decisões mais assertivas sobre as questões de nematoides. A coleta de amostras, a qual visa à obtenção de informações sobre a densidade da população de nematoides em lavouras que exibem um grande número de reboleiras, é completamente desnecessária. Os sintomas e sinais dos nematoides na soja, por exemplo, quando a inspeção das culturas se dá por volta da floração, possibilitam a pronta identificação da espécie presente no campo. No caso de *Pratylenchus brachyurus,* a raiz pivotante e outras estarão necrosadas se esse nematoide estiver presente. A presença de galhas nas raízes indica que se trata de *Meloidogyne incognita* ou *Meloidogyne javanica*, na maioria dos casos. Um teste complementar com plantas indicadoras de algodão, suscetível a *M. incognita*, e de uma cultivar de soja resistente a *M. javanica* sobre algumas reboleiras, permite a segura identificação dessas que são espécies predominantes no campo. Quando se trata do nematoide-de-cisto, o amarelecimento das plantas em reboleiras de bordos bem definidos e a presença dos sinais do nematoide nas raízes, isto é, a presença de fêmeas esbranquiçadas presas à superfície das raízes, revelam que se trata do nematoide-de-cisto-da-soja (*Heterodera glycines*). A quantidade e a disposição das reboleiras na área revelam a distribuição do nematoide na fazenda.

IA - *Quais são as principais barreiras enfrentadas no manejo de nematoides?*

Jaime Maia dos Santos - Decididamente falta aos produtores o conhecimento do que fazer para manejar as populações de nematoides em suas áreas. Ainda não se convenceram de que é na safrinha, quando esta é praticada, que se deve corrigir o que for necessário, para maximizar os ganhos de maior investimento, que é a safra de verão a seguir. O produtor precisa se convencer que terá de escolher um milho de menor fator de reprodução para o nematoide presente em sua área, quando da safrinha, ainda que esta tenha uma margem produtiva menor que outra, visando aumentar o rendimento da soja na safra de verão a seguir. Isto se aplica somente às áreas infestadas. A cultura de sorgo, suscetível aos nematoides-de-galha e nematoides-das-lesões, deveria ser evitada, pelo menos nas áreas com história de problemas causados por essas pragas. Provavelmente, em algumas regiões como no Paraná, no Vale do Paranapanema, em São Paulo, no Triângulo Mineiro e em algumas regiões de Goiás, os danos causados pelos nematoides à soja da próxima safra serão maiores, visto que, em razão da cigarrinha-do-milho, muitos produtores optaram pelo sorgo na última safrinha. Para minimizar os riscos, o tratamento das sementes de soja para essas áreas não deveria ser negligenciado.

IA - *Que comparativo pode ser feito entre o controle químico, o biológico e o manejo integrado?*

Jaime Maia dos Santos - O controle químico tem como principal vantagem a ação de choque por ocasião do tratamento. Contudo, cessando o efeito residual em até 30 dias, a população da praga reconstitui-se e volta a causar danos, muitas vezes mais severos. Por isso, recomenda-se utilizá-lo em cultivares com fator de reprodução mais baixo para o nematoide presente. Com o controle biológico não é assim. Por se tratar de organismos vivos, em geral a perda de eficácia demandará mais tempo. Se os nematoides são o alimento do agente do controle biológico, enquanto os nematoides estiverem na rizosfera o agente do controle biológico estará exercendo seu papel e reduzindo a ação da praga. O chamado controle integrado, como frequentemente entendido, pressupõe a combinação dessas práticas e, somado à resistência do hospedeiro, pode garantir o sucesso do manejo dos nematoides nas lavouras.

Por Vânia Lacerda

COCATREL

Uma das maiores cooperativas de cafeicultores no Brasil, reunindo mais de 6 mil famílias de produtores rurais em cerca de 90 municípios. Os armazéns Cocatrel são equipados com o sistema de rastreamento por rádio frequência RFID, o que garante completa rastreabilidade dos cafés depositados. Nossas 11 unidades de recebimento estão aptas a receber cafés das principais certificadoras com agilidade, transparência e segurança.

BASE PARA CRESCER
PERTO PARA OUVIR
SEGURA PARA O SEU NEGÓCIO

Nematoides fitoparasitas e impactos na agricultura brasileira

Vilmar Gonzaga[1], *Alniusa Maria de Jesus*[2]

Resumo - Existem, aproximadamente, 4.100 espécies de fitonematoides, e todas as plantas são parasitadas por um ou mais nematoides. Além de causarem danos, estes organismos também interagem com outros patógenos, aumentando a predisposição da planta às doenças. Torna-se difícil avaliar com acurácia o impacto dos fitonematoides na redução da produção agrícola. Relacionam-se os nematoides mais importantes economicamente para o Brasil, e as respectivas culturas parasitadas, bem como os nematoides quarentenários ausentes no País. Apresentam-se, ainda, sintomas causados pelos nematoides em diferentes espécies vegetais e as perdas relatadas em culturas, no Brasil e em outros países. A identificação precisa das espécies de nematoides torna-se essencial para a escolha dos métodos de manejo e é pré-requisito para pesquisas básicas e aplicadas.

Palavras-chave: Fitonematoide. Parasito. Ocorrência. Dano.

Plant-parasitic nematodes and impacts on brazilian agriculture

Abstract - There are approximately 4,100 phytonematoid species. All plants are parasitized by one or more nematodes. In addition to causing damage, these organisms also interact with other pathogens, increasing the plant's predisposition to disease. It is difficult to accurately assess the impact of phytonematoids in reducing agricultural production. The most economically important nematodes for Brazil, their respective parasitized cultures, as well as the quarantine nematodes absent in the country are listed. Symptoms caused by the nematodes in different plant species and the reported losses in crops, in Brazil and in other countries. Accurate identification of nematode species becomes essential for the choice of management methods and is a prerequisite for basic and applied research.

keywords: Phytonematoid. Parasite. Occurrence. Damage.

INTRODUÇÃO

Os nematoides somente ficam atrás dos insetos em relação ao número de espécies no reino animal, entretanto, apenas 3% de todas as espécies já foram identificadas. Estima-se que, aproximadamente, 7,5 bilhões de nematoides podem ser encontrados em 1 ha de solo, considerando a profundidade de 20 cm. A maioria alimenta-se de bactérias, fungos e outros microrganismos, desempenhando papel importante no equilíbrio dos ecossistemas. Aproximadamente 4.100 espécies de nematoides são capazes de parasitar plantas (DECRAEMER; HUNT, 2006). Todas as plantas são parasitadas por uma ou mais espécie de nematoide. Entretanto, apesar de serem pragas importantes, pelo tamanho microscópico, geralmente menos de 1 mm de comprimento e entre 15 e 20 µm de diâmetro, os fitonematoides não são visíveis a olho nu e, muitas vezes, é difícil convencer agricultores e consultores de que o problema na cultura é realmente causado por estes parasitas. Os fitonematoides são comumente denominados de nematoides parasitas de plantas.

O reconhecimento do papel dos nematoides como fator limitante à produção agrícola ocorreu a partir das décadas de 1930 e 1940, principalmente em função da expansão das áreas de cultivo, da demanda por alimentos e do aumento da população mundial.

Durante as duas últimas décadas, com o crescimento econômico e o aumento da renda per capita em países emergentes, aumentou-se a demanda por produtos agrícolas no mundo, o que, em conjugação com suas grandes populações, levou a um significativo aumento nas importações desses produtos. Entre 2000 e 2016, o comércio mundial de produtos agrícolas aumentou mais de três vezes em valor, com uma taxa de crescimento anual de mais de 6%. O comércio agrícola, que movimentava US$ 570 bilhões em 2000, passou a registrar um fluxo de US$ 1,6 trilhão, em 2016. A

[1]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EMBRAPA Gado de Leite, Juiz de Fora, MG, vilmar.gonzaga@embrapa.br

[2]Bióloga, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, alniusa@epamig.br

Submissão: 12/3/2019 - Aprovação: 12/3/2019

expansão econômica da China e a demanda por biocombustíveis foram os principais fatores desse crescimento (FAO, 2018).

Somente a partir do início da década de 1940, com a aplicação de nematicidas fumigantes de solo mais eficientes, brometo de metila e 1,2-dicloropropano, 1, 3 dicloropropeno (D-D), que as perdas por nematoides de solo puderam ser quantificadas com maior precisão.

Além de causarem danos às plantas, os fitonematoides também interagem com outros patógenos, aumentando a predisposição da planta a outros agentes patogênicos, participando de complexos etiológicos ou atuando como vetores, principalmente de fitovírus. Com isso, torna-se difícil avaliar com acurácia o impacto dos fitonematoides na redução da produção agrícola.

DESCRIÇÃO E OCORRÊNCIA DOS NEMATOIDES

Os nematoides são vermes cilíndricos, sendo a forma do corpo, embora variável, geralmente filiforme, ou seja, em forma de fio (o nome deriva do grego nema, que significa fio). São animais aquáticos, que podem ser encontrados nos polos do Planeta, nos oceanos, em água doce e no filme ou película de água existente entre as partículas de solo. Na verdade, podem ocorrer em variados ambientes naturais, como desertos, desde que nestes haja umidade suficiente para sua sobrevivência. Certas espécies desenvolveram uma habilidade particular de sobreviver por períodos longos sob umidade muito baixa, em estado de repouso, quase sem dispêndio de energia, retomando as atividades normais quando expostas de novo a ambientes favoráveis. Isso pode ocorrer também com os fitonematoides, havendo espécies que sobrevivem em sementes.

O primeiro relato de um nematoide parasita de plantas ocorreu em 1743, quando o reverendo britânico, John Tuberville Needham, o detectou em sementes de trigo. O nematoide em questão era *Anguina tritici*. Uma única semente de trigo infectada pode conter em torno de 11 mil a 18 mil espécimes de *A. tritici*, mas há relato de até 90 mil espécimes.

Os nematoides parasitas de plantas representam enormes ameaças à segurança alimentar global. Destroem pelo menos 12,3% da produção global de alimentos, anualmente. Isto é estimado em mais de 157 bilhões de dólares em todo o mundo.

Uma das poucas estimativas disponíveis em relação às perdas causadas pelos nematoides, em escala global, foi publicada no final da década de 1980 (SASSER; FRECKMAN, 1987). Por meio de um questionário respondido por 371 nematologistas de vários países, estimou-se que as perdas decorrentes da ação de nematoides variam entre 20,6% na cultura do tomateiro e 3,3% em centeio, com média de 12,3%. Entretanto, os danos causados por nematoides variam em função da densidade inicial do patógeno no solo, da suscetibilidade do hospedeiro e das condições ambientais. Como exemplo, no trabalho realizado por Sasser e Freckman (1987), a estimativa de perda na cultura da soja foi de 10,6%.

Embora ainda surjam novos relatos de nematoides, que causam doenças em plantas cultivadas, já são conhecidos os principais responsáveis por perdas na agricultura, quanto a aspectos de sua biologia, distribuição geográfica, círculo de hospedeiras, diversidade genética, importância econômica, métodos de diagnóstico, epidemiologia e medidas de controle.

A maioria dos fitonematoides é habitante do solo e parasita raízes, bulbos e tubérculos. Nematoides semiendoparasitos e semiectoparasitos introduzem a parte anterior do corpo ou apenas o estilete, respectivamente, nas células vegetais de onde retiram seus nutrientes. Os gêneros *Rotylenchulus*, *Tylenchulus*, *Helicotylenchus*, *Xiphinema*, *Longidorus*, *Trichodorus* e *Hemicycliophora* são exemplos de nematoides desses grupos. Por sua vez, os nematoides endoparasitos invadem completamente as raízes, alimentando-se das células e migrando no interior dos tecidos radiculares (*Pratylenchus*, *Radopholus* e *Hirschmanniella*) ou estabelecendo sítios especializados de alimentação (*Meloidogyne* e *Heterodera*). Alguns fitonematoides parasitam a parte aérea das plantas, o que resulta diretamente na redução da produção das culturas, como, por exemplo, espécies de *Aphelenchoides*, *Bursaphelenchus* e *Ditylenchus* (LOPES; FERRAZ, 2016).

Jones *et al.* (2013) realizaram uma pesquisa com membros das Sociedades de Nematologia em todo o mundo, os quais foram convidados a nomear seus cinco principais nematoides parasitas de plantas. Foram recebidas mais de 225 respostas que resultaram na eleição dos dez fitoparasitas mais importantes. Espécies de um mesmo gênero foram agrupadas para permitir o registro de outros nematoides, também importantes, assim, em ordem decrescente surgiram: 1 – nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.); 2 – nematoides-de-cistos (*Heterodera* spp. e *Globodera* spp.); 3 – nematoides-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus* spp.); 4 – nematoide-cavernícola (*Radopholus similis*); 5 – nematoide-do-amarelão-do-alho (*Ditylenchus dipsaci*); 6 – nematoide causador de murcha em pinheiros (*Bursaphelenchus xylophilus*); 7 – nematoide-reniforme (*Rotylenchulus reniformis*); 8 – nematoide-adaga (*Xiphinema index*); 9 – falso-nematoide-das-galhas (*Nacobbus aberrans*); 10 – nematoide-da-ponta-branca-do-arroz (*Aphelenchoides besseyi*) e merecendo ainda destaque: o nematoide-espiralado (*Helicotylenchus* spp.) e o nematoide causador da raiz cega (*Trichodorus* spp.). Em escala global, os nematoides listados são os que afetam a maioria das plantas anuais e perenes que produzem alimentos e fibras, assim como as ornamentais. Porém, existem outros com distribuição mais restrita por região ou por cultura, mas que também são importantes patógenos. Por exemplo, o nematoide-do-anel-vermelho-do-coqueiro (*Bursaphelenchus cocophilus*) encontrado parasitando coqueiros e dendezeiros da América tropical; o nematoide-de-ferrão (*Belonolaimus longicaudatus*) encontrado em gramados e várias culturas nos Estados Unidos; e o nematoide-da-casca-preta-do-

-inhame (*Scutellonema bradys*), sendo observado no Nordeste brasileiro e na África (CARES; LOPES, 2018).

Na relação dos dez nematoides mais importantes para a agricultura de Jones *et al.* (2013), o nematoide-de-cisto-da-batata (*Globodera rostochiensis* e *G. pallida*), o falso-nematoide-das-galhas (*N. aberrans*) e o nematoide-da-madeira-do-pinheiro (*B. xylophilus*) não estão presentes no Brasil. É importante destacar que o besouro (*Monochamus* spp.), vetor do nematoide em pinheiros, também é uma praga quarentenária ausente.

Estima-se que no Reino Unido o nematoide-de-cisto-da-batata cause perdas nesta cultura correspondentes a US$ 70 milhões ou, aproximadamente, 9% da produção britânica desse tubérculo. A América do Sul é o centro de origem da batata e do nematoide. *G.rostochiensis* já foi relatado na, Bolívia, Chile, Colômbia, Equador, Peru e Venezuela (CABI, 2019), enquanto *G. pallida* foi relatado nos países citados, bem como na Argentina e Ilhas Malvinas (CABI, 2018). Os cistos desse nematoide podem persistir viáveis no solo por até 30 anos, na ausência de planta hospedeira (TURNER, 1996).

Em 1 de outubro de 2018, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) publicou a Instrução Normativa nº 39 de 1/10/2018, que atualizou a lista de pragas quarentenárias ausentes para o Brasil, na qual constam os nematoides (BRASIL, 2018): *Anguina agrostis*; *Anguina pacificae*; *Anguina tritici*; *Aphelenchoides blastophthorus*; *Belonolaimus longicaudatus*; *Bursaphelenchus mucronatus*; *Bursaphelenchus xylophilus*; *Criconema mutabile*; *Ditylenchus africanus*; *Ditylenchus angustus*; *Ditylenchus destructor*; *Ditylenchus dipsaci* (todas as raças, exceto as do alho); *Ditylenchus emus*; *Ditylenchus equalis*; *Ditylenchus fotedari*; *Globodera pallida*; *Globodera rostochiensis*; *Heterodera avenae; Heterodera cajani*; *Heterodera ciceri*; *Heterodera goettingiana*; *Heterodera mediterranea*; *Heterodera oryzae*; *Heterodera oryzicola*; *Heterodera sacchari*; *Heterodera schachtii*; *Heterodera trifolii*; *Heterodera zeae*; *Longidorus attenuatus*; *Longidorus elongatus*; *Meloidogyne chitwoodi*; *Meloidogyne fallax*; *Nacobbus aberrans*; *Nacobbus dorsalis*; *Pratylenchus fallax*; *Pratylenchus goodeyi*; *Pratylenchus pratensis*; *Pratylenchus scribneri*; *Pratylenchus thornei*; *Punctodera chalcoensis*; *Punctodera punctata (Heterodera punctata)*; *Rotylenchulus macrodoratus*; *Rotylenchulus parvus*; *Subanguina radicicola*; *Trichodorus viruliferus*; *Xiphinema diversicaudatum*; *Xiphinema italiae*; *Xiphinema rivesi*; *Xiphinema vuittenezi* e *Zygotylenchus guevarai*.

Segundo Oliveira e Neilson (2016), apesar de *X. index* ter sido relatado em associação com cajueiro, no Ceará, e videira, no Paraná, nos dois relatos não foram informados pelos autores resultados morfológicos e biológicos, de maneira que sua identificação e ocorrência no Brasil precisam ser confirmadas.

PRINCIPAIS FITONEMATOIDES PRESENTES NO BRASIL

Nematoides-das-galhas

Meloidogyne spp.

Em 1887, Goeldi criou o gênero *Meloidogyne* ao descrever a espécie *M. exigua* encontrada em cafeeiros no Rio de Janeiro. Atualmente, 20 espécies de *Meloidogyne* estão presentes no Brasil (CARNEIRO *et al.,* 2016).

Os nematoides-das-galhas, *Meloidogyne* spp., constituem o gênero mais agressivo, prejudicial e economicamente importante, pois infectam todos os tipos de culturas, tais como: hortaliças, fruteiras, soja, café, algodão, feijão, dentre outras. Mais de 100 espécies do gênero *Meloidogyne* foram descritas (HUNT; HANDOO, 2009), das quais *M. incognita, M. javanica, M. arenaria* e *M. hapla* podem representar até 95% dos nematoides-das-galhas em solos cultivados, dependendo da cultura (CARNEIRO *et al.,* 2016). A espécie mais disseminada no mundo é *M. incognita*, e possivelmente a mais prejudicial (TRUDGILL; BLOK, 2001), sendo responsável por danos em mais de 3 mil espécies vegetais, especialmente em regiões tropicais (LOPES; FERRAZ, 2016). Essa espécie apresenta quatro raças, enquanto *M. arenaria* apresenta as raças 1 e 2.

A duração do ciclo de vida de espécies de *Meloidogyne* é extremamente variável, dependendo do nematoide, da planta hospedeira e de fatores ambientais. Em bananeira e videira, o ciclo de ovo a ovo é de, aproximadamente, 25 a 30 dias e 25 dias, respectivamente, à temperatura de 27 ºC. Em fumo, o ciclo pode ser completado em menos de 20 dias, quando as condições são favoráveis, com temperaturas entre 25 ºC e 30 ºC. Em regiões de clima quente, os nematoides multiplicam-se a uma taxa de 5 a 10 gerações por ano e são muito mais ativos para encontrar e parasitar as plantas, quando comparadas a regiões de clima frio (TIHOHOD, 2000).

Os nematoides iniciam seu ciclo de vida na fase de ovo e logo é formado o juvenil de primeiro estádio (J1). O J1 permanece dentro do ovo, onde sofre ecdise e transforma-se em juvenil de segundo estádio (J2). O J2, que eclode do ovo, é o único estádio infectivo desse nematoide. Os J2s penetram nas extremidades das raízes em crescimento e movimentam-se intercelularmente. As primeiras penetrações do estilete do nematoide são acompanhadas de secreções que causam um crescimento das células, levando à formação de nutridoras células gigantes, de cujo conteúdo o nematoide se desenvolve, dando origem aos estádios J3 e J4 e, finalmente, aos adultos, machos e fêmeas. Ao mesmo tempo, uma intensa multiplicação celular causa o engrossamento das raízes, formando as galhas. As fêmeas maduras do nematoide-das-galhas são globosas e apresentam uma coloração branco-perolada, podendo ser observadas sem o uso de microscópio, ao contrário de J2 e machos. Mais de mil ovos podem ser depositados pela fêmea numa matriz gelatinosa que os protege.

As plantas parasitadas por espécies de *Meloidogyne* podem apresentar diversos graus de sintomas, como a presença de galhas nas raízes, clorose, redução e deformação do sistema radicular, menor eficiência das raízes em absorver e translocar água e nutrientes e menor crescimento da parte aérea, o que resulta em menor produtividade.

Os principais nematoides parasitas de hortaliças são os do gênero *Meloidogyne*, que ocorrem em raízes de cenoura, batata, batata-doce, beterraba, gengibre e mandioquinha-salsa, causando danos qualitativos nos produtos comercializados e expressivas perdas nos cultivos de alface, tomate, pimenta, pimentão e várias cucurbitáceas.

Os nematoides podem inviabilizar o cultivo em áreas infestadas, causando nomadismo de culturas suscetíveis. O abandono de áreas de produção de goiaba, pelo ataque de *M. enterolobii*, tem sido frequente no Brasil, desde os primeiros relatos da presença do patógeno no País. Na região do Alto Paranaíba, em Minas Gerais, áreas infestadas com nematoides-das-galhas podem permanecer três a quatro anos sem ser cultivadas com cenoura, batata ou beterraba (LOPES; FERRAZ, 2016).

Nematoides-das-lesões--radiculares

Pratylenchus spp.

As espécies de *Pratylenchus* são referidas, genericamente, como nematoides--das-lesões-radiculares, pelos sintomas na forma de lesões necróticas que causam nas raízes de seus hospedeiros. No Brasil, esses fitonematoides ocupam o segundo lugar em importância econômica, sendo superados apenas pelos nematoides-das-galhas (TIHOHOD, 2000). Os espécimes desse gênero são endoparasitos migradores, de corpo fusiforme, cujo comprimento dos adultos varia de 0,3 a 0,9 mm. Todos os estádios do ciclo de vida desses nematoides são infectivos e movem-se dentro das raízes e no solo. Não é incomum encontrar duas ou três espécies em uma mesma área.

É difícil determinar o número total de ovos produzidos por uma fêmea de *Pratylenchus* spp., porque estes são depositados um por um no interior das raízes ou no solo. A primeira ecdise ocorre no interior do ovo e as outras três ocorrem fora deste (TIHOHOD, 2000). Sob condições adversas, os nematoides podem sobreviver por um período mais longo na forma de ovo ou por meio de anidrobiose, quando podem permanecer no solo por mais de um ano (JONES *et al.,* 2013). Os machos são comuns em algumas espécies e ausentes em outras, apesar da reprodução ser geralmente por partenogênese.

Atualmente, o gênero *Pratylenchus* apresenta 100 espécies descritas (SINGH *et al.,* 2018). Algumas apresentam ampla distribuição geográfica, tanto em países de clima tropical como temperado, onde são atribuídos elevados danos econômicos causados por esses nematoides em um grande número de culturas de importância econômica para a agricultura, tais como algodão, arroz, batata, café, cana-de-açúcar, milho, soja, trigo, diversas plantas ornamentais, forrageiras e frutíferas.

Em que pese o grande número de espécies no gênero, apenas seis são mais frequentemente encontradas associadas a diferentes culturas no Brasil, a saber: *P. brachyurus*, *P. coffeae*, *P. jaehni*, *P. penetrans, P. vulnus* e *P. zeae*. Para algumas outras espécies do grupo, existem apenas registros de sua ocorrência no País, quais sejam: *P. pseudopratensis*, *P. jordanensis* e *P. pseudofallax.* Em 2016, foi relatada a presença de *P. crenatus* em campos de feijão no estado do Paraná (BONFIN JUNIOR *et al.,* 2016). De outra forma, as espécies *P. fallax*, *P. goodeyi*, *P. scribneri* e *P. thornei* possuem o status de pragas quarentenárias ausentes para o Brasil (BRASIL, 2018).

No estudo realizado por Gonzaga, Santos e Tenente (2011), em 75 populações de *Pratylenchus* spp., procedentes de 12 Estados brasileiros e do Distrito Federal, foram identificadas as seguintes espécies, nas respectivas culturas ou plantas: *P. brachyurus* em abacaxi, algodão, café, cana-de-açúcar, milho, soja e sorgo; *P. coffeae* em banana e graviola; *P. jaehni* em citros; *P. penetrans* em amarilis, lírio e soja; *P. vulnus* em rosa e *P. zeae* em amendoim, cana-de-açúcar, dracena, milho e soja.

P. brachyurus é atualmente um dos principais entraves à produção agrícola no Brasil, em especial nos cultivos de soja, algodão e milho em áreas de Cerrado (MACHADO, 2014). Esse nematoide apresenta ampla disseminação no País. A expansão da soja em áreas de solos arenosos, combinada à utilização de cultivares muito suscetíveis e à semeadura de espécies vegetais hospedeiras, como o milho e o algodão, na entressafra da soja, são os fatores que melhor explicam o aumento da importância do nematoide para a cultura (DIAS *et al.,* 2010). *P. brachyurus* tem causado danos econômicos elevados à cultura da soja no Brasil, principalmente na região Centro-Oeste, com perdas de produtividade de até 50% (FRANCHINI *et al.,* 2014). As densidades populacionais de *P. brachyurus* antes do plantio, superiores a 200 e 2.400 nematoides por 100 cm^3 de solo, comprometem o crescimento e a produção de soja e algodão, respectivamente (MACHADO *et al.,* 2006; INOMOTO; ASMUS; SILVA, 2010).

Nematoide-de-cisto-da-soja

Heterodera glycines

O nematoide-de-cisto-da-soja penetra nas raízes da planta e dificulta a absorção de água e de nutrientes, o que resulta em porte reduzido e clorose na parte aérea, daí a doença ser conhecida como nanismo amarelo da soja. Os sintomas aparecem em reboleiras, geralmente próximos de estradas ou carreadores. Em muitos casos, as plantas de soja acabam morrendo. Por outro lado, em regiões com solos mais férteis e boa distribuição de chuva, os sintomas na parte aérea podem não se manifestar. Assim, o diagnóstico definitivo exige sempre a observação do sistema radicular. Na planta parasitada, as raízes ficam reduzidas e apresentam, a partir dos 30-40 dias após a semeadura da soja, minúsculas fêmeas do nematoide, com formato de limão ligeiramente alongado e coloração branca. Com o

passar do tempo, a coloração vai mudando para amarela, marrom-clara e, finalmente, a fêmea morre e seu corpo transforma-se em uma estrutura dura de coloração marrom-escura, denominada cisto, que se desprende da raiz e vai para o solo. Cada cisto contém, em média, cerca de 200 ovos. Por ser muito leve e apresentar alta resistência à deterioração e à dessecação, o cisto constitui uma unidade muito eficiente de disseminação e sobrevivência. Cada ovo tem no seu interior um juvenil de segundo estádio, que é a forma infectante do nematoide e para a qual devem estar voltadas todas as medidas de controle. A disseminação do nematoide-de-cisto-da-soja dá-se, principalmente, pelo transporte de solo infestado. Isso pode ocorrer por meio dos equipamentos agrícolas, das sementes mal beneficiadas que contenham partículas de solo, pelo vento, pela água e até por pássaros que, ao coletar alimentos do solo, podem ingerir junto os cistos (DIAS *et al.,* 2010).

Aproximadamente, 80 espécies de *Heterodera* já foram descritas (SUBBOTIN; MUNDO-OCAMPO; BALDWIN, 2010), sendo *Heterodera sojae* a mais recente, relatada na Coreia do Sul. Nematoides desse gênero possuem uma ampla distribuição geográfica, causando grandes impactos nas principais regiões agrícolas do mundo em culturas como soja, batata, cereais, brássicas, tomate e beterraba.

Em um estudo realizado em 1998, foi estimada a redução no rendimento da cultura da soja dos dez maiores produtores do mundo (Argentina, Bolívia, Brasil, Canadá, China, Estados Unidos, Índia, Indonésia, Itália e Paraguai) representando em conjunto 97,6 % da safra mundial. Verificou-se que *H. glycines* foi o patógeno que causou a maior perda na cultura da soja do que qualquer outra doença, com uma redução de 8.969,400 t (WRATHER *et al.,* 2001).

Em países como Japão, Coreia, Indonésia, China, Taiwan e especialmente nos EUA, onde se encontra amplamente disseminado, *H. glycines* é considerado um dos maiores problemas fitossanitários da cultura da soja. No Japão, as perdas de rendimento foram estimadas em 10% a 70% (ICHINOHE, 1988).

Embora várias espécies do gênero *Heterodera* tenham distribuição mundial, no Brasil, a mais conhecida é *H. glycines*. Além desta espécie, também já foram relatadas no País a ocorrência de *H. fici*, no Rio Grande do Sul e em São Paulo, causando danos em cultura do figo, bem como a espécie *H. axonopi*, parasitando uma gramínea nativa do Cerrado, no Distrito Federal (*Axonopus marginatus*).

O nematoide-de-cisto-da-soja foi relatado pela primeira vez no Brasil na safra de 1991/1992 e já foi detectado em cerca de 150 municípios de dez Estados (MG, MT, MS, GO, SP, PR, RS, BA, TO e MA). Estima-se que a área com o nematoide seja superior a 3,0 milhões de hectares (DIAS *et al.,* 2009, 2010).

No Brasil já foram encontradas 11 raças de *H. glycines* (1, 2, 3, 4, 4+, 5, 6, 9, 10, 14 e 14+). As raças 4+ e 14+ diferem das raças 4 e 14 clássicas, respectivamente, por apresentarem habilidade em parasitar a cultivar Hartwig. Existe grande carência de cultivares de soja resistentes a nematoide-de-cisto-da-soja. A quase totalidade das 50 cultivares resistentes disponíveis no País, atualmente, é adequada apenas para as raças 1 e 3 (DIAS *et al.,* 2010). Segundo Yu (2011), a raça 3 é de ocorrência mais comum no mundo.

Em 2016, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA, 2016) lançou a cultivar transgênica BRS 7380RR, a qual possui resistência às raças 3, 4, 6, 9, 10 e 14 a *H. glycines*, a *M. incognita* e *M. javanica*, bem como apresenta baixo fator de multiplicação ao nematoide *P. brachyurus*.

Nematoide-cavernícola

Radopholus similis

O nematoide-cavernícola, *Radopholus similis*, parasita centenas de espécies de plantas entre as de interesse agrícola e ornamental. No entanto, o maior impacto de seu parasitismo ocorre em bananeiras e citros, sendo a espécie mais importante de nematoide para a cultura da banana no mundo. Esse nematoide foi detectado pela primeira vez em raízes de bananeira nas ilhas Fiji. Sua rápida disseminação ao redor do mundo está diretamente relacionada com o método de cultivo da bananeira, e deve-se ao trânsito de material de propagação contaminado. O nematoide-cavernícola é encontrado na América Central, Norte e Sul, Ilhas do Pacífico e Caribe, Europa, Ásia, África e Austrália. De todos os países produtores de banana, apenas Israel, Ilhas Canárias, Chipre, China e Creta não relataram sua presença.

R. similis é um nematoide endoparasito migrador, ou seja, penetra nas raízes da bananeira e migra pelos tecidos radiculares, podendo chegar até o rizoma. O ato de migrar internamente nas raízes ocasiona a desintegração dos tecidos, formando cavidades. Daí o nome comum do nematoide. Como resultado da infecção pelo nematoide, aparecem lesões vermelho-escuras na região cortical das raízes. Posteriormente, com a multiplicação dos nematoides e a entrada de fungos e bactérias no tecido infectado, o córtex atacado torna-se negro. Com o tempo, as raízes lesionadas vão apodrecendo, e as plantas não suportam o peso do cacho e da parte aérea, vindo a tombar com ventos moderados.

Perdas atribuídas ao parasitismo de *R. similis* foram estimadas em 19,7% da produção mundial de banana (SASSER; FRECKMAN, 1987), com relatos de perdas de 12,5 t/ha/ano (O'BANNON, 1977) a 18 t/ha/ano (ROMÁN, 1986). Existem dados de perdas de 30% a 60%, na Colômbia (GÓMEZ, 1980), e de 80% a 100%, no Brasil (ZEM; ALVES, 1981). Além da redução na produção de banana, a raça dos citros do nematoide-cavernícola chega a causar perdas de 40% a 80%, na Flórida (DUNCAN, 2005).

No Brasil, esse nematoide foi identificado pela primeira vez em 1959, em mudas procedentes do município de Juquiá, no litoral do estado de São Paulo (TIHOHOD, 2000). Após 60 anos do primeiro relato, esse parasita continua sendo disseminado

para outras regiões produtoras de banana. Há relatos de *R. similis* nos seguintes Estados: Bahia, Ceará, Espírito Santo, Maranhão, Mato Grosso do Sul, Paraíba, Pernambuco, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, São Paulo, Santa Catarina, Distrito Federal, Acre, Alagoas, Amazonas, Minas Gerais e Goiás.

Diferenças quanto à virulência e à capacidade de reprodução de *R. similis* têm sugerido a existência de diferentes biótipos na espécie. Relatos de diferenciação entre populações, quanto à capacidade reprodutiva e a agressividade, têm ocorrido.

Nematoide-do-amarelão-do-alho

Ditylenchus dipsaci

O nematoide-do-amarelão-do-alho ou nematoide dos bulbos e caules do alho, *Ditylenchus dipsaci*, causa importantes danos econômicos em todo o mundo, principalmente nas regiões de clima temperado. Esse nematoide apresenta um grande número de hospedeiros, anteriormente estimado em mais de 450 espécies de plantas cultivadas e invasoras (STURHAN; BRZESKI,1991). Entretanto, segundo a European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) (DITYLENCHUS..., 2017), quase 1.200 espécies de plantas cultivadas e invasoras são conhecidas como hospedeiras de *D. dipsaci*. Esta espécie apresenta um complexo de raças, as quais são identificadas por plantas diferenciadoras. De 11 a 30 raças biológicas de *D. dipsaci* já foram relatadas por diversos autores (DITYLENCHUS..., 2017; POIRIER *et al.,* 2018). Cada uma é denominada conforme seu hospedeiro preferencial ou planta em que foi detectada pela primeira vez. No Brasil ocorre somente a raça alho desse nematoide, que eventualmente parasita a cebola. Todas as demais raças de *D. dipsaci* são pragas quarentenárias.

D. dipsaci é o nematoide mais importante para a cultura do alho no Brasil, podendo causar perdas de até 100%, dependendo do grau de infestação dos bulbilhos utilizados como semente (CHARCHAR *et al*.,1980). A disseminação desse nematoide ocorre principalmente por meio dos bulbilhos infectados. *D. dipsaci* é um parasita das partes aéreas e subterrâneas da planta, e ataca preferencialmente folhas e pecíolos. No campo, os principais sintomas causados por esse nematoide são engrossamento e redução de crescimento das hastes da planta, amarelecimento de folhas, redução do tamanho e apodrecimento do bulbo. Um sintoma característico da presença de *D. dipsaci* em altos níveis populacionais é o fácil desprendimento das plantas ao serem puxadas, ficando o 'prato' no solo e destacando-se apenas a parte aérea. Durante a colheita, os bulbos de alho infestados podem-se tornar tão leves que raramente são aproveitados. No período de armazenamento, ocorre o amarelecimento intenso do bulbo, sintoma conhecido como amarelão do alho.

Em 1980 foi relatada a presença de *D. dipsaci* no Brasil, na cultura do alho nos estados de Minas Gerais e Santa Catarina (CHARCHAR *et al*.,1980). Desde então esse nematoide foi disseminado em quase todos os Estados, como os de São Paulo, Paraná, Rio de Janeiro, Espírito Santo e outros e, consequentemente, em todos os municípios plantadores de alho, por causa do uso de bulbilhos contaminados com o nematoide.

Nematoide-reniforme

Rotylenchulus reniformis

Rotylenchulus reniformis ou nematoide-reniforme parasita um grande número de plantas cultivadas e está presente em vários países, principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do Planeta. Ressalta-se sua importância para a cultura do algodão, no sudeste e centro-sul dos Estados Unidos (TIHOHOD, 2000). Constitui a espécie mais importante do gênero e foi descrito no Hawai, em 1940, parasitando raízes de caupi. *R. reniformis* é altamente polífago parasitando mais de 350 espécies de plantas, incluindo hortaliças, fruteiras, ornamentais, leguminosas e plantas fibrosas. Segundo Trudgill e Blok (2001), dentre os nematoides, apenas *R. reniformis* pode rivalizar com a vasta gama de hospedeiros apresentada por espécies de *Meloidogyne*.

No Brasil, o primeiro relato de *R. reniformis* ocorreu no estado de São Paulo, em plantas de soja. Atualmente, há relatos de ocorrência de *R. reniformis* em 15 Estados brasileiros e no Distrito Federal, em um grande número de espécies vegetais (LOPES; PIMENTEL; CARES, 2016). O algodão é a cultura mais afetada por esse nematoide. No estado de São Paulo, o nematoide-reniforme ocorre em 92,3% das áreas produtoras de algodão (MACHADO *et al.,* 2005). Entretanto, dependendo da população do nematoide no solo, também podem ocorrer danos em outras culturas, como soja, melão, tomate, maracujá, abacaxi e café. No caso particular da soja, embora em número limitado, há cultivares resistentes a *R. reniformis* (ASMUS; INOMOTO; CARGNIN, 2008).

R. reniformis é um parasita obrigatório de plantas altamente especializado, em que somente fêmeas (jovens e adultas) são capazes de se alimentar. Na presença das raízes hospedeiras as fêmeas vermiformes penetram no córtex, estabelecem um sítio de alimentação permanente e tornam-se sedentárias. A porção anterior do corpo permanece imersa no interior da raiz, enquanto que a parte posterior sai da superfície da raiz e aumenta de volume durante a maturação do sistema reprodutivo, assumindo um formato de rim, característico do gênero.

O parasitismo de *R. reniformis* em plantas de algodão pode causar redução no número de raízes, as quais apresentam lesões internas e algum grau de desorganização. Sob intensa infestação, ocorrem reboleiras extensas de plantas pouco crescidas e improdutivas, as folhas podem exibir clorose típica, semelhante a um mosaico, conhecida como carijó, a partir de 45-50 dias do ciclo vegetativo. Outros sintomas são enrolamento dos bordos foliares, atraso na maturação e redução no tamanho do fruto e na produtividade de fibra.

Asmus (2004), com base em padrões preconizados na literatura internacional, considerou o nível de dano de *R. reniformis* na cultura de algodão em 600 juvenis/200 cm^3 e verificou que 32,3% das amostras coletadas de 184 lavouras, de 16 municípios de Mato Grosso do Sul, apresentavam populações acima do nível de danos. Em levantamento também realizado no Mato Grosso do Sul, Asmus, Rodrigues e Isenberg (2003) constataram, em reboleiras de plantas subdesenvolvidas, a presença de *R. reniformis* em populações que variaram de 4.370 a 11.360 espécimes/200 cm^3 de solo. A utilização de cultivares de algodão suscetíveis em áreas com alta população do nematoide-reniforme pode resultar em perdas superiores a 74% (ALMEIDA *et al.,* 2003).

Nematoide-da-ponta-branca--do-arroz

Aphelenchoides besseyi

Popularmente conhecido como nematoide-da-ponta-branca-do-arroz, *Aphelenchoides besseyi* é relatado como parasita de mais de 200 espécies de plantas, em 35 gêneros (CHENG *et al.,* 2013), sendo o arroz, morango e plantas ornamentais os hospedeiros mais comuns.

No século passado, esse nematoide foi responsável por severas perdas econômicas na cultura do arroz, no Japão e nos Estados Unidos. Hoje encontra-se sob controle, pela adoção de medidas fitossanitárias como a utilização de cultivares resistentes e o tratamento de sementes (CARES; SANTOS; TENENTE, 2008). Porém, em vários países da Ásia e da África, *A. besseyi* é responsável por reduzir a produtividade entre 10% - 71% em lavouras orizícolas (CHENG *et al.,* 2013). Essa espécie é relatada, ainda, causando severos danos em plantas ornamentais no Vietnã, Taiwan, China e Índia (JESUS; CARES, 2016).

A infecção de *A. besseyi* em plantas de arroz ocasiona clorose nas pontas das folhas. Com o desenvolvimento da doença, a área clorótica torna-se pardo-escura ou necrótica e as folhas ficam com as pontas esbranquiçadas e retorcidas. Daí o nome ponta branca do arroz.

No estado do Rio Grande do Sul, na década de 1960, *A. besseyi* causava severos danos à cultura de arroz, com registros de perdas de produtividade entre 30% e 50%. A partir da década de 1970, houve redução na incidência da doença com introdução e aumento das áreas plantadas com as cultivares americanas tolerantes ao nematoide. Atualmente, os danos causados à cultura de arroz são restritos a pequenas áreas (NUNES, 2013). Contudo, alta densidade populacional desse nematoide é frequentemente encontrada em sementes de muitas cultivares de arroz, especialmente de arroz irrigado, mas a ausência de sintomas de ponta branca no campo indica que as cultivares plantadas no Brasil são tolerantes ao seu parasitismo. Esta associação às sementes de arroz pode servir como veículo para a disseminação do patógeno para novas áreas podendo gerar perdas em outras culturas, haja vista a ampla gama de espécies hospedeiras de *A. besseyi* (JESUS; CARES, 2016).

Nesta década foram feitos relatos de parasitismo de *A. besseyi* em outras culturas de grande importância econômica. Em 2013, *A. besseyi* foi relatado infectando folhas de feijoeiro, na Costa Rica (CHAVES *et al.,* 2013). Constatou-se também que o feijoeiro cultivado no Brasil é um excelente hospedeiro do nematoide (FAVORETO *et al.,* 2017). No Brasil, em 2015, *A. besseyi* foi identificado como o agente causal da retenção-foliar e haste-verde em plantas de soja, doença denominada soja louca II, causando reduções de produtividade de até 100% (MEYER; KLEPKER, 2015; MEYER *et al.,* 2017). Em 2018, constatou-se o parasitismo de *A. besseyi* em folhas e caules de plantas de algodão, no estado do Mato Grosso, o que representa uma ameaça considerável aos sistemas de cultivo desta cultura e de soja (FAVORETO; MEYER, 2018).

Atualmente, *A. besseyi* é responsável por gerar perdas indiretas aos produtores e exportadores de sementes de gramíneas forrageiras no Brasil. Apesar de não haver evidência científica que confirme sua patogenicidade nessas gramíneas, a frequente associação desse nematoide a essas sementes constitui uma barreira fitossanitária às exportações brasileiras desse insumo. Isso porque *A. besseyi* é listado como praga quarentenária ausente em cinco dos dez maiores importadores das sementes brasileiras (JESUS; CARES, 2016).

Nematoide-dos-citros

Tylenchulus semipenetrans

Tylenchulus semipenetrans, nematoide--dos-citros foi detectado pela primeira vez em plantas de citros, na Califórnia, em 1912. Desde a sua descoberta, *T. semipenetrans* tem sido encontrado em praticamente todos os pomares de citros distribuídos pelo mundo, e é considerada uma das espécies mais importantes para a citricultura (DUNCAN, 2005). Byars (1921 *apud* CAMPOS, 2002), interceptou nos Estados Unidos, em 1921, *T. semipenetrans* em mudas de citros procedentes do Brasil. Contudo, no Brasil, os primeiros relatos sobre a presença de *T. semipenetrans* foram em 1942, nos estados de São Paulo e Rio de Janeiro (CAMPOS, 2002). Esse nematoide é causador do declínio lento dos citros, doença que provoca desenvolvimento insatisfatório das plantas e, consequentemente, redução na produtividade.

Nos Estados Unidos, a ocorrência de *T. semipenetrans* nos pomares de citros nos estados do Arizona, Califórnia, Flórida e Texas foi estimada em 50% a 90% (DUNCAN, 2005). No Brasil, *T. semipenetrans* encontra-se amplamente disseminado pelos pomares de citros e está presente em 72,5% do parque citrícola paulista (CAMPOS, 2002). Em geral, *T. semipenetrans* tem uma gama restrita de plantas hospedeiras. Embora 75 espécies da família *Rutaceae* sejam hospedeiras do nematoide, principalmente *Citrus* e seus respectivos híbridos, apenas poucas espécies, de outras famílias, foram identificadas como hospedeiras, sendo as mais

importantes videira, oliveira e caquizeiro (DUNCAN; COHN, 1990).

Desde que o nematoide *T. semipenetrans* foi descrito, vários biótipos, com diferentes preferências de plantas hospedeiras, têm sido observados e separados de acordo com sua capacidade de parasitar determinadas espécies de plantas hospedeiras. Atualmente, três biótipos são aceitos: citros, poncirus e mediterrâneo (INSERRA *et al.,* 1994).

O ciclo de vida do nematoide-dos--citros compreende cinco etapas e quatro ecdises. Os J2s fêmeas introduzem a parte anterior do corpo na raiz, enquanto que os J2s machos permanecem fora, onde se tornam adultos sem parasitar a planta hospedeira. O J2 fêmea estimula células do córtex radicular a se transformarem em células nutridoras de citoplasma denso, as quais são denominadas células mamárias. Instaladas no sistema radicular, as fêmeas apresentam a porção posterior do corpo dilatada sobre a superfície da raiz e iniciam a postura de ovos que são envolvidos em uma substância gelatinosa. Raízes parasitadas por um grande número de fêmeas tornam-se cobertas por uma camada da referida substância gelatinosa, sobre a qual se aderem partículas de solo, resultando no que se denomina raiz suja. A dispersão lenta no sistema radicular pela própria fêmea J2, aliada a um ciclo evolutivo longo, em que em condições muito favoráveis se completa entre seis a oito semanas, faz com que uma árvore, proveniente de uma muda infestada, somente apresente, em sua parte aérea, os primeiros sintomas da doença após 10 a 12 anos. Daí o nome declínio lento dos citros (TIHOHOD, 2000; STEFANELO; CARES, 2016).

A principal forma de disseminação do nematoide-dos-citros está relacionada com o material de propagação contaminado. A observação dos sintomas do ataque do nematoide é muito difícil em mudas levemente infestadas, fato que pode contribuir para sua disseminação (DUNCAN; COHN, 1990). Na parte aérea das plantas, os sintomas da doença são expressos na forma de folhas e frutos menores que nas plantas sadias, seguidos de depauperamento gradual da planta. A clorose e o enrolamento das folhas e a morte descendente das plantas são sintomas adicionais que refletem pobre desenvolvimento das raízes e apodrecimento de radicelas, resultantes da interação de *T. semipenetrans* com fungos, bactérias e outros microrganismos da rizosfera, que concorrem para a deterioração do sistema radicular (CAMPOS, 2002; SAFDAR *et al.,* 2013).

As perdas causadas por *T. semipenetrans* podem variar entre 10% e 30%, dependendo do nível de infecção, do enxerto, da variedade copa e dos fatores bióticos e abióticos do ambiente. E esse nível é determinado por variáveis que diferem de região para região, ora fêmeas por grama/raiz, ora juvenis por grama/raiz ou ainda juvenis por cm^3/solo. Por exemplo, na Califórnia, populações de *T. semipenetrans* acima de 1.400 fêmeas/grama de raiz são consideradas elevadas, justificando o tratamento com produto químico. Enquanto que em Israel, níveis populacionais superiores a 4 mil juvenis/grama de raiz promovem o sintoma de declínio lento nas plantas cítricas. Em Chipre, números superiores a 5 mil juvenis/250 cm^3 de solo são suficientes para causar danos (GABIA; SANTOS; WILCKEN, 2016).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Algumas espécies de nematoides são facilmente identificadas com base em caracteres morfológicos distintos, sintomatologia das raízes, hospedeiros restritos e suas estruturas, como ovo, juvenil ou adulto. Entretanto, pelo alto número de espécies de nematoides, pela grande variabilidade intraespecífica e alto grau de variação na maioria dos caracteres morfológicos e morfométricos utilizados na taxonomia clássica, é necessária a análise do maior número possível desses caracteres e de indivíduos, para melhor precisão na identificação. Esta precisa das espécies de nematoides essenciais para a escolha dos métodos de manejo e pré-requisito para pesquisas básicas e aplicadas. Assim, verifica-se a necessidade de formação de profissionais na área de taxonomia clássica, tanto no Brasil quanto no exterior, que possam identificar com segurança espécies de fitonematoides.

A utilização de técnicas moleculares aliadas à taxonomia clássica é fundamental para obtenção de maior acurácia no diagnóstico de espécies de nematoides. A utilização de tais ferramentas, associadas à expertise de taxonomistas, proporcionará maior eficiência nos trabalhos desenvolvidos. Os avanços no diagnóstico molecular de nematoides são notáveis e dão muita agilidade e precisão às análises, facilitam o acesso às informações genéticas e possibilitam o desenvolvimento e a adequação de protocolos diagnósticos complementares altamente confiáveis.

O Brasil aumentou sua participação no valor total das exportações mundiais de produtos agrícolas, passando de 3,2% em 2000, para 5,7%, em 2016, ficando atrás somente da União Europeia e dos Estados Unidos. Se o Brasil ganhou espaço entre os exportadores, desapareceu da lista dos 20 maiores importadores de alimentos. Em 2000, o Brasil era o 13º maior importador, com 0,9% do mercado mundial. Em 2016, a lista dos 20 primeiros colocados já não traz o mercado brasileiro (FAO, 2018). Tendo em vista a importância do papel do Brasil como produtor de alimentos para o mundo e a intensificação do uso do solo e recursos naturais que é demandada para atingir altos níveis produtivos, criam-se condições adequadas ao estabelecimento de organismos que promovem perdas produtivas no setor agrícola, como os fitonematoides.

Com a retirada da maioria dos nematicidas químicos do mercado, como consequência direta da alta toxicidade e efeitos colaterais ao meio ambiente e à saúde humana, cabe aos profissionais da área de Nematologia desenvolver métodos alternativos de controle de fitonematoides, em um sistema de cultivo sustentável, com o uso de cultivares resistentes, rotação de culturas e controle biológico. Deve-se destacar a importância do melhoramento genético preventivo, como estratégia de

obtenção de materiais resistentes a nematoides quarentenários, onde tais materiais são avaliados no exterior, em determinado país onde a praga já está presente.

Projeções indicam crescimento acentuado da demanda mundial por alimentos, principalmente na Ásia, tornando-se uma excelente oportunidade de negócios para o Brasil.

Como exemplo, segundo Gazzoni e Dall´Agnoll (2018), a demanda mundial de soja deve ultrapassar 700 milhões de toneladas em 2050, um crescimento superior a 100% em relação à produção atual. Esses autores efetuaram uma análise detalhada das vantagens comparativas de cada país potencial produtor de soja, para atender à demanda prevista. O Brasil é o país que reúne o maior conjunto de vantagens. Entretanto, tais autores também pontuam que a sociedade global exige que a produção agrícola ocorra em bases sustentáveis, com responsabilidade ambiental e social. O Brasil é o segundo maior produtor mundial de soja e poderá aproveitar a oportunidade desse mercado crescente se investir em pesquisa, infraestrutura e política agrícola. Ainda de acordo com os autores, dentre os principais problemas a ser enfrentados na cultura de soja estão os de ordem fitossanitária, como ferrugem asiática, percevejos e nematoides.

A crescente importância dos nematoides na agricultura por si só poderá garantir o progresso da Nematologia, por meio do aumento de financiamento em ações de ensino, pesquisa e extensão, possibilitando a minimização dos danos causados por nematoides à agricultura brasileira.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, W.P. *et al*. Desempenho de cultivares e linhagens promissoras de *G. hirsutum* perante o nematoide *Rotylenchus reniformis*. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 4., 2003, Goiânia. [**Anais**...]. Campina Grande: Embrapa Algodão; Goiânia: Fundação GO, 2003. (Embrapa Algodão. Documentos, 118). 1 CD-ROM. Tema: Algodão: um mercado em evolução.

ASMUS, G.L. Ocorrência de nematoide fitoparasitos em algodoeiro no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v.28, n.1, p.77-86, 2004.

ASMUS, G.L.; INOMOTO, M.M.; CARGNIN, R.A. Cover crops for reniform nematode suppression in cotton: greenhouse and field evaluations. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.33, n.2, p.85-89, Mar./Apr. 2008.

ASMUS, G.L.; RODRIGUES, E.; ISENBERG, K. Danos em soja e algodão associados ao nematoide reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) em Mato Grosso do Sul. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. **[Anais ...]**. Petrolina: SBN: Embrapa Semi-Árido, 2003. p.267.

BONFIN JUNIOR, M.F. *et al*. First report of *Pratylenchus crenatus* in Brazil. **New Disease Reports**, London, v.34, p.7, 2016.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Instrução Normativa nº 39, de 1 de outubro de 2018. **Diário Oficial da União**, Seção 1, Poder Executivo, Brasília, DF, n.190, p. 11-14, 2 out. 2018. Disponível em: http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/43460217/do1-2018-10-02-instrucao-normativa-n-39-de-1-de-outubro-de-2018-43460055. Acesso em: 10 dez. 2018**.**

CABI. *Globodera pallida* (white potato cyst nematode). *In*: CABI. **Invasive species compendium.** Wallingford: CAB International, 2018. Disponível em: https://www.cabi.org/isc/datasheet/27033. Acesso em: 16 dez. 2018.

CABI. *Globodera rostochiensis* (yellow potato cyst nematode). CABI. **Invasive species compendium.** Wallingford: CAB International, 2019. Disponível em: https://www.cabi.org/isc/datasheet/27034. Acesso em: 4 jan. 2019.

CAMPOS, A.S. de. **Distribuição de *Tylenchulus semipenetrans* e *Pratylenchus jaehni* em citros, no estado de São Paulo, e estudo morfométrico comparativo de populações anfimíticas de P*ratylenchus* spp.** 2002. 65f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Jaboticabal, 2002.

CARES, J.E.; LOPES, C.M. Nematologia no contexto internacional e brasileiro: ameaças à sustentabilidade da agricultura e à segurança alimentar. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 35., 2018, Bento Gonçalves. **Anais** [...]. Bento Gonçalves: SBN; Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2018. p.22-27. Tema: Nematologia: problemas emergentes e estratégias de manejo.

CARES, J.E.; SANTOS, J.R.P.; TENENTE, R.C.V. Taxonomia de nematoides de sementes, bulbos e caules: parte II. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.16, p.39-84, 2008.

CARNEIRO, R.M.D.G. *et al*. Gênero *Meloidogyne*: diagnose através de eletroforese de isoenzimas e marcadores SCAR. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.3, p.47-64.

CHARCHAR, J.M. *et al*. Nematoide fitoparasitas associados à plantas de alho (*Allium sativum* L. e *A. ampeloprasum* L.), coletados nos principais estados produtores do Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.5, n.1, p.105-114, fev. 1980.

CHAVES, N. *et al*. *Aphelenchoides besseyi* Christie (Nematoda: Aphelenchoididae), agente causal del amachamiento del frijol común. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.38, n.3, p.243-252, mayo/jun. 2013.

CHENG, X. *et al*. Molecular characterization and functions of fatty acid and retinoid binding protein gene (Ab-far-1) in *Aphelenchoides besseyi*. **PLoSONE**, São Francisco, v.8, n.6, p.e66011, 2013.

DECRAEMER, W.; HUNT, D.J. Structure and classification. *In*: PERRY, R.N.; MOENS, M. (ed.). **Plant Nematology**. Wallingford: CABI, 2006. cap.1, p.3-32.

DIAS, W.P. *et al*. Nematoide de cisto da soja: biologia e manejo pelo uso da resistência genética. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.1, p.1-16, mar. 2009.

DIAS, W.P. *et al*. **Nematoides em soja**: identificação e controle. Londrina: Embrapa Soja, 2010. 8p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 76).

DITYLENCHUS destructor and *Ditylenchus dipsaci*. **EPPO Bulletin**, v.47, n.3, p.401-419, 2017.

DUNCAN, L.W. Nematode parasites of citrus. *In*: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (ed.). **Plant parasitic nematodes in sub-**

tropical and tropical agriculture. 2nd ed. Wallingford: CAB International, 2005. cap.11, p.437-466.

DUNCAN, L.W.; COHN, E. Nematode parasites of citrus. *In*: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallinford: CAB International, 1990. cap.9, p.321-346.

EMBRAPA. **Embrapa lança soja RR resistente a nematoides**. Brasília, DF: EMBRAPA, 2016. Disponível em: https://www.embrapa.br/en/busca-de-noticias/-/noticia/3212267/embrapa-lanca-soja-rr-resistente-a-nematoides. Acesso em: 20 jan. 2019.

FAO. **2018 the state of agricultural commodity markets**: agricultural trade, climate change and food security. Rome: FAO, 2018. 92p. Disponível em: http://www.fao.org/3/I9542EN/i9542en.pdf. Acesso em: 20 jan. 2019.

FAVORETO, L.; MEYER, M.C. Diagnose, hospedeiros e manejo de *Aphelenchoides besseyi*. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 35., 2018, Bento Gonçalves. **Anais** [...]. Bento Gonçalves: SBN; Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2018. p.60-62. Tema: Nematologia: problemas emergentes e estratégias de manejo.

FAVORETO, L. *et al*. Patogenicidade do nematoide da haste verde da soja em feijoeiro comum. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 50., 2017, Uberlândia. **Anais** [...]. Brasília: SBF, 2017. Tema: 50 anos de fitopatologia: do manejo à edição do genoma. Disponível em: http://www.cbfito.com.br/. Acesso em: 20 dez. 2018.

FRANCHINI, J.C. *et al*. Perda de produtividade da soja em área infestada por nematoide das lesões radiculares na região médio norte do Mato Grosso. *In*: BERNARDI, A.C. de C. *et al*. (ed.). **Agricultura de precisão**: resultados de um novo olhar. Brasília: EMBRAPA, 2014. cap.24, p.274-278.

GABIA, A.A.; SANTOS, T.R.G. dos; WILCKEN, S.R.S. Comportamento de *Tylenchulus semipenetrans* em laranjeira 'Pera Rio' enxertada em limoeiro 'Cravo'. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.42, n.3, p.243-248, jul./set. 2016.

GAZZONI, D.L.; DALL'AGNOL, A. **A saga da soja**: de 1050 a.C a 2050 d.C. Brasília, DF: EMBRAPA, 2018. 199p.

GÓMEZ, T.J. Determinación de la infestación de fitonematodos en plantaciones bananeras de Urabá, Colômbia. **Fitopatologia Colombiana**, Cali, v.9, n.1, p.19-32, 1980.

GONZAGA, V.; SANTOS, J.M.S.; TENENTE, R.C.V. Occurrence of *Pratylenchus* species in different regions of Brazil. *In*: ONTA ANNUAL MEETING, 43., 2011, Coimbra, Portugal. **Abstracts** [...]. Coimbra: Universidade de Coimbra, 2011. p.153.

HUNT, D.J.; HANDOO, Z.A. Taxonomy, identification and principal species. *In*: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (ed.). **Root-knot nematodes**. Wallingford: CABI, 2009. p.55-97.

ICHINOHE, M. Current research on the major nematode problems in Japan. **The Journal of Nematology**, College Park, v.20, n.2, p.184-190, Apr. 1988.

INOMOTO, M.M.; ASMUS, G.L.; SILVA, R.A. da. Importância e manejo dos nematoides da soja. *In*: HINOMOTO, D.M.; CAJU, J.; CAMACHO, S.A. (ed.). **Boletim de pesquisa de soja 2010**. Rondonópolis: FUNDAÇÃO MT, 2010. p.276-288. (Fundação MT. Boletim de Pesquisa da Soja, 14).

INSERRA, R.N. *et al*. **Citrus nematode biotypes and resistant citrus rootstocks in Florida**. Gainesville: University of Florida, 1994. 5p. (University of Florida, CIR205). Disponível em: https://pdfs.semanticscholar.org/9810/592c5366ac5d8da8ecaf04659c22a8822f72.pdf. Acesso em: 20 dez. 2018.

JESUS, D.S. de; CARES, J.E. Gênero *Aphelenchoides*. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.5, p.99-118.

JONES, J.T. *et al*. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.14, n.9, p.946-961, Dec. 2013.

LOPES, C.M.L.; PIMENTEL, R.R.; CARES, J.E. Gênero *Rotylenchulus*. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.8, p.163-180.

LOPES, E.A.; FERRAZ, S. Importância dos fitonematoides na agricultura. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.1, p.1-13.

MACHADO, A.C.Z. Current nematode threats to brazilian agriculture. **Current Agricultural Science and Technology**, v.20, p.26-35, 2014.

MACHADO, A.C.Z. *et al*. Avaliação de danos causados por *Pratylenchus brachyurus* em algodoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.31, n.1, p.11-16, jan./fev. 2006.

MACHADO, A.C.Z. *et al*. Levantamento preliminar das espécies de fitonematoides associadas à cultura do algodão no estado de São Paulo. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 5., 2005, Salvador. **Anais** [...]. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2005. CD-ROM. Tema: Algodão: uma fibra natural.

MEYER, M.C.; KLEPKER, D. Efeito do manejo de solo e sistemas de cultivo na incidência de Soja Louca II. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 48.; CONGRESSO BRASILEIRO DE PATOLOGIA PÓS COLHEITA, 2., 2015, São Pedro, SP. **[Anais ...]**. [Brasília, DF]: SBF, 2015. 1 CD-ROM. Tema: Fitopatologia de precisão: fronteiras da ciência.

MEYER, M.C. *et al*. Soybean green stem and foliar retention syndrome caused by *Aphelenchoides besseyi*. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v.42, n.5, p.403-409, 2017.

NUNES, C.D.M. **Doenças da cultura do arroz irrigado**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2013. 83p. (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 360).

O'BANNON, J.H. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and its importance in crop production. **Journal of Nematology**, Hanover, v.9, n.1, p.16-25, Jan. 1977.

OLIVEIRA, C.M.G. de; NEILSON, R. Gêneros *Xiphinema* e *Xiphidorus*. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.6, p.119-148.

POIRIER, S. et al. Host range and genetic characterization of *Ditylenchus dipsaci* populations from eastern Canada. **Plant Disease**, v.102, n.3, p.456-460, Mar. 2019.

ROMÁN, J. **Plant-parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes and tobac-**

co. USA: Union Carbide Agricultural Products, 1986. 71p.

SAFDAR, A. *et al*. Synergistic effect of a fungus, *Fusarium semitectum*, and a nematode, *Tylenchulus semipenetrans*, on citrus decline. **Pakistan Journal of Zoology**, Lahore, Paquistão, PK, v.45, n.3, p.643-651, 2013.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the role of society. *In*: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. (ed.). **Vistas on nematology**: a commemoration of the twenty-fifth aniversary of the Society of Nematologists. Hyattsville: Society of Nematologists, 1987. p.7-14.

SINGH, P.R. et al. Morphological and molecular characterisation of *Pratylenchus rwandae* n. sp. (Tylenchida: Pratylenchidae) associated with maize in Rwanda**. Nematology**, Leiden, Holanda, v.20, n.8, p.781-794, jan. 2018.

STEFANELO, D.R.; CARES, J.E. Gênero *Tylenchulus*. *In*: OLIVEIRA, C.M.G. de; SANTOS, M.A. dos; CASTRO, L.H.S. e (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016. cap.10. p.205-215.

STURHAN, D.; BRZESKI, M.W. Stem and bulb nematodes, *Ditylenchus* spp. *In*: NICKLE, W.R. (ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991. cap.9, p.423-464.

SUBBOTIN, S.A.; MUNDO-OCAMPO, M.; BALDWIN, J.G. **Systematics of cyst nematodes (Nematoda: Heteroderinae)**. Leiden: Brill, 2010. 351p. (Series Nematology Monographs and Perspectives, 8A).

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. 2.ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 473p.
TRUDGILL, D.L.; BLOK, V.C. Apomictic, polyphagous, root-knot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, California, v.39, p.53-77, 2001.

TURNER, S.J. Population decline of potato cyst nematodes (*Globodera rostochiensis*, *G. pallida*) in field soils in Northern Ireland. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v.129, n.2, p.315-322, Oct. 1996.

WRATHER, J.A. *et al.* Soybean disease loss estimates for the top ten soybean-producing countries in 1998. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ontario, Canada, v.23, n.2, p.115-121, 2001.

YU, Q. Soybean cyst nematode (Heterodera *glycines* Ichinohe). *In*: EL-SHEMY, H. (ed.). **Soybean physiology and biochemistry**. London: IntechOpen, 2011. cap.22. Disponível em: http://www.intechopen.com/books/soybean-physiology-and-biochemistry/soybean-cyst-nematodeheterodera-glycines-ichinohe-. Acesso em: 10 dez. 2018.

ZEM, A.C.; ALVES, E.J. **Observações sobre perdas provocadas por nematoides em bananeira (*Musa acuminata* Simm. & Shep.) cv. Nanicão**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 1981. 10p. (Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical. Boletim de Pesquisa, 6).

(65) 3685-2843 (65) 99981-8621

DESDE 1992

LABORATÓRIO AGROPECUÁRIO

Plante Certo

"A Certeza de Plantio Certo"

Análises de:
Solo (Selos EMBRAPA,IAC)
Nematoides
Corretivos
Fertilizantes
Tecido Foliar (Selo ESALQ)
Bromatológica/Ração (Selo EMBRAPA)
Sal Mineral (Selo EMBRAPA)
Água para Agricultura

www.plantecerto.com.br Várzea Grande - MT

Diagnose e manejo de fitonematoides na cultura da soja

Luciany Favoreto[1], *Maurício Conrado Meyer*[2], *Claudia Regina Dias-Arieira*[3], *Andressa Cristina Zamboni Machado*[4], *Débora Cristina Santiago*[5], *Neucimara Rodrigues Ribeiro*[6]

Resumo - A soja é uma das culturas mais importantes do mundo quanto à produção e ao comércio agrícola e representa um grande negócio na economia mundial. Doenças de plantas causadas por nematoides disseminaram-se por diversos países e estima-se que a perda anual global por estes parasitas exceda a US$ 80 bilhões. No Brasil, estas perdas podem chegar a R$ 35 bilhões. Os nematoides mais comuns à cultura da soja são os formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.), o nematoide-de-cisto (*Heterodera glycines*), o nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus brachyurus*) e o nematoide-reniforme (*Rotylenchulus reniformis*). Os nematoides emergentes, considerados como potenciais patógenos à soja, seja por sua ampla distribuição geográfica, seja pelo incremento de danos causados à cultura, são os nematoides-das-hastes-verdes (*Aphelenchoides besseyi*), *Helicotylenchus dihystera*, *Scutellonema brachyurus* e *Tubixaba tuxaua*.

Palavras-chave: Nematoide. Manejo. Patógeno. Doença de raízes. Haste-verde. Hospedabilidade. Cultivo.

Diagnosis and management of nematodes in soybean crop

Abstract - Soybean is one of the most important crops in the world for agricultural production and trade, and represents a big deal in the world economy. Plant diseases caused by nematodes have spread to several countries and the annual global loss of these parasites is estimated to exceed $ 80 billion. In Brazil, these losses can reach R$ 35 billion. The most common nematodes in soybean fields are root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.), soybean cyst nematode (*Heterodera glycines*), root-lesion nematode (*Pratylenchus brachyurus*) and reniform nematode (*Rotylenchulus reniformis*). Emerging nematodes, considered as potential pathogens to soybeans, due to their wide geographical distribution and to the increase of damages caused to the crop, are the green stems (*Aphelenchoides besseyi*), *Helicotylenchus dihystera*, *Scutellonema brachyurus* and *Tubixaba tuxaua*.

Keywords: Pathogen. Root disease. Green-stem. Hospedability. Crops.

INTRODUÇÃO

A soja é uma das principais commodities produzidas no mundo, com papel importante tanto para a economia nacional quanto para a internacional, sendo amplamente difundida por suas variadas formas de utilização em diferentes segmentos. No mundo, esta oleaginosa ocupou, na safra de 2018/2019, uma área de 125,691 milhões de hectares, o que totalizou uma produção de 362,075 milhões de toneladas. No Brasil, na mesma safra, a área plantada foi de 35,822 milhões de hectares, com produção de 114,843 milhões de toneladas (EMBRAPA SOJA, 2019). Embora faltem dados precisos sobre danos às culturas, estima-se que a perda anual global causada por fitonematoides já exceda a 80 bilhões de dólares, o que, segundo alguns especialistas, ainda representa montante abaixo do verdadeiro (FERRAZ; BROWN, 2016). No Brasil, os danos provocados por nematoides podem chegar a R$ 35 bilhões por ano e, somente na soja, estima-se que os prejuízos alcancem R$ 16,2 bilhões (MACHADO, 2015). Não obstante, pela primeira vez, em 2015, o Ministério da

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq. EPAMIG Oeste, Uberaba, MG, luciany@epamig.br

[2]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EMBRAPA Soja, Londrina, PR, mauricio.meyer@embrapa.br

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Associada UEM - Depto. Agronomia/Bolsista CNPq, Umuarama, PR, crdiasarieira@hotmail.com

[4]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq./Profª IAPAR/Bolsista CNPq, Londrina, PR, andressa_machado@iapar.br

[5]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Associada UEL - Depto. Agronomia, Londrina, PR, santiago@uel.br

[6]Bióloga, D.Sc., Pesq. GDM Seeds, Cambé, PR, NRibeiro@gdmseeds.com

Submissão: 1/2/2019 - Aprovação: 6/2/2019

Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) listou os nematoides entre as pragas consideradas de maior risco sanitário e com potencial de provocar prejuízos econômicos à agricultura brasileira (BRASIL, 2015). Os nematoides apresentaram, ao longo de centenas de anos, transformações de partes do aparelho bucal em estrutura resistente, denominada estilete. Esta modificação conferiu a esses organismos a capacidade de adaptar-se a outra fonte alimentar e, assim, extrair alimentos de células vegetais. Utilizam o estilete para perfurar os tecidos da parede celular e, a princípio, injetar secreções enzimáticas no interior das células. Estas secreções promovem uma pré-digestão do conteúdo celular que, posteriormente, será sugado por meio do estilete. Ação que pode induzir alterações na morfologia desta célula e das células adjacentes ou necrose dos tecidos.

Estes minúsculos patógenos são imperceptíveis até provocar os primeiros danos à lavoura, quando os sintomas da sua presença são observados nas plantas, na maioria das vezes, já completamente comprometidas. As doenças de plantas causadas por fitonematoides tornaram-se comuns em diversos países, e a maioria refere-se à alimentação do patógeno no sistema radicular do vegetal. No entanto, algumas espécies são parasitas de órgãos aéreos (FERRAZ; BROWN, 2016). Na cultura da soja existem relatos no mundo que se referem à coexistência de mais de 100 espécies de fitonematoides, envolvendo cerca de 50 gêneros.

NEMATOIDES QUE PARASITAM A SOJA

Fitonematoides recorrentes na soja

No Brasil, os nematoides recorrentes à cultura da soja têm sido os formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.), o de cisto (*Heterodera glycines*), o das lesões radiculares (*Pratylenchus brachyurus*) e o nematoide-reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) (DIAS *et al.*, 2010a). Espécies como *Helicotylenchus dihystera* e *Scutellonema brachyurus* têm sido consideradas emergentes, como potenciais patógenos da cultura da soja, seja pela ampla distribuição nas lavouras brasileiras, seja pelo aumento nas densidades populacionais encontradas na cultura. *Tubixaba tuxaua* também pode ser considerado patógeno potencial da cultura, embora com distribuição mais restrita. Outro nematoide emergente, *Aphelenchoides besseyi*, é o único de parte aérea, relatado na cultura da soja, que tem por hábito alimentar-se das inflorescências, flores e folhas. Esta nova doença foi anunciada em 2015 por Meyer e colaboradores (AGROLINK, 2015) que, desde então, vêm desenvolvendo estudos sobre a preferência alimentar, hábitos, ciclo de vida e sobrevivência deste patógeno.

Nematoide-das-galhas

Os nematoides-das-galhas estão entre os mais importantes parasitas da cultura da soja. Existem mais de 80 espécies de nematoides do gênero *Meloidogyne* reconhecidas em todo o mundo. Na sojicultura nacional destacam-se *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. A primeira encontra-se disseminada por todas as áreas de soja e tem sido relacionada com os danos mais severos à cultura, enquanto a segunda, não menos problemática, é muito comum em áreas com histórico de cultivo de café e algodão.

O ciclo de vida inicia-se com a deposição do ovo, que passa pelo desenvolvimento embrionário, formando o juvenil de primeiro estádio. Após a primeira ecdise (troca de cutícula), dá-se a formação do juvenil de segundo estádio (J2). O J2 eclode do ovo e é considerado a forma infectante e, assim, migra no solo em direção às raízes do hospedeiro. O nematoide penetra a região apical da raiz (região de elongamento celular) e migra intercelularmente pelo córtex, em direção ao cilindro vascular. O J2 estabelece o sítio de alimentação, próximo ao xilema ou no interior deste e passa por mais duas ecdises, formando os juvenis de terceiro (J3) e quarto (J4) estádio, respectivamente, denominados estádios salsichoides, em função do formato do corpo. Por fim, o J4 sofre a última ecdise para formar o adulto. A presença de machos na população é rara e, quando ocorre, estes não se alimentam de plantas. Assim, formam-se praticamente apenas fêmeas, as quais possuem formato periforme e são sedentárias, alimentando-se todo o tempo nos sítios de alimentação (MOENS; PERRY; STARR, 2009). Sob condições favoráveis, o ciclo de vida do nematoide é de, aproximadamente, quatro semanas e cada fêmea produz, em média, 500 ovos. O nematoide é favorecido por temperaturas elevadas, ou seja, média de 27 °C, solo arenoso e com umidade próxima à capacidade de campo.

Esses nematoides são classificados como endoparasitas sedentários, cuja interação entre patógeno e planta é extremamente evoluída. Tanto a formação quanto a manutenção do sítio de alimentação são complexas e envolvem ação de enzimas e outras proteínas produzidas pelo nematoide. Tal sítio é composto por cerca de seis a oito células do hospedeiro, caracteristicamente grandes, com vacúolos pequenos ou ausentes, multinucleadas e com citoplasma denso. Comumente, os sítios de alimentação são denominados células gigantes e funcionam como drenos na planta, visto que são responsáveis por desviar nutrientes que seriam usados no crescimento e na produção da planta, para servirem como alimento para os nematoides.

Como a alimentação do nematoide causa crescimento e multiplicação desordenada das células, observa-se, externamente, a formação de nodosidades nas raízes, comumente chamadas galhas, sendo este o sintoma típico do nematoide. Como reflexo, observam-se plantas subdesenvolvidas e com característica de deficiência nutricional, sendo ainda comum a presença de folhas carijó (Fig. 1A e 1B). No campo, os sintomas ocorrem em reboleiras, visto que o nematoide apresenta movimentação limitada no solo, sendo disseminado, principalmente, por práticas agrícolas

Figura 1 - Sintomas causados pelos nematoides-das-galhas em lavoura de soja

Fotos: Hevandro Cesar Fadoni

Nota: A - Lavoura de soja, com reboleira, apresentando folhas carijós; B - Formação de nodosidades nas raízes, galhas.

resultantes do revolvimento do solo. É importante ressaltar que os sintomas são comumente observados no período reprodutivo da planta, o que muitas vezes faz com que técnicos e produtores acreditem que os nematoides atacam as plantas no período do florescimento, mas, na verdade, o nematoide infecta as raízes desde a germinação das sementes, preferindo sempre as raízes jovens. Contudo, o sintoma é mais visível em plantas na fase de florescimento, por ser um período de alta demanda de água e nutrientes, e quando a população do nematoide já se encontra elevada nas raízes, as quais perdem a função de suprir as necessidades da planta. Outro fator que contribui para manifestação severa de sintomas é a estiagem.

Apesar de as galhas constituírem sintomas típicos e fáceis de ser diagnosticados a olho nu, é importante lembrar que, comumente, os nematoides ocorrem em populações mistas no solo. A presença de nematoides-das-galhas pode mascarar a percepção de outras espécies presentes na área. Destaca-se ainda que, além dos danos diretos ocasionados pelo nematoide, os processos de penetração, movimentação e alimentação abrem portas de entrada e predispõem a planta à ocorrência de outras doenças, principalmente associadas a fungos de solo, com destaque para *Fusarium solani* f. sp. *glycines*.

Nematoide-de-cisto-da-soja

O nematoide-de-cisto-da-soja, *Heterodera glycines*, continua a ser uma séria ameaça à produção de soja em todo o mundo. É uma das principais pragas da cultura pelos prejuízos que podem causar e pela facilidade de disseminação. No Brasil, este nematoide foi encontrado pela primeira vez na safra de 1991/1992, nos municípios de Nova Ponte (MG), Campo Verde (MT) e Chapadão do Sul (MS), e expandiu-se muito rapidamente por todo o território nacional. Onze raças já foram identificadas no Brasil (raças 1, 2, 3, 4, 4^+, 5, 6, 9, 10, 14 e 14^+) e estudos demonstram que o porcentual de lavouras de soja do Mato Grosso infestadas pelas raças 2, 4, 6, 9 ou 14 é alto, dependendo da região do Estado (RIBEIRO; FAVORETO; MIRANDA, 2011).

Este nematoide caracteriza-se como um semiendoparasita sedentário, cujo ciclo de vida é semelhante àquele descrito para *Meloidogyne*, e completa-se em torno de três semanas. A reprodução ocorre por anfimixia (cruzamento entre macho e fêmea), o que garante alta variabilidade genética. O sintoma inicial de ocorrência do nematoide-de-cisto-da-soja nas lavouras caracteriza-se pela presença de reboleiras, com as plantas atrofiadas e cloróticas e com poucas vagens (Fig. 2). Em locais onde a população do patógeno é alta, também pode ocorrer morte prematura de plantas. Cuidados devem ser tomados, uma vez que deficiência de alguns nutrientes, especialmente nitrogênio (N), potássio (K) e certos micronutrientes, fitotoxicidade por defensivos agrícolas, compactação do solo e outras desordens fisiológicas podem ocasionar os mesmos sintomas na parte aérea das plantas. Em regiões com boa distribuição de chuvas e solos de fertilidade natural mais alta, as plantas doentes podem não exibir sintomas evidentes na parte aérea, exceto uma ligeira redução no porte. Portanto, o diagnóstico definitivo deve ser realizado com base nos sinais, ou seja, presença de fêmeas de cor branca ou amarela presas às raízes, cerca de cinco semanas após a semeadura da soja (DIAS *et al.*, 2010b).

Diante da grande variabilidade de raças de *H. glycines*, um dos problemas mais comuns é denominar suas populações nas áreas de produção como raças, quando na realidade o que comumente se encontra, nestes casos, é uma mistura de diferentes genótipos deste nematoide. Assim, o acompanhamento da distribuição e da evolução das raças do nematoide-de-cisto-da-soja, presentes nas regiões do Brasil, é fundamental para nortear os Programas de Melhoramento Genético de Soja, no emprego de estratégias para o desenvolvimento de genótipos resistentes e para orientar os sojicultores na seleção de cultivares resistentes para a utilização em áreas infestadas (DIAS *et al*., 2009). O uso frequente de uma mesma cultivar resistente, e/ou das mesmas fontes de resistência, exerce pressão de seleção sobre a população desse nematoide, o que resulta na alteração da frequência gênica de sua população, favorecendo o aumento dessas

Figura 2 - Sintoma de ocorrência do nematoide-de-cisto-da-soja em lavoura

Neylson Eustaquio Arantes

Jaime Maia dos Santos

Nota: A - Lavoura de soja com reboleira de *Heterodera glicynes*; B - Nematoide-de-cisto-da-soja.

raças. Assim, embora as raças 1 e 3 inicialmente tenham sido as mais frequentes na maioria das áreas cultivadas, passaram a ser substituídas por populações de *H. glycines* mais difíceis de ser controladas pelo uso de cultivares resistentes. Trabalhos recentes mostraram que a raça 3 tem diminuído, enquanto as raças 2, 4 e 14 têm aumentado, no estado do Mato Grosso (SILVA *et al.*, 2016). A predominância das raças 4, 14, 5 e 6 também foi detectada no nordeste do estado de Mato Grosso do Sul (ASMUS *et al.*, 2012).

A obtenção de cultivares de soja com resistência genética ao nematoide-de-cisto-da-soja não é uma tarefa fácil, pois está condicionada por, pelo menos, seis genes, alguns de ação recessiva e de difícil seleção. Além disso, efeitos como epistasia, codominância e aditividade modificam o espectro de resistência em campo de cultivares contendo um, dois, três ou mais genes de resistência. Os genes mais utilizados têm sido *Rhg1* e *Rhg4*, que conferem resistência às raças 1 e 3, inicialmente as predominantes no País. Porém, outros genes, como *Rhg2* e *Rhg5*, apresentam-se hoje como indispensáveis, pois novas resistências genéticas estão sendo necessárias para cobrir o surgimento e a proliferação de novas raças no campo. De forma geral, é difícil obter uma cultivar completamente resistente a esse nematoide, pois a interação entre o número de genes + número de raças presentes no campo + interação genótipo x ambiente modifica, substancialmente, a manifestação da resistência fenotípica. Por isso, a metodologia comumente utilizada tem sido identificar os genótipos pelos genes de resistência que possuem e, com isso, sugerir o manejo.

A utilização da resistência genética no controle de *H. glycines* tem sido o método mais econômico e o de melhor aceitação pelo produtor, porém, mesmo fazendo uso de cultivares resistentes, é importante que o produtor continue a fazer a rotação de culturas nas áreas infestadas. O recomendado é fazer um sistema de rotação que envolva culturas não hospedeiras, cultivares suscetíveis e resistentes, para manter as populações desse nematoide em equilíbrio. A rotação de cultivares resistentes de soja alternada com milho tem proporcionado redução da população do nematoide abaixo do nível de dano. Isso é de suma importância, pois também evita que haja mudanças da raça predominante, e a resistência das cultivares, dessa forma, será preservada. As perdas causadas por *H. glycines* são expressivas e podem-se tornar ainda maiores por razões simples, ou seja, as cultivares resistentes e com ampla resistência são largamente utilizadas pelos sojicultores, porém as demais técnicas de manejo não têm sido empregadas e isso tem resultado no aumento da frequência das raças 2, 4 e 14, as quais são capazes de se reproduzirem em algumas dessas cultivares. A preocupação é que a frequência das raças 4 e 14 aumentem, pois, não há cultivares resistentes a estas, ou ainda, que haja o surgimento de novas raças que não ocorrem aqui no Brasil, como as raças 7, 8 e 15, já presentes nos Estados Unidos.

Nematoide-reniforme

Rotylenchulus reniformis é considerado um dos principais problemas da cultura do algodoeiro, mas sua importância vem crescendo nos últimos anos em áreas cultivadas com soja e algodão na região do Cerrado brasileiro. Até recentemente, esse nematoide era considerado um patógeno secundário para a cultura da soja. Contudo, atualmente é tido como espécie emergente nesta cultura, principalmente em lavouras do estado do Mato Grosso, onde sua ocorrência tem aumentado de forma consistente e altas populações têm sido associadas a perdas em rendimento na cultura (ASMUS, 2005).

Esse nematoide é considerado um semiendoparasita sedentário, que pode alimentar-se em qualquer ponto ao longo do comprimento das raízes. As fêmeas presentes no interior das raízes induzem à formação de um tecido nutridor, de onde retiram seu alimento para completar o ciclo de vida (Fig. 3A, 3B e 3C). A produção de ovos inicia-se entre cinco e sete dias após a infecção das raízes das plantas, em número de até 100 ovos. Seu ciclo de vida é completado entre 24 a 30 dias, com grande influência da temperatura nesse período. Outro fator que favorece essa espécie é a textura do solo, sendo este de textura fina, siltoso ou argiloso. Tem como característica a elevada capacidade de sobrevivência na ausência do hospedeiro, podendo permanecer no solo por até dois anos (ASMUS *et al.,* 2015). O manejo de *R. reniformis* pode ser realizado, principalmente, por meio da rotação de culturas, uma vez que esse nematoide possui círculo de hospedeiros mais restrito, em relação a *Meloidogyne* spp. ou *P. brachyurus*, além do uso de

cultivares resistentes. As cultivares de soja americanas Forrest e Custer são consideradas padrões de resistência ao nematoide-reniforme e, aparentemente, cultivares com resistência ao nematoide-de-cisto também conferem resistência a *R. reniformis* (ROBBINS *et al.*, 2002).

Nematoide-das-lesões-radiculares

Os nematoides-das-lesões-radiculares (*Pratylenchu*s spp.) são assim denominados pelos sintomas causados nas raízes das plantas hospedeiras, as quais servem de porta de entrada para bactérias e fungos, resultando em necroses e podridões. No Brasil e no mundo, ocupam o segundo lugar em relação aos impactos econômicos, superados apenas pelos nematoides-das-galhas. Cerca de 70 espécies do gênero são conhecidas, sendo *P. brachyurus* a única de relevância à cultura da soja, estando presente na maioria das regiões produtoras (CASTILLO *et al.*, 2012).

É um endoparasita migrador que causa danos mecânicos às raízes durante a alimentação e movimentação no interior dos tecidos. Além disso, apresenta ação espoliadora, pela retirada do conteúdo citoplasmático, e danos por ação tóxica, pela injeção de substâncias no córtex radicular. Como consequência, modificam e destroem os tecidos, comprometendo a absorção e o transporte de água e nutrientes, prejudicando o desenvolvimento da planta (GOULART, 2008), bem como facilitando a infecção por patógenos secundários. Os sistemas radiculares parasitados mostram-se reduzidos e pouco volumosos, e as plantas apresentam menor estatura, clorose e murchamento das folhas, refletindo em perdas de produção (Fig. 4A, 4B e 4C).

Figura 3 - Nematoide-reniforme aderido à raiz de soja

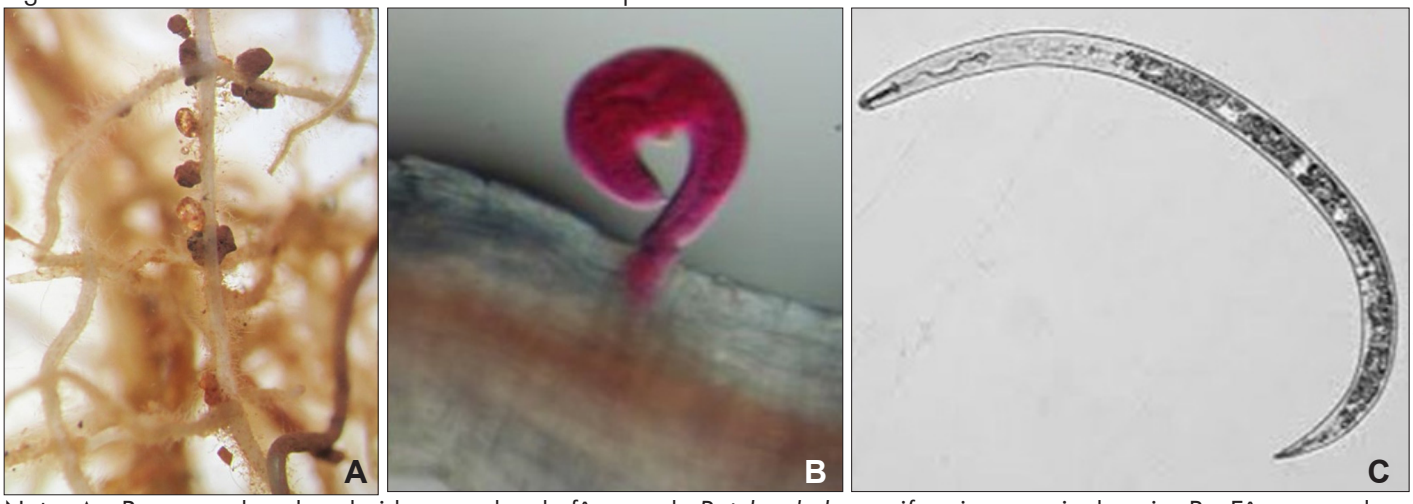


Foto: A - Santino Aleandro da Silva. Foto: B e C - Andressa Cristina Zamboni Machado

Nota: A - Presença de solo aderido ao redor de fêmeas de *Rotylenchulus reniformis*, em raiz de soja; B - Fêmea madura de *R. reniformis* aderida à raiz de soja; C - Fêmea imatura de *R. reniformis*.

Figura 4 - Sintomas causados pelo nematoide-das-lesões-radiculares em lavoura de soja

Fotos: A - Fernando Júnior Ceccato. Foto: B - Cládia R. Dias-Arieira. Foto: C - Luciany Favoreto

Nota: A - Lavoura de soja com reboleira de *Pratylenchus brachyurus*; B - Raiz com sintoma de necrose; C - Fêmea de *Pratylenchus brachyurus*.

A disseminação deste, bem como de outros nematoides, ocorre, principalmente por meio de operações agrícolas, incluindo o trânsito de máquinas e veículos, de humanos e animais, além do escoamento de água da chuva e irrigação, e do uso de material vegetal contaminado. Solos arenosos ou médio-arenosos, temperatura em torno de 30 °C e umidade do solo entre 70% e 80% da capacidade de campo também favorecem o desenvolvimento de *P. brachyurus* (GOULART, 2008; CASTILLO *et al.,* 2012). A expansão da soja para áreas de solos arenosos, combinada ao uso de cultivares suscetíveis e à semeadura de espécies vegetais hospedeiras, como o milho e o algodão, na entressafra da soja, é fator que ajuda a explicar o aumento dos níveis populacionais desses nematoides e, consequentemente, as perdas em produtividade (GOULART, 2008). O esquema de rotação de culturas mais empregado é o cultivo de soja com milho, milheto, algodão, braquiária, entre outras (INOMOTO; ASMUS, 2010). No entanto, são todas espécies de plantas suscetíveis ao ataque do nematoide, as quais permitem o aumento contínuo ou a manutenção da população desses nematoides no campo.

Dentre outros fatores que contribuem para o aumento da importância destes nematoides estão: o Sistema Plantio Direto (SPD), que mantém a umidade do solo mais elevada e adequada aos nematoides; compactação do solo prevalente em solos sob plantio direto; desequilíbrio nutricional; uso de solos com teores baixos de argila, e ocorrência simultânea com outras espécies de nematoides e outros patógenos fúngicos como *Fusarium* spp., *Rhizoctonia solani* e *Verticillium* spp. (GOULART, 2008; CASTILLO *et al.*, 2012). Outro ponto agravante são as espécies forrageiras que compõem os sistemas Integração Lavoura-Pecuária (ILP) e são infectadas por *P. brachyurus*. Os principais capins (*Urochloa brizantha* cv. Marandu, *U. ruziziensis*, *Panicum maximum* cvs. Tanzânia e Mombaça) adotados nestes sistemas, embora tolerantes, favorecem a multiplicação do nematoide.

Fitonematoides emergentes na soja

Helicotylenchus dihystera e *Scutellonema brachyurus*

Tanto *H. dihystera* como *S. brachyurus* são consideradas espécies ectoparasitas, ou seja, que não teriam a capacidade de penetrar nas raízes das plantas e, teoricamente, os danos causados ao sistema radicular seriam menores. O primeiro, *H. dihystera*, é um nematoide bastante comum de se observar em amostras de solo em muitas culturas, enquanto que *S. brachyurus* teve sua ocorrência incrementada nos últimos anos. De alguns anos para cá, ambas as espécies têm aparecido em maior frequência, nas análises nematológicas realizadas em lavouras de soja, e também em maior quantidade, principalmente nos estados do Mato Grosso, Goiás, Maranhão, Mato Grosso do Sul e Paraná.

Estudos realizados pelo Laboratório de Nematologia do Instituto Agronômico do Paraná (Iapar), localizado em Londrina, apontam que *H. dihystera* e *S. brachyurus* podem ser considerados como potenciais patógenos para a cultura da soja e outras que fazem parte do sistema produtivo da sojicultura. Os trabalhos apresentados pelo Iapar no Congresso de Nematologia mostram que ambos conseguem penetrar no sistema radicular da soja, ao contrário do que se esperava em função do hábito de parasitismo desses nematoides e, além disso, provocam lesões semelhantes àquelas causadas por *Pratylenchus* spp. (Fig. 5A, 5B e 5C). Além da soja, *H. dihystera* causou tais sintomas no sistema radicular de milheto ADR 300, e foi encontrado no interior das raízes de ambas as plantas, sugerindo que tal nematoide possa estar facultativamente comportando-se como endoparasita migrador nas culturas da soja e do milheto.

Já para *S. brachyurus*, o estudo realizado objetivou avaliar a multiplicação em soja e a possível sintomatologia associada ao parasitismo. Os resultados mostraram que *S. brachyurus* consegue multiplicar-

Figura 5 - Lesões causadas por *Helicotylenchus dihystera* e *Scutellonema brachyurus* no sistema radicular da soja

Foto: A - Santino Aleandro da Silva. Fotos: B e C - Andressa Cristina Zamboni Machado

Nota: A - Escurecimento do sistema radicular de soja, causado pelo ataque de *Helicotylenchus dihystera* e *Scutellonema brachyurus* (esquerda: planta sadia; direita: inoculada); B - Fêmea de *Scutellonema brachyurus*; C - Fêmea de *Helicotylenchus dihystera*.

-se em soja e, além disso, aos 60 dias após a inoculação (DAI), lesões radiculares também foram observadas, semelhantes àquelas causadas por *P. brachyurus*. Após coloração das raízes, verificou-se que o nematoide estava presente no interior destas, sugerindo que poderia estar também, facultativamente, comportando-se como endoparasita migrador na cultura da soja. Conclui-se, portanto, a partir dos estudos realizados até o momento, que *H. dihystera* e *S. brachyurus* constituem potenciais patógenos para a cultura da soja no Brasil e são essenciais estudos que visem o esclarecimento acerca de sua capacidade de causar danos em soja e milho.

Aphelenchoides besseyi

As espécies do gênero *Aphelenchoides* apresentam a maior variabilidade de nichos ecológicos no filo Nemata. Apesar de a maioria das mais de 150 espécies já descritas deste gênero ser encontrada no solo alimentando-se de fungos saprófitos ou fitopatogênicos, algumas espécies desses grupos causam danos severos na parte aérea de plantas cultivadas. Mesmo estas espécies patogênicas não sendo parasitas obrigatórios de plantas, podem, na ausência de plantas hospedeiras cultivadas ou espontâneas, sobreviver normalmente no solo, nutrindo-se alternativamente de ampla gama de fungos (FERRAZ; BROWN, 2016). Em arroz, *A. besseyi* causa a doença conhecida como ponta-branca-do-arroz em, praticamente, todas as regiões produtoras do mundo. Estima-se que no Brasil, este nematoide causa perdas de até 50% na produção deste cereal. Esta espécie está associada também a sementes de gramíneas forrageiras, além de causar severos danos em plantas ornamentais. A crescente gama de hospedeiros, o elevado potencial de danos causados às culturas e a capacidade de entrar em anidrobiose, que é a habilidade de resistir aos estresses hídricos em estado de repouso com baixo gasto de energia, podem colocar esta espécie entre os fitonematoides de maior expressão no cenário agrícola brasileiro (FERRAZ; BROWN, 2016).

A adoção de medidas fitossanitárias nas lavouras de arroz, a utilização de cultivares resistentes e o tratamento de sementes mantiveram *A. besseyi* sob controle, até o surgimento de uma nova doença da soja na safra 2005/2006. Tal doença foi registrada em regiões com alta umidade e temperatura, principalmente nos estados do Maranhão, Tocantins, Pará e norte do Mato Grosso. Os sintomas nestas regiões ocorriam tanto em reboleiras, quanto em faixas ou distribuídas uniformemente nas lavouras (MEYER *et al.*, 2017). Este novo problema, popularmente denominado soja louca II (SL-II) por Gilioli *et al.* (2007), possui sintomas muito semelhantes à ocorrência de haste-verde e retenção-foliar, causadas pelo ataque intenso de percevejos sugadores e por desequilíbrio nutricional das plantas, podendo ser facilmente confundido. A análise laboratorial da parte aérea das plantas e a presença do nematoide *A. besseyi* em quantidades muitas vezes massiva podem provar que não se trata das mesmas causas anteriormente descritas. Analisando-se as regiões sojícolas brasileiras que possuem alta umidade e temperatura, portanto, propícias ao desenvolvimento do patógeno, estima-se que a doença possa afetar uma área de cerca de 3,3 milhões de hectares. A doença, causada por *A. besseyi* é um grave problema fitossanitário, que afeta não só a produção de soja (MEYER *et al.*, 2017), mas também a produção de algodão no Brasil (FAVORETO *et al.*, 2018) e, nas lavouras de feijão, apesar de não se terem relatos do problema em campo, já foi comprovada a patogenicidade em casa de vegetação. Pesquisas indicam que este nematoide é patogênico a outras plantas, incluindo nabo forrageiro, trigo, centeio e aveia-branca e não patogênico das plantas de lírio, *U. ruziziensis* e *U. brizantha*. (CALANDRELLI, 2018).

Na soja, os sintomas evidenciam-se no estádio vegetativo, geralmente a partir de V5-V6, constituindo-se de afilamento das folhas do topo das plantas, alguma formação de bolhas no limbo foliar e engrossamento das nervuras. As folhas com sintomas apresentam coloração mais escura e menor pilosidade em relação às normais. As hastes exibem deformações do tipo caneluras (arestas) e engrossamento dos nós. As vagens apresentam deformações, lesões necróticas marrons, rachaduras, menor pilosidade, apodrecimento e redução do número de grãos (normalmente um a dois grãos de maior tamanho). Ainda, plantas afetadas registram um alto índice de abortamento de flores (Fig. 6A e 6B) e vagens, provocando, muitas vezes, a indução de nova

Figura 6 - Necrose de primórdios florais causada por *Aphelenchoides besseyi* em soja

Fotos: Luciany Favoreto

Nota: A - Inflorescência necrosada; B - Alta infestação de *Aphelenchoides besseyi* na inflorescência.

floração e sintomas de superbrotamento, assemelhando-se a plantas macho-estéreis. Esse abortamento é mais intenso na parte superior das plantas, diminuindo em direção à base, o que impede o processo natural de maturação, permanecendo verde no campo, mesmo após a aplicação de herbicidas dessecantes (MEYER *et al.*, 2017).

Na soja, foram observadas perdas médias de 40% a 60% na produtividade, mas também perdas totais de produção foram consideradas em lavouras com alta incidência, quando os produtores optaram pela destruição das plantas e reinstalação de outra cultura. Além da redução de produtividade, causada pelo abortamento de flores e vagens, lavouras com alta incidência de SL-II apresentam menor qualidade de grãos por mistura de vagens e grãos verdes decorrentes desta anomalia, gerando maior desconto por impureza na venda do produto (MEYER *et al.*, 2017). Dados preliminares de pesquisa indicam que a incidência da haste-verde e retenção-foliar diminui em função do manejo da cultura adotado, principalmente quando se realiza a semeadura em palhada dessecada com antecedência de 10 a 15 dias da semeadura e o controle de plantas invasoras, feito na fase inicial do desenvolvimento vegetativo da soja (MEYER; KLEPKER, 2015).

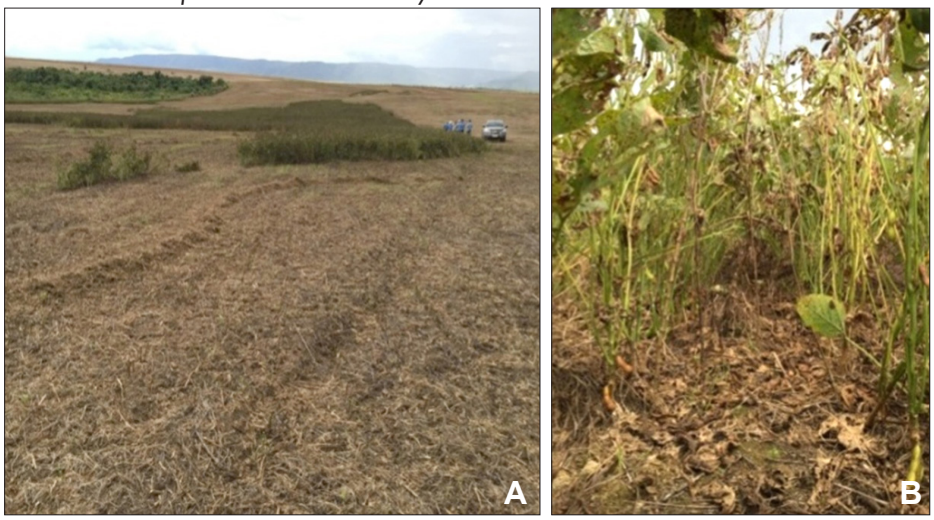
As plantas ainda verdes, com folhas e elevado teor de umidade, dificultam a colheita, por causar embuchamento das máquinas colhedoras no momento do corte (Fig. 7A e 7B).

Tubixaba tuxaua

Tubixaba tuxaua (Fig. 8) trata-se de nematoide descrito no Brasil pelo professor da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (Esalq), da Universidade de São Paulo (USP), em Piracicaba, Dr. Aílton Rocha Monteiro, ainda com poucas informações sobre seu ciclo de vida ou círculo de hospedeiros. Sua ocorrência também pode estar restrita aos estados do Maranhão, Tocantins, Paraná e Mato Grosso, embora sua disseminação possa ser subestimada pelas dificuldades em seu reconhecimento e identificação.

Ainda não foi possível isolar e multiplicar o nematoide *T. tuxaua* em condições de casa de vegetação para a realização de estudos de patogenicidade em diferentes culturas. Além disso, sua presença nas lavouras é difícil de ser detectada pois, apesar de ser um nematoide visível a olho nu (os adultos chegam a 1,0-1,2 cm de comprimento), sua identificação ainda é controversa, necessitando de um taxonomista especializado para tal.

Figura 7 - Lavoura de soja com reboleiras de plantas infectadas por *Aphelenchoides besseyi*



Fotos: Maurício Conrado Meyer

Nota: A - Lavoura de soja com reboleira de soja louca II; B - Plantas da reboleira apresentando haste-verde.

Figura 8 - Fêmea de *Tubixaba tuxaua*

Santino Aleandro da Silva

Nota: Aumento de 40x em estereoscópio.

MANEJO DE NEMATOIDES EM SOJA

Um dos pontos cruciais quando se trata de nematoides é a tomada de decisão para o manejo. Até o momento não há um índice considerado seguro para definir as populações como baixas, intermediárias ou altas. Isto porque os danos ocasionados à cultura dependerão de uma série de fatores relacionados com o sistema de cultivo e de espécies de nematoides presentes na área. Dessa forma, a partir do momento que o nematoide é detectado em uma determinada área, deve-se iniciar o manejo imediatamente e, neste caso, as estratégias a ser adotadas dependem das espécies e dos danos que os nematoides têm ocasionado à cultura. Admite-se que manejar populações de nematoides que ainda não causam reduções econômicas à cultura será mais fácil e menos oneroso do que recuperar o potencial produtivo de uma área. Além disso, a tomada de decisão para o controle deve-se basear na análise de solo e raízes realizada em um laboratório especializado.

Apesar das inúmeras estratégias para o manejo de nematoides, o controle genético, cultural, biológico e químico são os mais recomendados. A adoção do controle genético baseia-se no uso de cultivares resistentes, moderadamente resistentes ou com baixo fator de reprodução. As pesquisas, bem como os melhores resultados, são para o controle dos nematoides sedentários (*H. glycines* e *Meloidogyne* spp.). Dessa forma, para a cultura da soja, a maioria das cultivares resistentes aos nematoides disponíveis no mercado tem como foco principal o controle de nematoides-de-cisto, para o qual estas apresentam resultados seguros e confiáveis. Contudo, deve-se lembrar que tal espécie apresenta alta variabilidade genética e, dessa forma, antes da adoção do manejo com base em cultivares resistentes, faz-se necessária a correta identificação das raças de *H. glycines* presentes na área. Outro cuidado importante diz respeito à rotação de cultivares, a fim de reduzir os riscos de adaptação pelo patógeno e, ainda, a rotação de culturas, substituindo a soja, a cada quatro ou cinco anos, por uma planta não hospedeira do nematoide. Além da resistência para o nematoide-de-cisto-da-soja, o mercado também dispõe de cultivares com níveis de resistência variáveis para nematoides-das-galhas, em especial para *M. incognita*. Porém, aqui, a performance das cultivares perante nematoides pode não ser tão boa quanto aquela observada para *H. glycines*, visto que muitas vezes uma cultivar considerada resistente ou moderadamente resistente a *Meloidogyne* spp. comporta-se como suscetível sob altas populações. Vale lembrar que é comum a variação intraespecífica entre populações deste nematoide, o que também pode resultar no comportamento variável de determinadas cultivares. Para *P. brachyurus* não há, até o momento, cultivares resistentes ou moderadamente resistentes, e aquelas consideradas com baixo fator reprodutivo têm apresentado comportamento variável no campo, perante diferentes populações do nematoide, não sendo, dessa forma, um método seguro de manejo, quando se trata dos nematoides-das-lesões-radiculares.

O controle cultural baseia-se numa série de práticas que visam manter a população de nematoides abaixo do limiar de dano econômico. Citam-se como principais atividades o manejo de plantas voluntárias advindas de falhas na colheita, também denominadas tiguera, o manejo de plantas espontâneas, a rotação e/ou sucessão de culturas e as práticas conservacionistas. No que se refere ao manejo de plantas tigueras, infelizmente é bastante comum a perda acentuada de sementes durante a colheita da soja. Sob condições climáticas favoráveis, as sementes remanescentes na área germinam e passam a se desenvolver como plantas voluntárias, as quais exercem papel importante na manutenção de inúmeros patógenos, incluindo nematoides. Em alguns casos, as plantas passam semanas ou, até mesmo, meses vegetando e garantindo a perpetuação das populações de nematoides. O mesmo pode ser observado para outras culturas adotadas na primeira ou na segunda safra agrícola, com destaque para o milho.

Além das plantas tigueras, outro problema nas lavouras é a infestação por plantas espontâneas, especialmente aquelas com resistência a herbicidas. As plantas espontâneas consistem em eficientes hospedeiros de nematoides, podendo multiplicar uma ou mais espécie (DIAS-ARIEIRA, 2017). Algumas plantas espontâneas merecem destaque pela frequência com que ocorrem nas áreas de cultivo de soja, sendo o capim-amargoso (*Digitaria insularis*) uma das mais importantes. A espécie *D. insularis* é citada como hospedeira de *P. brachyurus*, com reprodução tão eficiente quanto aquela observada para a soja e para o milho, contribuindo para a perpetuação eficiente do parasita na área nos períodos de entressafra. Outras plantas espontâneas importantes para a sojicultora, incluindo caruru (*Amaranthus* spp.), corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*), maria-pretinha (*Solanum americanum*), capim-colchão (*Digitaria* spp.), capim-massambará (*Sorghum halepense*) e trapoeraba (*Commelina benghalensis*) são suscetíveis aos nematoides-das-galhas e nematoides-das-lesões, com fatores de reprodução muitas vezes superiores àqueles verificados para a soja.

Dentro do controle cultural, a rotação de culturas é citada como uma das principais atividades. A rotação consiste em alternar diferentes espécies vegetais (preferencialmente de várias famílias botânicas) em uma mesma área e na mesma estação de cultivo. Apesar de esta ser a prática que garante os melhores resultados para o manejo de nematoides, nem sempre é viável para o produtor que opta pelo sistema de sucessão. Mesmo não conferindo os mesmos resultados, a rotação da cultura de sucessão à soja, ou seja, da segunda safra, é uma prática que permite ao produtor conviver com os nematoides, especialmente se aliada a outras estratégias de manejo. No sistema de rotação e/ou sucessão podem ser adotadas plantas antagonistas, não hospedeiras ou más hospedeiras, também chamadas hospedeiras desfavoráveis. Uma das principais culturas indicadas para o controle de nematoides é *Crotalaria* e, dentro do gênero, as espécies mais utilizadas são *C. spectabilis*, *C. ochroleuca*, *C. juncea* e *C. breviflora*. A espécie *C. spectabilis* caracteriza-se pelo antagonismo aos principais nematoides da cultura da soja, sendo dessa forma uma das mais plantadas. Contudo, para que os resultados obtidos sejam bons, é necessário que esta espécie apresente um bom fechamento de estande e seja cultivada em épocas de alta atividade do nematoide, isto é, na primavera e no verão. No caso de falhas no estande, plantas espontâneas podem-se estabelecer juntamente com crotalária e comprometer a eficiência do controle. A espécie *C. ochroleuca* também tem boa performance perante os nematoides que parasitam a soja, controlando eficientemente os nematoides-das-galhas, nematoides-das-lesões e o nematoide-reniforme, mas pode multiplicar algumas raças de *H. glycines* e, por este motivo, deve ser evitada em áreas

com ocorrência de nematoide-de-cisto-da-soja. A espécie *C. juncea* também é usada como planta antagonista, mas pode multiplicar *P. brachyurus*, e não deve ser plantada nestas áreas. A espécie *C. breviflora* tem eficiência comparada a *C. spectabilis*, contudo as pesquisas com esta planta são mais limitadas, e a disponibilidade de sementes é menor.

Outra planta indicada para a sucessão com a soja, com o intuito de controlar populações mistas de nematoides, é a braquiária (*Urochloa* spp.). A espécie *U. ruziziensis* tem sido uma das mais cultivadas em todo o Brasil e apresenta resistência aos nematoides-das-galhas, nematoides-de-cisto e ao nematoide-reniforme. Entretanto, é considerada hospedeira de *P. brachyurus*, com fator reprodutivo que varia de 1,5 a 4,0. Vale destacar, no entanto, que o fator de reprodução de *P. brachyurus* na cultura do milho, a principal espécie usada em sucessão com a soja, frequentemente é superior a 15, podendo chegar a 60, ou seja, apresenta potencial muito mais elevado do que a braquiária de aumentar os nematoides-das-lesões-radiculares. Além disso, a braquiária, quando bem formada e bem manejada, garante elevado aporte de matéria orgânica (MO) ao solo, que pode, a médio e a longo prazos, melhorar os teores de matéria húmica, contribuindo para a manutenção das populações abaixo do limiar de dano econômico. Ainda assim, faz-se necessário o monitoramento das populações de nematoides nas áreas de cultivo de braquiária, bem como a adoção de outras estratégias de controle que contribuam para reduzir o nematoide-das-lesões-radiculares, especialmente do controle biológico.

Milhos e milhetos são espécies consideradas não hospedeiras do nematoide-de-cisto e do nematoide-reniforme, mas podem multiplicar *Meloidogyne* spp. e *P. brachyurus*. Apesar do mercado dispor de materiais com baixo fator reprodutivo para tais nematoides, recomenda-se cautela em áreas com populações mistas que incluem a presença de nematoide-das-galhas e nematoide-das-lesões, pois a performance pode variar perante diferentes populações do patógeno.

Diferentes cultivares de aveia, especialmente aveia-preta, podem ser utilizadas em áreas com populações mistas de nematoides, por apresentarem fator reprodutivo, inferior a um, para nematoides-das-galhas e nematoides-das-lesões e resistência aos demais. Por outro lado, culturas como trigo e arroz devem ser evitadas em áreas cuja presença de *Meloidogyne* spp. e *P. brachyurus* tenha sido registrada. Outras culturas, incluindo amaranto, estilosantes, trigo mourisco e os mix de culturas, vêm sendo pesquisadas para o manejo de nematoides, mas os resultados ainda não são suficientes para a indicação de cultivo sem riscos.

Ainda em se tratando de rotação de culturas, vale ressaltar que, além do manejo de nematoides, quando diferentes plantas são introduzidas no sistema agrícola, pode contribuir para o manejo de outras doenças e pragas, além de melhorar os atributos químicos, físicos e biológicos do solo. Sabe-se que nematoides são predominantes em solos compactados, com menor fertilidade e baixo teor de MO. No que se refere a MO, são inúmeros os trabalhos que apontam os benefícios gerados, sejam diretos ou indiretos. Diretamente, a decomposição de alguns materiais orgânicos pode liberar no solo substâncias com efeito nematicida e, indiretamente, a MO tende a melhorar a microbiologia do solo, aumentando a atividade de organismos responsáveis pelo controle biológico natural. No entanto, uma das limitações para o uso da MO é a quantidade necessária para surtir o efeito desejado, que muitas vezes compromete a relação custo-benefício. Uma forma de contornar tal limitação é a produção da MO dentro da propriedade, por meio da adubação verde.

O controle biológico está entre os métodos que mais evoluíram nos últimos anos e tem como vantagem a ação dos microrganismos envolvidos sobre várias espécies de nematoides, possibilitando, assim, a atividade sobre populações mistas. Dentre os organismos mais pesquisados ressaltam-se as rizobactérias do gênero *Bacillus*, havendo mais de dez produtos com diferentes espécies (*B. amyloliquefaciens*, *B. subtilis*, *B. firmus*, *B. licheniformis*, *B. methilotrophicus*) e cepas desta bactéria, com registro como nematicida biológico junto ao MAPA. Tais bactérias caracterizam-se por apresentar múltiplas formas de ação, com destaque para a alteração da rizosfera e indução de resistência. A colonização da rizosfera pela bactéria altera a concentração de exsudatos radiculares, visto que a bactéria pode consumi-los e, ainda, liberar substâncias do seu metabolismo secundário nesta região. Vale lembrar que os nematoides são atraídos para as raízes, seguindo um gradiente de concentração, e que a alteração ocasionada pela bactéria vai dificultar a atividade do nematoide nesta região. Soma-se a isto o fato de que várias cepas de *Bacillus* podem colonizar a superfície da raiz ou apresentar atividade endofítica, competindo dessa forma com o nematoide por sítio de penetração. Inúmeros isolados do gênero são ainda caracterizados por ativarem os mecanismos de defesa natural das plantas, sendo considerados indutores de resistência. Por outro lado, o efeito direto das bactérias do gênero *Bacillus* sobre os nematoides tem sido conferido à produção de metabólitos que podem comprometer o desenvolvimento embrionário dos nematoides ou afetar os juvenis recém-eclodidos. Além destes mecanismos de ação, as espécies de *Bacillus* têm sido pesquisadas quanto à produção de proteínas cry para o controle de nematoides. Contudo, os resultados ainda não são conclusivos para uso comercial.

O mercado nacional também dispõe de produtos comerciais à base de fungos registrados como nematicidas biológicos. Dentre os fungos com atividade nematicida está *Paecilomyces lilacinus* (sinonímia *Purpureocillium lilacinum*), o qual caracteriza-se pela elevada atividade quitinolítica, o que garante eficiência para o controle de ovos livres no solo ou agregados em

massas de ovos ou cistos. Os melhores resultados de controle de nematoides com base neste fungo têm sido obtidos para os nematoides sedentários, visto que estes depositam os ovos agrupados e a atividade do fungo permite a destruição de um número elevado de ovos de uma só vez. O fungo *Pochonia chlamydosporia* também é caracterizado pela atividade quitinolítica, além de melhorar o desenvolvimento de raízes e a absorção de alguns nutrientes pela planta. O terceiro fungo que apresenta registro como nematicida biológico é *Trichoderma.* Espécies pertencentes a este gênero podem agir de diferentes formas sobre os nematoides, incluindo parasitismo de ovos e de formas móveis do nematoide; alteração da rizosfera, como já apresentada para *Bacillus*; colonização superficial de raízes, competindo por sítio de alimentação; e indução de defesa nas plantas.

Apesar dos avanços no desenvolvimento de nematicidas biológicos, ainda há limitações na adequação das formulações às condições de uso no campo, como temperatura, tipo de solo, restos culturais, MO, entre outros. A eficiência do controle pode ser comprometida se as condições para o desenvolvimento dos agentes de biocontrole não forem atendidas. Visando melhorar a eficiência do controle, alguns produtos comerciais têm sido formulados com a presença de mais de um agente biológico. Entretanto, a sobrevivência e a atividade desses agentes podem ser alteradas em função das práticas culturais adotadas. Neste contexto, os agentes biológicos que apresentarem sucesso na colonização dos solos e permanecerem viáveis na rizosfera tendem a ser mais eficazes a longo prazo. Quando o assunto é controle biológico, um ponto delicado que precisa ser abordado é a produção própria. São inúmeros os riscos que esta prática pode apresentar, por não haver controle de qualidade e garantia da multiplicação apenas do organismo-alvo. Dessa forma, pode haver a propagação de microrganismos nocivos à saúde humana ou animal, de microrganismos fitopatogênicos ou de estirpes não virulentas aos nematoides. No que se refere ao controle químico, o mercado atual dispõe de opções para o tratamento de sementes e para a aplicação em sulco. Os princípios ativos com registro para uso na cultura da soja são abamectina, imidacloprido, tiodicarbe, cadusafós e fluensulfona. Outras moléculas, como fluopyran, fluazaindolizine e tioxazafen, também encontram-se com formulações em fase de registro especial temporário (RET).

Todos estes produtos, quando utilizados na forma e dose indicadas pelos fabricantes, apresentam efeito nematicida comprovado em inúmeras pesquisas. Contudo, muitas vezes, se aplicados isoladamente, podem, não surtir o controle desejado e necessário para reduzir as populações abaixo do limiar de dano econômico. Isto ocorre porque, independentemente da molécula, esta possibilita uma redução parcial da penetração do nematoide no sistema radicular e, se a população inicial de nematoides no solo for baixa ou média, o tratamento químico aplicado isoladamente poderá ser suficiente para que não haja prejuízos. Porém, sob populações mais elevadas, pode ocorrer penetração de nematoides em números suficientes para ocasionar danos à cultura. Esta limitação é válida também para outras estratégias de manejo, incluindo o biológico.

Diante do exposto e considerando que as populações mistas de nematoides são predominantes nas áreas de cultivo, conclui-se que o manejo adequado envolve a correta diagnose das espécies predominantes na área, bem como o estudo e o planejamento para adoção do manejo integrado, considerando atividades com eficiência a curto, médio e longo prazos, e monitoramento constante das populações.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As populações de fitonematoides, que coexistem no solo, flutuam sob a dependência da pressão dos fatores bióticos e abióticos. Tal influência responde não só pela quantidade, mas também pela qualidade das populações. A duração do ciclo de vida, razão sexual, taxa reprodutiva, dinâmica e distribuição populacional no solo são geridos pela temperatura, umidade, textura, aeração e pH do solo, bem como pela cultura e pela planta hospedeira, por outros organismos existentes e pelo manejo adotado. O produtor deve conhecer e estabelecer um rigoroso manejo em cada talhão da propriedade, para tanto a análise nematológica, em laboratório especializado, é tão necessária quanto as demais análises efetuadas na lavoura.

REFERÊNCIAS

AGROLINK. **Mapa reconhece soja louca II como nova doença da soja**. [S.l.]: 2015. Disponível em: https://www.agrolink.com.br/noticias/mapa-reconhece-soja-louca-ii-como-nova-doenca-da-soja_222990.html. Acesso em: 6 nov. 2018.

ASMUS, G.L. Evolução da ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em Mato Grosso do Sul, durante o quinquênio 2001/2005. *In*: REUNIÃO DE PESQUISA DA SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 27., 2005, Cornélio Procópio. **Resumos** [...]. Londrina: Embrapa Soja, 2005. p.221-222.(Embrapa Soja. Documentos, 257).

ASMUS, G.L. *et al*. Manejo de nematoides. *In*: FREIRE, E.C. (ed.). **Algodão no Cerrado do Brasil**. 3.ed.rev. e ampl. Brasília, DF: ABRAPA, 2015. p.445-483.

ASMUS, G.L. *et al*. Raças de *Heterodera glycines* na região Nordeste de Mato Grosso do Sul. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.37, n.2, p.146-148, mar./abr. 2012.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Ministério da Agricultura mapeia principais pragas das lavouras brasileiras**. Brasília, DF: MAPA, 2015. Disponível em: http://www.brasil.gov.br/economia-e-emprego/2015/08/ministerio-da-agricultura-mapeia-principais-pragas-das-lavouras-brasileiras. Acesso em: nov. 2018.

CALANDRELLI, A. **Hospedabilidade de diferentes culturas a populações de *Aphelenchoidesbesseyi***. 2018. 19f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Centro Universitário Filadélfia, Londrina, 2018.

CASTILLO, P. *et al*. Pratylenchidae: the lesion nematodes. *In*: MANZANILLA-LÓPEZ, R.H.; MARBÁN-MENDOZA, N.(ed.). **Practical plant nematology**. Montecillo, Mexico: Editorial Colegio de Postgraduados, 2012. cap.12, p.411-478.

DIAS, W.P. *et al*. Nematoide de cisto da soja: biologia e manejo pelo uso da resistência genética. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.1, p.1-16, Mar. 2009.

DIAS, W.P. *et al*. Nematoides. *In*: ALMEIDA, A.M.R.; SEIXAS, C.D.S. (ed.). **Soja**: doenças radiculares e de hastes e inter-relações com o manejo do solo e da cultura. Londrina: Embrapa Soja, 2010a. cap.7, p.173-206.

DIAS, W.P. *et al*. **Nematoides em soja**: identificação e controle. Londrina: Embrapa Soja, 2010b. 8p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 76).

DIAS-ARIEIRA, C.R. Nematoides associados a plantas daninhas. *In*: GALHARDI JUNIOR, A.; POZER, D. (ed.). **Boletim de pesquisa 2017/2018**. Rondonópolis: Fundação MT, 2017.p.144-150.

EMBRAPA SOJA. **Soja em números (safra 2018/19)**. Londrina: EMBRAPA, 2019. Disponível em: https://www.embrapa.br/en/soja/cultivos/soja1/dados-economicos. Acesso em: 13 ago. 2019.

FAVORETO, L. *et al*. First report of *Aphelenchoides besseyi* infecting aerial part of cotton plants in Brazil. **Plant Disease**, Beltsville, v.102, n.12, p.2662, May 2018. Disease notes. Disponível em: https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PDIS-02-18-0334-PDN. Acesso em: 6 nov. 2018.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. (org.). **Nematologia de plantas**: fundamentos e importância. Campos dos Goytacazes: SBN, [2016]. 250p.

GILIOLI, J.L. *et al*. Quais as causas da soja louca? *In*: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 29.,2007, Campo Grande. **Resumos**[...]. Londrina: Embrapa Soja, 2007. p.61. (Embrapa Soja. Documentos, 287).

GOULART, A.M.C. **Aspectos gerais sobre nematoides-das-lesões-radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008. 30p. (Embrapa Cerrados. Documentos, 219).

INOMOTO, M.M.; ASMUS, G.L. Host status of graminaceous cover crops for *Pratylenchus brachyurus*. **Plant Disease**, v.94, n.8, p.1022-1025, Aug. 2010.

MACHADO, A. **Nematoide:** a praga que custa R$ 35 bilhões ao agronegócio brasileiro. Piracicaba: ADEALQ – USP-ESALQ, 2015. Disponível em: http://www.adealq.org.br/acontece/Nematoide-a-praga-que-custa-R$-35-bilh%C3%B5es-ao-agroneg%C3%B3cio-brasileiro-1410. Acesso em: 5 nov. 2018.

MEYER, M.C.; KLEPKER, D. Efeito do manejo de solo e sistemas de cultivo na incidência de Soja Louca II. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 48.; CONGRESSO BRASILEIRO DE PATOLOGIA PÓS- COLHEITA, 2., 2015, São Pedro. **Anais**[...].[Brasília, DF]: SBF, 2015. Tema: Fitopatologia de precisão: fronteiras da ciência. 1 CD-ROM.

MEYER, M.C. *et al*. Soybean green stem and foliar retention syndrome caused by *Aphelenchoides besseyi*. **Tropical Plant Pathology**, v.42, n.5, p.403-409, Oct. 2017.

MOENS, M.; PERRY, R.N.; STARR, J.L. *Meloidogyne* species: a diverse group of novel and important plant parasites. *In*: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (ed.). **Root-knot nematodes**. Wallingford: CAB International, 2009.p.1-17.

RIBEIRO, N.R.; FAVORETO, L.; MIRANDA, M.D. Nematoides um desafio constante. *In*: SIQUEIRA, F.; CAJU, J.; MOREIRA, M. (ed). **Boletim de pesquisa de soja 2011**. Mato Grosso: Fundação MT, 2011. p.400-414. (Fundação MT. Boletim de Pesquisa da Soja,15).

ROBBINS, R.T. *et al*. Host suitability of soybean cultivars and breeding lines to reniform nematodes in tests conducted in 2001. **Journal of Nematology**, v.34, n.4, p.378-383, Dec. 2002.

SILVA, R.G. *et al*. Distribuição das raças de *Heterodera glycines* no estado do Mato Grosso. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 33., 2016, Petrolina. **Anais**[...]. Piracicaba: SBN, 2016. Tema: Nematologia do litoral ao sertão: avanços e desafios. 1Pen drive.

Manejo de fitonematoides

Regina Cássia Ferreira Ribeiro[1], *Claudia Regina Dias-Arieira*[2], *Andressa Cristina Zamboni Machado*[3], *Mário Sérgio Carvalho Dias*[4], *Alniusa Maria de Jesus*[5]

Resumo - Os nematoides fitoparasitas causam grandes perdas em diversas culturas e, em alguns casos, tornam limitante o cultivo. Parasitam as raízes provocando lesões ou galhas que impedem a absorção e translocação de água e nutrientes. Os danos causados nas raízes induzem o aparecimento de sintomas reflexos na parte aérea, como amarelecimento e murcha nas horas mais quentes do dia. A progressão desses sintomas pode levar à morte da planta. Deve-se evitar a introdução de nematoides em regiões isentas, no entanto, a partir de sua entrada, várias medidas podem ser tomadas para manter a população baixa e não causar danos significativos. O manejo poderá levar em consideração medidas culturais, físicas, genéticas, biológicas e químicas.

Palavras-chave: Nematoides fitoparasitas. Prática cultural. Controle químico. Controle físico. Controle biológico. Resistência genética.

Management of plant-parasitic nematodes

Abstract - Phytoparasitic nematodes cause large losses in several crops and in some cases limit cultivation. They parasitize the roots causing lesions or galls that prevent the absorption and translocation of water and nutrients. Root damage induces the appearance of reflex symptoms in the shoot like yellowing and wilting in the hottest hours of the day. The progression of these symptoms can lead to death of the plant. The introduction of nematodes in exempt regions should be avoided, however from their entry several measures can be taken to keep the population low and not cause significant damage. Management may take cultural, physical, genetic, biological and chemical measures into account.

Keywords: Plant-parasitic nematodes. Cultural control. Chemical control. Physical control. Genetic control. Biological control.

INTRODUÇÃO

Os nematoides são animais vermiformes dotados de estilete bucal, com o qual perfuram as células das raízes, sugam seu conteúdo e afetam a absorção e a translocação de água e nutrientes, alterando a fisiologia da planta. Nos solos agrícolas há uma comunidade complexa de diferentes espécies de nematoides. Alguns se alimentam de bactérias ou fungos com importância na decomposição e reciclagem de nutrientes, outros são predadores ou onívoros. Porém, uma parcela substancial da comunidade de nematoides do solo alimenta-se diretamente das raízes das plantas, podendo causar ou não doenças. A maioria dos fitonematoides, que parasitam as raízes, causa sintomas reflexos na parte aérea, como amarelecimento e murcha nas horas mais quentes do dia. Quanto ao tipo de parasitismo, os fitonematoides que invadem os tecidos radiculares e permanecem grande parte do seu ciclo de vida dentro das raízes das plantas são classificados como endoparasitas. Já aqueles que se alimentam das raízes, por meio de um estilete que é inserido nas células radiculares para remover o conteúdo celular, são classificados como ectoparasitas. Estes efeitos deletérios nas raízes são apontados por Agrios (2005) como:

a) ação traumática, provocada por injúrias mecânicas decorrentes do movimento do nematoide nos tecidos;

b) ação espoliadora, provocada pelo desvio de nutrientes essenciais;

c) ação tóxica, provocada por toxinas ou enzimas secretadas pelas glândulas esofagianas do nematoide que são prejudiciais à planta.

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª UNIMONTES - Depto Ciências Agrárias/Bolsista FAPEMIG, Janaúba, MG, regina.ribeiro@unimontes.br

[2]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Associada UEM - Depto. Agronomia/Bolsista CNPq, Umuarama, PR, crdiasarieira@hotmail.com

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq./Profª IAPAR/Bolsista CNPq, Londrina, PR, andressa_machado@iapar.br

[4]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, mariodias@epamig.br

[5]Bióloga, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, alniusa@epamig.br

Submissão: 25/3/2019 - Aprovação: 30/4/2019

As partes subterrâneas, como raízes, bulbos, tubérculos e rizomas são os principais órgãos da planta atacados pelos fitonematoides, entretanto há espécies que provocam danos em partes aéreas, como caules, folhas e sementes.

A mobilidade dos fitonematoides no solo é muito reduzida, assim, a disseminação ocorre principalmente por meio de mudas, movimentação de solo por maquinário, ferramentas ou pela água. Dessa forma o ataque ocorre geralmente em reboleiras.

O material propagativo é um dos principais agentes de disseminação à longa distância. Segundo Göldi (1892), desde o Brasil Império, a muda de cafeeiro foi a principal via de disseminação dessa praga na cafeicultura.

O vento também pode ser um agente disseminador de nematoides. Sua ação na disseminação desses parasitas é exemplificada por Andrade e Asmus (1997), que detectaram a presença de cistos de *Heterodera glycines* a 55 m de distância de uma área infestada, onde o solo estava sendo preparado com grade niveladora.

Outro importante veículo de disseminação é a água, tanto das chuvas quanto da utilizada na irrigação. Dias, Rodrigues e Jesus (2015) alertam que o escoamento de águas em áreas com declive e a água de irrigação disseminam fitonematoides na cultura da bananeira.

Na década de 1980, Sasser e Freckman (1987) já alertavam que os fitonematoides provocavam perdas anuais à produção agrícola mundial estimadas em 12%, correspondendo a bilhões de dólares de prejuízo.

Diversas espécies de fitonematoides têm sido identificadas associadas às raízes e ao solo da rizosfera de muitas culturas no mundo. No Brasil, destacam-se, em função das perdas que causam em diversas culturas, os gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus*. Na soja, destaca-se o nematoide-de-cisto, *H. glycines;* em cafeeiro *Meloidogyne paranaensis;* em bananeira *Radopholus similis,* em gramíneas, *Pratylenchus* spp. Em algumas culturas, a presença de altas populações de determinado nematoide pode limitar seu cultivo.

A maioria das espécies de plantas cultivadas pode ser atacada por, pelo menos, uma espécie de nematoide. Entretanto, há culturas que são hospedeiras de mais de uma espécie, como a bananeira, que pode ser atacada por *Radopholus similis, Meloidogyne javanica, Meloidogyne incognita, Pratylenchus coffeae* e *Helicotylenchus multicinctus* (DIAS; RODRIGUES; JESUS, 2015).

Em geral, o manejo de nematoides é difícil, pois uma vez introduzidos em uma área agrícola, torna-se praticamente impossível sua erradicação. As estratégias de controle mais utilizadas ocorrem antes da semeadura no campo e, para isso, é importante amostrar o solo de acordo com as normas e encaminhá-las a laboratórios credenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), para verificar quais nematoides estão presentes e definir as estratégias de manejo. Os nematoides podem ser controlados por meio de medidas legislativas como a que trata da Instrução Normativa nº 44, de 28/10/2009 do MAPA (BRASIL, 2009), que proíbe o trânsito de mudas de cafeeiro infectadas por nematoides do gênero *Meloidogyne*, para evitar sua introdução em lavouras. O controle também pode ser realizado por meio de medidas culturais, como solarização, rotação de culturas com plantas não hospedeiras ou antagonistas, incorporação de matéria orgânica (MO), alqueive, nematicidas ou por uso de cultivares resistentes. Podem ainda ser utilizados nematicidas ou produtos biológicos registrados pelo MAPA.

AMOSTRAGEM

A amostragem é de fundamental importância no manejo dos fitonematoides, pois apontará quais as espécies presentes na área e sua população.

O período das chuvas (primavera/verão) é a época mais adequada para coletar amostras de uma área para realizar o levantamento das espécies de fitonematoides presentes e a quantificação. Nesta época, as populações estão em alta atividade, por causa da maior quantidade de raízes novas disponíveis para a alimentação desses parasitas.

Para a maioria das espécies de plantas, as amostras devem conter raízes primárias vivas, com exceção de algumas culturas como o cafeeiro, em que é recomendada a coleta de raízes secundárias. O solo da rizosfera também deverá ser coletado e colocado juntamente com as raízes sintomáticas.

Recomenda-se que as raízes sejam retiradas cuidadosamente para evitar a perda de radicelas e, consequentemente, os nematoides presentes. Muitas vezes, para evitar tal perda, devem-se retirar as raízes com um torrão de terra.

As amostragens deverão ser realizadas em vários pontos do cultivo e coletadas tanto de locais onde existem plantas sintomáticas, como daqueles com plantas aparentemente sadias. Quanto maior o número de amostras, maior será a precisão da amostragem. O número de pontos onde será realizada a coleta das amostras vai variar conforme a cultura, o tamanho da área e a topografia do terreno. Pela alta variabilidade espacial das populações, a distribuição dos nematoides no campo ocorre em reboleiras, devendo este fato também ser levado em consideração na realização da amostragem. As coletas deverão ser realizadas com trado ou enxadão próximas à zona das raízes, cerca de 25 a 30 cm de profundidade. Geralmente, devem-se coletar dez subamostras por hectares, podendo variar conforme a cultura e a homogeneidade da área. Após coletadas, essas subamostras serão misturadas, formando uma amostra composta que deverá ter de 500 a 1.000 g de solo e 50 g de raízes. Recomenda-se o acondicionamento dessas amostras em sacos de polietileno e, no caso de não serem enviadas logo em seguida para o laboratório, deverão ser armazenadas no máximo por um dia, na parte inferior do refrigerador para evitar danos provocados por temperaturas muito baixas. No laboratório de nematologia serão identificadas e quantificadas as po-

pulações dos fitonematoides presentes nas amostras. De posse dos resultados, será possível efetuar o manejo mais adequado das espécies presentes na cultura.

MANEJO CULTURAL

O manejo cultural de nematoides envolve uma série de práticas agrícolas, que podem ser adotadas de forma isolada, integradas entre si ou com outras estratégias de controle. Uma das primeiras práticas consiste na escolha da área de plantio, principalmente para culturas de cultivo intensivo, como hortaliças. Ao implantar uma estufa, por exemplo, é importante fazer um levantamento prévio de nematoides na área, a fim de garantir a longevidade do cultivo. Apesar de importante, esta prática tem como principal limitação, a ampla distribuição geográfica de nematoides em países de clima tropical, somado ao fato de que, muitas espécies são nativas do País, o que restringe as áreas livres de nematoides.

Complementando a prática de escolha do local de plantio, é importante evitar a entrada de nematoides em áreas indenes. Para isso, deve-se ter especial atenção ao trânsito de pessoas, veículos e, principalmente, maquinários, vindos de outras áreas onde há histórico de problemas de nematoides. Mesmo que já haja relato de nematoides em determinada área, o cuidado precisa ser mantido, a fim de reduzir os riscos de introdução de novas espécies, raças ou populações.

Os nematoides são parasitas obrigatórios e, dessa forma, precisam de hospedeiro vivo para manter suas atividades vitais. Na ausência de alimento, as populações de nematoides tendem a se reduzir, pois morrem por inanição. Dentro deste contexto, a eliminação de plantas voluntárias torna-se primordial para quebrar o ciclo de vida do nematoide. Tal prática é passível de ser executada em culturas anuais e pode ter impacto direto sobre a população.

Em algumas propriedades, a colheita manual de hortaliças é feita cortando a parte aérea da planta e mantendo as raízes no solo, principalmente para as que se colhe a cabeça, como alface e repolho. Neste caso, após a colheita, as raízes permanecem vegetando no canteiro, por tempo indeterminado, em geral, até o novo plantio, que, muito provavelmente, será feito com outra planta hospedeira. Neste caso, a retirada de toda a planta e a destruição das raízes infectadas podem auxiliar na redução do inóculo inicial. No caso de culturas anuais, como soja e milho, a germinação de sementes perdidas durante a colheita possibilita a permanência da espécie hospedeira na área, principalmente quando não se faz a segunda safra, ou seja, não há dessecação para nova semeadura, o que faz com que as plantas permaneçam até o cultivo de inverno ou mesmo até a próxima safra de verão.

Além das plantas voluntárias que permanecem na lavoura, plantas espontâneas têm importante papel na manutenção das populações de nematoides. A lista de plantas espontâneas que se comportam como hospedeiras de nematoides é ampla. Vale destacar as de maior ocorrência nas principais áreas agrícolas do País. Neste caso, citam-se apaga-fogo (*Alternathera tenela*), beldroega (*Portulaca oleracea*), capim-colchão (*Digitaria horizontalis*), capim-massambará (*Sorghum halepense*), caruru (*Amaranthus viridis*), corda-de-viola (*Ipomoea* spp.), maria-pretinha (*Solanum americanum*), picão-preto (*Bidens pilosa*) e trapoeraba (*Commelina* spp.), como espécies suscetíveis a *Meloidogyne* spp. Para *Pratylenchus brachyurus* esta lista é ainda maior, incluindo, entre outras espécies, apaga-fogo, braquiárias (*Urochloa* spp.), capim-colchão, capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*), capim-marmelada (*Urochloa plantaginea*), capim-massambará, carrapicho-rasteiro (*Acanthospermum australe*), caruru, guanxuma (*Sida rhombifolia*), maria-pretinha, milheto (*Pennisetum* spp.) e picão-preto. Vale destacar que o capim-amargoso (*Digitaria insularis*), considerado atualmente resistente a diversos herbicidas, integra a lista de plantas espontâneas suscetíveis a *P. brachyurus*.

Uma das principais estratégias que compõem o manejo cultural é a rotação de culturas, a qual pode ser feita no cultivo de verão, quando se observam os melhores resultados, ou na segunda safra. Apesar dos benefícios e resultados gerados, tem-se, atualmente, muita limitação para a correta adoção. Isto deve-se ao fato de que, nas áreas de culturas anuais, a maioria dos produtores opta pela semeadura do milho em segunda safra, resultando no sistema de sucessão soja-milho, por diversos anos consecutivos. No caso de hortaliças, é comum o cultivo da mesma espécie no canteiro também de forma sucessiva, ou espécies, que, apesar de diferentes, são igualmente suscetíveis. Entretanto, plantas com diferentes reações aos nematoides devem ser adotadas no sistema de rotação de safra ou segunda safra, incluindo plantas não hospedeiras, hospedeiras desfavoráveis (ou má hospedeira) e plantas antagonistas.

A escolha da espécie para compor o sistema de rotação pode ser relativamente fácil, quando se trata de nematoides com gama de hospedeiros mais restrita, a exemplo do que ocorre com *H. glycines* e *Rotylenchulus reniformis*. Contudo, tende a ser uma atividade complexa para o manejo de nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.) e nematoides-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus* spp.).

H. glycines, denominado comumente de nematoide-de-cisto-da-soja, é um endoparasita, que possui gama de hospedeiro relativamente pequena, devendo-se evitar na área infestada algumas plantas leguminosas, incluindo os feijões comum, guandu, caupi e de fava, e ervilha. *Crotalaria ochroleuca*, por ter reação variável diante das raças deste nematoide, também deve ser evitada. As demais espécies, principalmente as que não pertencem à família Fabaceae, ou seja, as leguminosas, podem ser cultivadas com certa segurança. Porém, como este nematoide forma estrutura de resistência muito eficiente (cisto), fazem-se necessários períodos mais longos de rotação para redução efetiva da população inicial no solo. Além disso, vale destacar que é importante fazer a rotação de culturas, ou seja, substituir a soja, pelo menos

um ano a cada quatro ou cinco safras, por uma espécie não hospedeira. Nos demais anos, recomenda-se a rotação de cultivares com diferentes reações de resistência ao nematoide.

R. reniformis, também conhecido como nematoide-reniforme ou nematoide-do-algodoeiro, é um semiendoparasita sedentário, com gama de hospedeiro mais ampla do que a observada para nematoide-de-cisto. Inclui, além de culturas anuais, como soja, feijão, algodão, mandioca e guandu, uma série de hortaliças e frutíferas. Contudo, em geral, as espécies da família Poacea (gramíneas) não se comportam como hospedeiras, podendo ser utilizadas com segurança nas áreas onde o nematoide ocorre isoladamente. Somam-se a estas, as crotalárias, as mucunas e o girassol. Vale ressaltar que, para o *R. reniformis*, os estudos são mais restritos do que para os demais, não havendo dados de reação para várias espécies cultivadas.

O nematoide-das-galhas destaca-se dentre aqueles com ampla gama de hospedeiros, o que dificulta a implantação da rotação de culturas. No entanto, de forma geral, as gramíneas forrageiras do gênero *Urochloa* e *Panicum* podem ser opções interessantes para o controle das espécies e, somam-se a estas gramíneas as crotalárias (*C. spectabilis*, *C. breviflora*, *C. juncea* e *C. ochroleuca*). Várias cultivares de aveia apresentam fator de reprodução inferior a um (resistente) ou próximo a um (má hospedeira), sendo mais uma opção para compor o sistema de sucessão. O mesmo é observado para algumas cultivares de trigo. Para as demais espécies, faz-se necessária muita cautela na escolha de cultivares.

Dentro do grupo de nematoides-das-lesões-radiculares que ocorrem no Brasil, *P. brachyurus* destaca-se como o que possui maior gama de hospedeiro, tornando o sistema de rotação limitado. Dentre as espécies que podem ser usadas, visando reduzir a população deste nematoide, citam-se as crotalárias *C. spectabilis*, *C. breviflora* e *C. ochroleuca*, devendo-se evitar o cultivo de *C. juncea,* e algumas cultivares de milheto com baixo fator de reprodução (FR<1). Em todo caso, dentro das culturas anuais ou hortaliças, há cultivares com maior ou menor fator de reprodução para o nematoide, sendo aconselhável optar por aquelas que não possibilitem aumento acentuado da população na área. Um exemplo é a aveia, visto que, dentro da espécie, há cultivares com baixo fator de reprodução (um ou próximo a um).

Sempre que possível, deverão ser usadas, no sistema de rotação de culturas, espécies consideradas como adubos verdes para formação da cobertura vegetal, desde que estas não sejam suscetíveis aos nematoides presentes na área. Como opção, têm-se as crotalárias, milhetos, aveia ou o consórcio nabo+aveia, estilosantes, os mix de plantas e as pastagens. As braquiárias consistem em ótima opção para cobertura do solo e para gerar alta quantidade de MO, principalmente para cultivo em solos arenosos e de baixa fertilidade. O que torna estas espécies atrativas é o fato de serem resistentes ou não hospedeiras à maioria das espécies de nematoide importantes para a agricultura nacional, com exceção de *P. brachyurus* e *Pratylenchus zeae*. Ambas as espécies de nematoides reproduzem-se de forma eficiente nas braquiárias, por isso, nas áreas onde tais parasitas estão presentes, fazem-se necessários o monitoramento da população e a adoção conjunta de outras formas de manejo, com destaque para o controle biológico.

O intuito dessa atividade é gerar MO no solo, a qual poderá atuar direta ou indiretamente sobre a população dos nematoides. Durante o processo de decomposição da MO, pode ocorrer a liberação de uma série de substâncias com efeito deletério sobre o nematoide, incluindo o acúmulo de ácidos e formas tóxicas de nitrogênio. Além disso, o efeito indireto, obtido principalmente a médio e a longo prazo, pode ser ainda mais interessante, visto que a presença de MO promove o aumento de microrganismos benéficos no solo que, muitas vezes, são inimigos naturais dos nematoides. Vale ressaltar que, além da adição de MO por meio da adubação verde, diferentes resíduos, principalmente da agroindústria, podem ser utilizados na agricultura, para o manejo cultural de nematoides, incluindo resíduos de origem animal (estercos, cama de aviário, farinha de osso, etc.) e vegetal (tortas, palhas, cascas, vinhaça, entre outros). Somam-se a estes os adubos obtidos por mistura de resíduos, geralmente fermentados na presença de microrganismos eficientes que, posteriormente, são adicionados ao solo.

Um dos entraves para a aplicação de MO é a quantidade necessária para obter resultados satisfatórios, que, muitas vezes, é elevada e torna a atividade economicamente inviável. Assim, recomenda-se o uso na reboleira ou talhões mais comprometidos. Para cama de aviário, por exemplo, em solos arenosos, tem sido constatado que a adição de 2 a 4 t/ha pode contribuir para reduzir a população de nematoides-das-galhas ou nematoides-das-lesões, sendo a quantidade de material variável em função da incorporação ou não da MO.

Além das práticas já mencionadas, o pousio também pode ser inserido no contexto de manejo cultural. Nesta prática, têm-se dois métodos de condução da área. O primeiro é denominado pousio sujo, ou seja, aquele em que a área fica sem qualquer cultivo ou manejo de plantas espontâneas. Esta prática não é considerada eficiente, visto que plantas espontâneas, que certamente permanecerão na área, possibilitam a manutenção das populações de nematoides, muitas vezes em níveis bastante elevados.

Outra prática consiste no pousio limpo, também chamado alqueive. Esta atividade pode promover a redução do nematoide, principalmente se durante o período de alqueive ocorrerem precipitações periódicas. Isto porque, sob temperatura elevada, a água presente no solo promoverá a eclosão dos nematoides, que, na ausência de hospedeiros, morrerão por inanição. No entanto, trata-se de uma prática com

muitas limitações, incluindo a exposição do solo aos riscos de erosão, perda de MO e fertilidade, e redução dos microrganismos benéficos. Deve-se considerar ainda o custo da atividade, pela necessidade de constante aplicação de herbicidas, a fim de manter a área livre de plantas. Soma-se a isto, o fato de que a eficiência da atividade estará totalmente dependente do clima, visto que em períodos secos ou com temperaturas mais amenas, os nematoides reduzem suas atividades, principalmente a eclosão, o que possibilitará a sobrevivência de ovos no solo.

Em áreas irrigadas, outro cuidado importante é quanto à qualidade da água. Dessa forma, são necessárias análises periódicas da água, bem como cuidado na reutilização, por exemplo, para limpeza de hortaliças. Outras atividades, incluindo solarização, inundação, biofumigação, também são consideradas como controle cultural, contudo de aplicação mais restrita.

Apesar das várias práticas consideradas dentro do manejo cultural, vale ressaltar que sempre se pode deparar com inúmeras limitações. Uma das mais importantes é a ocorrência de populações mistas no solo, que incluem, além dos nematoides relatados, outras espécies restritas a determinadas culturas ou regiões. Neste caso, para o planejamento de manejo, fazem-se necessários análise laboratorial de nematoides e estudo detalhado dos níveis populacionais de cada espécie.

Outra limitação que deve ser destacada é o clima local. O ciclo de vida dos nematoides é totalmente dependente da umidade do solo e da temperatura. Muitos produtores optam pela adoção de práticas culturais no período de segunda safra ou inverno e, nessas épocas, em várias regiões do Brasil, o resultado de redução de nematoide pode ficar aquém do esperado, pela menor atividade do nematoide. Tomando como exemplo o sul do País, que caracteristicamente apresenta períodos de entressafra com baixas precipitações e temperaturas amenas, observa-se que o plantio de uma espécie antagonista pode não surtir o efeito esperado, em função do nematoide estar em período de hipobiose, ou seja, com baixa atividade metabólica. O mesmo vale para regiões que, apesar de não apresentarem baixas temperaturas, possuem períodos longos de estiagem durante a entressafra. Tais condições não restringem apenas o cultivo de plantas não hospedeiras ou antagonistas, podem afetar ainda a atividade de microrganismos, a decomposição da MO e as demais práticas usadas para o manejo integrado de nematoides.

Diante do exposto, pode-se considerar o manejo cultural como primordial para manter a população de nematoides abaixo do limiar de danos econômicos. No entanto, precisa ser cuidadosamente planejado, considerando as espécies de nematoides presentes na área, o sistema de cultivo adotado pelo produtor e as condições climáticas locais.

CONTROLE BIOLÓGICO

A adoção do uso de produtos biológicos é hoje uma prática que tem sido usada por diversos agricultores, que se preocupam com a qualidade dos produtos agrícolas e do ambiente.

Os antagonistas mais promissores no controle de fitonematoides são as bactérias e os fungos. Dentre as bactérias destacam-se as rizobactérias, as endofíticas e a obrigatória *Pasteuria penetrans.*

As rizobactérias promotoras de crescimento de plantas colonizam a superfície das raízes e a rizosfera, e as bactérias endofíticas colonizam os tecidos internos das plantas, visto que conseguem penetrar as raízes. Algumas conseguem atravessar a barreira da endoderme, do córtex, chegam ao sistema vascular e se estabelecem como endófitas em hastes, folhas, tubérculos e outros órgãos. Apesar dos diferentes nichos ecológicos que ocupam, as bactérias endofíticas e rizobactérias geralmente utilizam os mesmos mecanismos para promover o crescimento de plantas e o controle de fitopatógenos como fungos e nematoides parasitas de plantas.

Os principais gêneros de endofíticas e rizobactérias são *Bacillus, Lysinibacillus, Paenibacillus, Pseudomonas,* entre outros. A promoção de crescimento de plantas por estas bactérias ocorre por meio dos mecanismos: fixação biológica de nitrogênio, solubilização de fósforo, produção de auxinas e indiretamente por controlarem patógenos. A maioria das rizobactérias e das endofíticas produz enzimas hidrolíticas como quitinases (YANG; LIANG; ZHANG, 2013), lipases (PERRY; TRETT, 1986), proteases (CASTANEDA-ALVAREZ *et al*., 2016) e colagenases (SELA *et al.*, 1988), que estão envolvidas na degradação dos constituintes da cutícula dos estádios móveis e de ovos de nematoides. Algumas bactérias produzem metabólitos tóxicos a nematoides como cianeto de hidrogênio, sulfeto de hidrogênio e 2-4 diacetilfluoroglucinol (SIDIQUI; SHAKAUT, 2003). Outras rizobactérias reduzem as populações de nematoides, principalmente por regular o comportamento do nematoide, interferir no reconhecimento da planta hospedeira por meio de alteração dos exsudatos radiculares, competir por nutrientes essenciais e induzir resistência sistêmica.

As espécies pertencentes ao gênero *Pasteuria* são bactérias Gram-positivas, miceliais, produtoras de endósporos e consideradas endoparasitas obrigatórias de nematoides. Os endósporos são altamente resistentes a condições adversas como temperatura alta e dessecação (CIANCIO, 2018), o que faz com que permaneçam dormentes no solo por longos períodos e torna tais bactérias promissoras para o controle de nematoides. Essas bactérias são altamente especializadas no parasitismo de nematoides. Assim, *P. penetrans* é parasita de nematoides-das-galhas, *Meloidogyne; P. nishizawae* parasita de *Heterodera* e *Globodera* (SAYRE *et al.*, 1991) e *P. thornei* de nematoides-das-lesões, *Pratylenchus* (STARR; SAYRE, 1988).

A infecção dos juvenis de segundo estádio (J2s) de *Meloidogyne* por *P. penetrans* ocorre quando, ao se movimentarem no solo à procura de raízes de plantas

hospedeiras, há adesão dos esporos da bactéria à cutícula do nematoide. Após a penetração do J2 na raiz e estabelecimento de seu sítio de alimentação, cada esporo de *P. penetrans* emite um tubo germinativo que perfura a cutícula, hipoderme e células musculares, atinge o pseudoceloma onde forma microcolônias vegetativas, na forma de couve-flor, as quais proliferam pelo corpo do nematoide. Posteriormente, ocorre a esporulação, com a produção de cerca de dois milhões de esporos por fêmea. Após a morte e decomposição do corpo das fêmeas, os esporos são liberados e dispersam-se por percolação da água e por movimentação do solo, permanecendo viáveis no solo por muitos anos. O ciclo de vida da *Pasteuria* é sincronizado com o do seu hospedeiro. Ocorre dentro do sistema radicular e sob condições ótimas de temperatura (cerca de 30 ºC), completando-se aproximadamente 30 dias. Não ocorre desenvolvimento da bactéria abaixo de 17 ºC (CHEN; DICKSON, 1997).

Dentre os fungos que controlam nematoides, os mais importantes são os parasitas de ovos e fêmeas, como *Purpureocillium lilacinus* (sinonímia *Paecilomyces lilacinus*), *Pochonia chlamydosporia* que afetam a capacidade reprodutiva do patógeno. Esses fungos produzem várias enzimas líticas degradadoras, como quitinases e proteases que afetam a cutícula dos ovos do nematoide. *P. lilacinus* produz ainda metabólitos tóxicos a *Meloidogyne. Trichoderma* reduz a população de nematoides por meio de parasitismo, direto de ovos e juvenis, por meio de enzimas como quitinases e proteases e por meio da indução de resistência. Existem na literatura vários relatos de eficiência de *P. lilacinus* e *P. chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne* em diversas culturas.

Hoje existem 20 produtos registrados no MAPA para o controle de fitonematoides (Quadro 1). A maioria é formulada com espécies de bactérias do gênero *Bacillus.* Um produto é a base de uma bactéria obrigatória, *P. nishizawae*, e cinco produtos são a base dos fungos *P. chlamydosporia, P. lilacinus* e *T. koningiopsis.* A maioria dos produtos é classificada como pouco ou medianamente tóxica e formulada como suspensão concentrada. O modo de aplicação da maioria dos produtos é via tratamento de sementes.

É importante estar alerta para a produção caseira de agentes de controle biológico, a qual tem sido feita por vários produtores rurais. Isto pode levar à contaminação dos produtos finais tornando-os de baixa eficiência ou não eficientes e, dependendo do tipo de microrganismo contaminante, podem-se tornar danosos às culturas.

RESISTÊNCIA GENÉTICA

O uso de cultivares resistentes é um método eficiente de manejo de fitonematoi-

Quadro 1 - Produtos biológicos registrados no Ministério da Agriculturam, Pecuária e Abastecimento (MAPA), em 2019, para o controle de nematoides

Nematoide-alvo	Marca comercial	Ingrediente ativo
Pratylenchus zeae, Pratylenchus brachyurus, Meloidogyne javanica, Meloidogyne incognita	Quartzo	*Bacillus licheniformis* e *Bacillus subtilis*
P. brachyurus, M. incognita	Presence	*B. licheniformis* e *B. subtilis*
M. incognita, M. javanica, P. brachyurus	Oleaje	*Bacillus firmus*
M. incognita, P. brachyurus	Andril	*B. firmus*
M. incognita, M. javanica, P. brachyurus	Votivo	*B. firmus*
Heterodera glycines	Clariva PN	*Pasteuria nishizawae*
M. javanica, P. brachyurus	Votivo Prime	*B. firmus*
M. javanica, P. brachyurus	Oleaje Prime	*B. firmus*
M. javanica, P. brachyurus	Andril Prime	*B. firmus*
M. javanica, P. brachyurus	Rizos	*B. subtilis*
M. javanica, P. brachyurus	Onix	*Bacillus methylotrophicus*
P. brachyurus	Nemacontrol	*Bacillus amyloliquefaciens*
M. javanica, P. brachyurus	Onix OG	*B. methylotrophicus*
M. incognita	No-Nema	*B. amyloliquefaciens*
M. incognita, M. javanica	Biobaci	*B. subtilis*
M. incognita	Nemat	*Paecilomyces lilacinus*
M. javanica	Rizotec	*Pochonia chlamydosporia*
M. incognita, H. glycines, P. brachyurus	Diamond	*Trichoderma koningiopsis*
M. incognita	Nemakill	*P. lilacinus*
M. incognita	Unique	*P. lilacinus*

Fonte: Brasil (2019).

des, que reduz a população do nematoide sem aumentar o custo de produção, já que a própria semente é a ferramenta de manejo e não há necessidade de adaptação de maquinário agrícola dentro da lavoura. Entretanto, poucas opções estão disponíveis no mercado, com níveis elevados de resistência e alta produtividade. Além disso, a necessidade de conhecimento acerca da espécie de nematoide presente na área é imprescindível para o sucesso desta prática. Entretanto, a utilização de cultivares resistentes, ainda que dificultada por esses fatores ou mesmo pela grande variabilidade genética apresentada pelos nematoides, é o método de controle mais econômico e de fácil utilização pelo produtor.

Além das cultivares resistentes, o produtor tem disponível as cultivares ou híbridos que apresentam baixo fator de reprodução dos nematoides e as tolerantes. Entender o significado de cada um desses conceitos é importante para garantir a efetividade do manejo. Nesse sentido, as cultivares resistentes são as que não permitem ou restringem consideravelmente a multiplicação dos nematoides, garantindo a redução populacional do patógeno na área. Por outro lado, cultivares tolerantes são as que sofrem menos perdas de produtividade, quando comparadas a cultivares suscetíveis. Entre uma situação e outra estão as cultivares com baixo fator de reprodução ou, mais tecnicamente, moderadamente resistentes, ou seja, permitem a multiplicação do nematoide, mas em magnitude menor que uma cultivar suscetível, que é a que não apresenta genes de resistência ao nematoide, permitindo sua multiplicação e, consequentemente, o aumento populacional.

Há trabalhos que demonstram que cultivares tolerantes são ferramentas válidas para o manejo de alguns nematoides, especialmente para aqueles em que não estão disponíveis cultivares resistentes, como *P. brachyurus,* importante nematoide para a cultura da soja. Entretanto, deve-se estar ciente de que tolerância ao nematoide não significa ausência de danos às plantas, mas apenas redução nos danos causados a estas. Em relação às cultivares com baixo fator de reprodução, o produtor tem que se conscientizar de que haverá incremento populacional do nematoide na área, embora em menor magnitude. É importante observar as informações contidas no folder das cultivares disponibilizadas pelas empresas, para garantir que o fator de reprodução do nematoide realmente seja baixo e assim evitar problemas.

Se a escolha for pela utilização de cultivar com baixo fator de reprodução, o cuidado com a informação disponível deve ser dobrado, como mostra alguns trabalhos científicos. Por exemplo, Inomoto (2011) demonstrou que o milho 'P30K75', considerado anteriormente de alta resistência a *P. brachyurus*, não confirmou esta característica em seu trabalho realizado em casa de vegetação. Esse autor mostrou, ainda, ao comparar épocas de avaliação (70 e 107 dias), que o fator de reprodução variou, para uma mesma cultivar, entre 1,89 e 46,73, sendo que o período mais longo possibilitou maior reprodução de *P. brachyurus*. A confiabilidade da informação repassada pelas empresas detentoras dessas cultivares é, portanto, imprescindível para sua correta utilização.

Deixando de lado as cultivares com baixo fator de reprodução e as tolerantes, em relação às cultivares resistentes, nem sempre há opções viáveis disponíveis. Para os nematoides-da-soja, por exemplo *P. brachyurus*, grande vilão da cultura na atualidade, não foram encontradas fontes de resistência até o momento. Portanto, não existem cultivares de soja disponíveis com resistência a esse nematoide, apesar de algumas apresentarem baixo fator de reprodução. Já para os nematoides-das-galhas, *M. incognita* e *M. javanica*, a utilização de cultivares resistentes constitui importante forma de controle, uma vez que são nematoides com grande número de hospedeiros, inviabilizando a rotação de culturas, existindo várias cultivares de soja resistentes disponíveis. Contudo, ainda existe carência de cultivares adaptadas para várias regiões produtoras. Além disso, há cultivares de soja que são resistentes a *M. javanica*, mas não a *M. incognita*, e vice-versa. Porém para *M. javanica*, a maioria das cultivares são apenas moderadamente resistentes ou muito tolerantes; já para *M. incognita*, a contribuição dessa ferramenta é mais efetiva.

Outra espécie importante para a soja é *H. glycines*. Seu manejo baseia-se em rotação de culturas, uma vez que seu ciclo de hospedeiros é restrito, e na utilização de cultivares resistentes, que são bastante eficientes. A maioria das cultivares de soja lançadas apresenta resistência apenas às raças 1 e 3 de *H. glycines*, por serem as mais disseminadas no Brasil até recentemente, mas esse nematoide apresenta grande variabilidade genética, tendo sido identificadas 11 raças no Brasil. Além dessas, a novidade no mercado são as cultivares com resistência múltipla a várias raças desse nematoide, por exemplo as raças 1, 2, 3, 4, 5, 6, 9, 10, 14, 4+, 14+, graças ao intenso trabalho de melhoramento genético da cultura, que conseguiu aliar vários genes de resistência numa mesma cultivar. Sem dúvida, tais cultivares representam importante ferramenta no manejo do nematoide-de-cisto, desde que utilizadas de maneira racional. Isso porque a utilização frequente de uma mesma cultivar resistente exerce pressão de seleção sobre a população do nematoide, o que favorece o surgimento de novas raças e a consequente quebra de resistência. Portanto, a "rotação" de variedades de soja com resistência a diferentes raças ou que possuam genes de resistência diferentes deve ser obrigatória, para evitar o surgimento de raças que consigam quebrar tal resistência, inviabilizando essas cultivares.

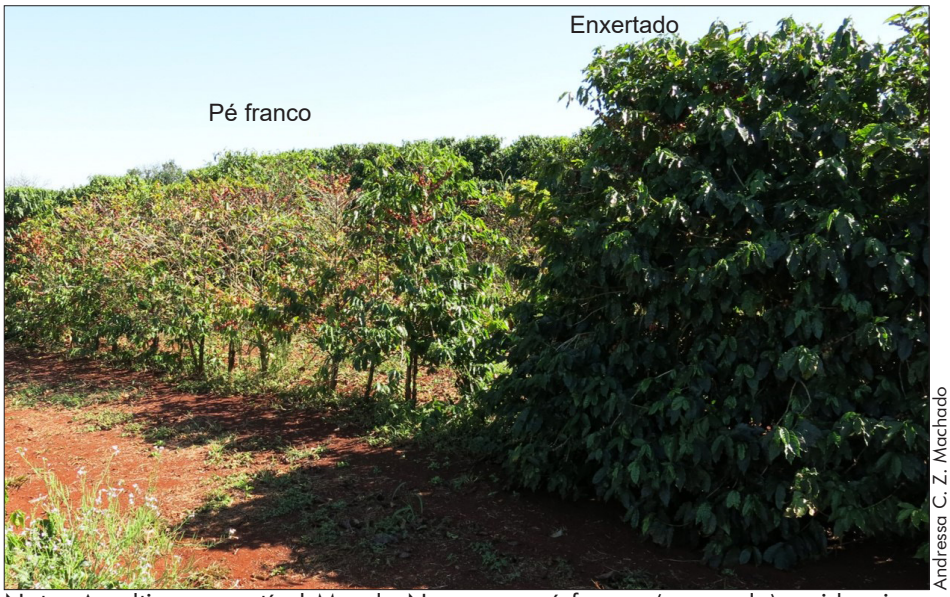
Em relação às outras culturas que fazem parte do sistema produtivo juntamente com a soja, praticamente os mesmos nematoides conseguem parasitar várias delas. Por exemplo, as duas espécies de *Meloidogyne* e *P. brachyurus* são parasitas ainda de algodão, milho e diversas outras culturas, como pastagens, coberturas vege-

tais, adubos verdes, entre outras. A mesma problemática encontrada na soja, ou seja, a ausência de cultivares resistentes a *P. brachyurus*, é observada em milho e algodão, por exemplo. Também são encontrados vários híbridos de milho resistentes a *M. javanica*, além de o algodão não ser hospedeiro dessa espécie. Para *M. incognita*, a situação é mais complicada, uma vez que o algodão é suscetível ao nematoide e os híbridos de milho não têm apresentado resistência a essa espécie.

Para outra espécie de importância econômica para o Brasil, o café, a resistência genética mostra-se essencial para o estabelecimento e longevidade da cultura, especialmente quando a lavoura encontra-se infestada por espécies de nematoides bastante agressivas, a exemplo de *M. paranaensis* (Fig. 1). Nesse caso, sob altas infestações, mesmo o plantio de mudas de cultivares resistentes, seja em pé franco, seja sobre porta-enxerto resistente, não garante o sucesso da lavoura, pois, em função da agressividade desse nematoide, as mudas não conseguem estabelecer e acabam morrendo em pouco tempo. A redução populacional do nematoide antes da instalação da lavoura é, portanto, imprescindível, e deve ser realizada por meio da rotação com culturas não hospedeiras de *M. paranaensis* e/ou da aplicação de nematicidas químicos ou biológicos, a depender da disponibilidade do produtor.

Em lavouras onde existem duas ou mais espécies de nematoides presentes, o manejo dessas com a utilização de cultivares resistentes é bastante complicado, em função dos vários exemplos discorridos anteriormente. O conhecimento acerca das espécies presentes na área, por meio de análise nematológica realizada em laboratório especializado, garante o sucesso na escolha das cultivares a ser utilizadas. Informações detalhadas a respeito da reação de cultivares de cada cultura a nematoides, bem como sua produtividade média e adaptabilidade, podem ser obtidas junto às empresas de melhoramento genético.

Figura 1 - Aspecto de plantas de café em lavoura infestada por *Meloidogyne paranaensis* no município de Londrina, Paraná



Andressa C. Z. Machado

Nota: A cultivar suscetível Mundo Novo, em pé franco (esquerda), evidencia a severa destruição das plantas. A mesma cultivar enxertada sobre porta-enxerto resistente Apoatã (direita), vigorosa, demonstra a eficiência da utilização da resistência genética, para aumento da viabilidade da cultura. A lavoura apresenta seis anos da implantação, para ambas as cultivares.

Aliado a isso, outro fator que garante melhores resultados para o manejo de nematoides é a integração do uso de cultivares resistentes com outras ferramentas, como a rotação de culturas e o tratamento químico ou biológico de sementes. Dessa forma, a população do nematoide atingirá níveis aceitáveis para melhor convivência com o problema, reduzindo as perdas nas culturas.

Dentro desse cenário, diversos programas de melhoramento genético no Brasil, públicos ou privados, têm contribuído para o desenvolvimento de cultivares de alto rendimento e adaptadas às diferentes condições agroclimáticas do País, que aliam resistência a nematoides. Basta ao produtor tomar conhecimento do problema em sua lavoura, identificar corretamente a espécie presente na área e entrar em contato com a assistência técnica para escolha da melhor cultivar a ser utilizada, adaptada à sua região de cultivo. O primeiro passo para o sucesso no manejo de nematoides estará dado.

CONTROLE QUÍMICO

O manejo de nematoides em culturas de grande extensão apresenta uma série de dificuldades inerentes ao processo, pois existem poucas opções viáveis para redução da população destes patógenos no solo. Além do manejo cultural, por rotação com culturas não hospedeiras ou plantas resistentes, e do manejo genético, com cultivares resistentes, o controle químico desponta como opção viável e eficaz. Vários modos de ação de nematicidas estão disponíveis, acrescidos de diversas tecnologias de aplicação e custos variáveis, os quais permitem o controle das espécies de nematoides que ocorrem comumente nas lavouras, sob diferentes densidades populacionais dos parasitas e condições ambientais.

Os primeiros nematicidas das classes dos organofosforados e carbamatos eram compostos granulados menos tóxicos que os nematicidas fumigantes anteriores e com eficiência comprovada para o controle de nematoides. Seu uso foi adotado am-

plamente em muitas culturas, em especial pela possibilidade de aplicação no sulco de plantio, pela facilidade de aplicação com equipamentos mais simples, e também pelo menor custo, quando comparados aos nematicidas fumigantes. Atualmente, outras estratégias de aplicação de nematicidas têm substituído tecnologias anteriores, como a utilização de doses baixas ou ultrabaixas de princípios ativos e caldas. Tais procedimentos visam contornar o impacto ambiental causado pelos nematicidas, sem abrir mão de seu benefício no controle de nematoides. Dentre estas estratégias destaca-se o tratamento químico das sementes.

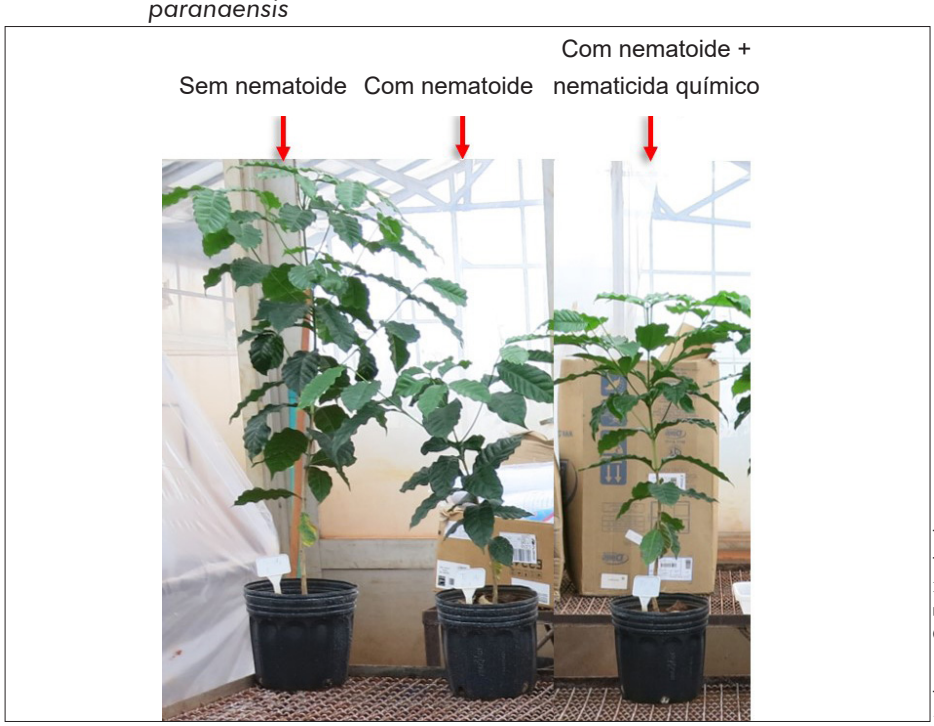
O tratamento de sementes com nematicidas químicos cria uma zona de proteção para as raízes, impedindo que o nematoide penetre e complete seu desenvolvimento. Surge, portanto, como opção de fácil aplicação, uma vez que, geralmente, as sementes já chegam ao produtor tratadas, prontas para o plantio. A proteção do desenvolvimento de raízes nos primeiros dias ou semanas após a germinação constitui ponto crítico ao estabelecimento de um potencial produtivo ótimo. Entretanto, o agricultor deve estar ciente de que a quantidade de produto que cada semente carrega é muito pequena, razão pela qual não seria possível garantir proteção total às raízes, especialmente em altas infestações. Isto vale para todas as culturas em que se pode fazer o tratamento de sementes para o controle de nematoides. Aliar o tratamento químico de sementes com a utilização de cultivar resistente, por exemplo, garante maior efetividade de controle dos nematoides.

O tratamento de sementes com produtos químicos, quando utilizados em áreas que passaram por manejo de entressafra com culturas não hospedeiras ou de baixo fator de reprodução, apresenta resultados promissores para o controle de *P. brachyurus* e dos nematoides-das-galhas, principalmente. Em alguns casos, como para o controle de *M. incognita* em algodão, ou de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* spp. em cana-de-açúcar, a recuperação de produção proporcionada pela aplicação de nematicidas é relatada como significativa, compensando os custos da aplicação.

Outra maneira de utilizar nematicidas químicos na lavoura é por meio da aplicação em sulco de semeadura em culturas anuais ou em drenching para as perenes ou hortícolas. A aplicação de nematicidas em sulco de semeadura em culturas anuais ainda é pouco utilizada no Brasil e existem poucos produtos disponíveis no mercado com essa característica, apesar de alguns estarem em fase de registro. A aplicação de nematicidas na forma líquida em sulco de plantio pode ser uma alternativa, uma vez que permite melhor distribuição do produto no sulco, não apenas nas proximidades das sementes, como no caso do tratamento de sementes. Além disso, pode ser uma opção de redução de problemas de seletividade e da limitação de mobilidade no solo que alguns nematicidas apresentam.

Para culturas perenes, como o café, os nematicidas geralmente são aplicados na cova, nas formulações granuladas, ou em drenching, nas formulações líquidas. Devem ser aplicados no início da estação chuvosa, quando o sistema radicular entra em franca absorção de água e nutrientes pela emissão de radicelas. Assim, a eficiência do produto aumentará, coincidindo também com as melhores condições de temperatura e umidade para a eclosão de nematoides no solo, já que estes são mais sensíveis à ação do nematicida que aqueles no interior das raízes ou dos ovos. Em lavouras adultas, é impraticável, sob o ponto de vista econômico, realizar somente aplicações de nematicidas para controlar estes organismos. Isto se deve ao fato de haver grande volume de solo e, ainda, porque as raízes dos cafeeiros já podem estar muito comprometidas para voltar a produzir normalmente. Nas lavouras em fase de implantação, a aplicação de nematicidas pode resultar

Figura 2 - Plantas de café cultivar Mundo Novo suscetível a *Meloidogyne paranaensis*



Andressa C. Z. Machado

Nota: À esquerda, planta sem a presença do nematoide; ao centro, planta inoculada com *M. paranaensis*, sem tratamento nematicida; à direita, planta inoculada com o nematoide e tratada com nematicida químico no momento do plantio.

em melhor estabelecimento das plantas (Fig. 2), mas não garante a viabilidade da lavoura a longo prazo. Nesse caso, a utilização de cultivar resistente, aliada ao nematicida químico, é imprescindível para aumentar as chances de sucesso de manejo da lavoura.

Assim, pode-se verificar grande variação na eficiência dos produtos utilizados no controle de nematoides nas diferentes culturas agrícolas. Provavelmente, tal situação se dá em virtude de diferentes tipos de solo, bem como de diferentes regimes de chuva e clima, densidades populacionais iniciais dos nematoides variáveis de acordo com a espécie estudada e, obviamente, pela própria espécie de nematoide. Entretanto, boas opções estão disponíveis no momento ou em futuro próximo para o manejo de nematoides, cabendo análise cuidadosa por parte do produtor para a escolha do produto que melhor se enquadre em sua lavoura, seja por questões financeiras, seja pelas condições edafoclimáticas de sua região.

Além disso, produtos que apresentam bons resultados em determinada situação podem não surtir o mesmo efeito em condições diferentes, adversas ao seu bom funcionamento. Por isso, é importante que a escolha do produto seja com base em pesquisas realizadas na própria região do produtor ou, quando não houver, na experiência de técnicos e pesquisadores da área. A integração de ferramentas de manejo também é bastante importante, adotando-se o chamado Manejo Integrado de Nematoides, uma vez que nenhum produto químico, utilizado de maneira isolada ou sem o devido planejamento, atingirá elevados níveis de eficiência no controle de nematoides na lavoura.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

É importante conhecer a reação de cada cultura aos principais nematoides que as acometem para que táticas de controle possam ser aplicadas desde a formação de mudas (no caso de plantio de mudas) até a implantação e condução no campo.

AGRADECIMENTO

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (Fapemig) pela concessão de bolsas de incentivo à pesquisa e à produtividade (BIPDT).

REFERÊNCIAS

AGRIOS, G.N. Plant diseases caused by nematodes. *In*: AGRIOS, G.N. **Plant pathology**. 5.ed. Oxford: Elsevier, 2005. cap.15, p.826-874.

ANDRADE, P.J.M.; ASMUS, G.L. Spread of soybean cyst nematode (*Heterodera glycines*) by wind during soil preparation. **Nematologia Brasileira**, v.21, n.1, p.98-100, 1997.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília, DF, [2019]. Consulta de produtos formulados. Disponível em:http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 25 fev. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 44, de 28 de outubro de 2009. Estabelece os procedimentos para inspeção fitossanitária de viveiros produtores de mudas de cafeeiro, na forma desta Instrução Normativa. **Diário Oficial da União**: seção 1, Brasília, DF, 29 out. 2009.

CASTANEDA-ALVAREZ, C. *et al*. Exoenzymes and metabolites related to the nematicidal effect of rhizobacteria on *Xiphinema* index Thorne & Allen. **Journal of Applied Microbiology**, Oxford, v.120, n.2, p.413-424, Feb.2016.

CHEN, Z.X.; DICKSON, D.W. Minimal growth temperature of *Pasteuria penetrans*. **Journal of Nematology**, College Park, v.29, n.4S, p.635-639, Dec. 1997.

CIANCIO, A. Biocontrol potential of *Pasteuria* spp. for the management of plant parasitic nematodes. **CAB Reviews**, v.13, n.13, p.1-13, 2018.

DIAS, M.S.C.; RODRIGUES, M.G.V.; JESUS, A.M de. Manejo da principais doenças e de nematoides. **Informe Agropecuário**. Cultivo da bananeira, Belo Horizonte, v.36, n.288, p.84-95, 2015.

GÖLDI, E.A. Relatório sobre a moléstia do cafeeiro na província do Rio de Janeiro. **Arquivos do Museu Nacional**, Rio de Janeiro, v.8, p.15-121, 1892.

INOMOTO, M.M. Avaliação da resistência de 12 híbridos de milho a *Pratylenchus brachyurus*. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v.36, n.5, p.308-312, set./out. 2011.

PERRY, R.N.; TRETT, M.W. Ultrastructure of the eggshell of *Heterodera schachtii* and *H. glycines* (Nematoda: Tylenchida) [1986]. **Revue de Nematologie**, v.9, n.4, p.399-403, 1986.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the role of society. *In*: VEECH, A.J.; DICKSON, W.D. (ed.). **Vistas on nematology**: a commemoration of the twenty-fifth aniversary ofthe Society of Nematologists. Hyattsville, Md: Society of Nematologists, 1987. cap.2, p.7-14.

SAYRE, R.M. *et al*. *Pasteuria nishizawae* sp. nov., a mycelial and endospore-forming bacterium parasitic on cyst nematodes of genera *Heterodera* and *Globodera*. **Research in Microbiology**, Paris, v.142, n.5, p.551-564, June 1991.

SELA, S. *et al*. Purification and characterization of a *Bacillus cereus* collagenolytic/proteolytic enzyme and its effect on *Meloidogyne javanica* cuticular proteins. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v.104, n.1, p.59-67, Jan. 1998.

SIDDIQUI, I.A.; SHAKAUT, S.S. Supression of root-knot disease by *Pseudomonas fluorescens* CHA0 in tomato: importance of bacterial secondary metabolite, 2,4-diacetylpholoroglucinol. **Soil Biology and Biochemistry**, Elmsford, v.35, n.12, p.1615-1623, Dec. 2003.

STARR, M.P.; SAYRE, R.M. *Pasteuria thornei* sp. nov. and *Pasteuria penetrans* sensu stricto emend., mycelial and endospore-forming bacteria parasitic, respectively, on plant-parasitic nematodes of the genera *Pratylenchus* and *Meloidogyne*. **Annales de l'Institut Pasteur**. Microbiologie, v.139, n.1, p.11-31, Jan./Feb. 1988.

YANG, J. *et al*. Nematicidal enzymes from microorganisms and their applications. **Applied Microbiology and Biotechnology**, Berlin, v.97, n.16, p.7081-7095, Aug. 2013.

Phytonema
Clínica de Plantas

A **Phytonema Clínica de Plantas** foi criada para atender as necessidades dos agricultores, relacionadas à fitossanidade por meio de consultorias, diagnósticos, experimentação e treinamentos.

Realizamos diagnósticos de rotina e de clínica de patógenos de plantas.
Entre eles: Nematoides em todas as culturas, viveiros de citros, café, seringueira e banana (RENASEM), Phytophthora em citros.

www.phytonema.com.br

Rua: Sétimo Fracalossi, 138 Bairro Boa Vista, Limeira, SP
Telefone: (19) 3702-0187 - (19) 99388-4891
Email: phytonema@phytonema.com.br

MUDAS DE OLIVEIRA

Garantia de procedência,
mudas padronizadas,
qualidade comprovada e
variedade identificada

Pedidos e informações:
Campo Experimental de Maria da Fé
CEP: 37517-000 - Maria da Fé - MG
e-mail: cemf@epamig.br
Tel: (35) 3662-1227

EPAMIG

Meloidogyne enterolobii e sua evolução nos cultivos brasileiros

José Mauro da Cunha e Castro[1]

Resumo - *Meloidogyne enterolobii* é um nematoide-das-galhas que se tornou conhecido no Brasil pelos danos e perdas causados à cultura da goiabeira. Desde então, sua ocorrência já foi registrada associada a diversas outras plantas, pertencentes a diferentes grupos de classificação das espécies vegetais. A evolução deste nematoide é notada em cultivos brasileiros, inclusive em espécies menos importantes do ponto de vista de produção comercial, como plantas daninhas, as quais contribuem para que o patógeno chegue até as áreas economicamente viáveis na produção agrícola brasileira.

Palavras-chave: Nematoide-das-galhas. Planta hospedeira. Controle.

Meloidogyne enterolobii and its evolution in Brazilian crops

Abstract - *Meloidogyne enterolobii* is a root-knot nematode that became known in Brazil for the damage and losses caused to guava crop. Since then, its occurrence has been recorded in association with several other plants, belonging to different classification groups of plant species. The evolution of this nematode is noted in Brazilian crops, including in less important species from the point of view of commercial production, such as weeds, which contribute to the pathogen reaching the economically viable areas in Brazilian agricultural production.

Keywords: Root-knot nematode. Host plant. Control.

INTRODUÇÃO

No início dos anos 2000, a goiabeira *(Psidium guajava*) foi a primeira cultura a sinalizar a ocorrência de um nematoide ainda não detectado no Brasil. *Meloidogyne enterolobii* (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis*) foi descrito como o agente causal de declínio e morte de goiabeiras, a partir de amostras de raízes coletadas nos Projetos de Irrigação de Bebedouro e Senador Nilo Coelho, no município de Petrolina, no estado de Pernambuco, e nos municípios de Juazeiro (Distrito de Maniçoba) e Curaçá, no estado da Bahia (CARNEIRO *et al*., 2001). Entretanto, a infecção de goiabeiras no Nordeste brasileiro por nematoides-das-galhas já havia sido descrita há tempos (MOURA; MOURA, 1989), e o nematoide foi identificado como *M. incognita* raça 2. O mais importante para a história da cultura foi que, no período compreendido entre 1989 e 2000, a doença disseminou-se de forma mais lenta.

Este panorama modificou-se no início do século 21 e o número e a área de pomares infestados por *M. enterolobii* começaram a aumentar. Essa situação pode ter sido agravada pela ocorrência de chuvas em quantidade excessivamente anormal, registrada em 2004, inclusive com relatos de inundação de extensas áreas, o que levou à comunicação entre pomares de goiabeiras doentes e outros com goiabeiras sadias por meio da água acumulada na superfície do solo.

Este fato pode ter contribuído para a disseminação de *M. enterolobii* para outros Estados brasileiros por meio da comercialização de mudas contaminadas pelo nematoide (TORRES *et al*., 2005; SILVA *et al*., 2006). Contudo, não se pode desconsiderar o parasitismo de plantas nativas que atuam como reservatório de inóculo do nematoide (LIMA *et al*., 2005 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e que, após o preparo da área e o plantio das mudas, sob irrigação, a depender do local de cultivo, desenvolve uma relação de desequilíbrio com as plantas, fato observado com mais clareza nos cultivos de goiabeira.

Nas goiabeiras infectadas por *M. enterolobii*, observa-se, em raízes de diferentes diâmetros, a presença de galhas

[1]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EMBRAPA Semiárido, Petrolina, PE, mauro.castro@embrapa.br

Submissão: 25/3/2019 - Aprovação: 30/4/2019

grandes e numerosas, além de necroses. O sistema radicular tende a ser mais reduzido que aquele observado numa planta sadia. Na parte aérea da planta, amarelecimento de folhas, descoloração de caules e ramos, desfolha (Fig. 1), menor produção, alteração no formato e maturação precoce de frutos são os sintomas mais comuns (Fig. 2). Além disso, a planta pode ser levada à morte com tempo variável em função da maior ou menor infestação do solo.

Inicialmente, *M. enterolobii* foi considerado o único responsável pelo definhamento das goiabeiras infectadas. Mais tarde, foi comprovado o envolvimento de *Fusarium solani* na expressão dos sintomas observados (GOMES *et al*., 2011). Desde então, o declínio da goiabeira passou a ser tratado como uma doença complexa, decorrente da ação conjunta desses dois patógenos. Também foi observado que o fungo é dependente do nematoide para a sua penetração nos tecidos radiculares. Por esse motivo, muitas ações de pesquisa continuam focadas na busca por porta-enxertos resistentes ao nematoide, pois, sendo assim, o fungo não terá o ferimento feito pelo nematoide, para infectar as raízes.

Figura 1 - Goiabeiras infectadas por *Meloidogyne enterolobii*

Fotos: Flávia Rabelo Barbosa

Nota: A - Parte aérea de goiabeira infectada por *M. enterolobii* com sintomas de amarelecimento de folhas, descoloração de caules e ramos, desfolha e início de processo de seca e morte; B - Presença de galhas grandes e numerosas, necroses, em raízes de diferentes diâmetros, e pequeno número de raízes de absorção.

AGENTE ETIOLÓGICO

Meloidogyne enterolobii (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis*) é uma praga não regulamentada que pertence à Ordem Tylenchida e Família Meloidogynidae. Nematoide-das-galhas-da-goiabeira é o nome comum mais usual. Com uma ampla gama de plantas hospedeiras, o patógeno infecta, exclusivamente, órgãos subterrâneos, como raízes e tubérculos, em qualquer fase de desenvolvimento da planta.

As fêmeas, com corpo piriforme, possuem configuração perineal com formato circular a ovalado, o arco dorsal varia de arredondado a trapezoidal, podendo ser baixo ou alto. Apresentam estrias largas e espaçadas, a região da extremidade da cauda é grande, circular, usualmente sem estrias e os bulbos do estilete são reniformes. Os machos são vermiformes, possuem região labial alta, retangular e que

Figura 2 - Goiabeira com baixa produção de frutos que apresentam alteração no formato e maturação precoce

Flávia Rabelo Barbosa

não é projetada para fora do corpo, além de apresentar bulbos do estilete separados (CARNEIRO *et al*., 2001).

Logo após a eclosão, os juvenis de segundo estádio procuram as raízes de plantas hospedeiras. A penetração ocorre sempre nas regiões de tecidos tenros, próximos à coifa. Após a alimentação, dá-se início à fase de desenvolvimento e reprodução. A fêmea madura produz uma massa gelatinosa, onde faz a deposição dos ovos, em número variável, sendo que a reprodução é por partenogênese mitótica obrigatória, ou seja, ocorre sem a participação do gameta masculino. O ciclo ocorre entre 20 e 25 dias, em temperaturas que variam entre 28 °C e 32 °C.

Em goiabeiras infectadas, causam sintomas variados, sendo que o principal é a ocorrência de galhas nas raízes da planta atacada, além de bronzeamento dos bordos foliares, amarelecimento e desfolha, descoloração de ramos e alteração em frutos, mas outros sintomas podem ser observados nas diversas plantas hospedeiras do nematoide.

Por se tratar de uma visão geral da ocorrência de *M. enterolobii* em cultivos brasileiros, não será abordada a participação de *F. solani* como agente etiológico do declínio da goiabeira. Porém, é importante que se tenha conhecimento dessa associação e saiba que pode ocorrer em outras culturas, mesmo que ainda não tenha sido comprovada.

Com relação às medidas de controle, recomenda-se a destruição total das raízes infectadas por meio da queima ou remoção da área de cultivo. Fazer a recepa da planta contaminada, o pincelamento de um herbicida na região do corte ou uma desbrota manual para acelerar a morte do sistema radicular, também são medidas que devem ser adotadas em caso de plantas lenhosas. Além disso, evitar o deslocamento de solo contaminado por meio de qualquer ação de trato cultural (capina, aplicação de adubos, irrigação, colheita, dentre outras), promover melhores condições nutricionais e de suprimento hídrico às plantas, são medidas favoráveis ao manejo da meloidoginose, principalmente nas áreas ocupadas por cultivos perenes. Nestas, quando possível, recomenda-se evitar poda drástica. Nas áreas destinadas aos cultivos com espécies anuais ou de ciclo curto, a rotação de culturas, a aração, a irrigação e a exposição do solo ao sol por um período de 15 a 20 dias, o consórcio com plantas antagonistas ou não hospedeiras são medidas que poderão contribuir para que o nível de dano econômico não seja alcançado, aumentando, assim, as chances de exploração da área de forma economicamente viável.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Desde a detecção de *M. enterolobii* em goiabeira (CARNEIRO *et al*., 2001), tem-se observado que a lista de plantas que lhe servem como hospedeiras é bastante ampla. O acréscimo de informações a essa lista é frequente e, a cada consulta, novas hospedeiras podem ser encontradas nos registros feitos na literatura especializada. Por esse motivo, essa compilação não deverá ser entendida como um esgotamento do assunto, mas sim, como um registro da ampliação dinâmica que ocorreu sobre o conhecimento das plantas hospedeiras de *M. enterolobii* desde a sua detecção no Brasil. Assim, diversas espécies de importância econômica, incluindo frutíferas, produtoras de grãos, oleráceas, culturas que possuem genes de resistência a outras espécies de *Meloidogyne*, condimentares, medicinais, ornamentais e florestais servem de hospedeiras para a multiplicação do nematoide. Ainda, diversas espécies de plantas daninhas ou espontâneas também atuam como hospedeiras e multiplicadoras do inóculo do nematoide. Silva e Oliveira (2010) fizeram uma síntese das plantas relatadas por diversos autores que atuam como hospedeiras de *M. enterolobii* no Brasil (Quadro 1). Nesta compilação, pretende-se apresentar a ampliação dessa gama de hospedeiras do nematoide, cujas informações poderão ser úteis às diferentes formas de manejo do patógeno e das doenças causadas, seja por táticas mais simples, como a rotação de culturas, seja por táticas mais complexas, como o desenvolvimento de cultivares resistentes.

Diversas plantas frutíferas, além da goiabeira, também são infectadas por *M. enterolobii*. Vários genótipos de figueira são suscetíveis ao nematoide (COSTA *et al*., 2015). O mesmo foi observado em araçá-pera (ALMEIDA *et al*., 2011), araçazeiro, araçá-boi, aceroleira, mamoeiro, romãzeira, abacaxizeiro (SILVA; KRASUSKI, 2012) e ingá (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). *M. enterolobii* também já foi encontrado em mudas de amoreira (PAES-TAKAHASHI *et al*., 2015), em maracujá-do-mato e em mamoeiro (SOUZA *et al*., 2006 e SIQUEIRA *et al*., 2009 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e, recentemente, foi identificado a partir de raízes de bananeira no estado de Minas Gerais (LUQUINI *et al*., 2019).

Dentre as culturas produtoras de grãos, *M. enterolobii* reproduz-se em plantas de soja (ALMEIDA *et al*., 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), de feijão, de feijão-caupi (GUIMARÃES; MOURA; PEDROSA, 2003) e de grão-de-bico (PINHEIRO *et al*., 2017). Embora a ocorrência do nematoide em associação com a cultura do cafeeiro seja relatada em alguns países, no Brasil não há registros desta ocorrência.

No grupo das oleráceas, *M. enterolobii* encontra uma gama de hospedeiras bastante extensa. O tomate-cereja 'Carolina', o pepino, o melão, a berinjela, a melancia, os tomateiros 'Santa Cruz' e 'Block' e o joão-gomes (BITENCOURT; SILVA, 2010), os rabanetes 'Comprido Vermelho', 'Redondo Vermelho' e 'Comprido Branco' e as beterrabas 'Maravilha', 'Chata do Egito', 'Early Wonder' e 'Boro' (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015; CORREIA, 2017) são plantas consideradas muito suscetíveis ao nematoide. O quiabeiro, o pimentão, o maxixe, as abóboras *(Cucurbita moschata* e *C. pepo*), a alface americana e a alface crespa foram levemente ou muito resistentes (CARNEIRO *et al*., 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

Reação de suscetibilidade também foi observada em batata-doce (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), em alfaces 'Au-

Quadro 1 - Plantas hospedeiras de *Meloidogyne enterolobii* no Brasil (continua)

Grupo	Planta hospedeira	Fonte
Frutífera	Abacaxizeiro (*Ananas comosus* 'Turiaçu')	Silva e Krasuski (2012)
	Araçá-boi (*Eugenia stipitata*)	
	Araçazeiro (*Psidum* sp.)	
	Aceroleira (*Malpighia emarginata*)	
	Romanzeira (*Punica granatum*)	
	Amoreira (*Morus nigra*)	Paes-Takahashi *et al*. (2015)
	Araçá-pera (*Psidium acutangulum*)	Almeida *et al*. (2011)
	Bananeira (*Musa* spp.)	Luquini *et al*. (2019)
	Figueira (*Ficus caricae* 'Genoveso IAC', 'Roxo de Valinhos', 'White Adriatic', 'Caprifigo IAC', 'Celeste IAC')	Costa *et al*. (2015)
	Goiabeira (*Psidium guajava*)	Carneiro *et al*. (2001)
	Ingazeiro (*Inga edulis*)	Silva, Santos e Silva (2016)
	Mamoeiro (*Carica papaya*)	[A]Siqueira *et al*. (2009)
	Maracujá-do-mato (*Passiflora mucronata*)	[A]Souza *et al*. (2006)
Grão	Feijão-caupi (*Vigna unguiculata* 'IPA 206')	Guimarães, Moura e Pedrosa (2003)
	Feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* 'IPA 9')	
	Grão-de-bico (*Cicer arietinum*)	Pinheiro *et al*. (2017)
	Soja (*Glycine max*)	[A]Almeida *et al*. (2008)
Olerácea	Abóbora (*Cucurbita pepo*)	[A]Carneiro *et al*. (2006)
	Batata-doce (*Ipomoea batatas*)	Silva, Santos e Silva (2016)
	Alface crespa (*Lactuca sativa* 'Mônica')	Bitencourt e Silva (2010)
	Alface americana (*L. sativa* 'Grandes Lagos 659')	[A]Nascimento *et al*. (2006)
	Abóbora (*Cucurbita moschata* 'Maranhão')	
	Berinjela (*Solanum melongena* 'Flórida Market')	
	João-gomes (*Talinum patens*)	
	Maxixe (*Cucumis anguria*)	[A]Castro *et al*. (2007)
	Melancieira (*Citrullus lanatus* 'Charleston Gray')	Bitencourt e Silva (2010)
	Meloeiro (*Cucumis melo* 'Amarelo')	
	Pepino (*Cucumis sativus* 'Caipira Esmeralda')	
	Quiabeiro (*Abelmoschus esculentum* 'Santa Cruz 47')	
	Tomate-cereja (*Lycopersicon esculentum* 'Carolina')	
	Mandioca (*Manihot esculenta* 'Inajá')	Rosa *et al*. (2014)
	Alface (*L. sativa* 'Aurélia', 'Regina HT', 'Karla' e 'Roxa')	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
	Beterraba (*Beta vulgaris* 'Chata do Egito', 'Early Wonder', 'Maravilha' e 'Boro')	
	Pimentão (*Capsicum annuum* 'Dagmar', 'Casca Dura Ikeda', 'Silver', 'Magna Super' e 'AF 8253')	
	Rabanete (*Raphanus sativus* 'Comprido Branco', 'Comprido Vermelho' e 'Redondo Vermelho')	
	Tomateiro (*L. esculentum* 'Santa Cruz' e 'Block')	Bitencourt e Silva (2010) e Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
Condimentar	Coentro (*Coriandrum sativum* 'Verdão')	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
	Pimenta (*Capsicum baccatum* 'Dedo de Moça' e 'Cambuci')	
	Pimenta (*Cupsicum frutescens* 'Malagueta')	
	Pimenta (*C. annuum* 'Doce Italiana', 'Jalapeño M', 'Amarela Comprida')	
	Pimenta tabasco (*C. frutescens*)	Silva, Santos e Silva (2016)
Medicinal	Cipó-de-são-joão (*Hypersicum perforatum*)	Silva, Santos e Silva (2016)
	Manjericão (*Ocimum basilicum*)	
	Yacon (*Smallanthus sonchifolius*)	Siqueira *et al*. (2016)

(conclusão)

Grupo	Planta hospedeira	Fonte
Adubo verde	Feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*)	Rosa, Westerich e Wilcken (2015)
	Ervilhaca (*Vicia sativa* 'Comum')	
	Girassol (*Helianthus annuus* 'Catissol' e 'IAC Uruguai')	
	Guandu (*Cajanus cajan* 'Fava Larga')	
	Guandu-anão (*C. cajan* 'IAPAR 43')	
Planta daninha	Apaga-fogo (*Alternatera tenella*)	(A)Castro *et al*. (2007)
	Jitirana-cabeluda (*Merremia aegyptia*)	
	Meloso-da-flor-roxa (*Marsypianthes chamaedrys*)	
	Beldroega (*Chamaesyce prostata*)	(A)Souza *et al*. (2006)
	Caruru-branco (*Amarantus hybridus*)	
	Falsa-serralha (*Emilia sonchifolia*)	
	Gaiolinha (*Euphorbia tirucalli*)	
	Maria-pretinha (*Solanum americanum*)	
	Mato-pasto (*Senna alata*)	
	Para-sol (*Hidrocotyli bonariensis*)	
	Camará-de-cheiro (*Lantana camara*)	Silva, Santos e Silva (2016)
	Jurubeba (*Solanum paniculatum*)	
	Caruru (*A. retroflexus*)	Almeida *et al*. (2011)
	Caruru-amargoso (*Erechtites hieraciifolius*)	(A)Carneiro *et al*. (2006)
	Picão-preto (*Bidens pilosa*)	
	Fedegoso (*Senna* spp.)	Lima, Dolinski e Souza (2003)
	Urtiga (*Cnidoscolus urens*)	
Planta florestal	Cacto (*Cereus fernambucensis*)	(A)Souza *et al*. (2006)
	Sucanga (*Senefeldera multiflora*)	(A)Lima *et al*. (2005)
Planta ornamental	Orquídea (*Oeceoclades maculata*)	(A)Carneiro *et al*. (2006)
	Palma (*Gladiolus* sp.)	Silva, Santos e Silva (2016)
Produto agrícola	Fumo (*Nicotiana tabacum*)	(A)Gomes *et al*. (2008)

Fonte: (A) (*apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

rélia', 'Regina HT', 'Karla' e 'Roxa' e em pimentões 'Dagmar', 'Casca Dura Ikeda', 'Silver', 'Magna Super' e 'AF 8253' (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015). Os pimentões 'Silver' e 'AF 8253', comumente, são empregados como porta-enxertos de cultivares comerciais por serem resistentes às quatro raças de *M. incognita* e a algumas populações de *M. javanica* que se multiplicam em plantas de pimentão. Entretanto, essa estratégia de manejo torna-se inviável em áreas infestadas por *M. enterolobii*. O nematoide foi encontrado, também, em raízes de mandioca 'Inajá', cultivada em Igarapé-Açu, no estado do Pará (ROSA *et al*., 2014).

Um aspecto importante a respeito de *M. enterolobii* refere-se à agressividade de suas populações que são capazes de infectar plantas resistentes a outras espécies de *Meloidogyne*. Estudos citados por Carneiro *et al*. (2001) já mencionavam que o tomateiro portador do gene *Mi*, resistente a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, a soja 'Forest' e a batata-doce 'CDH' são suscetíveis àquele nematoide, por causa de sua capacidade de suplantar a ação de genes de resistência a outras espécies de nematoides-das-galhas, presentes no genoma dessas plantas.

Uma mesma planta olerácea pode apresentar diferença de reação a *M. enterolobii* entre trabalhos conduzidos por diferentes autores. Objetiva-se, neste artigo, apresentar uma relação das plantas capazes de permitir qualquer índice de multiplicação do nematoide em suas raízes. Isto pode ser observado nas culturas de alface, pimentão (ALMEIDA *et al*., 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e abóbora (*C. moschata*) (NASCIMENTO *et al*., 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010).

Dentro do grupo das oleráceas, nas chamadas plantas condimentares, este nematoide pode-se reproduzir nas raízes de pimenta-tabasco (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), 'Dedo de Moça', 'Malagueta', 'Doce Italiana', 'Jalapeño M', 'Amarela Comprida' e 'Cambuci' e de algumas cultivares de coentro (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015; SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Em outras culturas condimentares, como o salsão (*Apium graveolens*), a salsinha (*Petroselinum crispum*) e o cravo-da-índia (*Syzygium aromaticum*), a infecção das raízes por *M. enterolobii* já foi registrada. Entretanto, até o momento, essas associações não foram observadas no Brasil e, por isso, as áreas de cultivo devem ser mantidas livres da infestação

pelo patógeno. Isto se torna ainda mais necessário em caso de plantas arbóreas e perenes, como é o cravo-da-índia, por causa das dificuldades de manejo da doença nos cultivos dessa natureza.

Também as plantas medicinais podem ser agrupadas às oleráceas por causa das características de cultivo dessas espécies. Além disso, deve-se entender, no contexto deste artigo, que uma planta pode ser considerada medicinal ou condimentar, por exemplo, a depender do uso principal que lhe for dado. Qualquer planta que se encontre fora do propósito principal de um cultivo pode ser chamada daninha, mas seu consumo como olerácea muitas vezes é comum ou, até mesmo, habitual. Assim, o cipó-de-são-joão é uma planta medicinal importante em diversos locais do mundo e já foi relatada como hospedeira de *M. enterolobii* (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Segundo estes autores, o nematoide já foi encontrado, também, em associação com as raízes de manjericão. Siqueira *et al*. (2016) identificaram o nematoide a partir de raízes de yacon, planta cujas propriedades medicinais podem auxiliar no tratamento de diabetes e de colesterol.

Diversas plantas são preconizadas em programas de rotação de culturas como forma de integrar as medidas de controle, para manejo de áreas infestadas por nematoides. Todavia, o conhecimento da hospedabilidade dessas plantas aos diferentes nematoides parasitas de plantas é importante para o sucesso da redução populacional esperada. Nesse sentido, plantas de adubação verde como a ervilhaca, o feijão-de-porco, o girassol 'Catissol' e 'IAC Uruguai', o guandu 'Fava Larga' e o guandu-anão 'IAPAR 43' (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015) não devem ser utilizadas como forma de promover a redução populacional de *M. enterolobii*, pois o nematoide é capaz de infectar e de se multiplicar em suas raízes, ocorrendo uma inversão do resultado esperado. Ainda, as plantas daninhas, invasoras ou espontâneas compõem e ampliam a gama de hospedeiras de *M. enterolobii*. Além de dificultar o manejo das áreas infestadas, pelo importante papel que desempenham na reposição do inóculo, essas plantas podem ser investigadas por ocasião da análise de uma área para a implantação de culturas suscetíveis a esse nematoide. Assim, nas raízes de falsa-serralha (SOUZA *et al*., 2006 *apud* SOUZA; OLIVEIRA, 2010), maria-pretinha, camará-de-cheiro, jurubeba (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016), fedegoso e urtiga (LIMA; DOLINSKI; SOUZA, 2003), caruru-gigante (ALMEIDA *et al*., 2011), picão-preto (Fig. 3), caruru-amargoso ou serralha-brava (CARNEIRO *et al*., 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), apaga-fogo, jitirana-cabeluda, meloso-da-flor-roxa (CASTRO *et al*., 2007 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010), beldroega, caruru-branco, gaiolinha, mata-pasto, para-sol (SOUZA *et al*., 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) já foram feitas a detecção e a identificação de *M. enterolobii.*

Dentre as espécies florestais, *M. enterolobii* já foi detectado em sucanga, presente em área de Mata Atlântica nativa no estado do Rio de Janeiro (LIMA *et al*., 2005 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010). Essa ocorrência sugere, inclusive, que essa espécie de *Meloidogyne* não tenha sido introduzida no Brasil, conforme se acreditava na época de sua detecção (CARNEIRO *et al*., 2001). Em áreas do Nordeste brasileiro, onde os cactos são mais comuns na vegetação da Caatinga, *M. enterolobii* já foi encontrado nas raízes de *Cereus fernambucensis* (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Nessa região, diversas cactáceas são utilizadas como forragem para a alimentação dos rebanhos, constituídos, principalmente, por caprinos e ovinos, mas também por bovinos, ainda que em números menores. Os baixos índices pluviométricos do Semiárido brasileiro e os longos períodos de estiagem levam o agricultor a se valer de plantas mais resistentes à seca, para alimentar os animais. Nessa condição, as cactáceas são bastante úteis.

Em plantas ornamentais, o nematoide já foi identificado a partir das raízes de orquídea (CARNEIRO *et al*., 2006 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010) e de palma (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Por causa do menor número de trabalhos sobre a associação entre nematoides e plantas desse grupo, é possível que, no Brasil,

Figura 3 - Galhas causadas por *Meloidogyne enterolobii* em raízes de picão-preto (*Bidens pilosa*)

Flávia Rabelo Barbosa

outras interações ainda não tenham sido registradas. Em outros países, a infecção das raízes de espécies ornamentais por *M. enterolobii* já tem registros na literatura científica.

M. enterolobii multiplica-se também em plantas de fumo (GOMES *et al*., 2008 *apud* SILVA; OLIVEIRA, 2010). Informações obtidas de produtores relatam que, nos municípios do entorno de Arapiraca, no estado de Alagoas, a atividade tabagista do passado pode explicar a ocorrência do nematoide em vários plantios de goiabeira, instalados em áreas anteriormente cultivadas com fumo.

MEDIDAS DE MANEJO

Existem diversas medidas de controle que podem ser aplicadas, inclusive de forma integrada, para chegar ao manejo de doenças causadas por nematoides nas mais diferentes culturas e condições de plantio. Um dos aspectos mais importantes a ser considerado é a classificação da cultura em anual ou perene. Nas culturas anuais, a disponibilidade de estratégias para composição de um programa de manejo é maior, pois, após cada ciclo de produção, o plantio é eliminado. Nesses casos, a rotação de culturas, o consórcio de plantas, o alqueive, o pousio, o revolvimento do solo com irrigação subsequente, a alteração da época de plantio e da colheita, a inundação ou o ressecamento ou o aquecimento do solo, o plantio em local isento de nematoides de importância econômica para a cultura em questão, o uso de material de propagação isento de nematoides, o emprego de métodos para diminuir a disseminação, a adoção de medidas que contribuam para evitar a contaminação de áreas de produção ou de viveiros, o controle de plantas daninhas que sirvam de hospedeiras alternativas aos nematoides, a localização da lavoura, o uso de porta-enxertos resistentes e de agentes de controle biológico constituem as ferramentas mais importantes. Na literatura nematológica, essas estratégias são bastante abordadas, mas uma síntese destas pode ser encontrada em Campos (1999).

Nas culturas perenes, a permanência das plantas na área, muitas vezes por vários anos, torna mais difícil o planejamento de um programa de manejo, pois, a aplicação de medidas como rotação de culturas, revolvimento do solo, consórcio de plantas, dentre outros, pode-se tornar extremamente limitada. Nestes casos, a destruição de plantas atacadas, o plantio em local isento de nematoides de importância econômica para a espécie a ser cultivada, o uso de material de propagação isento de nematoides, o emprego de métodos para diminuir a disseminação do nematoide, os cuidados com a localização da lavoura e o uso de porta-enxertos resistentes são medidas de controle mais eficientes.

Em áreas sob cultivos perenes, a destruição de plantas atacadas, principalmente por nematoides-das-galhas, pode representar porcentual importante de eliminação desses nematoides que, então, não servirão de inóculo para causar a infecção de plantas vizinhas que ainda estejam sadias. Após a destruição (arranquio) da planta atacada, as raízes contaminadas devem ser cuidadosamente amontoadas e queimadas dentro da área de cultivo ou, se possível, levadas para área externa. Neste caso, as raízes devem ser ensacadas para evitar que o solo contaminado por nematoides caia ao longo do percurso.

O plantio em local isento de nematoides de importância econômica é fundamental para o sucesso dos cultivos perenes. Uma vez constatada a presença do nematoide nessas condições de cultivo, o manejo torna-se difícil e pouco efetivo. Assim, recomenda-se, antes do preparo de uma área e da aquisição de mudas, por exemplo, que o agricultor colete amostras de solo e de raízes da área a ser ocupada pela cultura de interesse e solicite a análise nematológica em laboratório especializado. De posse do resultado, juntamente com um profissional da assistência técnica, será possível tomar decisões mais acertadas e dar início a um empreendimento de forma mais segura e com maior viabilidade econômica.

Com relação ao emprego de métodos para diminuir a disseminação do nematoide, ao se detectar a ocorrência de plantas com a presença do patógeno nas raízes, recomenda-se isolar o local infestado do restante da área cultivada. Isto pode ser feito por meio do desvio de enxurradas para áreas contíguas não cultivadas, bem como pela restrição do trânsito de máquinas e implementos que não devem passar dessas áreas para outras ainda não infestadas. O trânsito de animais, de pessoas que estejam realizando tratos culturais, como capinas, podas, pulverizações, colheitas e outros, também deve ser evitado, principalmente, em condições em que o solo contaminado possa ser deslocado para áreas distantes da reboleira de ocorrência do nematoide.

As lavouras de uma determinada cultura, localizadas abaixo de áreas ocupadas com a mesma cultura ou outras, que sejam hospedeiras de nematoides de importância econômica para a espécie vegetal em produção, precisam ser assistidas com mais frequência. A qualquer sinal de ocorrência de nematoides prejudiciais nas áreas mais elevadas, todos os cuidados devem ser tomados para evitar que sejam levados, por meio de solo e de água contaminados, para a área situada abaixo. Nesse caso, o desvio de águas excedentes dos processos de irrigação e de enxurradas deve ser a primeira medida a ser adotada.

Por fim, o uso de porta-enxertos resistentes é uma estratégia de grande importância para o manejo de doenças causadas por nematoides, não só nos cultivos perenes, mas também nos anuais, conforme já comentado. Um dos fatores que mais limitam o emprego dessa estratégia em maior escala é a pequena disponibilidade de porta-enxertos resistentes a nematoides que infectam diversas culturas perenes. No caso da goiabeira, por exemplo, a Embrapa Semiárido desenvolveu um porta-enxerto híbrido, obtido do cruzamento entre *Psidium guajava* e *P. guineense* (CASTRO *et al*., 2012; COSTA; SANTOS; CASTRO, 2012), o qual se apresenta como uma das melhores alternativas para enfrentamento do problema causado por *M. enterolobii* à cultura da goiabeira, nas diferentes regiões brasileiras, onde essa frutífera é cultivada. Em novembro de 2018, por meio de oferta

pública, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) disponibilizou sete lotes de mudas oriundas de plantas básicas para implantação de jardins clonais pelos viveiristas selecionados que, a partir de então, passarão a produzir mudas de goiabeira enxertadas em 'BRS Guaraçá' para venda aos produtores.

O uso de nematicidas, quando autorizado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), pode ser integrado em programas de manejo de doenças causadas por nematoides em diversas culturas, sejam estas anuais ou perenes. Entretanto, aspectos relacionados com a alta toxicidade de muitos produtos nematicidas ao ambiente, ao homem e aos animais, ao elevado período de carência e aos altos custos da maioria desses produtos apresentam-se como desvantagens para o produtor que, consequentemente, passa a demandar por medidas que sejam mais sustentáveis do ponto de vista econômico, social e ambiental.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Meloidogyne enterolobii é um patógeno para o qual, dificilmente, se alcança um controle efetivo. Além de muito agressivo, trata-se de um nematoide com ampla gama de plantas hospedeiras e que, por isso, tem afetado o rendimento econômico de diversas culturas importantes para o agronegócio brasileiro. A compilação ora apresentada atualiza a lista de plantas hospedeiras do nematoide, traz informações que contribuem com a instalação segura de novos cultivos, faz orientações importantes a ser observadas nos processos de amostragem, e, sobretudo, discute as estratégias disponíveis para o manejo do patógeno com uma análise dos principais aspectos positivos e negativos que envolvem a adoção dessas estratégias em cultivos anuais ou perenes.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, E.J. de *et al*. Reação de frutíferas nativas da Amazônia brasileira a *Meloidogyne enterolobii*. **Scientia Agraria**, Curitiba, v.12, n.4, p.219-222, jul./dez. 2011.

BITENCOURT, N.V.; SILVA, G.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.3, p.181-183, set. 2010.

CAMPOS, V.P. **Manejo de doenças causadas por fitonematóides**. Lavras: UFLA-FAEPE, 1999. 129p.

CARNEIRO, R.M.D.G. *et al*. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.25, n.2, p.223-228, dez. 2001.

CASTRO, J.M.C. *et al*. Reaction of *Psidium* accessions to the *Meloidogyne enterolobii* root-knot nematode. **Acta Horticulturae**, Leuven, v.959, p.51-57, Sept. 2012. III International Symposium on Guava and other Myrtaceae, 2012, Petrolina, Brazil.

CORREIA, E.C.S. da S. **Potencial reprodutivo e danos causados por *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* em beterraba**. 2017. 69p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Botucatu, 2017.

COSTA, M.G.S. *et al*. Reação de figueiras a três espécies de nematoides-das-galhas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.37, n.3, p.617-622, jul./set. 2015.

COSTA, S.R.; SANTOS, C.A.F.; CASTRO, J.M.C. Assessing *Psidium guajava* x *P. guineense* hybrids tolerance to *Meloidogyne enterolobii*. **Acta Horticulturae**, Leuven, v.959, p.59-65, Sept. 2012. III International Symposium on Guava and other Myrtaceae, 2012, Petrolina, Brazil.

GOMES, V.M. *et al*. Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.159, n.1, p.45-50, jan. 2011.

GUIMARÃES, L.M.P.; MOURA, R.M. de; PEDROSA, E.M.R. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.27, n.2, p.139-145, dez. 2003.

LIMA, I.M.; DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. [**Anais**...]. Petrolina: SBN: Embrapa Semi-Árido, 2003. p.139.

LUQUINI, L. *et al*. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on bananas in Brazil. **Plant Disease**, St. Paul, v.103, n.2, p.377, Feb. 2019.

MOURA, R.M. de; MOURA, A.M. de. Meloidoginose da goiabeira: doença de alta severidade no estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.13-19, 1989.

PAES-TAKAHASHI, V.S. *et al*. Detecção de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, v.45, n.5, p.757-759, maio 2015.

PINHEIRO, J.B. *et al*. Avaliação de genótipos de grão-de-bico para resistência aos nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.). *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 34., 2017, Vitória. [**Anais**...]. Piracicaba: SBN, 2017. Tema: Nematoides: manejo, desafios e soluções.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.46, n.4, p.826-835, out./dez. 2015.

ROSA, J.M.O. *et al*. Nematoides fitoparasitas associados à mandioca na Amazônia brasileira. **Acta Amazonica**, Manaus, v.44, n.2, p.271-275, jun. 2014.

SILVA, G.S. da; KRASUSKI, A.I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.36, n.3/4, p.83-86, dez. 2012.

SILVA, G.S. da *et al*. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.3, p.307-309, dez. 2006.

SILVA, M. do C.L. da; SANTOS, C.D.G.; SILVA, G.S. da. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.47, n.4, p.710-719, out./dez. 2016.

SILVA, R.V.; OLIVEIRA, R.D.L. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em goiabeiras no estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.3, p.172-177, set. 2010.

SIQUEIRA, S.V.C. *et al*. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em batata yacon no Submédio do Vale do Rio São Francisco. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 33., 2016, Petrolina. [**Anais** ...]. Piracicaba: SBN, 2016. Tema: Nematologia do litoral ao sertão: avanços e desafios.

TORRES, G.R. de C. *et al*. 2005. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, v.29, n.1, p.105-107, jun. 2005.

Controle biológico de nematoides parasitas de plantas

Wânia dos Santos Neves[1], *Everaldo Antônio Lopes*[2], *Rosangela Dallemole Giaretta*[3]

Resumo - O estudo e o uso de métodos alternativos de controle de nematoides, os quais visam reduzir ou evitar produtos químicos, crescem a cada dia. A sociedade está cada vez mais exigente quanto a alimentos saudáveis, em que seu sistema de cultivo garanta a segurança alimentar e não cause danos ambientais. Os agricultores se veem cada vez mais obrigados a aceitar medidas de controle que reduzam o uso de produtos químicos e resultem em produtos de melhor qualidade, para atender à exigência do mercado. Nematoides parasitas de plantas causam perdas na produção agrícola por ser de difícil controle. O uso de medidas que reduzam os danos causados por estes nematoides é de extrema importância, para maior produtividade e obtenção de produtos de melhor qualidade. Uma das medidas que têm apresentado resultados promissores é o controle biológico que vem sendo cada vez mais difundido, tanto para uso na agricultura orgânica como para manejo integrado, quando os organismos de controle são associados a outros métodos, o que resulta em produtos de melhor qualidade para a saúde do homem e do meio ambiente, por reduzir o uso de produtos químicos. Dentre os agentes de controle biológico de nematoides mais usados estão os fungos e as bactérias, que, pelos diferentes modos de ação que possuem, podem ser usados em conjunto para obter um melhor resultado no controle.

Palavras-chave: Fitonematoide. Controle alternativo. Manejo integrado.

Biological control of plant parasitic nematodes

Abstract - The study and use of alternative methods of nematode control which aim to reduce or prevent chemicals grow every day. Society is increasingly demanding about healthy foods where its farming system ensures food security and does not cause environmental damage. Farmers are increasingly forced to accept control measures that reduce chemical use and result in better quality products to meet market demand. Plant parasitic nematodes cause losses in agricultural production because they are difficult to control. The use of measures that reduce the damage caused by these nematodes is extremely important for higher productivity and better quality products. One of the measures that has shown promising results is the increasingly widespread biological control, both for use in organic agriculture and integrated management, when control organisms are combined with other methods, resulting in better quality products. For human health and the environment, reduce the use of chemicals. Among the most commonly used nematode biological control agents are fungi and bacteria that, due to their different modes of action, can be used together to obtain a better control result.

Keywords: Phytonematoid. Alternative control. Integrated management.

INTRODUÇÃO

Os nematoides atacam um grande número de espécies de plantas de interesse agrícola, e causam grandes perdas na produção mundial de alimentos. As plantas parasitadas por este patógeno apresentam baixa produtividade, o que resulta em grandes prejuízos para o agricultor e um aumento no custo final do produto para o consumidor (SASSER; FRECKMAN, 1987). Existem nematoides que atacam a parte aérea das plantas, entretanto, a maioria dos gêneros ataca suas raízes, comprometendo a absorção de água e de nutrientes essenciais para a produtividade da cultura. Consequentemente, as plantas parasitadas por este patógeno exibem sintomas como amarelecimento, murcha e subdesenvolvimento na parte aérea.

A medida mais eficiente de controle baseia-se no princípio da exclusão, quando são adotadas medidas preventivas que evitem a introdução destes organismos

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq. EPAMIG Sudeste, Viçosa, MG, wanianeves@epamig.br

[2]Eng. Agrônomo, D.Sc., Prof. UFV - Campus Rio Paranaíba, Rio Paranaíba, MG, everaldolopes2@yahoo.com.br

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª UNICENTRO - Campus CEDETEG - Depto. Agronomia, Guarapuava, PR, rodalemolle@yahoo.com.br

Submissão: 1/2/2019 - Aprovação: 6/2/2019

em áreas onde ainda não estão presentes, uma vez que a eliminação dos nematoides é muito complexa. Após a introdução do nematoide na área de cultivo, outras medidas de controle devem ser adotadas para minimizar os prejuízos causados, dentre estas a resistência genética das plantas a esses organismos, a rotação de culturas, o controle químico, bem como métodos alternativos a exemplo do controle biológico, que, a cada dia, ganha mais espaço nas pesquisas científicas, com resultados promissores que têm incentivado seu uso pelos agricultores.

Segundo Kerry (1989), para que um organismo seja considerado um bom agente de controle biológico, é necessário que apresente as seguintes características: o parasitismo deve sempre ser letal; ser de fácil manipulação em laboratório; apresentar facilidade de ser produzido em massa; ser de fácil aplicação com equipamentos convencionais; ter um alto potencial de estabelecimento no solo; apresentar persistência no solo por longos períodos, mesmo em condições adversas; ser inócuo ao homem e ao meio ambiente; não exigir aplicações constantes; ser de fácil identificação e possuir um modo de ação conhecido.

Diversos organismos são considerados inimigos naturais dos fitonematoides a exemplo de fungos, bactérias, nematoides predadores, tardígrados, vírus, artrópodes e ácaros. Neste artigo serão abordados aspectos referentes ao uso de bactérias e fungos como agentes de biocontrole de fitonematoides que, de acordo com Kerry (1990), são os organismos mais estudados para essa finalidade.

CONTROLE BIOLÓGICO DE NEMATOIDES POR FUNGOS NEMATÓFAGOS

Os fungos são um dos principais inimigos naturais de fitonematoides no solo. As estratégias utilizadas pelos fungos contra os nematoides incluem endoparasitismo, predação, parasitismo de ovos e de fêmeas e produção de metabólitos tóxicos (STIRLING, 2014).

Catenaria auxiliaris, *Drechmeria coniospora* e *Hirsutella rhossiliensis* são exemplos de fungos endoparasitos (FERRAZ *et al*., 2010; STIRLING, 2014). Os esporos desses organismos são ingeridos ou aderem à cutícula dos nematoides. A seguir as hifas fúngicas atravessam a cutícula e utilizam o conteúdo pseudocelomático como fonte de alimento. O potencial de exploração comercial de fungos endoparasitos em programas de controle biológico é restrito, por seu crescimento limitado em meio de cultura, baixa habilidade de sobrevivência saprofítica e suscetibilidade de seus esporos ao efeito micostático (FERRAZ *et al*., 2010).

Fungos dos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium, Myrothecium*, *Penicillium*, *Pleurotus*, *Purpureocillium* e *Trichoderma* sintetizam metabólitos tóxicos que reduzem eclosão, mobilidade, penetração e atratividade de plantas a nematoides (KHAN; AZAM; HUSAIN, 1984; HALLMANN; SIKORA, 1996; NITAO; MEYER; CHITWOOD, 1999; CHEN; DICKSON; MITCHELL, 2000). As formulações bionematicidas que utilizam esses fungos contêm propágulos viáveis desses organismos que produzirão compostos nematicidas no solo e/ou na rizosfera. Produtos à base de *Trichoderma harzianum*, por exemplo, exploram esse fenômeno (Quadro 1). Outra possibilidade é a produção de nematicidas que contêm apenas as micotoxinas ao invés de propágulos fúngicos. No entanto, apesar da diversidade de compostos químicos produzidos por fungos, poucos nematicidas comerciais exploram essa abordagem. O exemplo mais notável dessa estratégia é o nematicida obtido a partir da fermentação de *Myrothecium verrucaria* (Quadro 1) e que está disponível nos Estados Unidos, para o manejo de *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Globodera*, *Pratylenchus*, *Trichodorus*, *Belonolaimus* e *Radopholus similis*. A prospecção por compostos nematicidas produzidos por fungos deve ser encorajada, uma vez que pode resultar em produtos eficientes e potencialmente menos tóxicos (FERRAZ *et al*., 2010).

Os grupos de fungos nematófagos mais estudados e explorados comercialmente são os dos predadores e parasitos de ovos e fêmeas, com destaque para espécies de *Arthrobotrys*, *Pochonia* e *Purpureocillium* (STIRLING, 2014). Esses fungos são facilmente isolados do solo, são saprófitas e podem ser cultivados de forma massal em materiais de baixo custo (STIRLING, 2014). O alvo dos fungos predadores são os estádios móveis dos fitonematoides, enquanto que os fungos parasitos colonizam ovos e fêmeas de espécies de fitonematoides endoparasitos sedentários, como, por exemplo, *Meloidogyne*, *Heterodera* e *Globodera* (FERRAZ *et al*., 2010).

Os fungos predadores, principalmente espécies de *Arthrobotrys* e *Monacrosporium*, são comumente encontrados em vários tipos de solo e em materiais orgânicos (STIRLING, 2014). Produzem armadilhas que capturam nematoides, incluindo hifas adesivas não modificadas, hifas adesivas tridimensionais, nódulos adesivos, anéis constritores e anéis não constritores. O tipo de armadilha mais comum em fungos predadores é a rede adesiva, utilizada por *Arthrobotrys musiformis*, *A. oligospora* e *Monacrosporium thaumasium*, dentre outros (FERRAZ *et al*., 2010). Os nódulos adesivos são formados por *M. phymatopagum* e *M. ellipsosporum*. Os anéis não constritores são produzidos por *M. leptosporum* e *A. candida*, enquanto que *A. dactyloides*, *A. brochopaga* e *M. bembicoides* usam a formação de anéis constritores, como estratégia de predação (NORDBRING-HERTZ; JANSSON; TUNLID, 2002). Após a captura, o agente de biocontrole coloniza o corpo da presa e se reproduz (NORDBRING-HERTZ; JANSSON; TUNLID, 2002).

A formação das armadilhas é induzida pela presença do nematoide, por alguns compostos orgânicos e pela escassez de água e/ou de nutrientes (BALAN; GERBER, 1972). Quanto maior a motilidade dos nematoides, maior o estímulo do fungo para a produção de armadilhas (NANSEN; GRONVOLD; HENRIKSEN, 1988). Para

Quadro 1 - Bionematicidas comerciais à base de fungos encontrados no mercado mundial

Produto comercial	Agente de biocontrole	Mecanismo de ação	Empresa	País
Nematofagin	*Arthrobotrys oligospora*	Predação	Mycopro	Rússia
Nemout 0.65 WP	*A. oligospora, Arthrobotrys botryospora*	Predação	Agri - Mart Inc.	EUA, Costa Rica
Pochar	*Artrobotrys* sp., *Glomus* sp., *Pochonia* sp.	Predação e parasitismo de ovos e fêmeas	Microspore Green Biotechnology	Itália
DiTera	*Myrothecium verrucaria*	Síntese de metabólitos tóxicos	Valent	EUA
Rizotec	*Pochonia chlamydosporia*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Rizoflora Biotecnologia S.A.	Brasil
Xianchongbike	*P. chlamydosporia*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Tianjin Blue Ocean Chemical Co. Ltd.	China
KlamiC	*P. chlamydosporia*	Parasitismo de ovos e fêmeas	CENSA	Cuba
PcMR-1	*P. chlamydosporia*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Clamitec - Myco-Solutions Ltd.	Portugal
Nemakill	*Purpureocillium lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Maneogene Agrociências S.A.	Brasil
Nemat, Unique	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Ballagro Agro Tecnologia Ltda.	Brasil
Biomyces	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Bio Tropical S.A.	Colômbia
Bionemat, Nemator	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Biotech International Ltd.	Índia
Bio-Nematon	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	T. Stanes & Company Ltd.	Índia
Bioniconema	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Nico Orgo Manures	Índia
Biostat WP	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Bayer	Chile
Mytech	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Lachlan Kenya	Quênia
Nemakontrol	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Solagro	Peru
Nemata	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Live Systems Technology	Colômbia
Nematofree	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	International Panaacea Ltd.	Índia
BioAct	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	BioAct Corp.	Filipinas
BioAct	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Biotech Resources for Agriculture and Industry, Inc.	Filipinas
BioAct WG, Nemacheck	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Australian Technology Innovation Corp.	Austrália
BioAct	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Intrachem Bio Itala	EUA
Xianchongquaike	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Beijing Zhengnong Agri-Tech Co. Ltd.	China
BioAct WG, MeloCon, Paecil, Nemout WP	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Prophyta	Alemanha
Yorker	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Agriland Biotech Ltd.	Índia
FB Nemakill	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Parama Agri Clinic	Índia
Paecil	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Shakti Biotech	Índia
Bio-nematicide	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	ANC Enzyme Solutions Pte Ltd.	Cingapura
PIPlus	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Biological Control Products	África do Sul
PL Gold	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Becker Unerwood Co.	África do Sul
MeloCon	*P. lilacinum*	Parasitismo de ovos e fêmeas	Certis	EUA
Trichodermil DS	*Trichoderma harzianum*	Síntese de metabólitos tóxicos	Koppert do Brasil Holding Ltda	Brasil
Ecosom-TH	*T. harzianum*	Síntese de metabólitos tóxicos	Agri Life	Índia

Fonte: Adaptado de Chen e Dickson (2012) e Dallemole-Giaretta *et al*. (2014).

que o biocontrole exercido por fungos predadores seja possível, o período de atividade das armadilhas deve coincidir com a época em que os estádios infectivos dos nematoides estão presentes no solo (SIDDIQUI; MAHMOOD, 1996). No caso de nematoides endoparasitos sedentários, a exemplo de *Meloidogyne* e *Heterodera*, os alvos são os juvenis de segundo estádio (J2). A partir do momento em que os nematoides penetram nas raízes da planta hospedeira, ficam protegidos do parasitismo dos fungos predadores que voltam a agir a partir da eclosão de novos juvenis (FERRAZ *et al*., 2010). Essa dependência de estádios ativos dos nematoides é uma desvantagem dos fungos predadores, uma vez que a maioria dos fitonematoides sobrevive no solo na forma de ovo, e o período entre a eclosão e a penetração nas plantas é curto, principalmente quando as condições são favoráveis para os fitonematoides. Além disso, esses fungos são dependentes da presença de matéria orgânica (MO) no solo. Para ocorrer a predação é necessário que haja crescimento micelial e a formação de armadilhas. Os dois processos requerem energia, que pode ser suprida por carboidratos contidos na MO (STIRLING, 2014). Dessa forma, a aplicação em conjunto com alguma fonte de MO poderia aumentar a germinação dos esporos, o crescimento micelial, a atividade predatória do fungo e favorecer a competição desses fungos com os demais organismos do solo (FERRAZ *et al*., 2010).

Os fungos *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* (sinonímia *Paecilomyces lilacinus*) estão entre os principais agentes de controle biológico de fitonematoides, sendo a base da formulação de vários bionematicidas (Quadro 1). Esses fungos colonizam fêmeas e ovos de nematoides, principalmente *Meloidogyne* spp., *Heterodera* spp. e *Globodera* spp., não exercendo parasitismo sobre as formas móveis do patógeno (NORDBRING-HERTZ; JANSSON; TUNLID, 2002). A maior parte da população ativa dos nematoides existe como juvenis e não como adultos, pois a mortalidade desses organismos aumenta durante o seu desenvolvimento. Portanto, os nematoides adultos devem produzir muitos ovos para assegurar a sobrevivência da população (KERRY, 1980). Os ovos dos nematoides endoparasitos sedentários concentram-se em massas de ovos e cistos, o que facilita o ataque fúngico, resultando assim na redução drástica da população do patógeno no solo (STIRLING, 2014).

Pochonia e *P. lilacinum* são saprófitas e podem ser produzidos de forma massal em substratos baratos, usam a atividade enzimática e a pressão mecânica da ponta das hifas para parasitar nematoides (SEGERS *et al*., 1994; FERRAZ *et al*., 2010; STIRLING, 2014). *P. chlamydosporia* possui algumas características distintas de *P. lilacinum* e que podem ser consideradas vantajosas do ponto de vista de controle biológico e exploração comercial. A primeira espécie produz clamidósporos, estruturas de sobrevivência que facilitam o estabelecimento desse antagonista no solo e aumentam a vida de prateleira de bioprodutos. Além disso, a rizosfera de algumas plantas é colonizada por *P. chlamydosporia*, incluindo couve, crotalária, repolho, milho, guandu, feijão, batata e tomate. Essa característica favorece o estabelecimento do fungo no solo e aumenta sua densidade de inóculo (KERRY, 2001).

P. chlamydosporia é inócuo a seres humanos, enquanto que alguns isolados de *P. lilacinum* podem causar infecções oculares e lesões faciais em humanos (CHANDLER; KAPLAN; AJELLO, 1980; PETIT *et al*., 1980; MINOGUE *et al*., 1984; GORDON; NORTON, 1985).

CONTROLE BIOLÓGICO DE NEMATOIDES POR RIZOBACTÉRIAS

As rizobactérias também se destacam como microrganismos utilizados no controle biológico de fitopatógenos, incluindo patógenos de solo, tais como os nematoides. A multiplicação e a sobrevivência dessas bactérias acontecem, preferencialmente, na rizosfera e no rizoplano das plantas que são a zona de influência das raízes e a própria raiz, respectivamente (FABRY, 2006; CASSÁN; VANDERLEYDEN; SPAEPEN, 2014). Segundo Cassán, Vanderleyden e Spaepen (2014), o número de bactérias encontradas na rizosfera, faixa estreita de solo que envolve a raiz, é maior do que o encontrado no solo. Aquelas rizobatérias que desempenham efeitos benéficos nas plantas, promovendo seu crescimento e/ou protegendo-as contra doenças causadas por fitopatógenos, são denominadas rizobactérias promotoras de crescimento de plantas – Plant Growth-Promoting Rhizobacteria (PGPR) (KLOEPPER *et al*., 1990). Dentre os gêneros dessas bactérias é possível destacar as pertencentes aos gêneros *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Azospirillum, Azotobacter e Rhizobium,* que apresentam melhor habilidade em colonizar raízes de plantas e modificação de seus exsudatos, estimular o crescimento das plantas e/ou controlar diretamente ovos ou juvenis de nematoides (KLOEPPER *et al*., 1990; FABRY, 2006; TIAN; YANG; ZHANG, 2007; MIRANSARI, 2014).

As rizobactérias são capazes também de produzir diferentes enzimas que afetam o crescimento vegetal, a solubilização de nutrientes e, consequentemente, sua disponibilidade para as plantas, promovendo o crescimento destas e ativando os mecanismos de defesa pela indução de resistência sistêmica (OOSTENDORP; SIKORA, 1990; MIRANSARI, 2014). Em um trabalho realizado por Fabry (2006), foi testado um isolado da bactéria *Rhizobium etli* obtido da rizosfera de plantas de batata, visando à indução de resistência sistêmica contra *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em plantas de tomate. O isolado não promoveu o crescimento das plantas, mas os números de galhas e de ovos por sistema radicular foram reduzidos em 35,3% e 38,8%, respectivamente. Para comprovar a indução de resistência sistêmica pela bactéria, Fabry (2006) utilizou a técnica de raiz partida onde a bactéria estava presente numa parte separada da raiz e o nematoide em outra parte, em outro recipiente. Com

a utilização dessa técnica, ficou claro que a redução do número de galhas e de ovos foi pelos efeitos indiretos translocados pela planta de forma sistêmica, verificando-se, assim, a indução de resistência sistêmica pela bactéria na planta.

O efeito das rizobactérias na promoção do crescimento de plantas e no controle de nematoides também pode ser associado ao uso da bactéria em conjunto com algum tipo de MO. A adição de MO ao solo atua reduzindo a população de nematoides por mecanismos tais como liberação de gases tóxicos e compostos nematicidas, aumento da atividade microbiana do solo e melhoria de suas características físico-químicas (COUTINHO *et al*., 2009; BERNADO *et al*., 2011). A ação conjunta de um isolado de rizobactéria (*R. etli*) e húmus promoveu aumentos significativos no peso e na altura de plantas de tomate, chegando a mais de 100% no peso e de até 45% na altura das plantas, conforme a dose de húmus utilizada (FABRY, 2006). Nesse trabalho, o autor também observou que a ação conjunta da bactéria com o húmus promoveu reduções significativas no número de galhas de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood de até 64%, quando comparadas com o tratamento sem aplicação de húmus. Na ausência do isolado bacteriano, a incorporação de húmus não reduziu o número de galhas causadas pelo nematoide. Esse fato comprova que o uso integrado de medidas de manejo da cultura, além de aumentar a eficiência de controle de certos patógenos, pode promover o crescimento das plantas, o que não aconteceria com o uso isolado da bactéria ou do húmus.

As rizobactérias atuam na redução da eclosão dos ovos dos nematoides. Após a colonização, as rizobactérias modificam os exsudatos produzidos pelas raízes das plantas, o que dificulta o reconhecimento do hospedeiro pelos nematoides e também supre o estímulo à eclosão dos juvenis de segundo estádio (SIKORA; HOFFMANN-HERGARTEN, 1992; FREITAS *et al*., 2009).

De acordo com Freitas *et al.* (2009), a redução da eclosão dos ovos do nematoide pode ocorrer também pela produção de toxinas e antibióticos que, ao serem absorvidos pelo ovo, matam suas células, impedindo seu desenvolvimento embrionário e, consequentemente, a formação do juvenil.

As rizobactérias podem agir diretamente nos nematoides, por intermédio da produção de substâncias nematicidas, de antibióticos ou de toxinas que inibem o seu crescimento e desenvolvimento (SIDDIQUI; MAHMOOD, 1996; TIAN; YANG; ZHANG, 2007; STIRLING, 2014). Substâncias nematicidas atuam e causam a morte de nematoides de forma direta. Como exemplo, algumas espécies do gênero *Bacillus* promovem a redução do ataque em áreas de plantio com histórico de ocorrência de nematoides (TIAN; YANG; ZHANG, 2007; OLIVEIRA *et al*., 2009; ALVES *et al*., 2011). Essas espécies produzem toxinas que atuam tanto na oviposição quanto na eclosão dos juvenis dos nematoides (SHARMA; GOMES, 1996). Segundo Machado *et al*. (2012), *Bacillus firmus* secreta toxinas que modificam a formação da película externa dos ovos de espécies de *Meloidogyne*, o nematoide-das-galhas, inibindo a eclosão dos juvenis. Terefe, Tefera e Sakhuja (2009) constataram que um produto comercial à base de *B. firmus* inibiu a eclosão de juvenis e reduziu em mais de 90% a formação de galhas em raízes de tomateiro. Já foi relatado que isolados de *B. subtilis* produzem toxinas capazes de inibir a eclosão de juvenis e de alterar o processo de movimentação e de penetração de nematoides nas raízes, além de induzir enzimas que ativam mecanismos de defesa na planta (ARAÚJO; SILVA; ARAÚJO, 2002; KAVITHA; JONATHAN; UMAMAHESWARI, 2007).

A produção de inoculantes de baixo custo com rizobactérias promotoras de crescimento de plantas é uma alternativa para diminuir riscos ambientais causados pela utilização inadequada de insumos e agrotóxicos, aumentar a produção agrícola, tornar o produto mais competitivo e diferenciado e, ainda, diminuir os custos para o produtor (COELHO *et al*., 2007). Além do uso dessas bactérias no controle de fitonematoides não causar impacto ambiental negativo, reduz o risco à saúde humana em virtude de oferecer maior segurança não só aos aplicadores, mas também aos consumidores, tornando-se mais conveniente a adoção pelos agricultores. Desse modo, a inclusão dessas medidas no manejo integrado das culturas favorece a obtenção de produtividades mais elevadas, a utilização racional dos defensivos agrícolas, a redução dos custos diretos de produção, o que resulta na redução do risco à saúde humana.

CONTROLE BIOLÓGICO DE NEMATOIDES POR BACTÉRIAS ENDOFÍTICAS

As bactérias endofíticas são as que colonizam o interior das raízes, promovendo proteção contra microrganismos fitopatogênicos, sem causar nenhum dano à planta (KLOEPPER; SCHIPPERS; BAKKER, 1992). Além de controlar diferentes patógenos causadores de doenças, as bactérias endofíticas podem promover o crescimento das plantas (NEVES *et al*., 2000; TOME *et al*., 2000; BARRETTI; SOUZA; POZZA, 2008). Nas pesquisas realizadas, a maioria das bactérias endofíticas é isolada do tecido interno de plantas cultivadas como, por exemplo, pimentão e tomate (OLIVEIRA *et al*., 2009). Essas bactérias colonizam as plantas, inicialmente na superfície das raízes e nas raízes laterais, penetrando pela epiderme. Posteriormente, esses organismos ocupam os espaços no interior das células, colonizam o xilema e, depois, a parte aérea das plantas (MONTEIRO *et al*., 2012). Além de penetrar pela epiderme, essas bactérias podem penetrar na planta por aberturas naturais, como os estômatos, ou por aberturas artificiais, como ferimentos (BASHAN; DE-BASHAN, 2005). Uma das vantagens dessas bactérias em relação às rizobactérias, é que as endofíticas podem ter efeito antagônico a nematoides sedentários, quando estes já se estabeleceram nos tecidos do hospedeiro e induziram seus

sítios de alimentação (CAMPOS; SOUZA; SOUZA, 1998).

Segundo Naves, Campos e Souza (2000), alguns isolados de bactérias endofíticas têm comprovada capacidade de afetar a mobilidade de juvenis de *M. javanica*, chegando a causar alta mortalidade destes in vitro. Nesse trabalho, os autores observaram que os isolados bacterianos imobilizaram os juvenis do nematoide por 24 horas e provocaram uma mortalidade semelhante à do nematicida Aldicarb. Os mesmos isolados também inibiram, de forma eficiente, a eclosão de juvenis e dois dos isolados provocaram a morte de mais de 90% dos juvenis. Resultados semelhantes foram obtidos por Oliveira *et al*. (2009), em que isolados de bactérias endofíticas, provenientes de plantas de tomate e pimentão, causaram a morte de mais de 90% de juvenis de *M. javanica*.

Plantas de tomate tratadas com bactérias endofíticas isoladas de mucuna-preta (*Mucuna aterrima*) mostraram uma redução, em até 92%, no número de ovos, e até 52%, no número de galhas de *M. incognita* em relação às plantas não tratadas (TOME *et al*., 2000). Além de ser eficientes no controle de nematoides, algumas dessas bactérias promoveram aumento de até 79% na altura e 43% no peso total das plantas, quando comparadas àquelas sem esse tratamento. Isolados de bactérias endofíticas, destacando-se os do gênero *Bacillus*, utilizados no tratamento de tomateiros, foram eficientes no controle de *M. incognita* nessa cultura, resultando na redução do número de galhas, massa de ovos e ovos por grama de raiz (PINHO *et al*., 2009).

Neves *et al*. (2000) observaram que algumas bactérias endofíticas, eficientes no controle de bactérias e fungos fitopatogênicos, também foram eficientes em controlar nematoides do gênero *Meloidogyne*. Essa constatação foi importante, pois uma das características desejáveis de um bom agente de controle é que este organismo tenha ação sobre vários fitopatógenos. Portanto, o uso dessas bactérias é conveniente aos agricultores, uma vez que, na maioria das vezes na natureza, as plantas são atacadas simultaneamente por uma ampla gama de fitopatógenos.

CONTROLE BIOLÓGICO DE NEMATOIDES PELA BACTÉRIA PARASÍTICA *PASTEURIA PENETRANS*

A bactéria Gram-positiva *Pasteuria penetrans* (SAYRE; STARR, 1985) é um parasita obrigatório de fitonematoides do gênero *Meloidogyne* (FREITAS; CARNEIRO, 2000; CIANCIO, 2018). Desde a década de 1970 essa bactéria tem-se destacado potencialmente, como um agente de controle biológico desse fitonematoide (CIANCIO, 2018). Além disso, esse antagonista produz endósporos, resistentes ao calor, que são facilmente disseminados no solo, apresentam longo período de sobrevivência em prateleira sem a presença de seu hospedeiro e alta capacidade reprodutiva, características importantes a ser consideradas para um microrganismo promissor adicionado ao solo (FREITAS; CARNEIRO, 2000; FERRAZ *et al*., 2010; FERRAZ; BROWN, 2016). Vale ressaltar que sua inocuidade ao homem e a outros animais, a preservação do meio ambiente e o possível uso em conjunto com outras práticas culturais são características que conferem vantagens a esta bactéria em relação a outros microrganismos (STIRLING, 1991).

Para conhecer a forma de reprodução da bactéria *P. penetrans*, é necessário conhecer o ciclo de vida do nematoide por esta parasitado. O ciclo de vida dos nematoides do gênero *Meloidogyne* inicia-se quando o juvenil de segundo estádio (J2) do nematoide-das-galhas sai do ovo, migra no solo em direção às raízes das plantas e completa o seu ciclo de vida cerca de 30 a 40 dias após a penetração na raiz. Nesse estádio, a fêmea madura coloca cerca de 500 ovos, formando uma massa localizada externamente à raiz. Os juvenis que saem dos ovos dão origem, em seu próximo ciclo de vida, a, aproximadamente, 250 mil juvenis e, assim, sucessivamente, caso nenhuma forma de controle seja adotada. No trajeto do ovo à raiz, se o J2 entrar em contato com endósporos de *Pasteuria*, dormentes no solo, essas estruturas aderem-se à cutícula e são carregadas para dentro da raiz pelo nematoide. Assim que o J2 começa a se alimentar no interior da raiz, o endósporo recebe um estímulo e emite um tubo germinativo que perfura a cutícula do nematoide e chega ao fluido pseudocelômico, que funciona como sangue do nematoide. Lá a bactéria encontra alimento para multiplicar-se. Ocorre então a formação de colônias vegetativas com engrossamentos nas terminações de cada micélio que darão origem a novos endósporos. Esse parasitismo é muito eficiente e os ovários do nematoide não conseguem competir com a bactéria pelos nutrientes do corpo da fêmea. Portanto, o nematoide não produz ovos, e a fêmea torna-se um reservatório contendo cerca de 2 milhões de esporos da bactéria, os quais são liberados ao solo depois da morte da fêmea e da decomposição dos tecidos da raiz. Após vários ciclos de vida do nematoide e da bactéria, a concentração de endósporos no solo eleva-se, e os juvenis em migração acabam aderidos com mais de 50 esporos cada, o que impede sua locomoção e infecção da raiz. Nesse ponto, considera-se que o solo está supressivo ao nematoide, por causa da presença da bactéria, ou seja, esse solo apresenta a ausência ou a supressão da doença nos casos em que são cultivadas plantas suscetíveis. Portanto, *P. penetrans* atua em duas fases, sendo a primeira a de inibir a produção de ovos e a segunda a de inibir a penetração do juvenil na raiz (STIRLING, 1984; FREITAS; CARNEIRO, 2000). Em virtude de a reprodução dessa bactéria em meio de cultura ainda não ter sido obtida com sucesso, a produção massal de *P. penetrans* é feita in vivo, inoculando-se plantas em casa de vegetação com J2 de *Meloidogyne* com endósporos da bactéria aderidos na cutícula, como descrito por Stirling e Wachtel (1980).

A potencialidade no controle biológico do nematoide-das-galhas já foi consta-

tada em diversas culturas, tanto em casa de vegetação quanto em condições de campo (STIRLING, 1984; CHEN *et al*., 1997; FREITAS *et al*., 2009; STIRLING; WONG; BHUIYAN, 2017; ROY *et al*., 2017; CIANCIO, 2018). Por exemplo, em uma pesquisa realizada no Brasil, no município de Barra do Corda, no Maranhão, em uma área infestada com *M. javanica*, cultivada com jaborandi (*Pylocarpus microphyllus*) e irrigada por um pivô central, a bactéria *P. penetrans* foi aplicada ao solo de forma inoculativa. Três anos após, constatou-se uma redução no número de J2 extraídos do solo desta área, e destes (Tabela 1) metade apresentou endósporos da bactéria aderidos, chegando a 150 endósporos/J2 (FREITAS *et al*., 2009). Em outra pesquisa realizada na Austrália, Stirling, Wong e Bhuiyan (2017), ao analisarem áreas cultivadas com cana-de-açúcar e infestadas com o nematoide-das-galhas, observaram a presença deste agente de biocontrole em 30% das áreas amostradas. E, dentre estas, em três áreas amostradas, muitos J2 continham vários endósporos aderidos e alguns com mais de dez endósporos aderidos/J2. Tais resultados obtidos nessas pesquisas demonstram que o solo dessas áreas tornou-se supressivo ao nematoide-das-galhas.

Embora *P. penetrans* seja encontrada em vários tipos de solo, quase todos em que essa bactéria torna supressivos a nematoides são de textura arenosa. A maior movimentação dos J2 em solo arenoso do que em solo argiloso aumenta a possibilidade de contato entre os J2 e os endósporos imóveis da bactéria, assim como a maior percolação de água em solos arenosos faz com que endósporos aplicados na superfície do solo atinjam as camadas mais profundas, onde se encontram os nematoides. Tratos culturais como irrigação, aração e gradagem melhoram a distribuição de endósporos no campo, aumentando as chances de contato entre *P. penetrans* e nematoides. Outro fator primordial para o desenvolvimento dessa bactéria é a temperatura. A adesão de endósporos e o desenvolvimento de *P. penetrans* em *Meloidogyne* spp. ocorrem de forma mais eficiente em temperaturas entre 25 °C e 30 °C. Mais informações sobre a biologia de *P. penetrans* podem ser encontradas em Freitas e Carneiro (2000).

Pelo fato de a bactéria *P. penetrans* apresentar alta especificidade em relação ao fitonematoide-alvo e, por ser um parasita obrigatório, sua produção em massa é difícil, como já descrito anteriormente. Essas características limitam o uso desse agente de biocontrole em escala comercial (FERRAZ *et al*., 2010; FERRAZ, BROWN, 2016; CIANCIO, 2018). Uma forma para minimizar essas desvantagens é a integração desse agente de biocontrole com outros antagonistas, bem como com outros métodos de controle que afetam negativamente o nematoide-das-galhas (CIANCIO, 2018), visto que *P. penetrans* é compatível com outros agentes de biocontrole e práticas culturais (FERRAZ *et al*., 2010). Além disso, novas pesquisas estão sendo realizadas para seleção de isolados mais eficientes e para entender mais detalhadamente a ecologia, a produção massal e a formulação desse agente de biocontrole (CIANCIO, 2018).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Na formulação de um produto eficiente para o controle biológico, alguns critérios sobre o agente de biocontrole devem ser levados em consideração, tais como: demonstração da efetividade tanto em testes in vitro, como em casa de vegetação e em campo; capacidade de estabelecimento e sobrevivência no solo, mesmo na ausência do hospedeiro, por intermédio da utilização de outras fontes de nutrientes, como a MO, ou pela formação de estruturas de resistência; inocuidade do agente de biocontrole à planta, multiplicação rápida e manutenção da patogenicidade, infectividade sobre várias espécies de hospedeiros; multiplicação em larga escala facilmente e com baixo custo, dispensa de meios complexos ou equipamentos muito sofisticados e adaptabilidade a condições variadas de solo e de clima.

Para que o controle biológico seja um método eficiente, é necessário conhecer os requerimentos do agente de controle, a exemplo das condições nutricionais e ambientais ideais para seu desenvolvimento.

Tabela 1 - Supressividade por *Pasteuria penetrans* (*Pp*) em solo de campo cultivado com jaborandi e infestado com *Meloidogyne javanica* em Barra do Corda, Maranhão

Ano da avaliação	Número de galhas		Redução (%)	Número de ovos		Redução (%)
	Solo autoclavado (*Pp* inativada)	Solo não autoclavado (*Pp* ativa)		Solo autoclavado (*Pp* inativada)	Solo não autoclavado (*Pp* ativa)	
1999	34,5	13,6	60,6	1412,0	146,0	89,7
2000	213,0	87,2	59,1	4798,0	975,1	79,7
2002	196,7	34,8	82,3	4020,0	310,8	92,3
2004	383,1	163,9	57,2	3962,3	1211,9	69,4

Fonte: Elaboração dos autores.

Nota: As médias de tratamento na mesma linha e dentro das colunas de número de galhas ou de número de ovos diferem entre si pelo teste de F ao nível de 1% de probabilidade, em todos os anos de realização de biotestes.

Além disso, o processo de produção em larga escala deve ser economicamente viável e atender à grande demanda da agricultura por esse tipo de produto. Lançar um produto no mercado sem dispor da capacidade de cobrir a demanda é negativo para sua imagem. O produto comercial deve passar por um controle de qualidade e ser registrado no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), a fim de garantir não apenas sua eficiência, mas também sua inocuidade aos demais organismos do agroecossistema e ao ser humano.

REFERÊNCIAS

ALVES, G.C.S. *et al*. Avaliação in vitro do efeito de rizobactérias sobre *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zeae*. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.78, n.4, p.557-564, out./dez. 2011.

ARAÚJO, F.F. de; SILVA, J.F.V.; ARAÚJO, A.S.F. de. Influência de *Bacillus subtilis* na eclosão, orientação e infecção de *Heterodera glycines* em soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.32, n.2, p.197-203, abr. 2002.

BALAN, J.; GERBER, N.N. Attraction and killing of the nematode *Panagrellus redivivus* by the predaceous fungus *Arthrobotrys dactyloides*. **Nematologica**, v.18, n.2, p.163-173, Jan. 1972.

BARRETTI, P.B.; SOUZA, R.M. de; POZZA, E.A. Bactérias endofíticas como agentes promotores do crescimento de plantas de tomateiro e de inibição in vitro de *Ralstonia solanacearum*. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.32, n.3, p.731-739, maio/jun. 2008.

BASHAN, Y.; DE-BASHAN, L.E. Plant growth-promoting. *In*: HILLEL, D. (ed.). **Encyclopedia of soils in the environment**. Oxford: Elsevier, 2005. v.1, p.103-115.

BERNARDO, J.T. *et al*. Efeito de adubos orgânicos sobre *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.35, n.1/2, p.10-19, jun. 2011.

CAMPOS, V.P.; SOUZA, J.T.; SOUZA, R.M. Controle de fitonematóides por meio de bactérias. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.6, p.285-327, 1998.

CASSÁN, F.; VANDERLEYDEN, J.; SPAEPEN, S. Physiological and agronomical aspects of phytohormone production by model Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria (PGPR) belonging to the genus *Azospirillum*. **Journal Plant Growth Regulation**, v.33, n.2, p.440-459, June 2014.

CHANDLER, F.W.; KAPLAN, W.; AJELLO, L. **A colour atlas and textbook of the histopathology of mycotic diseases**. [St. Louis]: Mosby, 1980. 333p. (Wolfe Medical Atlases).

CHEN, S.; DICKSON, D.W. Biological control of plant-parasitic nematodes. *In*: MANZANILLA-LÓPEZ, R.H.; MARBÁN-MENDOZA, N. (ed.). **Practical plant nematology**. Montecillo, Texcoco: Biblioteca Básica de Agricultura, 2012. p.761-811.

CHEN, S.Y.; DICKSON, D.W.; MITCHELL, D.J. Viability of *Heterodera glycines* exposed to fungal filtrates. **The Journal of Nematology**, v.32, n.2, p.190-197, Jun. 2000.

CHEN, Z.X. *et al*. Suppression mechanisms of *Meloidogyne arenaria* race 1 by *Pasteuria penetrans*. **The Journal of Nematology**, v.29, n.1, p.1-8, Mar.1997.

CIANCIO, A. Biocontrol potential of *Pasteuria* spp. for the management of plant parasitic nematodes. **CAB Reviews**, Wallingford, v.13, n.13, p.1-13, 2018.

COELHO, L.F. *et al*. Interação de bactérias fluorescentes do gênero *Pseudomonas* e de *Bacillus* spp. com a rizosfera de diferentes plantas**. Revista Brasileira de Ciências do Solo**, Viçosa, MG, v.31, n.6, p.1413-1420, nov./dez. 2007.

COUTINHO, M.M. *et al*. Incorporação de farinha de sementes de mamão (*Carica papaya* L.) para o controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v.33, n.2, p.162-168, 2009.

DALLEMOLE-GIARETTA, R. *et al*. Bioprodutos à base de fungos para o controle biológico de doenças de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas,** v.22, n.116-159, 2014.

FABRY, C. de F.S. **Indução de resistência ao nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em tomateiro por rizobactérias**. 2006. 63f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2006.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. (org.). **Nematologia de plantas**: fundamentos e importância. Campos dos Goytacazes: SBN, [2016]. 250p.

FERRAZ, S. *et al*. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa, MG: Editora UFV, 2010. 304p.

FREITAS, L.G.; CARNEIRO, R.M.D.G. Controle biológico de fitonematoides por *Pasteuria* spp. *In*: MELO, I.S. de; AZEVEDO, J.L. de (ed.). **Controle biológico**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. p.91-125.

FREITAS, L.G. *et al*. Controle biológico de nematoides: estudo de casos. *In*: ZAMBOLIM, L.; PICANÇO, M.C. (ed.). **Controle biológico**: pragas e doenças - exemplos práticos. Viçosa, MG: UFV, 2009. cap.3, p.41-82.

GORDON, M.A.; NORTON, S.W. Corneal transplant infection by *Paecilomyces lilacinus*. Sabouraudia. **Journal of Medical and Veterinary Mycology**, v.23, n.4, p.295-301, July 1985.

HALLMANN, J.; SIKORA, R.A. Toxicity of fungal endophyte secondary metabolites to plant parasitic nematodes and soil-borne plant pathogenic fungi. **European Journal of Plant Pathology**, v.102, n.2, p.155-162, Jan. 1996.

KAVITHA, J.; JONATHAN, E.I.; UMAMAHESWARI, R. Field application of *Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus subtilis* and *Trichoderma viride* for the control of *Meloidogyne incognita* (kofoid and white) Chitwood on sugarbeet. **Journal of Biological Control**, Coimbatore, v.21, n.2, p.211-215, Dec. 2007.

KERRY, B. Biocontrol: fungal parasites of female cyst nematodes. **The Journal of Nematology**, v.12, n.4, p.253-259, Oct. 1980.

KERRY, B.R. An assessment of progress toward microbial controle of plant parasitic nematode. **The Journal of Nematology**, v.22, n.4S, p.621-631, Oct. 1990.

KERRY, B.R. Exploitation of nematophagous fungal *Verticillium chlamydosporium* Goddard for the biological control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *In*: BUTT, T.M.; JACKSON, C.; MAGAN, N. (ed.). **Fungi as biocontrol agents**: progress, problems and potential. Wallingford: CABI, 2001. p.155-168.

KERRY, B.R. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. *In*: WHIPPS, J.M.; LUMSDEN, R.D. (ed.). **Biotechnology of fungi for improving plant growth**. Cambridge: Cambridge University, 1989.p.153-170.

KHAN, T.A.; AZAM, M.F.; HUSAIN, S.I. Effect of fungal filtrates of *Aspergillus niger* and *Rhizoctonia solani* on penetra nom and development of root-knot nematodes and the plant growth to tomato var. marglobe. **Indian Journal of Nematology**, v.14, n.2, p.106-109, Dec. 1984.

KLOEPPER, J.W.; SCHIPPERS, B.; BAKKER, P.A.H.M. Proposed elimination of term endorhizosphere. **Phytopathology**, v.82, n.7, p.726-727, July 1992.

KLOEPPER, J.W. *et al*. Plant growth promotin mediated by bacterial rhizosphere colonizers. *In*: KEISTER, D.L.; CREGAN, P.B. (ed). **The rhizosphere and plant growth**. Dordrecht: Kluwer, 1990. p.315-326.

MACHADO, V. *et al*. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematóides. **Oecologia Australis**, v.16, n.2, p.165-182, jun. 2012.

MINOGUE, M.J. *et al*. Successful treatment of fungal keratitis caused by *Paecilomyces lilacinus*. **American Journal of Ophthalmology**, v.98, n.5, p.626-627, Nov. 1984.

MIRANSARI, M. Plant Growth Promoting Rhizobacteria. **Journal of Plant Nutrition**, v.37, n.14, p.2227-2235, Aug. 2014.

MONTEIRO, R.A. *et al*. *Herbaspirillum*-plant interactions: microscopical, histological and molecular aspects. **Plant Soil**, v.356, n.1/2, p.175-196, July 2012.

NANSEN, P.; GRONVOLD, J.; HENRIKSEN, S.A. Interactions between the predacious fungus *Arthrobotrys oligospora* and third--stage larvae of a series of animal-parasitic nematodes. **Veterinary Parasitology**, v.26, n.3/4, p.329-337, Jan.1988.

NAVES, R.L.; CAMPOS, V.P.; SOUZA, R.M. Efeito de isolados de bactérias endofíticas na motilidade, mortalidade e eclosão de juvenis de segundo estádio de *Meloidogyne javanica*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.25, p. 339, ago. 2000. Suplemento. Resumo do 33º Congresso Brasileiro de Fitoptologia.

NEVES, W.S. *et al*. Controle de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* em tomateiro por bactérias endolíticas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.25, p.339, ago. 2000. Suplemento. Resumo do 33º Congresso Brasileiro de Fitopatologia.

NITAO, J.K.; MEYER, S.L.F.; CHITWOOD, D.J. In-vitro assays of *Meloidogyne incognita* and *Heterodera glycines* for detection of nematode antagonistic fungal compounds. **The Journal of Nematology**, v.31, n.2, p.172-183, Jun. 1999.

NORDBRING-HERTZ, B.; JANSSON, H.B.; TUNLID, A. Nematophagous fungi. *In*: ENCYCLOPEDIA OF LIFE SCIENCES. Basingstoke: Macmillan, 2002. p.1-10.

OLIVEIRA, A.S. de *et al*. Efeito de bactérias endofíticas sobre *Meloidogyne javanica* e métodos de inoculação em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.1, p.45-53, mar. 2009.

OOSTENDORP, M.; SIKORA, R.A. In-vitro interrelationships between rhizosphere bacteria and *Heterodera schachtii*. **Review Nematology**, v.13, n.3, p.269-274, 1990.

PETTIT, T.H. *et al*. Fungal endophthalmitis following intraocular lens implantation: a surgical epidemic. **JAMA Ophthalmology**, v.98, n.6, p.1025-1039, June 1980.

PINHO, R.S.C. *et al*. Efeito de bactérias endofíticas no controle de *Meloidogyne incognita* e sua capacidade de colonização de raízes de tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.1, p.54-60, mar. 2009.

ROY, P. *et al*. Biocontrol potential of *Pasteuria penetrans* against *Meloidogyne incognita*. **International Journal of Scientific Research**, v.6, n.6, p.25-27, June 2017.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the role of society. *In*: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. (ed.). **Vistas on nematology**: a commemoration of the twenty-fifth aniversary of the Society of Nematologists. Hyattsville: Society ofNematologists, 1987.p.7-14.

SAYRE, R.M.; STARR, M.P. *Pasteuria penetrans* (ex Thorne, 1940) nom. rev., comb. n., sp. n., a mycelial and endospore-forming bacterium parasitic in plant-parasitic nematodes. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v.52, n.2, p.149-165, July 1985.

SEGERS, R. *et al*. The nematophagous fungus *Verticillium chlamydosporium* produces a chymoelastase-like protease, which hydrolyses host nematode proteins in situ. **Microbiology**, v.140, n.10, p.2715-2723, Oct. 1994.

SHARMA, R.D.; GOMES, A.C. Effect of *Bacillus* spp. toxins on oviposition and juvenile hatching of *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.20, n.1, p.53-62, June 1996.

SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. Biological control of plant parasitic nematodes by fungi: a review. **Bioresource Technology**, v.58, n.3, p.229-239, Dec. 1996.

SIKORA, R.A.; HOFFMANN-HERGARTEN, S. Importance of plant health-promoting rhizobacteria for the control of soil-borne fungal disease and plant parasitic nematodes. **Arab Journal of Plant Protection**, v.10, n.1, p.47-53, 1992.

STIRLING, G.R. Biological control of *Meloidogyne javanica* with *Bacillus penetrans*. **Phytopathology**, v.74, n.1, p.55-60, Jan. 1984.

STIRLING, G.R. **Biological control of plant-parasitic nematodes**: soil ecosystem management in sustainable agriculture. 2nd ed.rev. Wallingford: CABI, 2014. 536p.

STIRLING, G.R. **Biological control of plant parasitic nematodes**: progress problems, and prospects. Wallingford: CAB International, 1991. 282p.

STIRLING, G.R.; WONG, E.; BHUIYAN, S. *Pasteuria*, a bacterial parasite of plant-parasitic nematodes: its occurrence in Australian sugarcane soils and its role as a biological control agent in naturally-infested soil. **Australasian Plant Pathology**, v.46, n.6, p.563-569, Nov. 2017.

TEREFE, M.; TEFERA, T.; SAKHUJA, P.K. Effect of a formulation of *Bacillus firmus* on root-knot nematode *Meloidogyne incognita* infestation and the growth of tomato plants in the greenhouse and nursery. **Journal of Invertebrate Pathology**, Orlando, v.100, n.2, p.94-99, Feb. 2009.

TIAN, B.; YANG, J.; ZHANG, K.Q. Bacteria used in the biological control of plant-parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects. **FEMS Microbiology Ecology**, New York, v.61, n.2, p.197-213, Aug. 2007.

TOME, L.G.O. *et al*. Efeito de bactérias endofíticas de mucuna preta (*Mucuna pruriens* var. *pruriens* em *Meloidogyne incognita* infectando tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.25, p.341, ago. 2000. Suplemento. Resumo do 33º Congresso Brasileiro de Fitopatologia.

Manejo de nematoides parasitas da cana-de-açúcar

Elvira Maria Regis Pedrosa[1], *Andréa Chaves Fiuza Porto*[2], *Lílian Margarete Paes Guimarães*[3]

Resumo - Amplamente disseminados e de difícil controle, os nematoides parasitas da cana-de-açúcar são altamente prejudiciais à cultura, podendo diminuir drasticamente a produtividade agrícola. *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *Pratylenchus zeae* destacam-se pela importância econômica, mas muitos outros gêneros e espécies coexistem parasitando a cultura e aumentando as perdas. As técnicas de controle, comumente utilizadas, envolvem o uso de nematicidas sistêmicos, incorporação de matéria orgânica ao solo e rotação de culturas com plantas antagônicas, embora outras técnicas de desinfestação, a exemplo de revolvimento do solo e pousio, possam ser associadas a essas para aumentar a eficiência do manejo. Técnicas de controle dos fitonematoides apresentam limitações, em especial quando utilizadas isoladamente, o que evidencia a importância do manejo integrado na busca de resultados mais eficientes e de menor impacto ambiental.

Palavras-chave: *Saccharum*. Fitonematoide. Dano. Controle.

Management of sugarcane-parasitic nematodes

Abstract - Widely disseminated and difficult to control, sugarcane parasitic nematodes are highly harmful to the crop and can dramatically decrease agricultural productivity. *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* and *Pratylenchus zeae* stand out for their economic importance, but many other genera and species coexist parasitizing the crop and increasing losses. Commonly used control techniques involve the use of systemic nematicides, incorporation of organic matter into the soil and rotation of crops with antagonistic plants, although other soil disinfestation techniques, such as tillage and fallow, may be associated with these to increase soil quality. management efficiency. Phytonematoid control techniques have limitations, especially when used in isolation, which highlights the importance of integrated management in the search for more efficient results and lower environmental impact.

Keywords: *Saccharum*. Damage level. Control.

INTRODUÇÃO

Os nematoides que parasitam a cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) podem causar prejuízos à produção agrícola em praticamente todas as áreas onde a cana é cultivada. No Brasil, a despeito de ser o maior produtor de cana-de-açúcar do mundo, e a agroindústria canavieira uma das principais atividades socioeconômicas, as perdas decorrentes do parasitismo de nematoides são extensas, pela alta incidência, disseminação e elevados custos para o controle.

O manejo de fitonematoides é uma tarefa complexa e a aplicação de uma medida isolada é questionável, especialmente se os níveis populacionais de fitonematoides estão altos. A seleção de um conjunto de medidas de controle adequadas e que possam ser integralizadas é a melhor estratégia para o sucesso do manejo.

No entanto, é importante ressaltar que, inicialmente, medidas preventivas devem ser tomadas, para evitar a entrada dos principais nematoides em áreas onde ainda não estejam presentes. Após a introdução, várias são as medidas de controle que têm sido adotadas para reduzir as populações de nematoides em níveis abaixo do limiar de danos econômicos com menores riscos de contaminação do meio ambiente. Essas medidas serão apresentadas e discutidas, buscando-se integralizá-las no sistema de manejo mais eficiente e de menor impacto ambiental para o cultivo da cana-de-açúcar.

CONTEXTUALIZAÇÃO PARA MANEJO DE NEMATOIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR

A despeito da cana-de-açúcar ser cultivada desde os tempos ancestrais, foi só em

[1]Eng. Agrônoma, Ph.D., Profª Tit. UFRPE - Depto. Engenharia Agrícola/Bolsista CNPq, Recife, PE, elvira.pedrosa@ufrpe.br

[2]Eng. Agrônoma, D.Sc., Coord. Curso Técnico UFRPE - Estação Experimental de Cana-de-Açúcar do Carpina, Carpina, PE, achavesfiuza@yahoo.com.br

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Adj. UFRPE - Depto. Agronomia, Recife, PE, lilian.guimaraes@ufrpe.br

Submissão: 25/3/2019 - Aprovação: 30/4/2019

1885 que o primeiro nematoide, *Heterodera javanica,* posteriormente classificado como *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood, foi assinalado parasitando cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.), em Java, na Indonésia.

No Brasil, a primeira citação referente a nematoides em cana-de-açúcar foi registrada na variedade Co290 (BRIEGER, 1962), com espécies dos gêneros *Helicotylenchus* Steiner e *Trichodorus* Cobb, mas foi nos anos 70 que ocorreram os primeiros estudos e relatos de mais nematoides associados à cultura. A partir de então, muitos gêneros e espécies de nematoides foram assinalados em associação com a cana-de-açúcar. As espécies endoparasitas *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* Treub, e *Pratylenchus zeae* Graham destacam-se pela importância econômica, por causa, principalmente, dos danos que causam à cultura e à alta disseminação nas regiões onde a cana-de-açúcar é cultivada.

Outras espécies do nematoide-das--galhas, a exemplo de *M. hispanica* Hirschman, *M. arenaria* (Neal) Chitwood, *M. ethiopica* Whitehead, *M. hapla* Chitwood & *M. luci* n. sp., e do nematoide-das-lesões-radiculares, *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & S. Stekhoven e *P. penetrans* (Cobb) Chitwood & Oteifa também são encontradas em canaviais brasileiros, associadas ou não às três espécies de maior importância. A incidência de *M. hispanica* tem sido observada, principalmente, em áreas com problemas relacionados com nematoides em interação com fungos presentes no solo, trazendo grandes perdas de produtividade e ocorrendo inclusive a morte do canavial.

A presença do semiendoparasita *Rotylenchulus reniformis,* Linford e Oliveira e de vários gêneros de ectoparasitas, a exemplo de *Trichodorus*, *Paratrichodorus* Siddiqi, *Helicotylenchus* (Cobb.) Sher, *Criconemella* De Grisse & Loof, *Hoplolaimus* Daday e *Tylenchorrynchus* Cobb também ocasionam problemas para a cultura, embora em menor severidade.

Essa diversidade de gêneros e espécies dificulta fortemente o controle, tornando inviáveis várias técnicas rotineiramente adotadas em outras culturas, a exemplo de rotação de culturas e uso de variedades resistentes.

Os danos econômicos decorrentes do parasitismo dos fitonematoides e os níveis de controle também são difíceis de quantificar, pois variam em função da espécie do nematoide, do nível populacional desses parasitas, da variedade de cana-de-açúcar cultivada, do tipo de solo e condições ambientais. No Sudeste do Brasil, reduções decorrentes do parasitismo de *M. incognita* podem variar de 40% a 50%, enquanto as espécies *M. javanica* e *P. zeae* podem causar reduções de 20% a 30% na produção, respectivamente (DINARDO-MIRANDA, 2010). Quedas de produtividade decorrentes do parasitismo de *P. zeae* ocorrem em níveis de 2.500 espécimes por 50 g de raízes (DINARDO-MIRANDA *et al*., 1996); enquanto níveis maiores de 400 juvenis de *M. javanica* em 50 g de raízes (NOVARETTI, 1997) indicam alta densidade populacional, nas condições do Sudeste, justificando medidas de controle.

No Nordeste, os solos arenosos dos Tabuleiros Costeiros com baixos níveis de matéria orgânica (MO) e a ocorrência de períodos com secas prolongadas agravam os problemas causados por esses patógenos e podem levar a prejuízos da ordem de 15% até 60%, em áreas onde as técnicas de controle são pouco difundidas. As perdas são ainda maiores, se acrescentados os danos ocorrentes nas socas subsequentes que, embora menores, são também significativos, podendo atingir valores entre 10 e 20 t/ha por corte, o que reduz drasticamente a longevidade das soqueiras (PIN, 1986; MOURA, 2000).

A previsão do potencial de perdas com base na densidade de nematoides antes do plantio é uma ferramenta importante que permite aos agricultores tomar decisões sobre as estratégias potenciais de manejo e, consequentemente, reduzir o uso de produtos químicos. Em geral, baixas densidades populacionais de nematoides não interferem significativamente na fisiologia da planta hospedeira. O aumento da população do parasito está associado a sintomas nas plantas, havendo para cada combinação (nematoide – planta hospedeira) um ponto em que o dano começa a ser evidenciado, chamado nível de ação, quando se torna necessária a adoção de medidas de controle.

A determinação desses níveis, juntamente com informações edafoclimáticas detalhadas dos talhões, permite focar os pontos de baixa produtividade. A aplicação correta da informação gerada possibilita realizar intervenções, reduzindo e distribuindo de forma mais eficiente os insumos da lavoura. A utilização dos insumos de forma mais racional reduz o impacto sobre o meio ambiente, pelas aplicações localizadas de nematicidas, e maximiza os retornos econômicos.

MEDIDAS DE CONTROLE DE NEMATOIDES EM CANA-DE--AÇÚCAR

A despeito do primeiro assinalamento de um nematoide parasitando cana-de--açúcar ter ocorrido no final do século 19, o manejo de fitonematoides só teve início quando comprovado o papel desses parasitas na síndrome do declínio da cana-de-açúcar, no início do século 20. Já naquela ocasião, as recomendações de controle fundamentaram-se em práticas para redução das populações dos fitonematoides antes do plantio, a exemplo do uso de substâncias nematicidas, calor, culturas de armadilhas e várias outras práticas culturais. Com a descoberta dos nematicidas dicloropropano e decloropropeno (DD) (mistura de partes iguais) no Havaí por Carter (1943), e dibrometo de etileno (EDB), na Flórida, por Christie (1945), teve início a era do controle químico dos fitonematoides.

No Brasil, Pin (1986) foi o primeiro que associou a importância dos nematoides para o cultivo de cana-de-açúcar e realizou os primeiros estudos para controle desses nematoides nesta cultura. Desde então,

várias técnicas de controle foram estudadas com o objetivo de diminuir as populações de nematoide abaixo do limiar de dano econômico.

As densidades populacionais dos nematoides parasitos de planta variam com as condições do ambiente, variedade cultivada e ocorrência de estresses sobre a planta hospedeira. Consequentemente, informações agroecológicas e epidemiológicas associadas à distribuição de nematoides nas áreas de renovação e seus efeitos nas densidades populacionais finais (Pf), por ocasião da colheita, constituem ferramenta básica para a adoção de estratégias adequadas de manejo.

Evitar a entrada ou estabelecimento dos nematoides em áreas onde ainda não estejam presentes é o passo inicial para um manejo eficiente. Após a introdução, várias são as medidas de controle que podem ser adotadas para reduzir as populações desses parasitas, destacando-se o uso de variedades resistentes, o uso de nematicidas sistêmicos e medidas auxiliares de desinfestação do solo.

Uso de variedades resistentes

O uso de variedades resistentes ou tolerantes é o método mais prático, econômico e com menores riscos ambientais para manejo de nematoides em áreas infestadas. As principais vantagens do uso de plantas resistentes consistem na inibição ou redução da reprodução do nematoide, redução do período de rotação, do risco de resíduos nos alimentos e no meio ambiente e o não requerimento de tecnologia de aplicação ou de equipamentos especiais. Todavia, não há no mercado material genético de cana-de-açúcar com resistência ou imune aos fitonematoides.

Na literatura, algumas variedades foram consideradas resistentes a nematoides, a exemplo da SP70-1143 relatada com resistência a *M. javanica*, e SP89-1115 CTC-17 com resistência a *M. incognita*, e a *M. javanica*, mas a suscetibilidade dessas variedades foi comprovada posteriormente em outros estudos. Além disso, os nematoides não se distribuem uniformemente nas áreas de cultivo e a presença potencial de diferentes espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* no campo restringe a utilização de variedades com resistência a um ou a outro nematoide.

A seleção de material genético com resistência a nematoides tem sido observada em Programas de Melhoramento da Cana-de-açúcar, a exemplo dos genótipos e variedades República Federativa do Brasil (RB) (SILVA *et al*., 2016a), desenvolvidos pela Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro (Ridesa). Todavia, os fatores que determinam altas produtividades agrícolas e industriais aos genótipos de cana-de-açúcar podem ser inversamente proporcionais à resistência a pragas e a doenças para a cultura.

O plantio de variedades tolerantes em áreas infestadas também não é uma boa alternativa, visto que o nematoide se multiplica ao longo das socas. Em muitos casos, especialmente em condições ambientais desfavoráveis à planta hospedeira, quando as densidades populacionais dos fitonematoides tornam-se muito elevadas, a tolerância é perdida e os prejuízos intensificados, o que reforça a necessidade de adoção de outras medidas de controle para reduzir a população inicial de nematoides em áreas de cultivo de cana-de-açúcar antes do plantio. Em casos de variedades muito suscetíveis e níveis populacionais muito altos, as perdas provocadas podem chegar a 50% da produtividade, somente na cana planta.

Uso de nematicidas

A ausência de variedades resistentes e de mecanismos que possibilitem a erradicação dos nematoides de uma área infestada contribui para que o manejo da cana-de-açúcar fundamente-se, principalmente, no uso de nematicidas sistêmicos aplicados no plantio, no fundo do sulco e/ou nas soqueiras, ao lado da linha de cana ou sobre esta. O controle químico tem sido um método atrativo para os produtores pelo fato de alcançar resultados favoráveis em curto período. Aumentos em produtividade agrícola são geralmente alcançados, pelo bom desenvolvimento inicial da cultura, favorecido por uma maior brotação e quantidade de perfilhos. Por outro lado, além do custo elevado, esses produtos são altamente tóxicos, responsáveis pela contaminação de lençóis freáticos, diminuição da camada de ozônio, redução da microbiota do solo, além de ocasionar sérios problemas aos trabalhadores rurais.

No Sudeste, a aplicação de nematicidas no plantio em áreas infestadas pode resultar em incrementos de produtividade de até 40 ou 50 t/ha, dependendo da variedade cultivada, do nível populacional de nematoides e do tipo de solo (DINARDO-MIRANDA, 2010). Em cana soca, os incrementos de produtividade obtidos em função do tratamento nematicida são menores, mas também economicamente vantajosos em determinadas situações.

O sucesso do tratamento químico em soqueira vai depender da infestação na área, do potencial produtivo da cultura e do tempo de espera para a aplicação dos nematicidas depois do corte do canavial. Em áreas com expectativa de baixa produtividade, por causa da idade da soca, falhas na brotação ou situações de estresse à cultura, não é recomendado tratamento nematicida da soca, mesmo se as populações de nematoides forem elevadas, pois os incrementos de produtividade podem ser inferiores (em função da baixa produtividade) aos custos de aplicação dos nematicidas. Esta situação se agrava no Nordeste, pois a maior parte das socas passa os primeiros meses de desenvolvimento em solos com altas temperaturas e ambiente praticamente sem chuvas. O déficit hídrico agrava drasticamente a reação das socas ao parasitismo dos fitonematoides, o que reduz a capacidade de absorção das raízes.

Aplicações de nematicidas feitas no momento do plantio podem também não resultar em aumento de produtividade, especialmente se os níveis das populações de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* forem muito elevados. Nesse caso, o nematicida

pode não promover redução populacional suficiente para compensar os gastos com a aquisição e aplicação do produto. Outra limitação decorrente do tratamento químico é a frequente presença de altas populações de fitonematoides por ocasião da colheita da cana planta, comprometendo o desenvolvimento das socas. Nestas circunstâncias, o tratamento químico protege temporariamente as plantas quanto à ação da população inicial por, aproximadamente, três meses. Passado esse período residual do defensivo, as populações voltam a crescer rapidamente, atingindo altos níveis populacionais em poucos meses, em razão da maior quantidade de raízes sadias.

Medidas auxiliares de desinfestação do solo

As limitações das técnicas, em diminuir de forma drástica e prolongada as populações desses parasitos, em áreas altamente infestadas, constituem fator relevante na busca de estratégias de manejo eficientes e seguras. Alcançar baixos níveis populacionais dos fitonematoides no plantio da cana-de-açúcar é um dos fatores mais importantes para o sucesso do manejo. Nesse contexto, várias técnicas de desinfestação do solo podem e devem ser aplicadas como medidas auxiliares de controle de fitonematoides, a exemplo da destruição de restos culturais, pousio, rotação de culturas com plantas não hospedeiras, revolvimento do solo nas épocas mais quentes do ano, solarização, adição de produtos orgânicos ao solo, controle biológico, emprego de plantas antagônicas e a indução de resistência com produtos bióticos e abióticos. Além de afetar diretamente as populações de nematoides no solo, as diferentes práticas auxiliares de manejo, utilizadas em cana-de-açúcar, causam mudanças nas propriedades do solo e, consequentemente, alteram a composição e a estrutura do conjunto de nematoides no solo (CARDOSO *et al*., 2015, 2016; MARANHÃO *et al*., 2018).

A utilização da MO afeta diretamente a composição e o equilíbrio dos nematoides no solo. Nos últimos anos muitos materiais orgânicos foram pesquisados para ser utilizados em práticas complementares de desinfestação de solos em cana-de-açúcar. Os resultados experimentais quase sempre se mostraram positivos, embora os mecanismos de ação desses materiais sobre os nematoides ainda não sejam totalmente esclarecidos. São exemplos desses materiais, o bagaço e a palha de cana-de-açúcar, a vinhaça, a torta de filtro, a torta de neem, a manipueira, a casca de mandioca, a casca de arroz, materiais quitinosos, estrumes em geral, especialmente o de galinha etc. A eficiência do uso desses materiais em grandes áreas tem sido comprovada, muito embora, problemas relativos a alterações das características químicas, físicas e biológicas do solo possam ocorrer (CARDOSO *et al*., 2015).

Dentre os produtos citados, a fertirrigação com vinhaça é utilizada com frequência nos canaviais. No momento em que a MO contida na vinhaça é incorporada ao solo, é colonizada por fungos, os quais a transformam em húmus, neutralizando a acidez do meio e, deste modo, preparando o caminho para proliferação bacteriana. Assim, quando adicionada como fertilizante, a vinhaça favorece também o desenvolvimento desses microrganismos, os quais atuam na mineralização e imobilização de nitrogênio e em sua nitrificação, desnitrificação e fixação biológica, e de outros microrganismos participantes dos ciclos biogeoquímicos de outros elementos. Várias pesquisas que envolvem essa técnica indicaram que a vinhaça pode induzir a diminuição da taxa de eclosão em espécies de *Meloidogyne* e reduzir populações de nematoides no solo, possivelmente por causa da produção de substâncias nematicidas geradas por ocasião da decomposição do produto ou pelo desenvolvimento de populações de organismos antagônicos aos nematoides.

Outra prática que pode ser utilizada para a redução de populações de fitonematoides é a rotação de cultura. Mais precisamente, esta prática consiste em substituir uma variedade suscetível por uma não suscetível, com o objetivo de provocar a morte do nematoide, privando-o da hospedeira da qual depende para alimentação e sobrevivência. No entanto, as infestações conjuntas de *Meloidogyne* spp. e *P. zeae* dificultam a rotação com plantas não hospedeiras. Por outro lado, a rotação de culturas com plantas antagônicas, a exemplo de espécies de *Crotalaria* e *Tagetes*, pode trazer vários benefícios, se utilizada antes do plantio da cana em um sistema de manejo integrado.

A utilização da *Crotalaria juncea* L., seguida da incorporação no solo, reduziu drasticamente populações mistas de *Meloidogyne* em campos cultivados com cana-de-açúcar (SILVA *et al*., 2016b). Esta pode ser uma alternativa eficiente mesmo considerando o período sem o cultivo da cana. A eficiência da *C. juncea* deve-se principalmente à morte dos fitonematoides após a penetração em suas raízes.

Mesmo mostrando-se como prática promissora, por reduzir as populações iniciais dos fitonematoides, a rotação de culturas com plantas antagônicas ainda é pouco explorada, por ser demorada e aplicada somente na renovação dos canaviais. No Nordeste, apenas uma usina produtora de açúcar e álcool, no estado de Alagoas, tem utilizado *C. spectabillis* Roth., na dose de 20 kg/ha em áreas com problemas nematológicos. Esta prática tem propiciado retornos de produtividade agrícola entre 4 e 6 t/ha de cana, nestes locais (PORTO *et al*., 2018).

Alternativas pouco investigadas na cultura são o desenvolvimento e a utilização do controle biológico. A introdução de antagonistas aos nematoides no solo constitui uma estratégia de controle biológico menos agressiva ao meio ambiente, pois possibilita a diminuição da densidade populacional do parasito no campo e equilibra a microbiota do solo, tornando este supressivo ao patógeno.

Embora muitos fungos tenham demonstrado capacidade de parasitar fitonematoides, a eficiência tem sido contestada em condições de campo. Um exem-

plo promissor em cana-de-açúcar é *Purpureocillium lilacenus* (sinonímia *Paecilomyces lilacinus*) (Thom.) Samson sobre *Pratylenchus* spp., cuja principal característica é penetrar ovos de nematoides, destruindo o embrião e exercendo pressão na reprodução das fêmeas que acabam por sucumbir. Dentre as bactérias com potencial de controle biológico de nematoides em cana-de-açúcar, estão algumas espécies de *Bacillus*. Estas bactérias podem ser encontradas na rizosfera das plantas e têm a capacidade de produzir antibióticos, enzimas e/ou toxinas, que agem direta ou indiretamente, causando a morte do nematoide, atuando no processo de reconhecimento planta-hospedeiro e/ou na indução de resistência.

A indução de resistência por elicitores bióticos e abióticos tem sido apontada como alternativa promissora pela possibilidade de uso em escala comercial, proteção efetiva contra vários patógenos, estabilidade, ação sistêmica, persistência e menor impacto ambiental. Basicamente os elicitores são compostos sintéticos e naturais que modificam a interação planta-patógeno, assemelhando-se a uma interação incompatível com os mecanismos relacionados com a defesa induzida antes e após o desafio.

Em cana-de-açúcar, ativadores abióticos como piraclostrobina, acibenzolar-S-metil e fertilizantes orgânicos minerais induziram resistência a *M. incognita* e *P. zeae*, embora ainda sejam necessárias mais informações relacionadas com o custo energético dessas plantas, para ativação das rotas de defesa e estratégias de aplicação no manejo integrado da cana-de-açúcar. Os estudos com piraclostrobina mostram que houve aumento na ativação da enzima peroxidase aos cinco dias após tratamento das plantas inoculadas com nematoides, bem como das enzimas catalase e ascorbato peroxidase aos 20 dias após o tratamento e inoculação com os nematoides (CHAVES *et al*., 2016).

A adubação adequada desempenha um importante papel em um sistema de manejo integrado, pois os nutrientes disponíveis no solo em equilíbrio proporcionam à planta menor vulnerabilidade ao ataque de patógenos. Silva *et al*. (2017) demonstraram que, embora as densidades populacionais mais altas de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em cana-de-açúcar (planta e soca) estivessem positivamente associadas ao desenvolvimento das plantas, a densidade populacional de *Pratylenchus* diminuiu com o aumento do teor de fósforo nas folhas, ao contrário da população de *Meloidogyne* que aumentou com a alta concentração de potássio.

O revolvimento do solo, por meio da aração, com exposição do subsolo aos raios solares, especialmente quando feito nos períodos quentes e secos do ano, é outra técnica que pode ser utilizada para desinfestação do solo. A redução das populações dos nematoides ocorre por causa da dessecação dos ovos e juvenis presentes no solo. Apesar dos resultados positivos, essa técnica pode favorecer a erosão por expor o solo às intempéries, o que pode prejudicar a estrutura do solo e impossibilitar o uso da área por algum tempo.

O pousio é uma técnica geralmente utilizada quando o talhão torna-se improdutivo, mas pouco favorece o controle, pela grande diversidade de plantas daninhas nas áreas de produção de cana onde se incluem diferentes hospedeiras de nematoides. Diferentemente do pousio, que consiste na manutenção do solo em repouso sem cultivo, o alqueive mantém o solo sem qualquer vegetação por meio de aração, gradagem ou herbicida. Por conseguinte, o alqueive é mais eficiente por privar o nematoide de alimentação, mas nem sempre pode ser utilizado, especialmente em períodos com frequente ocorrência de elevadas precipitações pluviométricas, por aumentar a severidade dos problemas de erosão do solo.

MODELOS DE MANEJO INTEGRADO DE NEMATOIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR

Com base em estudos realizados nas décadas de 1980 e 1990, Moura (2000) propôs um sistema integrado de controle para os principais nematoides da cana-de-açúcar, composto por técnicas de fácil aplicação e menos agressivas ao ambiente. As recomendações fundamentaram-se nos níveis populacionais dos endoparasitas *Meloidogyne* spp. e *P. zeae* obtidos de amostras (três amostras compostas por hectare, cada uma com dez subamostras) coletadas pouco antes do corte (antes da queima) ou até uma semana após o corte, caso não haja queima. Populações de *Meloidogyne* spp. > 500 ovos e juvenis e de *P. zeae* > 5 mil adultos e juvenis foram consideradas altas. Talhões comerciais que apresentassem produtividades abaixo de 40 t/ha (determinada por estimativa feita próxima à colheita) e altas densidades populacionais no solo de um ou de dois endoparasitas não deveriam ser renovados. Neste caso, antes da renovação, os talhões deveriam passar por dois anos de rotação com *C. juncea* (com incorporação) e receber aplicação de nematicida sistêmico no fundo do sulco por ocasião do plantio. Independentemente do nível populacional, foi recomendado revolvimento do solo antes do plantio, aplicação de MO, em especial torta de filtro e correção de fertilidade e pH do solo. Posteriormente, Moura (2010) recomendou um novo sistema fundamentado no plantio alternado de *C. juncea* no início das chuvas, com incorporação três meses mais tarde, por ocasião da floração (maio ou junho), e da *Mucuna aterrina* Piper & Tracy, também com incorporação por ocasião da floração, três meses mais tarde (setembro ou outubro).

A necessidade de adequações no cultivo da cana-de-açúcar, quanto à intensificação da mecanização agrícola, proibição iminente da queima, problemas com aquisição de mão de obra e requerimentos de uso mais eficiente de água, trouxe muitas mudanças para os problemas fitopatológicos, incluindo os nematoides. Considerando as novas exigências e as duas épocas de cultivo da cana no Brasil, o chamado plantio de verão (época seca) e o plantio de inverno (época chuvosa), Porto

et al. (2018) propuseram um modelo que oferecia maior eficiência nestes períodos, utilizando diferentes técnicas como opções para o manejo integrado de nematoides em função da época quando os canaviais fossem implementados e também da intensificação da mecanização agrícola.

Manejo integrado de fitonematoides em plantio de verão e plantio de inverno

Considerando os benefícios da adição de MO no solo e a grande quantidade de vinhaça produzida durante a moagem da cana para produção de etanol, juntamente com água para aplicação no campo, a fertirrigação com vinhaça é uma prática comum durante o plantio de canaviais por ocasião da renovação em época seca em tabuleiros costeiros (Fig. 1). Muitos são os benefícios do uso desta técnica, tanto no aspecto nutricional quanto por contribuir com o equilíbrio da densidade populacional dos nematoides no solo.

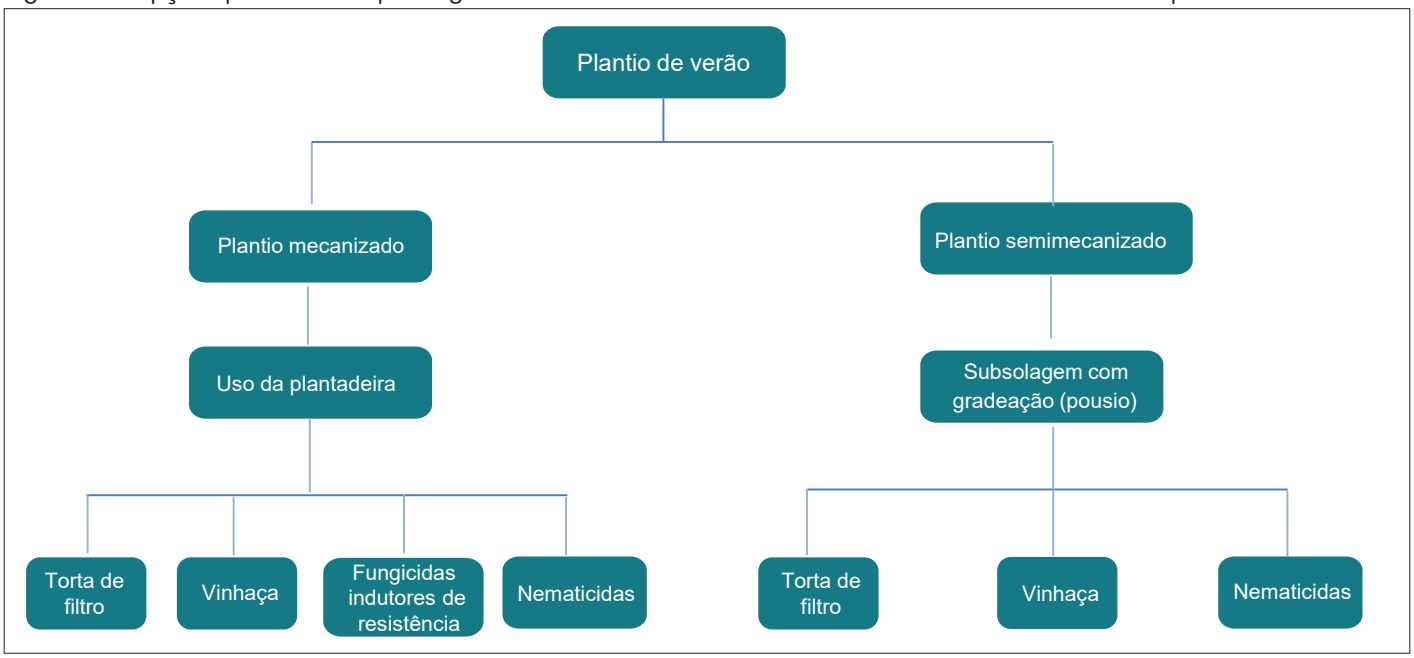
A vinhaça aplicada diretamente no solo acidifica a área, que é rapidamente colonizada por organismos decompositores, a exemplo de bactérias e fungos, para elevação do pH, o que ocasiona o surgimento de vários antagonistas aos nematoides. A menor dominância dos endoparasitos *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. observada por Matos *et al*. (2011) nas zonas irrigadas com vinhaça é um forte indicativo do efeito supressor da vinhaça sobre estes importantes fitopatógenos.

A torta de filtro, igualmente subproduto da cana, melhora as condições físicas, químicas e biológicas do solo, retendo umidade, incorporando nutrientes e antagonistas aos fitonematoides, e por possuir propriedades corretivas de acidez do solo, graças aos efeitos quelantes da MO sobre o alumínio. Em áreas com altas densidades populacionais de *P. zeae* no litoral norte de Pernambuco, a utilização de 50 t/ha de torta em plantio de verão proporcionou ganhos de pouco mais de 17% em t/ha de cana (CHAVES *et al*., 2012).

A indução de resistência a nematoides em cana-de-açúcar, apesar de pouco explorada, mostra-se promissora com o uso da piraclostrobina (CHAVES *et al*., 2016), embora haja necessidade de mais estudos. Levando em consideração que intensificar a mecanização agrícola torna-se uma realidade para o Nordeste, em função, dentre outros fatores, da proibição iminente da queima da cana-de-açúcar e da dificuldade de aquisição de mão de obra para cultivo e corte desta cultura, o uso dessa molécula pode beneficiar sob o aspecto de minimizar a utilização de defensivos no campo. Além do mais, produtos à base de piraclostrobina são geralmente potentes fungicidas, influenciando nos problemas de brotação no plantio por ação de patógenos presentes no solo, a exemplo de *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau [teleomorph] (Dade) C. Moreau, que é o agente causal da podridão do abacaxi. Dessa forma, uma possível combinação de proteção a mais a um patógeno potencial no campo seria uma alternativa interessante no aspecto fitopatológico e ambiental.

O controle químico, por meio de nematicidas, é comum entre os produtores pelo fato de alcançar resultados favoráveis em um curto período. Porém, para que a aplicação seja técnica e economicamente viável, alguns cuidados são necessários, a exemplo de uso apenas em áreas infestadas e de minimização do número de aplicações e doses dos produtos. A aplicação dos

Figura 1 - Opções para o manejo integrado de nematoides em Tabuleiros Costeiros nordestinos no plantio de verão(1)



Fonte: Elaboração dos autores.

(1) Época seca.

nematicidas em função da solubilidade é um dos fatores mais importantes para o sucesso do uso de acordo com a época seca ou chuvosa na qual serão utilizados. Estes produtos podem ser aplicados tanto em cana planta como em cana soca, trazendo comumente bons resultados para o produtor (DINARDO-MIRANDA, 2010).

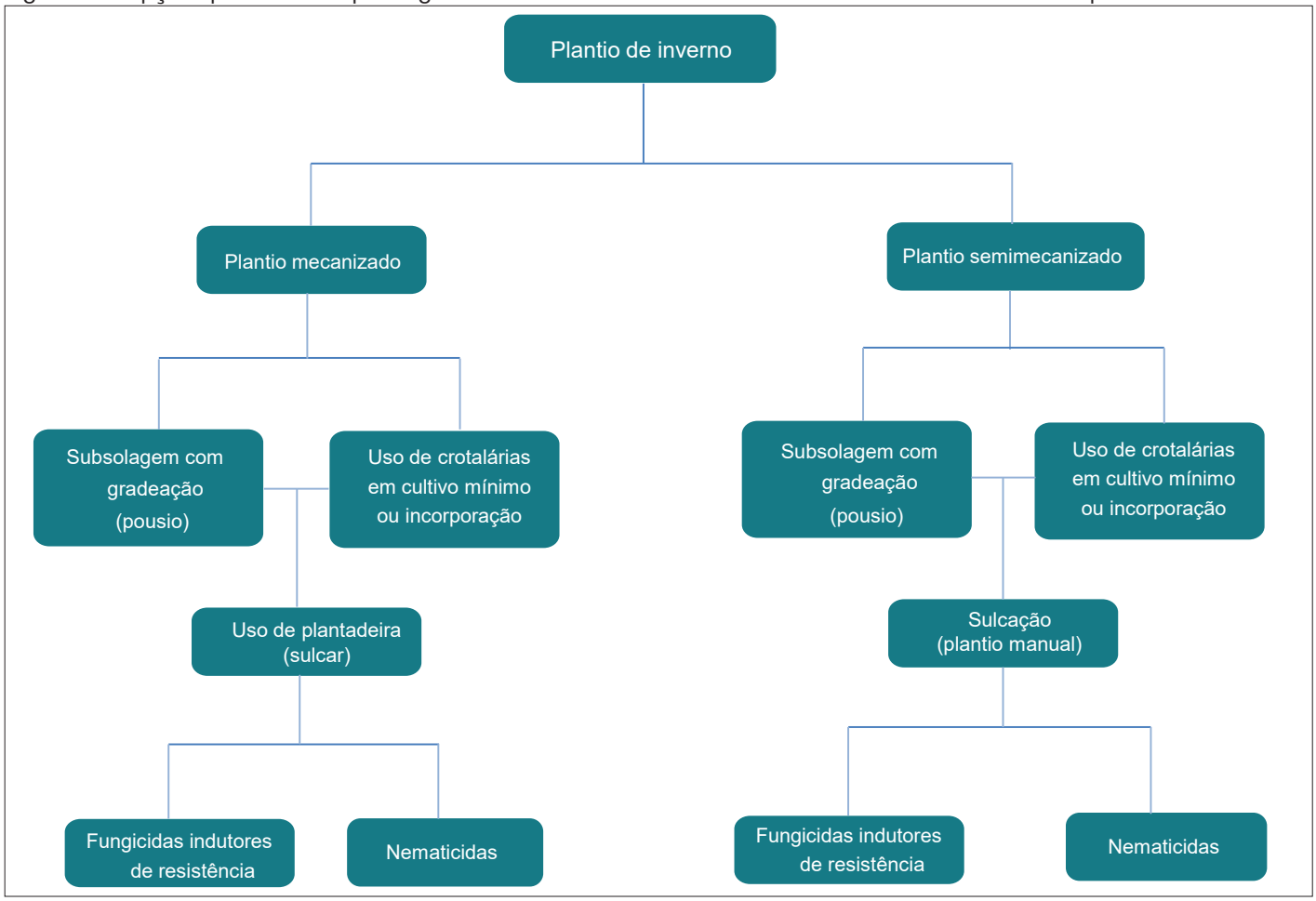
Alguns nematicidas registrados para cana-de-açúcar têm sido utilizados com bons retornos de produtividade agrícola no Nordeste, destacando-se Pottente (Benfuracarbe), Furadan (Carbofuran), Marshall (Carbosulfan) e Rugby (Cadusafós). Os três primeiros nematicidas pertencem ao grupo químico dos carbamatos, e o último faz parte dos organofosforados e estão ligados diretamente com a inibição da acetilcolinesterase em nematoides. Cabe ressaltar que o Rugby e o Pottente são produtos que apresentam classes toxicológicas menos agressivas (III e II, respectivamente). A interrupção deste sistema vai afetar a penetração do juvenil nas raízes da planta, a fim de retardar ou até mesmo reduzir o início da penetração do nematoide, embora o efeito dos carbamatos em plantas seja reversível.

Perspectivas para o manejo integrado de nematoides em Tabuleiros Costeiros nordestinos

Para o plantio da cana durante o inverno (Fig. 2), período quando existe um tempo mais longo entre a colheita e o plantio das áreas renovadas, a utilização de crotalárias pode ser considerada logo após a destruição da soqueira e antes da implantação do novo canavial. Esta leguminosa é eficiente no controle de nematoides, com destaque para o gênero *Meloidogyne*, e ainda confere ganhos significativos de produtividade agrícola por ação sobre estes parasitas e pelo efeito da incorporação de MO ao solo.

O revolvimento do solo para exposição de ovos e juvenis a altas temperaturas e dessecação tem sido adotado com sucesso em outras culturas, porém, no Nordeste, local propício para a adoção desta técnica, não é comum a utilização desse sistema. Isto ocorre por causa da rapidez entre o corte e o plantio da cana na época seca, porém, no inverno, quando ocorre um espaço maior entre a renovação e o plantio da cana planta, essa técnica seria admissível

Figura 2 - Opções para o manejo integrado de nematoides em Tabuleiros Costeiros nordestinos no plantio de inverno[1]



Fonte: Elaboração dos autores.

(1) Época chuvosa.

com probabilidade de conferir retornos satisfatórios.

Em Tabuleiros Costeiros, o revolvimento do solo pode ser utilizado, principalmente no plantio de inverno (Fig. 2), quando a distância entre a retirada da soqueira e a renovação do canavial é maior. Nada impede que esse procedimento também ocorra no verão. Por estes solos serem facilmente intemperizados, o que pode ocasionar erosões, recomenda-se usar uma grade leve sobre a área. Em período chuvoso, propõe-se deixar o solo em pousio durante 20 a 30 dias. Em período seco, deve-se irrigar logo após as operações de mecanização, propiciando um ambiente favorável à eclosão de nematoides dos ovos presentes no solo.

Alguns produtos de ação nematicida têm sido testados em canaviais com resultados promissores. Recentemente, um produto à base de fluensulfone foi testado mostrando eficácia em canaviais com altas densidades populacionais de fitonematoides (CHAVES; PEDROSA; SILVA, 2015). Este produto apresenta um mecanismo de ação diferente dos carbamatos, sendo conhecido como um nematicida verdadeiro, pelo fato de atuar de forma seletiva, matando apenas os nematoides, afetando diretamente a reprodução, o desenvolvimento, a alimentação e a motilidade desses parasitas.

Outros estudos conduzidos recentemente mostraram atuação do fluensulfone sobre *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria* (Neal) Chitwood (PORTO *et al*., 2018). A aplicação desse produto no manejo integrado em cana traz possibilidade de diminuição da densidade populacional dos fitonematoides ao final do ciclo da cana-de-açúcar, além de conferir aumentos de produtividade agrícola pela maior proteção às raízes.

O inoculante de solo à base de *Bacillus subtilis* (Ehrenberg) Cohn + *Bacillus licheniformis* (Weigmann) Chester tem mostrado bons resultados em canaviais implantados em áreas com fitonematoides, embora os testes sejam iniciais. Este produto forma um biofilme ao redor das raízes, dificultando a penetração do parasita na planta. Por conseguinte, tem potencial para ser utilizado no futuro como uma importante ferramenta no manejo integrado de nematoides com produtos biológicos.

A azodiroctina é um inseticida natural do grupo dos tetranortriterpenoides, que também está sendo testada em canaviais em áreas com altas densidades populacionais no Nordeste brasileiro. Resultados iniciais mostraram boa proteção a *P. zeae* e boa produtividade agrícola.

Um grande problema prevalente entre produtores de cana-de-açúcar nesta região é o uso de produtos químicos de forma isolada em áreas com altas densidades populacionais de fitonematoides, como salvação para o canavial. Cabe aos técnicos e pesquisadores conscientizarem os produtores, ressaltando a importância da manutenção dos níveis populacionais de nematoides em equilíbrio com outros organismos prevalentes no solo.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O manejo integrado de fitonematoides é uma tarefa complexa. Exige conhecimento da diversidade e nível populacional dos gêneros e espécies presentes na área, da variedade cultivada, do tipo de solo, presença de outros patógenos, condições ambientais, entre outros. Conhecer as técnicas disponíveis e compreender a dinâmica dos diversos processos físicos, químicos e biológicos envolvidos no sistema é essencial para o sucesso das medidas adotadas. A seleção adequada de medidas que possam ser integralizadas é a melhor alternativa para o sucesso do manejo de nematoides em cana-de-açúcar.

REFERÊNCIAS

BRIEGER, F.A. **Recomendações para o plantio da cana-de-açúcar.** São Paulo: Cooperativa Oeste do Estado de São Paulo, 1962. (Boletim, 10).

CARDOSO, M. de O. *et al*. Comparing sugarcane fields and forest fragments: the effect of disturbance on soil physical properties and nematode assemblages. **Soil Use and Management**, Wales, v.31, n.3, p.397-407, Sept. 2015.

CARDOSO, M.S.O. *et al*. Relationship between nematode assemblages and physical properties across land use types. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v.41, n.2, p.107-114, Apr. 2016.

CARTER, W. A promising new soil amendment and disinfectant. **Science**, Washington, v.97, n.2521, p.383-384, Apr. 1943.

CHAVES, A. *et al*. Activation of resistance to *Meloidogyne incognita* in sugarcane treated with pyraclostrobin. **Nematoda**, Piracicaba, v.3, n.1, p.1-7, 2016.

CHAVES, A. *et al*. Alternativas para o manejo integrado de fitonematoides em cana-de-açúcar. **Agrária:** Revista Brasileira de Ciências Agrárias, Recife, v.7, n.1, p.73-80, jan./mar. 2012.

CHAVES, A.; PEDROSA, E.M.R.; SILVA, F.M.L. Fluensulfone no controle de *Meloidogyne incognita* em tabuleiros costeiros nordestinos. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 32., 2015, Londrina. **Anais** […]. Londrina: SBN, 2015. p.97-98. Tema: Nematologia: problemas emergentes e perspectivas.

CHRISTIE, J.R. Some preliminary tests to determine the efficacy of certain substances when used as soil fumigantes to control the root-knot nematode, *Heteroderamarioni* (Cornu) Goodey. **Proceedings of the Helminthological Society Washington**, Washington, v.12, n.1, p.14-19, Jan. 1945.

DINARDO-MIRANDA, L.L. Pragas e nematoides em cana-de-açúcar. **Revista Opiniões**, Ribeirão Preto, p.50-52, abr./jun. 2010.

DINARDO-MIRANDA, L.L. *et al*. Comportamento de genótipos de cana-de-açúcar em relação a *Pratylenchus zeae.* **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.20, n.2, p.52-58, 1996.

MARANHÃO, S.R.V.L. *et al.* Nematode abundance and diversity in sugarcane fields in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.43, n.6, p.485-498, Dec. 2018.

MATOS, D.S.S. *et al*. Relações entre a nematofauna e atributos químicos de solo com vinhaça. **Nematropica**, Florida, v.41, p.23-38, 2011.

MOURA, R.M. Controle integrado dos ne-

matoides da cana-de-açúcar no Nordeste do Brasil. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 22., 2000, Uberlândia. **Anais** [...]. Uberlândia: UFU-ICIAG, 2000. p.88-94.

MOURA, R.M. de. Um sistema integrado de controle de fitonematoides da cana-de-açúcar para o Nordeste. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, Recife, v.7, p.50-61, 2010.

NOVARETTI, W.R.T. **Controle de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zeae* (Nemata: Tylenchoidea) em cana-de-açúcar com nematicidas, associados ou não à matéria orgânica**. 1997. 51f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1997.
PIN, H.P. Efeito de Furadan 5G no plantio em relação à produtividade de cana planta, socae ressoca. *In*: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 10., 1986, Mossoró. **Anais** [...]. Mossoró: SBN, 1986. p.110-111.

PORTO, A.C.F. *et al*. Management of plant-parasitic nematodes on sugarcane under tropical conditions. *In*: SINGH, P.; TIWARI, A.K. (ed.). **Sustainable sugarcane production**. Oakville: Apple Academic, 2018. cap.11, p.271-286.

SILVA, L.M.A. da *et al*. Seasonal variation of plant-parasitic nematodes and relationship with nutritional and growth properties of sugarcane plantations. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v.42, n.2, p.132-136, Apr. 2017.

SILVA, M.S. e *et al*. Comportamento de genótipos RB de cana-de-açúcar ao parasitismo dos nematoides das galhas. **Agrária:** Revista Brasileira de Ciências Agrárias, Recife, v.11, n.2, p.73-79, abr./jun. 2016a.

SILVA, P.A. de *et al*. **Uso de leguminosas na renovação de canaviais**: espécies recomendadas para diferentes épocas de plantio nos Tabuleiros Costeiros de Alagoas. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016b. 5p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Comunicado Técnico, 196).

Um dos Melhores
Laboratórios Agronômicos
do Brasil.

Laboratório RENASEM MAPA Credenciado
Análise em mudas de café para viveiros

Bem perto de você.

LAUDO ONLINE

Qualidade e Confiança em Suas Análises

- ✓ SOLO
- ✓ FOLHAS
- ✓ NEMATOIDES

LABOMINAS
LABORATÓRIO AGRONÔMICO
www.labominas.com.br
33 9 9947-8593 • 33 3331.5624

CARTILHAS EPAMIG

As cartilhas da EPAMIG trazem informações práticas para orientar produtores rurais, técnicos, estudantes e consumidores. Com uma linguagem simples e direta identificam pragas e doenças do cafeeiro, manejo, controle e recomendações, bem como flores comestíveis e suas formas de consumo e cultivares de oliveira para produção de azeitona e azeite.

Disponíveis para download
www.epamig.br
em Publicações disponíveis

EPAMIG

Espécies de fitonematoides associados à cultura da bananeira

Alniusa Maria de Jesus[1], *Mário Sérgio Carvalho Dias*[2], *Maria Geralda Vilela Rodrigues*[3]

Resumo - O cultivo da bananeira é afetado com grande intensidade por problemas fitossanitários, dentre os quais os fitonematoides. O parasitismo causado por nematoides caracteriza-se pela infestação simultânea de várias espécies. Estes parasitas promovem a destruição do sistema radicular, induzindo a formação de galhas ou lesões necróticas nas raízes, comprometendo a absorção e o transporte de água e nutrientes, predispondo as plantas ao ataque de outros patógenos, aumentando a severidade de doenças. Várias espécies desses parasitas têm sido relatadas associadas à rizosfera da bananeira. As espécies consideradas economicamente mais importantes para as regiões produtoras são *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Helicotylenchus dihystera*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, *Pratylenchus* spp. e *Rotylenchulus reniformis*.

Palavras-chave: Banana. Nematoide. Dano. Controle. Fitossanidade.

Phytonematoid species associated with banana crop

Abstract - Banana cultivation is greatly affected by phytosanitary problems, among which phytonematoids. Parasitism caused by nematodes is characterized by simultaneous infestation of several species. These parasites promote the destruction of the root system, inducing gall formation or necrotic root damage, compromising the absorption and transport of water and nutrients, predisposing plants to attack by other pathogens, increasing the severity of diseases. Several species of these parasites have been reported to be associated with the banana rhizosphere. However, the most economically important species for the producing regions are *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Helicotylenchus dihystera*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, Pratylenchus spp. and Rotylenchulus reniformis.

Keywords: *Musa* spp. Phytonematoids. Plant health.

INTRODUÇÃO

A bananeira (*Musa* spp.) é uma planta de regiões tropicais, originária do continente asiático, bastante exigente em água e calor constante, precipitações bem distribuídas e umidade elevada durante todo o ano. O Brasil destacou-se como o quarto maior produtor mundial de banana em 2018, com produção de 7,185 milhões de toneladas, em 521,198 mil hectares (IBGE, 2018). Essa área significativa e elevada produção foram alcançadas pelas condições favoráveis ao cultivo em quase todo o território nacional, destacando-se como os maiores produtores os estados de São Paulo, Bahia, Minas Gerais, Santa Catarina, Pará, Espírito Santo, Ceará e Pernambuco. Em Minas Gerais, os cinco principais municípios produtores de banana são: Jaíba, Delfinópolis, Nova União, Nova Porteirinha e Janaúba, que somam 45,88% da produção do Estado.

A banana é uma fruta com grande volume de produção e de comercialização, sendo cultivada em mais de 100 países do mundo, destacando-se como uma das principais fruteiras tropicais por sua importância social e econômica, gerando empregos tanto diretos quanto indiretos para a população. Porém, a bananicultura brasileira ainda apresenta uma série de problemas que dificultam sua participação mais expressiva no mercado internacional de frutas. Dentre os principais fatores bióticos que afetam a produtividade da bananeira estão os nematoides. O parasi-

[1]Bióloga, D.Sc. Agronomia, Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, alniusa@epamig.br

[2]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, mariodias@epamig.br

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, magevr@epamig.br

Submissão: 17/5/2019 - Aprovação: 20/5/2019

tismo de fitonematoides apresenta efeito direto na absorção de água e nutrientes das plantas hospedeiras, sendo um dos fatores limitantes para a produção de banana. Além de comprometer a sustentação das plantas, esses parasitas interagem com outros patógenos, aumentando a severidade de doenças, podendo atuar, também, como vetores de outros patógenos. Cerca de 146 espécies de fitonematoides têm sido identificadas, associadas à rizosfera da bananeira (GOWEN; QUÉNÉRHERVÉ, 1990*)*, em infestação simultânea, sendo *R. similis*, *Meloidogyne* spp*., Helicotylenchus* spp*., Pratylenchus* spp. e *R. reniformis* os de maior importância econômica (JESUS; WILCKEN, 2010).

Outros fatores, como os edáficos, ambientais e agentes bióticos também podem influenciar diretamente no vigor e na resistência da bananeira a fitonematoides e outros patógenos. Isto ocorre porque algumas características do solo, como a composição química, pH e textura, podem predispor as plantas aos patógenos ou afetá-los diretamente, influenciando a incidência e/ou severidade das doenças (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

FITONEMATOIDES ENCONTRADOS ASSOCIADOS A BANANAIS

Os fitonematoides encontrados no Brasil, associados a bananais, são diversos, porém com maior ou menor incidência nos diferentes polos produtores. A partir de levantamentos feitos em laboratórios de análise de rotina, foi possível elencar os fitonematoides de maior ocorrência. Alguns têm sua gravidade relacionada com a forma de ação, e outros, somente com o nível populacional.

Principais fitonematoides encontrados em bananais.

Nematoide cavernícola

Radopholus similis

R. similis é um nematoide endoparasita migrador, que invade completamente as raízes, alimentando-se das células e migrando no interior dos tecidos radiculares. Polífogo, sua sobrevivência na rizosfera depende da presença do hospedeiro, podendo sobreviver nos rizomas e nas raízes vivas da bananeira por longo período. É considerado como um dos maiores problemas sanitários da cultura da banana em todo o mundo (FERRAZ; BROWN, 2016).

Etiologia

O nematoide cavernícola inicialmente foi descrito como *Tylenchus similis* (FERRAZ; BROWN, 2016), pertence à família Pratylenchidae e foi encontrado por Cobb, em 1893, nas Ilhas Fiji, no Pacífico, parasitando raízes de bananeira. No Brasil esse nematoide foi relatado pela primeira vez em 1959, no estado de São Paulo, parasitando a bananeira 'Nanica' (FERRAZ; BROWN, 2016). O comércio de mudas infectadas levou à dispersão da espécie para todas as regiões brasileiras (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005).

Hospedeiro

Este nematoide parasita mais de 250 espécies de plantas (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008), das quais destacam-se a pimenteira, o chá, o coqueiro e o gengibre. No Brasil, além da bananeira, são hospedeiros desse nematoide o capim-assu, maria-pretinha, fruta-do-conde, café, cenoura, cacau, caupi e milho. Já na Flórida (EUA), uma população chamada 'raça citros' consegue parasitar tanto a bananeira quanto os citros (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005).

Sintomas

O principal sintoma da presença desse nematoide no tecido da bananeira é a destruição do córtex das raízes (Fig. 1A) e do rizoma (Fig. 1B), causando galerias no seu interior. Tais raízes ficam necrosadas (Fig. 1C) e perdem a capacidade de sustentação da planta, tornando-se não funcionais, resultando, muitas vezes, no tombamento da planta (Fig.1D), quando da alta população de nematoides (FERRAZ; BROWN, 2016*)*. As lesões podem ser de coloração castanho-avermelhada (Fig. 1C), vermelho-acastanhada ou vermelho-marrom-escura (Fig. 1E) e vermelho-clara (Fig. 1B), grandes ou pequenas, dependendo da cultivar ou idade da lesão. Esses sintomas também podem ser observados no rizoma da bananeira (Fig. 1F). Na parte aérea, são observados sintomas de amarelecimento das folhas, lento desenvolvimento das plantas e atraso na emissão dos cachos, com redução no número e na dimensão dos frutos, portanto diminuindo o rendimento da produção (FERRAZ; BROWN, 2016).

Epidemiologia

O nematoide *R. similis* apresenta reprodução por anfimixia (participação obrigatória de macho e fêmea, com fertilização do óvulo pelo espermatozoide). Nessa espécie, os machos são comuns, porém, não são fitoparasitas. A duração do ciclo de vida varia entre três a quatro semanas na faixa de temperatura de 24 °C - 30 °C, sendo que cada fêmea coloca de 50 a 70 ovos, em média, e os machos formam-se em período mais curto, entre uma e duas semanas (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005; FERRAZ; BROWN, 2016).

Danos

As perdas econômicas por nematoide cavernícola não ocorrem em todos os países produtores de banana, mas, na literatura internacional, há relatos de redução da ordem de 12 a 18 t/ha e podem chegar a 73% da produção (FERRAZ; BROWN, 2016). No Brasil, são relatadas perdas de produção de 80% até 100% (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008). Os solos arenosos são bastante propícios ao desenvolvimento desse nematoide, especialmente se associados às altas temperaturas, com o favorecimento de sua rápida multiplicação (COSTA; CORDEIRO, 2000). Já os solos com altos níveis de matéria orgânica (MO) apresentam populações menores (QUÉNÉHERVÉ, 1988). Não sobrevive no solo nu por um período maior do que seis meses, na ausência de rizomas e raízes vivas do hospedeiro.

Figura 1 - Sintomas do parasitismo de *Radopholus similis* em raízes de bananeira

Fotos: B e F - Alniusa Maria de Jesus

Fonte: (A), (C), (D) e (E) Brooks (2008).

Nota: A - Destruição do córtex das raízes expondo o cilindro central; B - Lesões necróticas em raízes novas; C - Necrose superficial na raiz; D - Tombamento; E - Lesões profundas no córtex do rizoma até o cilindro central; F - Lesões no rizoma da bananeira.

Controle

As principais estratégias empregadas no controle de *R. similis* são os nematicidas, variedades resistentes e a rotação de culturas (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013). O nematicida pode ser utilizado na reforma do bananal, e é recomendado no intervalo de 6 a 12 meses, antes de reiniciar o plantio. Novos plantios só devem ocorrer em áreas livres do nematoide, com o uso de mudas comprovadamente sadias (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 2005). Atualmente existem produtos recomendados para o controle desse nematoide, tais como Cierto (fostiazato) 100 GR (20 g/muda 2 g de i.a./muda), Counter 150 G (terbufós), (20 g/cova 3,0 g/cova) e Nemacur (fenamifós), (20-30 g/cova), podendo ser eficientes, se seguidas corretamente as recomendações preestabelecidas (BRASIL, 2018). As variedades resistentes são as opções mais eficientes para o controle de nematoides, contudo, são poucas as que possuem boa aceitação no mercado, contendo frutos com as características agronômicas desejadas pelo consumidor. Além disso, há aspectos específicos para cada espécie de nematoides, dificultando seu uso, já que suas populações encontram-se em comunidades poliespecíficas no campo. A cultivar Yangambi km5, ou 'Caipira', mostrou-se resistente ao *R. similis*, assim como os genótipos 4249-05, 0337-02, 0323-03 e 4279-06 (SANTOS *et al*., 2013), e as variedades Manoranjitham, Anaikomban, Pisang Lilin, Pisang Jaribuaya, Rosa, Matti, Hatitat e Veneettu Kunnan (SEENIVASAN, 2017).

Interação com outros patógenos

As lesões provocadas pelo parasitismo de *R. similis* nas raízes de bananeira podem ser subsequentemente invadidas por microrganismos de solo, tais como bactérias e fungos, a exemplo de *Cylindrocarpon musae*, *Cylindrocladium* spp., e *Acremonium stromaticum* aumentando a severidade dos danos nas raízes e, principalmente, predispondo a cultura a uma importante doença fúngica, o mal-do-Panamá, que tem *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubence* como agente causal, podendo agravar a severidade da doença no campo (FERRAZ; BROWN, 2016).

Nematoide espiralado

Helicotylenchus spp.

Esse nematoide é considerado importante fitoparasita migrador na cultura da bananeira. O gênero *Helicotylenchus* possui 230 espécies válidas no mundo, porém apenas *H. dihystera* e, principalmente, *H. multicinctus*, fitonematoides cosmopolitas, são considerados de importância econômica (FERRAZ; BROWN, 2016). Essas espécies são bastante conhecidas pelos altos níveis populacionais que podem atingir nas raízes e nos rizomas de bananeiras, com grande impacto econômico, a depender, dentre outros fatores, da idade da planta. Podem-se comportar como ectoparasita e/ou endoparasita, e alimentar-se também sobre pelos radiculares e células epidérmicas ou, mais raramente, subepidérmicas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Etiologia

Os nematoides do gênero *Helicotylenchus* pertencem à família Hoplolaimidae e são chamados nematoides espiralados (sinonímia *spiral nematodes*), pois, quando mortos, adquirem a forma típica de uma espiral completa (*H. dihystera*) ou de um "C" aberto (*H. multicinctus*) (FERRAZ; BROWN, 2016). A espécie *H. multicinctus* foi relatada inicialmente na cultura da banana em Fiji, no século 19, e citada no Brasil, pela primeira vez, em 1950, no estado de São Paulo (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). A disseminação do patógeno pode ter ocorrido pelo transporte de mudas contaminadas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Hospedeiro

Além da bananeira, *Helicotylenchus* estão associados a diversas culturas de importância agrícola. Muitas espécies são encontradas em hábitats florestais. São também hospedeiros de *H. multicinctus*: chá, coqueiro, batata-doce, figo, mamão, mandioca, inhame, citros, videira, ervilha e capins (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005).

Sintomas

Os danos provocados por *H. multicinctus* são lesões superficiais em raízes de bananeira, as quais se assemelham a erupções ou pústulas. As lesões são observadas nas células subepidérmicas das raízes com aspecto necrótico, enegrecido, finas e alongadas (FERRAZ; BROWN, 2016), apresentando pequenas lesões acastanhadas sob a forma de minipontuações superficiais (LARA POSADAS *et al*., 2016) (Fig. 2A), localizadas, principalmente, nas raízes mais grossas, que podem coalescer formando extensas necroses (Fig. 2B), semelhante ao produzido por *R. similis* (COSTA; CORDEIRO, 2000). Em Israel foi constatado que até o tecido cortical mais profundo fica desorganizado e sintomas reflexos, como amarelecimento foliar e redução no tamanho do cacho, tornam-se evidentes (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Sintomas na parte aérea por ataques exclusivos de *H. multicinctus* nem sempre são perceptíveis, porém, são similares aos causados por *Pratylenchus* sp. e *R. similis* (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008).

Epidemiologia

Nesse gênero, tanto os juvenis como os adultos são vermiformes. O número de ovos por fêmea pode ser superior a 100 e o crescimento da população pode ser favorecido por dias quentes e chuvosos. Em todas as fases esse nematoide alimenta-se de citoplasma no parênquima cortical das raízes de bananeira (COSTA; CORDEIRO, 2000). O ciclo de vida pode ser completado em 39 dias a 26 ± 2 ºC, e sob condições adequadas no campo, por volta de 32 dias.

A reprodução de *H. multicinctus* é anfimítica, com machos e fêmeas comuns. Por outro lado, *H. dihystera* reproduz-se

Figura 2 - Sintomas do parasitismo de *Helicotylenchus multicinctus* em raízes de bananeira

Alniusa Maria de Jesus

Fonte: (A) Lara Posadas *et al*. (2016).
Nota: A - Lesões superficiais formadas por minipontuações; B - Necroses extensas formadas por coalescência.

por partenogênese, não ocorrendo machos na população (FERRAZ; BROWN, 2016). *H. multicinctus* completa seu ciclo de vida dentro do córtex da raiz, onde ambos os sexos, todos os estádios juvenis e ovos podem ser encontrados (DAS *et al*., 2014).

Danos

H. multicinctus causa perdas econômicas e também algumas interações (FERRAZ; BROWN, 2016). Provavelmente, é o nematoide mais difundido na cultura da bananeira, depois de *R. similis*, e sua alta infecção causa destruição do córtex das raízes, gerando lesões necróticas visíveis a olho nu (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008). Esses danos são agravados em locais onde o nematoide cavernícola estiver ausente.

Nas raízes de bananeira, os danos ocorrem nas camadas epidérmica, subepidérmica e cortical mais externa. Isso acontece porque quase sempre o nematoide cavernícola também está presente. Como este último ataca predominantemente as camadas mais profundas do córtex, provocando intensa destruição, acaba restando ao *H. multicinctus* limitar seu ataque aos tecidos mais superficiais. As perdas na produção de bananeiras causadas por *H. multicinctus* já foram registradas em Israel, em áreas nas quais *R. similis* estava ausente, chegando a 55% da produção (FERRAZ; BROWN, 2016). A textura do solo, de preferência arenosa, é muito importante para o desenvolvimento da população do parasita, mas em bananais é muito encontrado em solos com níveis elevados de argila, silte e MO, com pH baixo (QUÉNÉHERVÉ, 1988).

Controle

Em Israel, em bananais com elevado índice populacional, faz-se uso regular de nematicidas para o controle de *Helicotylenchus*, do mesmo modo que já se aplica para o nematoide cavernícola (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Outras formas de manejo também podem auxiliar na redução ou no controle da população de *Helicotylenchus* na rizosfera da bananeira, tais como o manejo cultural, o controle biológico e as cultivares resistentes. A aplicação de *Pseudomonas fluorescens* a 20 g/planta ($2{,}5x10^8$ unidade formadora de colônia (UFC)/g) promoveu o crescimento das bananeiras e reduziu a população de *Helicotylenchus* no solo (58%) e nas raízes (56%). Do mesmo modo, biofertilizantes à base de *Azospirillium* a 20 g/planta resultaram em efeito significativo no crescimento das plantas e reduziram a população de *H. multicinctus* no solo em 48% (REDDY, 2014). A bananeira 'Pacovan Ken' comportou-se como moderadamente resistente a *H. multicinctus,* bem como o híbrido H 531 ('Poovan' × 'Pisang Lilin') que foi resistente (DAS *et al*., 2014).

Interação com outros patógenos

Infecções secundárias por fungos, patogênicos e oportunistas, tais como *Fusarium, Rhizoctonia* ou *Cilindrocarpon*, acontecem com certa frequência em sistemas radiculares e as raízes absorventes apresentam deterioração progressiva, podendo culminar no tombamento da planta, o que a leva à debilidade e morte (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990). No Brasil, é bastante comum a ocorrência conjunta do *H. multicinctus* com o nematoide cavernícola e, muitas vezes, associado a outra espécie do gênero, o *H. dihystera*. Esses nematoides competem pelos mesmos tecidos nas raízes da bananeira, e a espécie predominante será aquela que melhor exercer seu parasitismo e, principalmente, pela cultivar e manejo adotado no decorrer dos anos (FERRAZ; BROWN, 2016). *H. multicinctus* também pode ocorrer em associação com *M. javanica* ou *M. incognita* na rizosfera da bananeira.

Nematoide-das-galhas

Meloidogyne spp.

Meloidogyne spp. é um grupo de nematoide endoparasito-sedentário que compreende mais de 100 espécies fitoparasitas, disseminadas em várias regiões geográficas (FERRAZ; BROWN, 2016), causando grave doença conhecida no

Brasil como meloidoginose. *Meloidogyne* spp. são considerados os nematoides de maior importância econômica no mundo (FERRAZ; BROWN, 2016), em virtude do tipo de parasitismo que exercem.

Etiologia

Pertencente à família Meloidogynidae, o gênero *Meloidogyne* foi criado por Göeldi, em 1887 para designar espécimes de nematoides encontrados em raízes de cafeeiros infestados, na Província do Rio de Janeiro, no Brasil. Esses fitoparasitas são também conhecidos como nematoides-das-galhas ou root-knot nematoides (FERRAZ; BROWN, 2016). Várias espécies de *Meloidogyne* já foram associadas às raízes de bananeiras, tais como, *M. arenaria, M. hapla, M. incognita, M. javanica* e *Meloidogyne graminicola,* porém, apenas *M. incognita* e *M. javanica*, consideradas economicamente importantes (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008). A disseminação do patógeno pode ter ocorrido pelo transporte de mudas contaminadas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Hospedeiro

Meloidogyne spp. possuem ampla gama de hospedeiros, cerca de 3 mil espécies de plantas, e constituem o grupo economicamente mais relevante dentro da fitonematologia, em função do alto grau de polifagia e da vasta distribuição geográfica de muitas espécies, representando constantes ameaças à produção (FERRAZ; BROWN, 2016).

Sintomas

Os sintomas característicos do ataque por *Meloidogyne* spp. são as nodulações (Fig. 3A e 3B), de tamanhos variados, que ocorrem nas raízes infectadas denominadas galhas. Estas galhas podem ter mais de 15 mm de diâmetro. Pode ocorrer a formação de galhas na extremidade (ponta) das raízes, rachadura, paralisação do crescimento da raiz, necrose e redução do sistema radicular, com sintomas reflexos na parte aérea. Em corte longitudinal, pode-se observar pequeno halo enegrecido ao redor da fêmea, no interior das raízes. Em bananeiras do subgrupo Cavendish (como Nanica, Nanicão e Grande Naine), alta infestação de *M. incognita* causa redução do perfilhamento, do tamanho e do peso dos frutos, além de atrasar sua maturação (COSTA; CORDEIRO, 2000). Em infestações severas, além das galhas nas raízes secundárias e terciárias, ocorrem também rachaduras (Fig. 3C) e apodrecimento radicular (DANEEL *et al*., 2015). Ocorre morte progressiva das folhas mais velhas, começando pelas pontas.

Epidemiologia

A reprodução de *Meloidogyne* dá-se por partenogênese, restringindo-se à fêmea, sendo o macho não essencial. Cada fêmea pode colocar até 400 ovos (FERRAZ; BROWN, 2016). O dimorfismo sexual é muito evidente, sendo as fêmeas globosas (Fig. 3D), com forma de saco, brancacentas e providas de "pescoço" anterior, e os machos são filiformes. As fêmeas depositam seus ovos em substância gelatinosa, originando um aglomerado ou massa (Fig. 3D). O seu ciclo de vida varia de três a quatro semanas (COSTA; CORDEIRO, 2000; FERRAZ; BROWN, 2016). As temperaturas ótimas para eclosão, desenvolvimento e reprodução das principais espécies situam-se na faixa entre 23 °C e 30 °C (FERRAZ; BROWN, 2016). Os juvenis de segundo estádio (J2) desse nematoide, que são tipicamente migradores, penetram no interior do tecido, especialmente das raízes da planta hospedeira (FERRAZ; BROWN, 2016), para realizar toda movimentação e alimentação dentro das células, iniciando seu parasitismo. Posteriormente, em estádios mais avançados (juvenis de terceiro estádio - J3 e fêmea) tornam-se sedentários. Esses nematoides induzem a formação de células gigantes nas raízes, das quais se alimentam para completar seu ciclo de vida.

Danos

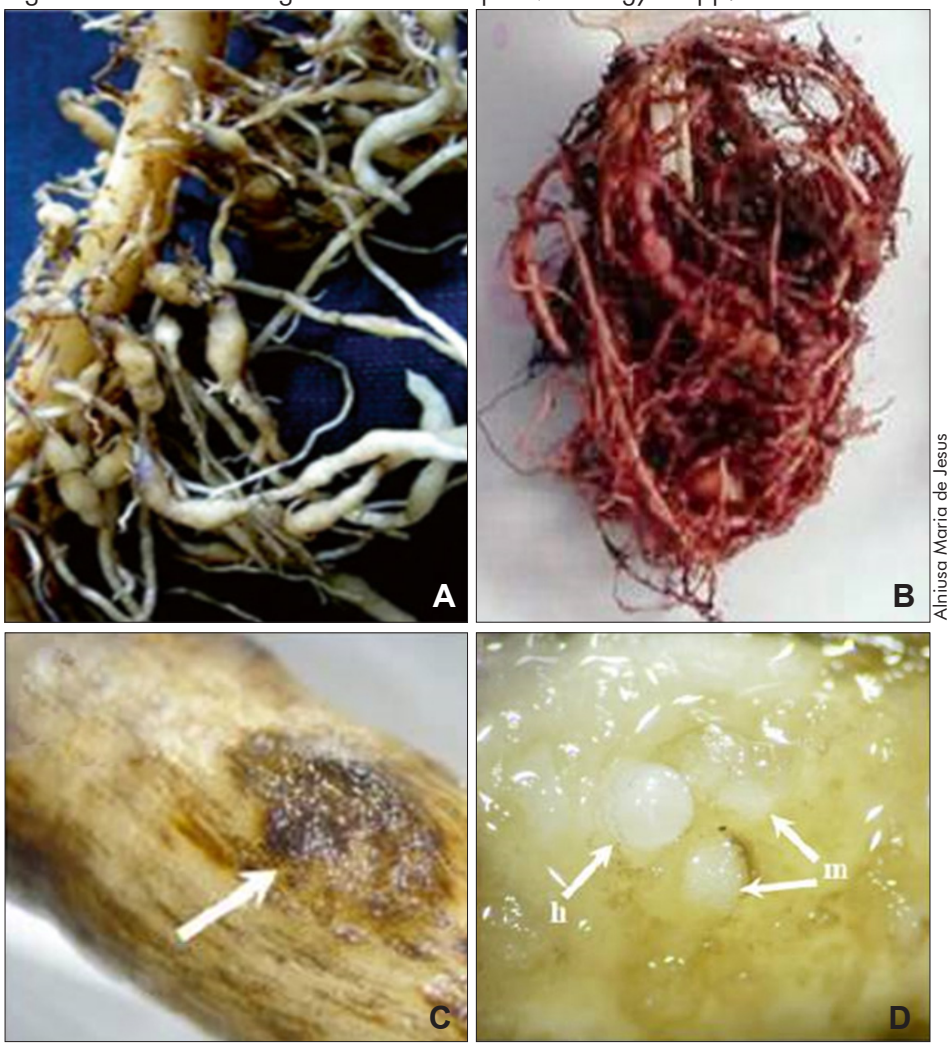
Os nematoides-das-galhas causam perdas anuais estimadas em 15% da produção agrícola do mundo e 8% da bananicultura do Brasil (COSTA; CORDEIRO, 2000). Esses parasitas são patógenos prejudiciais às culturas no País, em razão de sua alta capacidade reprodutiva e por ser adaptados às diferentes condições edafoclimáticas brasileiras (SILVA, 2016), causando sérios danos e enormes perdas econômicas. Tais danos são diretamente proporcionais ao aumento das populações, que, por sua vez, dependem de fatores ambientais que atuem direta ou indiretamente sobre o nematoide ou sobre a planta hospedeira, bem como de fatores inerentes à biologia do próprio nematoide (COSTA; CORDEIRO, 2000). Outro fator relevante a ser observado é o solo. Na bananeira, a presença de *Meloidogyne* tem sido observada em todas as texturas de solo, entretanto, os maiores danos radiculares têm sido em solos arenosos (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013). Na bananicultura, o *M. incognita* possui afinidade com altos valores de pH do solo (QUÉNÉHERVÉ, 1988).

Controle

Uma vez introduzidos em uma área de cultivo, esses nematoides são de difícil erradicação, principalmente pela constante movimentação de máquinas e utilização de implementos agrícolas contaminados. Assim, uma das estratégias mais eficientes de manejo é evitar a entrada desses organismos na área de cultivo, mantendo sempre o bom senso, usando no plantio mudas sadias e certificadas, juntamente com a desinfestação dos equipamentos a ser utilizados em novas áreas.

A rotação de culturas visa à redução de nematoides por meio de plantas não hospedeiras da espécie que se pretende combater. No caso de *Meloidogyne*, é uma estratégia difícil por sua ampla gama de hospedeiros. O uso de nematicidas é muito antigo e bastante comum, quando a população de nematoides encontra-se elevada, principalmente em cultivos tecnificados. Mas esta opção tem sido constantemente substituída em virtude do preço das moléculas e, principalmente, da

Figura 3 - Sintomas de galhas causados por *Meloidogyne* spp.



Alniusa Maria de Jesus

Fonte: (A) Reddy (2014) e (C) (D) Lara Posadas *et al*. (2016).
Nota: A e B - Galhas; C - Rachaduras de raízes; D - h: Fêmea e m: Massa de ovos.

contaminação ambiental, dando espaço a outras medidas de controle menos poluentes, como o uso de variedades resistentes e o controle biológico (COSTA; CORDEIRO, 2000). Assim, as cultivares Preciosa, Prata-Anã, Maçã e PA-4219 mostraram baixa reprodução de *M. incognita* raça 4 e apresentaram moderada resistência (TENENTE *et al*., 2008). Do mesmo modo, a cultivar Caipira foi resistente a *M. javanica* (TEIXEIRA, 2007). No controle biológico, utilizando o fungo *Pochonia chlamydosporia* em mudas de bananeira Prata-Anã, foram observados isolados (Pc-10, Pc-64, Pc-123 e Pc-18) que reduziram significativamente o número de ovos de *M. javanica* (SILVA, 2016).

Interação com outros patógenos

Os problemas causados por nematoides podem ser agravados pela presença de outros patógenos, como os fúngicos, que geram potencial patogênico maior, aumentando a incidência e a severidade da doença. Isso ocorre em virtude dos ferimentos e das rachaduras provocados por nematoides nas raízes das plantas hospedeiras que facilitam a penetração do patógeno. Assim como para os demais nematoides, as espécies de *Meloidogyne* também possuem íntima relação com outros patógenos. Rocha *et al*. (2018) observaram que a presença conjunta de *M. javanica* e de *F. oxysporum* f. sp. *cubense* aumenta a severidade da doença nas cultivares de bananeira 'Grande Naine' e 'BRS Princesa'. Nos bananais, a presença de *Meloidogyne* tem sido observada em todas as texturas de solo, entretanto, os maiores danos radiculares têm sido observados em solos arenosos (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013).

Nematoide-das-lesões

Pratylenchus spp.

O gênero *Pratylenchus* Filipjev (1936) é o mais conhecido entre os nematoides da família Pratylenchidae Thorne (1949), por conter diversas espécies. É endoparasito migrador e polífago, possui ampla distribuição geográfica, capaz de causar danos de importância econômica nas culturas, tanto em países de clima tropical como temperado (DAVIS; MACGUIDWIN, 2000). No Brasil essa enfermidade recebe o nome de pratilencose, em que o *Pratylenchus coffeae* migra para o córtex das raízes e rizomas da bananeira, onde se alimenta e se multiplica (JESUS; WILCKEN, 2010).

Etiologia

Pratylenchus spp., conhecidos como nematoides-das-lesões-radiculares (root-lesion nematodes), foram descritos pela primeira vez por De Man, em 1880, sendo que o *Pratylenchus brachyurus* foi a primeira espécie encontrada no Brasil em 1957 na cultura da bananeira (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAN, 2005). Os nematoides desse gênero pertencem à família Pratylenchidae e é considerado o segundo grupo em importância agronômica para a agricultura mundial, superado apenas pelo nematoide-das-galhas (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Sua disseminação pode ocorrer por meio de ferramentas e mudas contaminadas (FERRAZ; BROWN, 2016). Esse gênero possui mais de 70 espécies, e dentre as várias consideradas de maior importância econômica, apenas oito foram relatadas associadas à *Musa* em todo o mundo, sendo que *P. coffeae* e *Pratylenchus goodeyi*

são as mais disseminadas (DAVIS; MACGUIDWIN, 2000). *P. coffeae* é a única espécie do gênero considerada problema à cultura da bananeira no Brasil (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Figura 4 - Necroses nas raízes de bananeira com descoloração púrpura/preto, causada por *Pratylenchus coffeae*

Fonte: Davis e MacGuidwin (2000).

Hospedeiro

Embora sejam predominantemente parasitas de raízes, podem parasitar também outros órgãos subterrâneos, como tubérculos (batata) ou frutos hipógeos (amendoim) (FERRAZ; BROWM, 2016). *Pratylenchus* spp. possuem uma ampla gama de hospedeiros, mais de 400 espécies de plantas, incluindo ervas daninhas de folhas largas (DAVIS; MACGUIDWIN, 2000; GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Dentre estas estão o café, a batata inglesa, o tomate, a beldroega, o gengibre, a videira, a banana, os citros e as gramíneas (DAVIS; MACGUIDWIN, 2000; DANEEL *et al*., 2015).

Sintomas

Em bananeira os sintomas são semelhantes aos causados por *R. similis,* porém menos extensivos. Estes são caracterizados por lesões necróticas negras ou púrpuras (Fig. 4) no córtex das raízes e dos rizomas e apresentam menor número de raízes. Tais injúrias causam a redução do sistema radicular, atrofiamento, prolongamento do ciclo vegetativo da cultura, redução do tamanho, número de folhas e peso dos cachos, e, consequentemente, redução na produção. O tombamento de plantas pode aumentar consideravelmente em solos pobres com baixa fertilidade (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013). Porém, no caso de *P. coffeae*, o desenvolvimento das lesões ocorre de forma mais lenta. O relato de sua ocorrência no Brasil tem sido restrito (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

Epidemiologia

A reprodução do *Pratylenchus* pode ser por anfimixia ou partenogênese, sendo as duas modalidades de ocorrência frequente e, na maioria das vezes, na ausência dos machos, que são raros em algumas espécies. O ciclo de vida dos pratilenquídeos varia de três a seis semanas, em função da espécie, condições favoráveis, como temperatura ideal de 25 ºC a 30 ºC, planta hospedeira, e ocorre nas fases de ovo, juvenil (quatro estádios, de J1 a J4) e adultos (fêmea ou macho). Os estádios juvenis (J1 a J4) e adultos são vermiformes, sendo infectivos a partir da fase J2 (juvenis de segundo estádio) (FERRAZ; BROWM, 2016). As fêmeas, no geral, depositam os ovos no interior das raízes parasitadas, mas podem liberá-los diretamente no solo, o que é menos comum. Nesse caso, os J2 recém-eclodidos migram à procura de novas raízes para invadi-las e retomar o parasitismo. O número total de ovos por fêmea varia com a espécie, mas em média estima-se de 70 a 120 (FERRAZ; BROWM, 2016).

Danos

Em geral, os danos causados por fitonematoides em bananais são diretamente proporcionais ao aumento de suas populações (JESUS; WILCKEN, 2010). A textura do solo influencia tanto na distribuição como na densidade populacional dos pratilenquídeos, sendo que a maioria das espécies apresenta clara preferência por solos arenosos (FERRAZ; BROWM, 2016). Outro fator endógeno que afeta a dinâmica populacional é a presença de variações patogênicas dentro das espécies, como ocorre com *Pratylenchus,* tanto no parasitismo à bananeira como em outras culturas (BRIDGE; FOGAIN; SPEIJER, 1997). Os danos causados pelo nematoide-das-lesões muitas vezes são subestimados, uma vez que tais sintomas são bastante semelhantes aos de *R. similis*. Os machos e seu parasitismo restringem-se ao parênquima cortical. Os espécimes vermiformes penetram em raízes e deslocam-se ao longo do córtex em direção ao cilindro central e, em seguida, nas camadas mais profundas, iniciam típico movimento migratório, movendo-se paralelamente ao eixo da raiz. A migração pode ser inter e intracelular, envolvendo tanto ação mecânica quanto enzimática (FERRAZ; BROWM, 2016). As perdas econômicas causadas por *P. coffeae* em bananeiras podem ser de 13% até 60% da produção, a depender do local e da cultivar utilizada (VAN DEN BERGH *et al*., 2006).

Controle

Espera-se que os métodos de controle adotados para *R. similis* sejam igualmente eficazes para *Pratylenchus* spp. As medidas preventivas são sempre mais eficientes e econômicas que os tratamentos curati-

vos, como mudas isentas de nematoides e plantio em solo não infestado (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013). Uma vez introduzidos em uma área de cultivo, *P. coffeae* ou *P. goodeyi* são difíceis de ser erradicados do solo, pois estes nematoides têm uma grande gama de hospedeiros (BRIDGE; FOGAIN; SPEIJER, 1997). O uso de nematicidas nem sempre é uma boa opção nesses sistemas agrícolas, principalmente em função dos preços elevados e, especialmente pela contaminação ambiental (BRIDGE; FOGAIN; SPEIJER, 1997). Uma alternativa é o uso de compostos orgânicos que também podem apresentar um efeito positivo no controle de nematoides. Sundararaju e Kumar (2000) relatam aumento significativo de rendimento e redução nas populações de *P. coffeae* em bananeiras tratadas com nim. Do mesmo modo, o uso de *Mulch* (cobertuta vegetal) reduziu significativamente a necrose radicular e as densidades populacionais de *P. goodeyi* na mesma cultura. A MO favorece os inimigos naturais e fornece nutrientes adequados às plantas, alterando sua fisiologia e induzindo resistência aos nematoides (KUBO; MACHADO; OLIVEIRA, 2013). No Brasil, das medidas de controle utilizadas, a resistência genética tem sido considerada a mais econômica e viável para o produtor. Resultados de pesquisa mostraram que os genótipos Caipira, Prata Graúda (SH-3640) e FHIA-18 permitiram baixa multiplicação de *P. coffeae* com fator reprodutivo (FR) inferior a um (0,53; 0,53 e 0,27, respectivamente) (JESUS; WILCKEN, 2010).

Interação com outros patógenos

Esses nematoides causam ferimentos nas raízes pelos quais outros patógenos, como bactérias e fungos, penetram. A interação desses agentes resulta na formação de lesões mais profundas, podendo destruir os tecidos da raiz (COSTA; CORDEIRO, 2000). A presença de *P. coffeae* e *P. goodeyi* nas lesões radiculares está geralmente associada com infecções fúngicas causadas por *F. oxysporum*, *Fusarium redolens*, *Fusarium sambucium, Nigropsora musae* e *Rhizoctonia solani*. *P. goodeyi* também está associado à murcha bacteriana de banana Ensete (*Musaceae*). Esta doença, causada por *Xanthomonas campestris*, é altamente destrutiva, pois mata plantas em todas as fases de crescimento. *P. goodeyi* pode agravar a expressão da doença e sua disseminação (BRIDGE; FOGAIN; SPEIJER, 1997).

Nematoide reniforme

Rotylenchulus reniformis

A espécie *R. reniformis* é polífaga e está presente em várias regiões tropicais e subtropicais (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Esses nematoides são conhecidos como semiendoparasitas sedentários obrigatórios, pois introduzem apenas a parte anterior do corpo nas células vegetais (Fig. 5A) de onde retiram seus nutrientes. É a espécie do gênero de importância econômica para a agricultura pelos danos que causa (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990; FERRAZ; BROWN, 2016).

Etiologia

O gênero *Rotylenchulus* possui várias espécies, das quais *R. reniformis* é a mais importante em termos mundiais (FERRAZ; BROWN, 2016), sendo descrito inicialmente em caupi (*Vigna unguiculata* L.), no Havai, por Linford e Oliveira, em 1940 (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990). No Brasil, sua ocorrência foi notada em plantas de soja por J. C. Carvalho, em 1957, no estado de São Paulo. Desde a sua primeira constatação em bananeira, em Porto Rico, esse fitonematoide é relatado como um dos principais parasitas da cultura em diferentes regiões do mundo, além de estar sempre associado a outros nematoides importantes (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990; DANEEL *et al.*, 2015). No Brasil, também já foi relatada a presença deste nematoide causando expressivos danos à bananeira (COSTA; CORDEIRO, 2000). *R. reniformes* é a espécie do gênero conhecida em todo o mundo por sua importância econômica, a designação nematoide reniforme (the reniform nematode) tem sido usada, na verdade, apenas para se referir a esta espécie (FERRAZ; BROWN, 2016).

A disseminação de nematoides pode ocorrer por meio de mudas contaminadas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Hospedeiro

R. reniformis parasita mais de 350 espécies de plantas, incluindo hortaliças, fruteiras como a bananeira, ornamentais, leguminosas e plantas fibrosas. No Brasil, o nematoide é um patógeno importante nas culturas da soja e, principalmente, do algodoeiro, cujas perdas podem ser de 60% a 74% (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Sintomas

Os sintomas de *R. reniformis* em bananeiras normalmente ocorrem pela alimentação nas raízes secundárias e terciárias, causando, em altos níveis populacionais, severas lesões necróticas e destruição destas. E, consequentemente, reduzido desenvolvimento da planta, culminando no declínio da produção (COSTA; CORDEIRO, 2000).

Epidemiologia

Os machos de *R. reniformis* não são fitoparasitas, enquanto a fêmea, ainda imatura sexualmente e com o corpo filiforme, esguio e alongado, é o estádio infectante. Tais fêmeas são ectoparasitas sedentárias, que se reproduzem por anfiximia ou, raramente, por partenogênese, depositando cerca de 120 ovos em uma substância gelatinosa. O ciclo de vida varia de 24 a 29 dias a temperaturas de 28 °C a 31 °C (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005; FERRAZ; BROWN, 2016). A fêmea inicia seu parasitismo ao penetrar o estilete na planta, instalando-se no floema e deixando o resto do corpo exposto fora da raiz (Fig. 5B). Neste processo, as fêmeas introduzem substâncias que induzem a formação de células nutridoras, estabelecendo

o sítio de alimentação (Fig. 5C). Com o passar dos dias, o corpo progressivamente cresce e adquire a forma característica de rim, que inspirou a denominação popular da espécie (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). *R. reniformis* é bem adaptado ao parasitismo em diferentes texturas de solos, o que lhe permite sobreviver em ambientes inadequados a outros nematoides. A textura do solo é um fator importante na determinação da densidade, da diversidade e do nível de dano causado por fitonematoides.

Danos

R. reniformis é um nematoide causador de danos diretos no córtex da raiz de bananeiras, levando à morte células por destruição mecânica, em virtude de sua locomoção e alimentação. Tal alimentação ocorre por meio de perfuração das células vegetais específicas, por meio de seu estilete bucal, injetando as secreções das glândulas esofagianas no citoplasma (FERRAZ; BROWN, 2016). Rapidamente a célula sofre marcante hipertrofia (crescimento excessivo das células) e fica quatro a cinco vezes maior, o núcleo também expande-se e há dissolução das paredes de células contíguas, com progressivo estabelecimento de um sincício (massa multinucleada de citoplasma formada pela fusão de células originalmente separadas) (FERRAZ; BROWN, 2016).

Controle

O controle químico é o mais utilizado para os nematoides na cultura da bananeira. Porém, para *R. reniformis*, o manejo mais indicado deve sempre ser o integrado, como a rotação de culturas, variedades resistentes e controle químico. O uso de algumas espécies de gramíneas, leguminosas e plantas antagônicas como cravo-de-defunto (*Tagetes* sp.) e milheto (*Pennisetum americanum* CL) tem apresentado efeito eficiente reduzindo o índice populacional do nematoide reniforme, sem aumentar a população de outros nematoides fitoparasitas. Algumas destas plantas possuem efeito nematicida que tem sido relacionado com a presença de substâncias liberadas na sua decomposição (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

Interação com outros patógenos

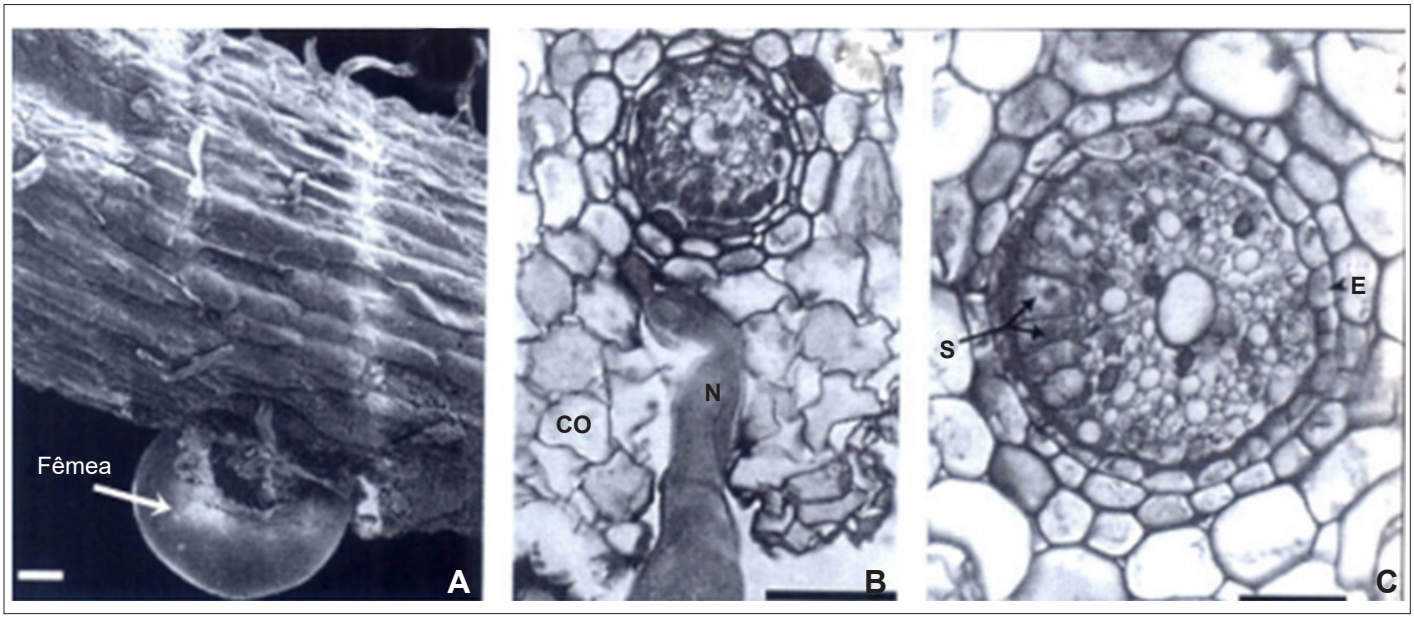
Assim como os outros nematoides citados, o *R. reniformis* também interage com outros organismos fitopatogênicos, aumentando a incidência de doenças na planta.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Várias espécies de fitonematoides estão associadas aos bananais, causando sérios prejuízos à atividade. Estes prejuízos são tanto diretos, por deterioração das raízes reduzindo a fixação e a capacidade de absorção, além de alterações metabólicas, quanto indiretos, pela potencialização de doenças como a Fusariose da bananeira. Assim como em outras culturas, causam muitas perdas na produção, quantitativa e qualitativa.

A forma ideal de manejar a população de nematoides fitoparasitas em bananais é a utilização de variedades resistentes. Entretanto, estas não são comuns e as existentes são de uso restrito pelo tipo de fruto exigido pelo mercado consumidor. O uso de mudas isentas de nematoides, de culturas de cobertura, antagônicas aos nematoides, a adição de MO e, o controle

Figura 5 - Parasitismo de *Rotylenchulus reniformis* em bananeira



Imagens: Nicola Vovlas

Fonte: Ferraz e Brown (2016).

Nota: A - Fêmea madura reniforme (seta), semiendoparasita, fixada à raiz; B - Fêmea (N) parcialmente penetrada no córtex (CO); C - Sincício (S) expandindo-se da endoderme (E) para o periciclo e parênquima vascular.

biológico são ferramentas importantes no manejo e já utilizadas, mas que ainda carecem de ajustes locais. O mais comum ainda é a utilização de controle químico, apesar da tendência de superação desse método. Outra dificuldade a ser mais bem elucidada, possibilitando o manejo, é o nível de dano econômico de cada espécie em cada ambiente. Esse tipo de resposta ainda não existe para a cultura da bananeira.

REFERÊNCIAS

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília, DF: MAPA, [2018]. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 6 dez. 2018.

BRIDGE, J.; FOGAIN, R.; SPEIJER, P. **The root lesion nematodes of banana**. Montpellier: INIBAP, 1997. (INIBAP. Musa Pest Fact Sheet, 2). Disponível em: https://www.bioversityinternational.org/fileadmin/_migrated/uploads/tx_news/The_root_lesion_nematodes_of_banana_698.pdf. Acesso em: 6 dez. 2018.

BROOKS, F.E. Burrowing nematode. **The plant Health Instructor**, St. Paul, 2008. Disponível em: https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/nematode/pdlessons/Pages/Burrowingnematode.aspx. Acesso em: 11 dez. 2018.

COSTA, D. da C.; CORDEIRO, Z.J.M. Nematoides. *In*: CORDEIRO, Z.J.M. (org.). **Banana produção:** aspectos técnicos. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2000. cap.13, p.101-105. (Frutas do Brasil,1).

DANEEL, M. *et al*. Occurrence and pathogenicity of plant-parasitic nematodes on commonly grown banana cultivars in South Africa. **Nematropica**, v.45, n.1, p.118-127, 2015.

DAS, S.C. *et al*. Screening of banana hybrids (phase II hybrids) for resistance to *Helicotylenchus multicinctus*. **Acta Horticulture**, v.1026, p.37-45, Mar. 2014.VIII International Symposium on Banana.

DAVIS, E.L.; MACGUIDWIN, A.E. Lesion nematode disease. **The plant Health Instructor**. APS net plant pathology online, St. Paul, Jan. 2000. Disponivel em: https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/nematode/pdlessons/Pages/LesionNematode.aspx. Acesso em: 11 dez. 2018.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; MOLINA, R. de O.; COSTA, A.T. Nematoides causadores de doenças em frutíferas. **Agroambiente On-line**, Boa Vista, v.2, n.1, p.46-56, jan./jun. 2008.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. (org.). **Nematologia de plantas:** fundamentos e importância. Campos dos Goytacazes: Sociedade Brasileira de Zootecnia, 2016. 251p. Disponível em: https://docplayer.com.br/67307755-Nematologia-de-plantas-fundamentos-e-importancia.html. Acesso em: 11 dez. 2018.

GOWEN, S.R.; QUÉNÉHERVÉ, P. Nematode parasites of bananas, plantains and abaca. *In*: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford: CABI, 1990, p.431-460.

GOWEN, S.R.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FOGAIN, R. Nematode parasites of bananas and plantains. *In*: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2nd ed. Wallingford: CABI, 2005, v.1, cap.16, p.611- 644.

IBGE. SIDRA. Levantamento Sistemático da Produção Agrícola. **Banana**. Rio de Janeiro, 2018. Disponível em: https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1618. Acesso em: 13 mar. 2019.

JESUS, A.M.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne incognita, M. javanica* e *Pratylenchus coffeae* em diferentes cultivares de bananeira. **Nematologia Brasileira**, v.34, n.1, p.3-9, Mar. 2010.

KUBO, R.K.; MACHADO, A.C.Z.; OLIVEIRA, C.M.G. Nematoides fitoparasitos da bananeira. *In*: NOGUEIRA, E.M. de C. *et al*. (ed.). **Bananicultura:** manejo fitossanitário e aspectos econômicos e sociais da cultura. São Paulo: Instituto Biológico, 2013. v.1, cap.8, p.136-163.

LARA POSADAS, S.V. *et al*. Nematodos fitotoparásitos asociados a raíces de plátano (*Musa acuminata* AA) en el centro de Veracruz, México. **Revista Mexicana de Fitopatología**, Texcoco, v.34, n.1, p.116-130, 2016.

QUÉNÉHERVÉ, P. Populations of nematodes in soils under banana, cv. 'Poyo', in the Yvory Coast – 2: influence of soil texture, pH and organic matter on nematode populations. **Revue de Nématologie**, Montrouge Cedex, v.11, n.1, p.245-251, 1988.

REDDY, P.P. Tropical fruit crops. *In*: Reddy, P.P. (ed.). **Plant growth promoting rhizobacteria for horticultural crop protection**. New Delhi: Springer, 2014. cap.6, p.87-104.

RITZINGER, C.H.S.P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.28, n.2, p.331-338, ago. 2006.

ROCHA, L. de S. *et al*. Reaction of banana cultivars to the *Meloidogyne javanica* x *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* complex. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.31, n.3, p 572-583, jul./set. 2018.

SANTOS, J.R.P. *et al*. Selection of *Musa* genotypes for resistance to *Radopholus similis* Cobb. **Nematropica**, v.43, n.1, p.1-8, June 2013.

SEENIVASAN, N. Management of *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus* in ratoon banana grown under high density planting systems. **International Journal of Fruit Science**, v.17, n.1, p.41-62, 2017.

SILVA, J.G. ***Pochonia chlamydosporia* para o manejo de *Meloidogyne javanica* e promoção de crescimento em mudas de bananeira 'Prata Anã'**. 2016. 27f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

SUNDARARAJU, P.; KUMAR, V. Effect of organics and inorganics on population build up of root-lesion nematode, *Pratylenchus coffeae* on six banana cultivars. *In*: NATIONAL NEMATOLOGY SYMPOSIUM ON INTEGRATED NEMATODE MANAGEMENT, 2000. **Abstracts** […]. Bhubaneswar, Orissa, India: Nematological Society of India at OUAT, 2000.p.14.

TEIXEIRA, M.A. **Resistência de genótipos de bananeira a *Meloidogyne incognita, M. javanica* e *M. arenaria* e variabilidade genética com base em marcadores moleculares RAPD**. 2007. 68p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília.

TENENTE, R.C.V. *et al*. Reaction of different banana (*Musa* spp.) cultivars to *Meloidogyne incognita* races 1 and 4. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.32, n.4, p.285-293, Dec. 2008.

VAN DEN BERGH, I. *et al*. Influence of *Pratylenchus coffeae* and *Meloidogyne* spp. on plant growth and yield of banana (*Musa* spp.) in Vietnam. **Nematology**, v.8, n.2, p.265-271, Mar. 2006.

Nematoides parasitas associados à cultura do cafeeiro: espécies, danos e controle

Sônia Maria de Lima Salgado[1], *Willian César Terra*[2], *Juliana Costa de Rezende Abrahão*[3], *Bárbhara Joana dos Reis Fatobene*[4]

Resumo - Os nematoides parasitas do cafeeiro representam um grande problema à cafeicultura. Dentre as diversas espécies, os nematoides-das-galhas, *Meloidogyne* spp., e os nematoides-das-lesões-radiculares, *Pratylenchus* spp., são os que causam os mais sérios danos às plantas de café. O monitoramento das lavouras para averiguar a ocorrência de nematoides fitoparasitas e o nível populacional nas plantas deve ser uma ação permanente no manejo da propriedade. Por meio da coleta de amostras de raízes e solo para análise em laboratório especializado, é possível especificar qual nematoide está presente na área e quantificar a sua população. Essa é uma estratégia importante, pois as informações do monitoramento possibilitam nortear as medidas preventivas e curativas de controle, buscando o Manejo Integrado de Nematoides. Evitar a introdução e a disseminação dos nematoides nas áreas cafeeiras ainda é a principal estratégia de manejo.

Palavras-chave: *Pratylenchus* spp. *Meloidogyne* spp. Café. Manejo.

Parasitic nematodes associated with the coffee crop: species, dramages and control

Abstract - Plant-parasitic nematodes represent a major problem for coffee growing. Among the various species, root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp., and root lesion nematodes, *Pratylenchus* spp., cause most serious damage to coffee plants. Crop monitoring for plant-parasitic nematodes and plant population levels should be a permanent action in the management of the property. By collecting root and soil samples for analysis in a specialized laboratory it is possible to specify which nematode is present in the area and to quantify its population. This is an important strategy, since the monitoring information makes it possible to guide preventive and curative control measures seeking the Integrated Management of Nematodes. Preventing the introduction and spread of nematodes in coffee areas is still the main management strategy. Information related to the symptoms and damage caused by the main parasitic nematodes arising from the infestation in coffee crops will be addressed, as well as some control measures that should be adopted in crop management in order to avoid further damage.

Keywords: *Pratylenchus* spp. *Meloidogyne* spp. Coffee. Management.

INTRODUÇÃO

Os fitonematoides são microrganismos de solo capazes de parasitar o sistema radicular da planta durante praticamente todo o ciclo da cultura no campo. Esse parasitismo compromete o desenvolvimento das plantas, visto que o crescimento bem-sucedido do cafeeiro depende de um balanço adequado no desenvolvimento e na função entre as raízes e ramos, numa razão sustentável entre o sistema radicular e a copa da planta.

A ação prejudicial dos nematoides à cultura do café, no Brasil, é muito variável. Extensivos levantamentos e estudos detectaram 19 espécies de nematoides capazes de parasitar as raízes do cafeeiro. As condições edafoclimáticas das regiões de cultivo, as práticas culturais adotadas, a espécie e o nível populacional do nematoide, aliados à espécie ou cultivar plantada, influenciam o efeito do parasitismo dos fitonematoides sobre a produção do café. Desse modo, o potencial de dano causado por determinado fitonematoide está, den-

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq. EPAMIG Sul/Bolsista FAPEMIG, Lavras, MG, soniamaria@epamig.br

[2]Eng. Agrônomo, Pós-Doutorando UFLA-PNPD/CAPES, Lavras, MG, terranema@gmail.com

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Pesq. EPAMIG Sul, Lavras, MG, julianacr@epamig.ufla.br

[4]Bióloga, D.Sc., Bolsista INCT-Café/EPAMIG Sul, Lavras, MG, barbhara.fatobene@gmail.com

Submissão: 1/2/2019 - Aprovação: 6/2/2019

tre outros fatores, relacionado com a sua população nas raízes e no solo.

Os problemas advindos com o parasitismo dos nematoides ao cafeeiro são frequentemente difíceis de detectar, uma vez que os nematoides são vermes microscópicos, que medem de 0,2 a 3,0 mm de comprimento, o que impossibilita a observação a olho nu por agricultores, técnicos ou fitossanitaristas, sob condições de campo, mesmo em altas populações (FERRAZ; BROWN, 2016). Diante disso, o parasitismo nos cafeeiros pode passar despercebido, colocando em risco a implantação de novas lavouras ou mesmo a renovação de áreas cafeeiras. A tomada de decisão para o controle e manejo dos nematoides nas lavouras de café deve partir do diagnóstico com identificação correta da espécie e nível populacional dos nematoides.

PRINCIPAIS NEMATOIDES PARASITAS DO CAFEEIRO, DANOS E SINTOMAS

Diversas espécies, representando vários gêneros de fitonematoides, têm sido encontradas associadas às raízes do cafeeiro no Brasil, sendo as espécies de *Meloidogyne,* conhecidas como nematoides-das-galhas, e do gênero *Pratylenchus*, nematoide-das--lesões-radiculares, as mais prejudiciais à cafeicultura brasileira (Quadro 1). Atualmente as áreas mais afetadas pela presença desses parasitas são as de solos arenosos, química e biologicamente degradados.

Meloidogyne spp.

Meloidogyne exigua é a espécie mais disseminada, que predomina nos principais Estados produtores de café do Brasil. Populações de *M. exigua* exibem grande variabilidade genética e agressividade. De acordo com Barbosa *et al*. (2004), cafeeiros parasitados por *M. exigua* geralmente conseguem manter uma produtividade razoável, contudo redução em torno de 40% na produção foi relatada em áreas infestadas e com alta tecnologia.

Meloidogyne incognita e *Meloidogyne paranaensis* são espécies com maior potencial danoso ao cafeeiro. A alta suscetibilidade e a intolerância de *Coffea arabica* L. a esses nematoides limitam a implantação de cafezais novos em áreas infestadas, bem como a manutenção dos cafezais já contaminados (GONÇALVES; SILVAROLLA, 2001). *M. paranaensis* foi detectado no estado de Minas Gerais em 2003, e levantamentos recentes demonstram que esse nematoide encontra-se amplamente disperso nas principais regiões produtoras do Estado. A dispersão desse nematoide nas regiões cafeeiras, especialmente na região do café do Cerrado, tem sido favorecida pelo uso de máquinas no manejo das lavouras (TERRA *et al*., 2019). *Meloidogyne coffeicola* é uma espécie que, embora muito prejudicial ao cafeeiro, há muitos anos não tem sido relatada.

Em 2016, *Meloidogyne izalcoensis* foi detectado em uma amostra contendo raízes de café no município de Indianópolis, Minas Gerais (STEFANELO *et al*., 2019). Embora a distribuição geral dessa espécie, no Brasil, seja desconhecida, sua ocorrência no café indicaria uma ameaça potencialmente importante ao cultivo comercial, particularmente no estado de Minas Gerais.

Pratylenchus spp.

Denominados nematoides-das-lesões--radiculares, pelo fato de provocarem lesões nos tecidos das raízes durante sua movimentação e parasitismo na planta. Várias espécies de *Pratylenchus* já foram

Quadro 1 - Distribuição das principais espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* nos cafezais (*Coffea* spp.) brasileiros

Espécie	Estado
Espécies do gênero *Meloidogyne*	
M. exigua Goeldi, 1887	Rio de Janeiro, São Paulo, Minas Gerais, Paraná, Espírito Santo, Bahia, Distrito Federal
M. coffeicola Lordello & Zamith, 1960	Paraná, São Paulo, Minas Gerais
M. incognita (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949	Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro
M. javanica (Treub, 1885) Chitwood, 1949	Embora detectada no Distrito Federal e São Paulo (não parasita o cafeeiro)
M. hapla Chitwood, 1949	São Paulo (de pouca importância para o cafeeiro)
M. paranaensis Carneiro, Carneiro, Abrantes, Santos & Almeida, 1996	Paraná, Minas Gerais, São Paulo, Goiás
M. izalcoensis	Minas Gerais
Espécies do gênero *Pratylenchus*	
P. coffeae Sher & Allen, 1953	São Paulo, Pernambuco
P. brachyurus (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941	São Paulo, Minas Gerais
P. jaehni Inserra, Duncan, Troccoli, Dunn, dos Santos, Kaplan & Vovlas, 2001	São Paulo
P. vulnus Allen & Jensen, 1951	São Paulo

Fonte: Salgado e Campos (2010), Sera *et al.* (2017), Oliveira e Rosa (2018) e Stefanelo *et al.* (2019).

observadas em associação com o cafeeiro. *Pratylenchus coffeae* é considerado o principal fitonematoide do cafeeiro na Indonésia, Costa Rica, Guatemala, República Dominicana, El Salvador, Porto Rico e Índia. No Brasil *Pratylenchus brachyurus* é a espécie mais disseminada em cafezais, seguida por *P. coffeae* e *P. jaehni.* Em Minas Gerais Castro *et al*. (2008) detectaram as espécies *P. brachyurus* e *P. zeae*.

P. brachyurus apresenta baixos índices reprodutivos em *Coffea arabica* e *Coffea canephora* assim, como o cafeeiro é hospedeiro desfavorável a esse nematoide, a manutenção da alta população nas lavouras cafeeiras ocorre pela multiplicação nas plantas invasoras ou plantas de cobertura na entrelinha do cafezal (OLIVEIRA; ROSA, 2018). Por isso também que as perdas são observadas somente em plantas jovens em áreas anteriormente cultivadas com plantas hospedeiras desse fitonematoide, como *Urochloa brizantha* (Hochest. ex. A. Rich) Stapf. e *Urochloa decumbens* Stapf. (Poaceae).

No estado de São Paulo, *P. coffeae* ocorre em densidades populacionais mais elevadas e causa maiores danos ao cafeeiro (KUBO *et al*., 2004). De acordo com Oliveira *et al*. (2011), algumas populações classificadas como *P. coffeae*, na verdade, são *Pratylenchus jaehni*. A patogenicidade de *P. jaehni* e *P. coffeae* ao cafeeiro *C. arabica* mostra que são espécies tão agressivas quanto *M. incognita*, o que aponta para a adoção de medidas preventivas (OLIVEIRA; ROSA, 2018).

Sintomatologia

Os sintomas da presença de nematoides na planta de café incluem amarelecimento, deficiência nutricional, queda de folhas, seca de ponteiro, envaretamento, desenvolvimento reduzido e até morte da planta, podendo variar de acordo com a espécie de nematoide. Sintomas específicos nas raízes, como galhas arredondadas típicas, engrossamentos, descascamento, necrose, lesões escurecidas, redução no sistema radicular podem acarretar o depauperamento geral e morte das plantas (Fig. 1 e 2).

Figura 1 - Sistema radicular de planta jovem de *Coffea arabica* exibindo galhas arredondadas típicas de *Meloidogyne exigua*

Sônia Maria de Lima Salgado

Figura 2 - Engrossamento na raiz do cafeeiro decorrente do parasitismo de *Meloidogyne paranaensis*

Sônia Maria de Lima Salgado

Meloidogyne spp.

M. exigua causa galhas tipicamente arredondadas e em maior número nas raízes mais novas e superficiais (Fig. 1). As galhas são inicialmente brancas a amarelo-amarronzadas e tornam-se, com o tempo, marrom-escuras sem desorganização do tecido cortical das raízes. Nas raízes velhas não se observam galhas.

M. incognita e *M. paranaensis* danificam drasticamente a integridade das raízes. Escamações na superfície das raízes, aspecto de cortiça, engrossamentos,

descascamento, rachaduras e pontos de lesões necróticas (Fig. 2) são sintomas característicos dessas espécies. Plantas de café apresentam queda de folhas, crescimento reduzido e, frequentemente debilitadas, tendem a morrer (Fig. 3).

Os sintomas da raiz causados por *M. izalcoensis* no café são completamente diferentes daqueles causados por *M. paranaensis, M. incognita* e *M. exigua*. Raízes de café infectadas com *M. izalcoensis* produzem galhas relativamente pequenas com tecidos necróticos nas extremidades. Massas de ovos são produzidas fora das raízes e em grandes quantidades (STEFANELLO *et al*., 2019).

Pratylenchus spp.

As espécies de *Pratylenchus* causam necroses e lesões nas raízes dos cafeeiros, reduzindo a eficiência de absorção de água e nutriente pelo sistema radicular. (OLIVEIRA; ROSA, 2018). Assim como ocorre nos cafeeiros parasitados por *Meloidogyne*, os sintomas observados na parte aérea das plantas com infecção de *Pratylenchus* são clorose, queda de folhas, depauperamento progressivo podendo causar a morte das plantas. A intensidade dos sintomas varia com a espécie de nematoide, cultivar e idade do cafeeiro além das condições agroecológicas (VILLAIN; SALGADO; TRINH, 2018).

Danos

Os danos provocados pelos nematoides ocorrem pelo seu desenvolvimento e reprodução no sistema radicular, praticamente durante todo o período da lavoura no campo. Como consequência ocorre deficiência na absorção e translocação de nutrientes para o resto da planta. Os danos intensificam-se quando o cafeeiro é atingido por algum fator estressante, de origem biológica ou não, e as consequências desse estresse são agravadas quando as raízes estão parasitadas por nematoides. Existem evidências consideráveis de que a combinação desses fatores com a presença de nematoides nas raízes é suficiente para provocar maiores perdas na cultura.

Estimar precisamente os danos provocados pelos nematoides é uma tarefa difícil por vários fatores, dentre estes, a impossibilidade de isolar apenas o efeito causado pelo nematoide em condições de campo, onde o cafeeiro está sob a influência de variáveis climatológicas, biológicas e bienalidade produtiva, característica da cultura. Por isso, a quantificação da população é de grande valor no diagnóstico e definição das medidas de manejo.

Figura 3 - Aspecto geral das plantas debilitadas

Sônia Maria de Lima Salgado

AMOSTRAGEM E IDENTIFICAÇÃO DOS PRINCIPAIS NEMATOIDES PARASITAS DO CAFEEIRO

A amostragem correta e a identificação acurada da espécie do nematoide presente na lavoura são essenciais para a implementação de estratégias de manejo. Alguns laboratórios no País são credenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), para análise de *Meloidogyne* spp., especialmente em mudas para a emissão do laudo fitossanitário (Quadro 2).

Recomendações técnicas de amostragem de solo e/ou raízes para análise de nematoides em lavoura cafeeira

Proceder da seguinte forma:

a) coletar amostras de solo e de raízes na projeção da copa dos cafeeiros (aproximadamente, 500 g de solo e, no mínimo, 300 g de raízes). Utilizar enxadas e/ou enxadões para facilitar a retirada de raízes de vários diâmetros;

b) acondicionar as amostras em sacos plásticos e evitar a exposição ao sol e ao calor. Para isso, ainda na lavoura, fechar bem os sacos e mantê-los à sombra;

c) evitar a coleta sob condições de chuva, de umidade alta e de encharcamento do solo. No caso de solo e raízes com aridez excessiva, recomenda-se umedecer um pouco o solo ao envolver as raízes no saco plástico;

d) a profundidade de coleta de amostras de raízes deve ser de 5 a 30 cm, podendo ser maior, dependendo da condição das plantas e da escassez de raízes;

e) na lavoura, os pontos de coleta devem ser aleatórios nas plantas aparentemente sadias, mas também

Quadro 2 - Laboratórios credenciados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para análise de *Meloidogyne* spp. em mudas de cafeeiro

Nome	Contato	Município
A P LOMEU - ME (Labominas)	(33) 3331-5624 labominas1@hotmail.com	Manhuaçu (MG)
Laboratório de Nematologia da Universidade Federal de Lavras (Ufla)	(35) 3829-1469 nema@dfp.ufla.br	Lavras (MG)
Instituto Mineiro de Agropecuária (IMA)	(31) 3768-5607 ugq@ima.mg.gov.br	Contagem (MG)
Laboratório Brasileiro de Análise Agrícolas Ltda. (LABRAS)	(34) 3842-8770 marcia@labrasagricolas.com.br e marisa@labrasagricolas.com.br	Monte Carmelo (MG)
Laboratório Oficial de Análise de Mudas da Agência de Defesa Agropecuária do Paraná (Adapar)	(41) 3778-6400 arleimaceda@adapar.pr.gov.br	Curitiba (PR)
Laboratório de Análise de Mudas Instituto Federal do Espírito Santo (Ifes) - Campus Santa Teresa	(27) 3259-7878 e (27) 3259-7811 labddp.st@gmail.com	Santa Teresa (ES)
Centro Universitário Norte do Espírito Santo	(27) 3312-1556 marcelobarretodasilva@gmail.com	São Mateus (ES)
Phytonema Clínica de Plantas S/s Ltda. - ME	(19) 3702-0187 phytonema@phytonema.com.br	Limeira (SP)

Fonte: Brasil (2018).

devem incluir plantas com sintomas de crescimento reduzido, desfolha, amarelecimento e depauperamento (neste caso, recomenda-se a amostra composta);

f) no caso de amostra composta, deve-se homogeneizar as subamostras de solo e raízes em balde, para ter uma amostra bem representativa. As raízes devem estar envoltas no solo para melhor conservação. Em áreas maiores, formar amostras compostas a partir de dez subamostras de solo e raiz;

g) identificar a amostra a ser enviada, colocando as coordenadas geográficas do local (talhão) amostrado. Para necessidades posteriores, o responsável pela coleta deve ter em mãos informações do local, como cultivar, idade da lavoura, nome da propriedade/proprietário e um breve histórico do plantio;

h) após a coleta, as amostras devem ser mantidas em ambiente ventilado, à sombra e, se possível, em geladeira (não usar freezer ou congelador), até o envio para o laboratório;

i) para o transporte, acondicionar os sacos plásticos com as amostras em caixas de isopor, buscando manter boas condições do material e evitar ressecamento e perda de qualidade da amostra;

j) a metodologia para amostragem das mudas de cafeeiro em viveiro está descrita na Instrução Normativa nº 35, de 29/11/2012 (BRASIL, 2012).

A identificação por meio de técnicas enzimáticas e moleculares com procedimentos protocolados possibilita, após treinamento em laboratórios credenciados, o uso como rotina nos laboratórios de análises nematológicas e maior confiabilidade nos resultados. Métodos que se baseiam na morfologia/morfometria de adultos e na análise de DNA são de grande valia na identificação de espécies do gênero *Pratylenchus* spp. A técnica SCAR-Multiplex-PCR permite a diferenciação precisa das três principais espécies *M. incognita*, *M. paranaensis* e *M. exigua* com o diagnóstico exato (RANDING *et al*., 2004).

MANEJO DOS NEMATOIDES NA LAVOURA CAFEEIRA

O Manejo Integrado de Nematoides (MIN) difere um pouco do Manejo Integrado de Pragas (MIP), pelo fato de os nematoides serem organismos microscópicos com lenta movimentação no solo, mas, depois de introduzidos em uma área agrícola, é praticamente impossível a sua erradicação. O que se propõe no MIN é a diminuição e/ou manutenção da população dos fitonematoides abaixo do nível limiar econômico (NLE), caracterizado como o número de nematoides acima do qual ocorre prejuízo, cujo valor compensa o emprego de táticas de manejo dos fitonematoides. A incidência de fitonematoides de importância econômica, a densidade populacional na cultura e as condições das plantas de café são aspectos que norteiam o uso das táticas do MIN.

Disseminação de fitonematoides

Evitar a introdução e disseminação dos nematoides nas áreas cafeeiras é a primeira e principal estratégia de manejo. As enxurradas e as mudas infestadas

destacam-se como os mais importantes meios de disseminação no campo. Além disso, as máquinas e os implementos são eficientes meios de disseminar os nematoides, principalmente no uso consorciado entre as propriedades e regiões de cultivo.

Escolha da área para implantação da lavoura cafeeira

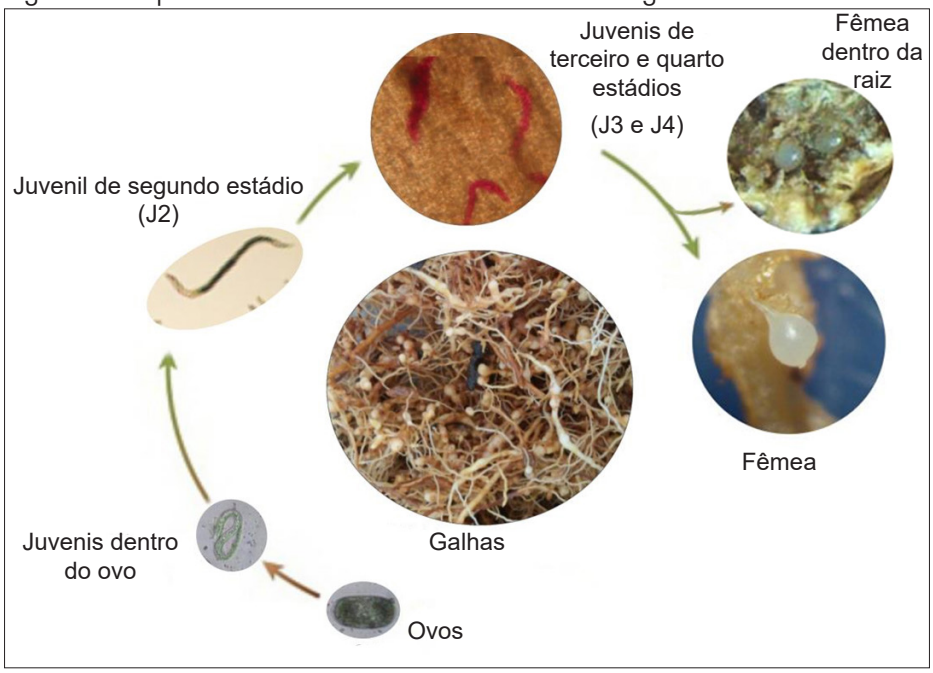
A melhor área para o estabelecimento de nova cultura de café é a de campo sem nenhuma plantação por vários anos, ou aquelas usadas no cultivo de culturas de interesse econômico, porém sem infestação pelos nematoides mais danosos à cafeicultura (CAMPOS, 1997). Na implantação de cafezal em área de cafezais velhos, primeiramente deve ser feita a análise do solo e das raízes desses cafeeiros velhos para constatação das espécies de nematoides economicamente importantes para a cafeicultura. De modo algum deve ser feito o plantio de cafeeiros suscetíveis em locais infestados por nematoides, especialmente, *M. paranaensis* e *M. incognita*, pois, caso isso ocorra, as mudas não conseguirão desenvolver, ocorrendo falhas, e o produtor terá prejuízos com a implantação da lavoura. Se a área para plantio estiver localizada em uma região de alta incidência de *M. incognita* ou de *M. paranaensis*, bem como próximo aos focos de *M. paranaensis*, o produtor deve-se preocupar com a alta probabilidade de introdução e disseminação dessa espécie durante o manejo da lavoura cafeeira (CAMPOS *et al*., 2005).

Resistência genética

O uso de plantas resistentes é a forma mais adequada e eficaz no controle desses patógenos. O MIN deve considerar a interação entre a variedade de café e as espécies de nematoide envolvidas.

Os mecanismos de resistência da planta são expressos por interferir nas diversas fases do ciclo de vida (Fig. 4) e do parasitismo do nematoide, restringindo ou prevenindo a sua multiplicação. Assim, a resistência da planta pode ocorrer no início da infecção por meio de alteração na composição da

Figura 4 - Esquema do ciclo de vida do nematoide-das-galhas



Fonte: Adaptado de Castagnone-Sereno *et al*. (2013).

Nota: J2 - Juvenil do segundo estádio; J3 -Juvenil do terceiro estádio; J4 -Juvenil do quarto estádio.

parede celular, dificultando a penetração e/ou migração do nematoide dentro da planta, na expansão ou na manutenção da infecção. De acordo com Roberts (2002), em geral nas plantas resistentes a *Meloidogyne* spp., pode ocorrer a penetração dos juvenis, mas tanto seu desenvolvimento quanto sua reprodução são prejudicados.

A utilização de cultivares resistentes reduz a população do nematoide abaixo do nível de dano econômico, principalmente para os nematoides endoparasitas sedentários, como os do gênero *Meloidogyne*. Progênies derivadas de *Coffea canephora* e *C. arabica*, incluindo os germoplasmas Híbrido de Timor, Amphillo e Icatu, têm sido investigadas nos Programas de Melhoramento do Cafeeiro, com algumas cultivares já disponibilizadas para o cultivo comercial (Quadro 3) e outras em processo final de seleção para lançamento nos próximos anos. Progênies do germoplasma Amphillo apresentaram resistência a *M. paranaensis* e *M. incognita* (PEREZ *et al*., 2017).

Atualmente, as únicas cultivares de *C. arabica* resistentes a *M. paranaensis* e *M. incognita* raça 2 disponíveis comercialmente são a 'IPR 100' 'Catuaí' x 'Catuaí' x 'série BA-10' e 'IPR 106' 'Icatu', desenvolvidas pelo Instituto Agronômico do Paraná (Iapar) (SERA *et al*., 2017). A 'IPR 100' foi lançada em 2012 e tem sido adotada por diversos agricultores. Entretanto, seu plantio em extensas áreas promove a uniformidade genética das plantas nas lavouras cafeeiras. Isso pode acarretar drásticas consequências em situações adversas como pragas e outros patógenos. Além disso, de acordo com Castagnone-Sereno *et al*. (2013), os nematoides-das-galhas podem apresentar variação genética e epigenética, podendo suplantar a resistência das plantas cultivadas, fato que comprometeria toda uma lavoura geneticamente homogênea.

O processo de melhoramento do cafeeiro, visando resistência a nematoides, é bastante complexo. Uma das razões é a diversidade de populações de uma mesma espécie de *Meloidogyne* com possíveis populações virulentas capazes de parasitar plantas resistentes, além da condição perene do cafeeiro e do tempo demandado na seleção dessas plantas. Vale ressaltar que o uso de cultivares resistentes não dispensa

Quadro 3 - Principais cultivares de *Coffea arabica* resistentes ao *Meloidogyne exigua* e recomendações para orientação da escolha

Cultivar	Recomendação
Iapar 59	Porte baixo, frutos vermelhos, resistente à ferrugem, boa qualidade de bebida. Maturação medianamente precoce. Indicada para plantios adensados, regiões de clima ameno e nutrição adequada.
MGS Catiguá MG3	Porte baixo, resistente à ferrugem, frutos vermelhos, maturação intermediária, peneira alta, elevada capacidade produtiva, tolera déficit hídrico moderado.
Paraíso MG 419-1	Porte baixo, resistente à ferrugem. Apresenta frutos amarelos e elevada capacidade produtiva. Em razão de sua arquitetura (ramos laterais curtos), permite forte adensamento na linha de plantio. Indicada para cafeicultura de montanha.
Catucaí vermelho 785-15	Porte baixo, internódios curtos, ramificação secundária abundante, frutos vermelhos de maturação precoce e sementes de tamanho médio. Indicada também para plantios adensados. Todavia, é pouco resistente à falta de água.
IPR 100	Cultivar adaptada a altas temperaturas e solos pobres. Maturação tardia. Recomendada para sistema de plantio adensado e semiadensado. Frutos vermelhos e qualidade semelhante ao Catuaí.
IAC 125 RN	Porte baixo, frutos grandes, vermelhos e de maturação precoce, resistente à ferrugem e às duas raças de nematoide *M. exigua.* Apresenta boa qualidade de bebida. É indicada também para plantios adensados e em regiões de altitudes mais elevadas. É cultivar apropriada para irrigação.
Tupi IAC 1669-33	Porte baixo, resistente à ferrugem, frutos vermelhos. Recomenda-se seu plantio em solos férteis e clima ameno. Típica de agricultura familiar. É exigente em nutrição e indicada para áreas irrigadas.

Fonte: Carvalho *et al*. (2008), Rezende *et al*. (2017), Sera *et al*. (2017) e Fazuoli *et al*. (2018).

a adoção de medidas complementares integrando um programa de MIN.

Porta-enxerto

A cultivar Apoatã 2258 (*C. canephora*) tem sido empregada como porta-enxerto de cultivares de *C. arabica*, principalmente em áreas infestadas por *M. paranaensis* e a algumas raças de *M. incognita.* Indicada como porta-enxerto para qualquer uma das cultivares de café 'Arábica', esta cultivar possui sistema radicular vigoroso e abundante, permitindo a eficiência do uso de nutrientes na cafeicultura e conferindo maior adaptabilidade às condições adversas de solo e áreas com precipitação pluviométrica limitada. Ressalta-se, entretanto, que esse tipo de muda apresenta custo mais elevado, heterogeneidade das plantas porta-enxerto por sua reprodução sexuada e, finalmente, variabilidade de resistência das plantas às diferentes populações dos nematoides (GUERREIRO; FAZUOLI; GONÇALVES, 2013).

Controle químico

O uso de nematicidas reduz, em curto prazo, a densidade populacional dos nematoides a níveis baixos que não produzam danos econômicos ao cafeeiro. Um bom nematicida deve também melhorar o sistema radicular permitindo maior absorção de água e de nutrientes do solo, não deixar resíduos tóxicos nas plantas ou no solo, ter fácil aplicação, apresentar um custo/benefício favorável e eficiência no controle dos nematoides. No entanto, é necessário conhecer a espécie de nematoide presente na área cafeeira, o modo de ação, equipamentos e metodologia de aplicação para o uso adequado do produto.

Os nematicidas sintéticos registrados para uso na cafeicultura e disponíveis comercialmente são poucos (Quadros 4 e 5). Atualmente, não há produtos agroquímicos e afins registrados no Agrofit - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários do MAPA para o controle de *M. paranaensis* do cafeeiro.

Controle biológico

Alternativas mais sustentáveis e menos agressivas ao ambiente baseiam-se nos microrganismos de controle biológico de nematoides e nos compostos químicos por estes produzidos. Os principais agentes de controle biológico de nematoides são os fungos e as bactérias, com destaque para as bactérias promotoras de crescimento denominadas rizobactérias, como a espécie *Bacillus subtilis*, que vem sendo cada vez mais estudada quanto a sua eficiência no controle de nematoides do cafeeiro.

Dentre as espécies de fungos nematófagos, *Pochonia chlamydosporia*, parasita de ovos e fêmeas, é um dos principais organismos empregados no controle de nematoides-das-galhas.

Embora diversos produtos biológicos tenham sido disponibilizados no mercado nos últimos anos, são escassos os trabalhos científicos que demonstram a eficácia desses produtos no controle dos principais nematoides parasitas do cafeeiro.

Adição de matéria orgânica

Diversos produtos de origem animal ou vegetal, quando incorporados ao solo, têm auxiliado no manejo dos nematoides pois, dentre outros benefícios, podem aumentar eficientemente a população de microrganismos e inimigos naturais habitantes desse ambiente, exercendo biologicamente o controle dos nematoides. Freire, Severino e Machado (2007) observaram melhor resistência a meloidoginose nas plantas que receberam adubação orgânica.

Controle de plantas invasoras

Muitos fitonematoides, especialmente espécies do gênero *Meloidogyne* e

Quadro 4 - Nematicidas registrados para o controle de fitonematoides da espécie *Meloidogyne exigua* do cafeeiro

Produto	Ingrediente ativo	Grupo químico	Formulação	Classe	
				Toxicológica	Ambiental
Counter 150	Terbufós	Organofosforado	Granulado	I	II
Nimitz EC	Fluensulfona	Fluoroalkenyle (thiother)	Concentrado emulsionável	I	III
Rugby 200	Cadusafós	Organofosforado	Suspensão de encapsulado	III	II
Verango Prime	Fluopyram	Benzamida	Suspensão concentrada	III	III

Fonte: Brasil (2019).

Nota: Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; III - Medianamente tóxico.
Classe ambiental: II - Produto muito perigoso ao meio ambiente; III - Produto perigoso ao meio ambiente.

Quadro 5 - Nematicidas registrados para o controle de fitonematoides da espécie *Meloidogyne incognita* do cafeeiro

Produto	Ingrediente ativo	Grupo químico	Formulação	Classe	
				Toxicológica	Ambiental
Apache 100	Cadusafós	Organofosforado	Granulado	II	II
Cierto 100	Fostiazato	Organofosforado	Granulado	III	II
Counter 150	Terbufós	Organofosforado	Granulado	I	II
Nemacur	Fenamifós	Organofosforado	Granulado	II	II
Rugby	Cadusafós	Organofosforado	Granulado	II	II

Fonte: Brasil (2018).

Nota: Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico.
Classe ambiental: II - Produto muito perigoso ao meio ambiente.

Pratylenchus, infectam plantas invasoras que podem atuar como hospedeiras, multiplicando a população do nematoide no campo e garantindo a sobrevivência na ausência da cultura.

Destruição das plantas atacadas

Em cultura perene, como é a lavoura cafeeira, a infestação dos nematoides ocorre de forma mais localizada, em reboleiras. A detecção de talhões infestados pode favorecer a adoção de medidas para evitar a disseminação dos nematoides na área. Nesse caso, os cafeeiros infestados e improdutivos devem ser arrancados e as raízes eliminadas e queimadas no próprio local.

Alqueive

Consiste em manter o solo livre de vegetação, por meio de arações, gradagens e herbicidas. Essa medida de controle promove a exposição dos nematoides à ação do calor, luz solar e ventos, levando-os à dessecação e morte. No entanto, esta prática depende da textura do solo e da situação econômica do produtor. O período necessário para eficácia na implantação dessa medida depende da espécie de nematoide presente na área e de sua capacidade de sobrevivência e características do solo.

Rotação de culturas

Quando a lavoura cafeeira está infestada por nematoides em alguns talhões (infestação em reboleira) ou no processo de renovação da lavoura com novo plantio de cafeeiros, o cafeicultor pode empregar a rotação de culturas como medida de manejo. A adoção dessa medida de manejo, assim como de todas as outras, deve ser avaliada quanto ao custo/benefício, sabendo que, em alguns casos, serão necessários no mínimo dois anos de rotação para depois retornar com o plantio de cafeeiro, precedido de uma avaliação de amostras do solo antes do novo plantio. Essa prática visa à redução da população dos fitonematoides por meio de cultivos alternativos com plantas antagônicas, não hospedeiras ou resistentes. Nesse grupo de plantas tem-se a *Crotalaria* sp.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

De modo geral, quando são observados cafeeiros em declínio, deve-se realizar, primeiramente, uma prospecção minuciosa de seus sistemas radiculares, associada ao levantamento das condições de cultivo, uma vez que os problemas advindos com o parasitismo dos nematoides ao cafeeiro são frequentemente difíceis de detectar.

O controle dos fitonematoides é dificultado pela falta de conhecimento dos agricultores sobre a presença dos nematoides em suas lavouras e os danos econômicos que podem ocasionar ao cafeeiro. Em muitos casos, o depauperamento de plantas com a presença de reboleiras na lavoura, as quais não respondem ao manejo de nutrição adotado, é o primeiro indício da presença de nematoides parasitas nas raízes do cafeeiro.

Para maior eficiência, diversas medidas de controle devem ser adotadas para reduzir a população dos nematoides. O controle dos fitonematoides no cafeeiro visa manter a atividade cafeeira com retorno econômico ao produtor. Nesse contexto, a aplicação de medidas de manejo integrado representa a estratégia mais indicada para o controle eficaz e econômico. Medidas de exclusão, como uso de mudas comprovadamente sadias e, portanto, isentas de nematoides, e plantio em áreas não infestadas, devem ser priorizadas na implantação de lavouras cafeeiras. Das medidas curativas, o uso de cafeeiros resistentes é a mais eficiente e econômica.

O monitoramento das áreas suspeitas com amostragem de solo e raízes dos cafeeiros e a identificação correta dos nematoides evitam maiores danos aos cafeeiros. Por isso, quanto mais rápida a detecção e identificação

do problema, mais fácil de conter o foco da infestação e, assim, menor a área infestada e a densidade populacional do nematoide, permitindo obter sucesso na adoção de medidas de manejo/controle desses organismos.

AGRADECIMENTO

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), ao Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia (INCT), ao Consórcio Pesquisa Café e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (Fapemig), pelo suporte financeiro ao projeto. Agradecemos também à Fapemig, ao INCT e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes) pela concessão das bolsas.

REFERÊNCIAS

BARBOSA, D.H.S.G. *et al*. Field estimates of coffee yield losses and damage threshold by *Meloidogyne exigua*. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.28, n.1, p 49-54, Dec. 2004.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**. Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília, DF: MAPA, [2018]. Disponível em: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 4 nov. 2018.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília, DF: MAPA, 2019. Disponível em: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 18 set. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 35, de 29 de novembro de 2012. Estabelece as normas para a produção e comercialização de material de propagação de cafeeiro (*Coffea arabica* L. e *Coffea canephora* Pierre ex A. Froehner) e os seus padrões, com validade em todo o território nacional, visando à garantia de sua identidade e qualidade. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 3 dez. 2012. Seção 1. Disponível em: http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/sementes-e-mudas/publicacoes-sementes-e-mudas/INN35de29denovembrode2012.pdf. Acesso em: 14 dez. 2018.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **RENASEM – Registro Nacional de Sementes e Mudas**. Brasília, DF: MAPA, 2018. Disponível em: http://sistemasweb.agricultura.gov.br/renasem/. Acesso em: 4 nov. 2018.

CAMPOS, V.P. Café (*Coffea arabica* L.): controle de doenças - doenças causadas por nematoides. *In*: VALE, F.X.R. do; ZAMBOLIM, L. (ed.). **Controle de doenças de plantas:** grandes culturas. Viçosa, MG: UFV, 1997. v.1, p.141-170.

CAMPOS, V.P. *et al*. Manejo integrado de fitonematoides do cafeeiro. *In*: SIMPÓSIO DE CONTROLE DE DOENÇAS DE PLANTAS. Manejo integrado de doenças de grandes culturas: algodão, soja e café, 5., 2005, Lavras. [**Anais...**]. Lavras: UFLA: NEFIT, 2005. 1 CD-ROOM.

CARVALHO, C.H.S. de *et al*. Cultivares de café arábica de porte baixo. *In*: CARVALHO, C.H.S. de (ed.). **Cultivares de café**: origem, características e recomendações. Brasília, DF: Embrapa Café, 2008. p.157-226.

CASTAGNONE-SERENO, P. *et al*. Diversity and evolution of root-knot nematodes, genus *Meloidogyne*: new insights from the genomic era. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v.51, p.203-220, 2013.

CASTRO, J.M.C. *et al*. Levantamento de fitonematóides em cafezais do sul de Minas Gerais. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.32, n.1, p.56-64, Mar. 2008.

FAZUOLI, L.C. *et al*. IAC 125 RN: a dwarf coffee cultivar resistant to leaf rust and root-knot nematode. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, MG, v.18, n.2, p.237-240, Apr./June 2018.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. (org.). **Nematologia de plantas**: fundamentos e importância. Manaus: Editora Norma, 2016. 251p.

FREIRE, R.M.M.; SEVERINO, L.S.; MACHADO, O.L.T. Ricinoquímica e co-produtos. *In*: AZEVEDO, D.M.P. de; BELTRÃO, N.E. de M. (ed.). **O agronegócio da mamona no Brasil**. 2.ed.rev.ampl. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2007. p.501-529.

GONÇALVES, W.; SILVAROLLA, M.B. Nematoides parasitos do cafeeiro. *In*: ZAMBOLIM, L. (ed.). **Tecnologias de produção de café com qualidade**. Viçosa, MG: UFV, 2001. p.199-268.

GUERREIRO FILHO, O.; FAZUOLI, L.C.; GONÇALVES, W. Seleção aumenta resistência de cultivar a doenças, pragas e nematoides. **Visão Agrícola**, Piracicaba, n.12, p.6-9, jan./jul. 2013.

KUBO, R.K. *et al*. Ocorrência de nematoides do gênero *Prarylenchus* em cafezais do estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.28, n.2, p.159-165, dez. 2004.

OLIVEIRA, C.M.G. de; ROSA, J.M.O. (coord.). **Nematoides parasitos do cafeeiro**. São Paulo: Instituto Biológico, 2018. 28p. (IB. Boletim Técnico, 32).

OLIVEIRA, C.M.G. *et al*. Técnicas moleculares e microscopia eletrônica de varredura no esclarecimento da posição taxonômica da população K5 de *Pratylenchus* sp. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.36, n.1/2, p.36-45, jun. 2011.

PEREZ, A.C.J. *et al*. Resistance of *Coffea arabica* genotypes against *Meloidogyne paranaensis* and *M. incognita* under controlled and field conditions. **Nematology**, v.19, p.617-626, June 2017.

RANDING, O. *et al*. Identificação das principais espécies de *Meloidogyne* parasitas do cafeeiro no Brasil com marcadores SCAR–café em multiplex–PCR. **Nematologia Brasileira**, v.28, n.1, p.1-10, jun. 2004.

REZENDE, R.M. *et al*. Genetic gain in the resistance of arabica coffee progenies to root-knot nematode. **Crop Science**, v.57, n.3, p.1355-1362, May/June 2017.

ROBERTS, P.A. Concepts and consequences of resistance. *In*: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (ed.). **Plant resistance to parasitic nematodes**. Wallingford: CABI, 2002. cap.2, p.23-41.

SALGADO, S.M.L; CAMPOS, V.P. Sintomas do parasitismo de fitonematoides em cafeeiro. *In*: GUIMARÃES, R.J.; MENDES, A.N.G.; BALIZA, D.P. (ed.). **Semiologia do cafeeiro**: sintomas de desordens nutricionais, fitossanitárias e fisiológicas. Lavras: Editora UFLA, 2010. cap. 4, p.145-168.

SERA, T. *et al*. IPR 100 – rustic dwarf Arabica coffee cultivar with resistance to nematodes *Meloidogyne paranaensis* and *M. incognita*. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, MG, v.17, n.2, p.175-179, Apr./June 2017.

STEFANELO, D.R. *et al*. *Meloidogyne izalcoensis* parasitizing coffee in Minas Gerais state: the first record in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, Viçosa, MG, v.44, p.209-212, 2019.

TERRA, W.C. *et al*. Expanded geographic distribution of *Meloidogyne paranaensis* confirmed on coffee in Brazil. **Plant Disease**, v.103, n.3, p.589, Mar. 2019.

VILLAIN, L.; SALGADO, S.M.L.; TRINH, P.Q. Nematodes parasites of coffee and cocoa. *In*: SIKORA, R. *et al*. (ed.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture.** 3rd ed. Wallingford: CABI, 2018. cap.15, p.536-583.

Manejo de nematoides na olericultura

Silvia Renata Siciliano Wilcken[1], *Júlio César Antunes Ferreira*[2], *Alniusa Maria de Jesus*[3], *Mário Sérgio Carvalho Dias*[4]

Resumo - As hortaliças são consideradas um componente essencial na alimentação do homem. Constituem boa fonte de calorias, carboidratos, incluindo fibras, minerais e vitaminas. A produtividade destas culturas é afetada por problemas fitossanitários, dentre os quais os fitopatógenos. Estes parasitas destacam-se por acometer hortaliças durante seu cultivo e causar danos significativos, resultando em perdas econômicas mundiais. Apresentam-se as principais hortaliças e os nematoides que provocam danos a estas espécies vegetais, assim como as formas de manejo para reduzir as perdas e viabilizar a produção.

Palavras-chave: Fitonematoide. Olerícolas. Manejo. Dano.

Parasitic nematodes of plants of importance in olericulture

Abstract - Vegetables are considered an essential component in human nutrition. They are a good source of calories, carbohydrates, including fiber, minerals and vitamins. The yield of these crops is affected by phytosanitary problems, among which the phytopathogens. These parasites stand out for affecting vegetables during their cultivation and causing significant damage, resulting in worldwide economic losses. The main vegetables and nematodes that cause damage to these plant species are presented, as well as the management methods to reduce losses and make production viable.

Keywords: Nematoides. Olerícolas. Damage. Management.

INTRODUÇÃO

Os sistemas de produção de olerícolas variam desde práticas agrícolas com tecnologias mais simples, empregadas na agricultura familiar, até máquinas e equipamentos de elevado nível tecnológico, utilizados por grandes olericultores. As hortaliças têm papel cada vez mais importante na mesa da população brasileira e mundial, por isso cada vez mais consumidores têm buscado um alimento de melhor qualidade. O aumento populacional e as mudanças no hábito alimentar refletem diretamente na demanda das olerícolas, com perspectivas de desenvolvimento de técnicas aperfeiçoadas para garantir os cultivos nos próximos anos.

Tais cultivos distinguem-se dos demais sistemas, principalmente por permitir que o produtor consiga produzir diversas vezes durante o ano, tanto em campo aberto quanto em casa de vegetação. Contudo, o uso intensivo do solo propicia o aumento de patógenos limitantes à produção, destacando-se os fitonematoides por provocarem danos severos, resultando na redução da produtividade e perdas econômicas significativas que chegam a até 100% (CHARCHAR *et al*., 2009). Os fitonematoides que parasitam as olerícolas são de importância mundial, por causa, principalmente, do elevado número de espécies suscetíveis cultivadas. No Brasil esses problemas são intensificados pelo monocultivo, pelo grande número de áreas cultivadas e pela falta de cultivares resistentes.

FITONEMATOIDES

No Brasil, ocorrem várias espécies de fitonematoides nos cultivos de olerícolas, destacando-se as seguintes: *Meloidogyne* spp., *Heterodera* spp., *Globodera* spp., *Pratylenchus* spp., *Scutellonema bradys, Rotylenchulus* spp., *Ditylenchus dipsaci*, *Radopholus* spp., *Nacobbus* spp., *Helicotylenchus* spp., *Trichodorus* spp., *Paratrichodorus minor, Belonolaimus* spp., *Hoplolaimus* spp., *Longidorus* spp., *Tylenchorhynchus* spp., *Xiphinema* spp., e *Tylenchulus* spp. Esses nematoides podem ser encontrados parasitando isoladamente

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Adj. UNESP - FCA/Bolsista CNPq, Botucatu, SP, srenata@fca.unesp.br

[2]Eng. Agrônomo, Doutorando Agronomia UNESP - FCA/Bolsista CNPq, Botucatu, SP, julio.cesar.antunes@hotmail.com

[3]Bióloga, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, alniusa@epamig.br

[4]Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EPAMIG Norte, Nova Porteirinha, MG, mariodias@epamig.br

Submissão: 17/5/2019 - Aprovação: 20/5/2019

ou em associação com outras espécies (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015). A maioria é habitante do solo e parasita de raízes, bulbos e tubérculos (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016). Pela frequência de ocorrência e pela intensidade dos danos causados, *Meloidogyne, Pratylenchus* e *Ditylenchus* são espécies consideradas de maior importância econômica.

D. dipsaci é responsável por perdas econômicas na cultura do alho em diversas regiões do País, embora sua introdução tenha ocorrido na Região Sul do Brasil (PINHEIRO *et al.*, 2014a).

Pratylenchus spp., conhecido como nematoide-das-lesões-radiculares, causa sintoma característico por penetrar no sistema radicular e mover-se no interior da raiz, alimentando-se do conteúdo celular (INOMOTO, 2008). No Brasil, a espécie *Pratylenchus brachyurus* é encontrada em cultivo de pimentão, tomate, batata, pepino, abóbora, quiabo, entre outros (INOMOTO; SILVA; PIMENTEL, 2004).

O nematoide-das-galhas (*Meloidogyne*) destaca-se dentre as espécies de maior importância por ser o mais frequente. Apresenta ampla distribuição geográfica e alto grau de polifagia, sendo responsável pela maior parte dos danos que ocorrem em olerícolas (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015). As principais espécies relatadas no Brasil são *Meloidogyne javanica, Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne enterolobii,* consideradas, atualmente, as principais espécies-alvos para melhoramento genético. *Meloidogyne arenaria* e *Meloidogyne hapla* também são consideradas de alta importância.

A espécie *S. bradys* apresenta grande influência na Região Nordeste do País no cultivo de espécies tuberosas, como o inhame e o cará (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

PRINCIPAIS OLERÍCOLAS PARASITADAS POR NEMATOIDES

A severidade e os danos causados pelos nematoides estão vinculados à suscetibilidade da cultivar, tipo de solo, espécie ou raça do nematoide, inóculo inicial e cultivos sucessivos de culturas hospedeiras.

Tomateiro

A suscetibilidade a doenças é um fator limitante nos cultivos de tomate, e os nematoides estão entre os principais patógenos redutores da produção, tanto em condições de campo, como em casa de vegetação. As espécies *M.incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis*) são as mais importantes. O tomateiro (*Solanum lycopersicum*) infectado por *Meloidogyne* spp. apresenta sintomas como clorose, redução no crescimento, sistema radicular com galhas, poucas raízes e frutos com baixa qualidade. A ocorrência de alta infecção no estádio de plântulas pode ocasionar a morte destas no transplante, e as que sobrevivem têm o desenvolvimento e a produção afetados. As raízes com galhas não absorvem água e nutrientes do solo suficientes para suprir as necessidades da planta, levando a sintomas de deficiência nutricional, queda na produtividade ou até mesmo a morte. O nematoide-das-galhas desenvolve e reproduz facilmente no tomateiro, tanto em condições de campo como em casa de vegetação, com capacidade de infectar diversas cultivares comerciais (PINHEIRO; PEREIRA; SUINAGA, 2014; PINHEIRO, 2017).

Atualmente, a maioria dos híbridos de tomate comercializada apresenta o gene *Mi*, identificado há mais de 60 anos em tomateiro selvagem, *Solanum peruvianum* L. Mill. (PI 128657), que confere resistência às espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*. No entanto, a resistência pelo gene *Mi* pode ser perdida, quando a temperatura do solo ultrapassa 28 °C, condição bastante comum nas áreas de cultivo de tomate no Brasil. Outro agravante é o fato de este gene não conferir resistência a *M. enterolobii*, espécie bastante agressiva presente em muitas áreas de produção de tomate (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015).

Pimentão

Populações elevadas dos nematoides-das-galhas também podem ocorrer no cultivo do pimentão (*Capsicum annuum* Group.). *M. incognita* e *M. javanica* são as espécies predominantes. Adicionalmente, *M. enterolobii* vem causando prejuízos em algumas olerícolas. Essa espécie foi identificada pela primeira vez no estado de São Paulo, parasitando os tomateiros 'Andréa' e 'Débora' e o porta-enxerto de pimentão 'Silver', todos resistentes a *M. incognita* e *M. javanica*. Esses nematoides prejudicam o sistema radicular das plantas e o transporte de água e nutrientes, com reflexos negativos para a produção. Quando a população é muito alta, o cultivo torna-se economicamente inviável (PINHEIRO *et al*., 2014b).

Alface

A alface (*Lactuca sativa* L.) também é atacada pelo nematoide-das-galhas (CHARCHAR; VIEIRA; FACION, 2000; CHARCHAR *et al*., 2009). As espécies *M. javanica* e *M. incognita* são as mais comuns nos cultivos brasileiros (CHARCHAR; VIEIRA; FACION, 2000; CHARCHAR *et al*., 2009; ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015; PINHEIRO, 2017). A busca por fontes de resistência para as principais espécies de *Meloidogyne* tem-se mostrado promissora. As alfaces do tipo crespas tendem a apresentar maior tolerância que alfaces do tipo lisas. A resistência é monogênica e dominante, apesar de ser descrito o gene *Me*, não se sabe qual é o mecanismo de resistência, se morfológico ou fisiológico (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015).

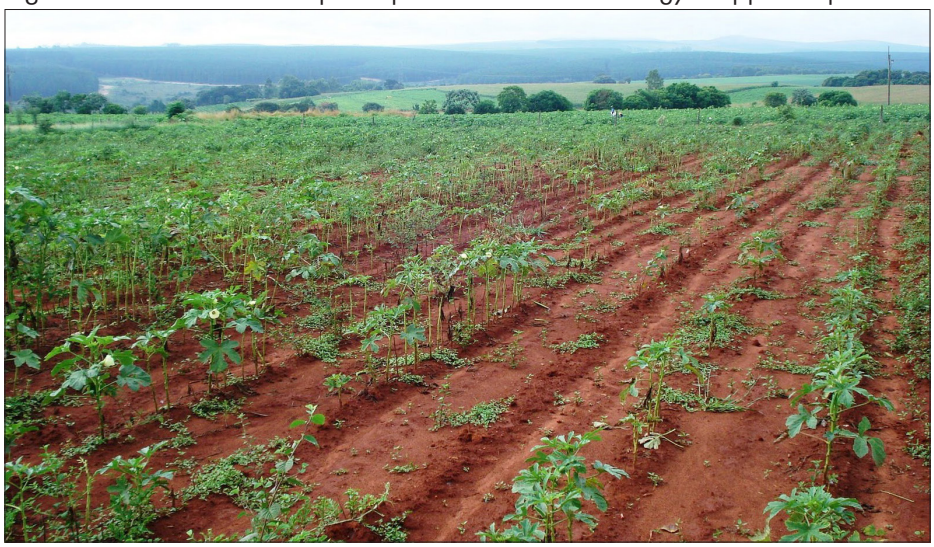
Quiabeiro

O nematoide-das-galhas é considerado um dos mais importantes patógenos da cultura do quiabeiro [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.]. As espécies *M. incognita, M. javanica* e *M. arenaria* destacam-se por causar prejuízos à cultura. No campo, verificam-se reboleiras de plantas sintomáticas atacadas por *Meloidogyne* spp.

(Fig.1). Essas reboleiras são de formato irregular. As plantas atacadas são raquíticas, apresentam crescimento reduzido, murchamento nas horas mais quentes do dia, amarelecimento e queda de folhas, galhas (Fig. 2) e rachaduras nas raízes. Estes sintomas prejudicam o transporte de água e nutrientes das raízes para a parte aérea (PINHEIRO *et al*., 2013a).

Pratylenchus coffeae, Pratylenchus pseudopratensis e *P. brachyurus* foram as espécies também encontradas parasitando essa olerícola no Rio de Janeiro, causando muita incidência de raízes necrosadas (INOMOTO; SILVA; PIMENTEL, 2004). Nas pesquisas realizadas por Inomoto, Silva e Pimentel (2004), com a cultivar Esmeralda, concluiu-se que *P. brachyurus* foi responsável pela redução de 40% no desenvolvimento das plantas inoculadas com essa espécie em relação à testemunha sem inoculação.

Figura 1 - Sintomas no campo do parasitismo de *Meloidogyne* spp. em quiabeiro



Fonte: Blanco (2011).

Figura 2 - No arranquio, constata-se a presença de galhas pela infestação do nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

Fonte: Pinheiro *et al*. (2013a).

Alho e cebola

D. dipsaci é o nematoide de maior importância para a cultura do alho (*Allium sativum*) no Brasil. Já para a cultura da cebola (*Allium cepa*), além de *D. dipsaci*, ocorre também *Meloidogyne* spp. que vem aumentando principalmente nas regiões produtoras do Nordeste, de Santa Catarina, e nas do Centro-Oeste do País. Os sintomas causados por *D. dipsaci* em alho são nanismo, inchaço e extensa divisão longitudinal de cotilédones e folhas. Estas ficam curtas e espessas e muitas vezes, apresentam manchas marrons ou amareladas, por causa das descolorações nos tecidos, além de inchaço no pseudocaule, logo acima do bulbo, ficando com formato de charuto. As folhagens do alho podem cair e os bulbos tornam-se chochos. Também ocorre o amarelecimento a partir das raízes. Outro sintoma característico da presença de *D. dipsaci* em altos níveis populacionais é o fácil desprendimento das plantas ao serem puxadas, ficando o 'prato' no solo e saindo apenas a parte aérea. Os bulbos armazenados, quando infectados, apresentam aparência esbranquiçada e uma textura farinhenta (PINHEIRO *et al*., 2014a).

Na cebola, *D. dipsaci* causa nas mudas infectadas retorcimento e deformações, levando estas frequentemente à morte. Durante o ciclo da cultura, as folhagens da cebola caem e os bulbos tornam-se chochos, ocorrendo também o amarelecimento a partir das raízes. Os sintomas mais visíveis de *Meloidogyne* spp. em cebola são formação de galhas nas raízes, que se tornam mais curtas e em menor quantidade, nanismo, amarelecimento e plantas de crescimento irregular em reboleiras (PINHEIRO *et al*., 2014a).

Cenoura

A produção da cenoura (*Daucus carota* L.) tem enfrentado restrição significativa, em consequência de vários fatores bióticos, principalmente infecção causada por nematoides fitoparasitas, dentre os quais foram identificadas mais de 90 espécies infectando a cultura (PINHEIRO; CARVALHO;

PEREIRA, 2012). No Brasil, os principais nematoides causadores de danos à cenoura são os do gênero *Meloidogyne*. Estes patógenos causam perdas na qualidade e no rendimento das raízes, o que afeta a oferta do produto para o consumo interno (CHARCHAR; VIEIRA; FACION, 2000).

Os sintomas típicos causados por *Meloidogyne* spp. são galhas nas raízes principal e laterais (Fig. 3), as quais comprometem o valor comercial dessa tuberosa. Outros sintomas também observados são raízes bifurcadas (Fig. 4), deformadas e superfície áspera (PINHEIRO; CARVALHO; PEREIRA, 2012).

Figura 3 - Sintomas típicos de infestação por nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.)

Jadir B. Pinheiro

Fonte: Pinheiro, Carvalho e Pereira (2012).
Nota: Presença de galhas nas raízes principais e laterais.

Mandioquinha-salsa

Os nematoides são considerados os maiores causadores de danos na cultura. *Aphelenchoides* spp., *Aphelenchus avenae, Criconemella* spp., *Helicotylenchus* spp., *Heterodera* spp., *Hoplolaimus* spp., *Meloidogyne exigua, M. hapla, M. incognita, M. javanica, Pratylenchus* spp., *Pratylenchus penetrans, P. coffeae* e *Tylenchus* spp. são relatados atacando a mandioquinha-salsa (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft) e estão presentes nos cultivos no Brasil. Entretanto, os mais comumente observados nesta cultura são os nematoides-das-galhas e os nematoides-das-lesões-radiculares (PINHEIRO; CARVALHO; PEREIRA, 2012).

Os sintomas característicos de *Meloidogyne* spp. são a formação de galhas e a grande proporção de raízes longo-afinadas ou raiz palito (Fig. 5). Já os sintomas resultantes da infecção por *Pratylenchus* spp. são manchas necrosadas de coloração marrom-escura nas raízes (Fig. 6),

Figura 4 - Bifurcações e deformações em cenoura

Jadir B. Pinheiro

Fonte: Pinheiro, Carvalho e Pereira (2012).
Nota: Sintomas que podem ocorrer nas raízes, por causa do ataque do nematoide-das-galhas.

Figura 5 - Formação de galhas em mandioquinha-salsa e grande proporção de raízes longo-afinadas (raiz palito)

Jadir B. Pinheiro

Fonte: Pinheiro, Carvalho e Pereira (2012).

rachaduras (Fig. 7) e podridão que causa a destruição da lamela média (Fig. 8) das raízes. Outros sintomas ainda observados pela ação desses nematoides são plantas pequenas, com intenso amarelecimento aéreo e pouco crescimento, semelhante a sintomas de deficiência mineral (PINHEIRO; CARVALHO; PEREIRA, 2012).

Beterraba

No cultivo da beterraba (*Beta vulgaris* L.), os nematoides, quando presentes, causam danos que comprometem a produtividade, especialmente sob pivô central e em solos arenosos. No Brasil, são várias as espécies citadas, tais como: *M.arenaria, M. incognita, M. javanica, A. avenae* e *Helicotylenchus dihystera*. Entretanto, os de maior destaque são os do gênero *Meloidogyne*, os nematoides-das-galhas

Figura 6 - Infecção por *Pratylenchus* spp. em raízes de mandioquinha-salsa

Jadir B. Pinheiro

Fonte: Pinheiro, Carvalho e Pereira (2012).

Nota: Presença de manchas nas raízes (necroses) de coloração marrom-escura com a presença de rachaduras nas lesões.

Figura 7 - Rachaduras em raízes de mandioquinha-salsa pela presença do nematoide-das-lesões-radiculares

Fonte: Pinheiro *et al*. (2013b).

Figura 8 - Interior das raízes exibindo um anel escurecido, pela destruição da lamela média das células parasitadas

Fonte: Pinheiro *et al*. (2013b).

que causam redução no crescimento das plantas, amarelecimento e murcha nas horas mais quentes do dia. Porém, o principal sintoma causado por estes nematoides são as galhas nas raízes (Fig. 9 e 10), comumente chamadas pipoca (TIVELLI *et al*., 2011). As perdas causadas por nematoides podem chegar a 100% na produção.

Batata

No Brasil, a produtividade da cultura da batata (*Solanum tuberosum*) pode ser afetada por vários patógenos, dentre estes *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* spp., considerados os mais importantes por causarem danos variados nos tubérculos, reduzindo sua qualidade e até 100% da produção. *M. incognita* e *M. javanica* possuem maior distribuição nas regiões com temperatura entre 18 ºC e 32 ºC. Já *M. hapla* e *M. arenaria* ocorrem em áreas isoladas em regiões tropicais e subtropicais. *Pratylenchus* possui ampla distribuição geográfica, destacando *P. brachyurus, P. coffeae* e *P. penetrans* pelos danos que causam à bataticultura do País, com predominância da primeira sobre as demais. Os sintomas provocados pelos nematoides do gênero *Meloidogyne* ocorrem no campo, em reboleiras, com plantas raquíticas e murchas, folhas com tamanho reduzido, clorose foliar, amarelecimento e galhas radiculares que variam de pequenas a numerosas, com aspecto de rachaduras ou em pipocamento (Fig. 11). Há relatos de, aproximadamente, 15 espécies de *Pratylenchus* que parasitam a batateira. No Brasil, *P. brachyurus*, *P. coffeae* e *P. penetrans* são as espécies de maior importância econômica para a cultura, com predominância de *P. brachyurus* sobre as demais e com maior distribuição no País. Esses nematoides provocam atraso no desenvolvimento das plantas infectadas, com drástica redução de crescimento. As plantas afetadas também apresentam florescimento tardio e intensa necrose nas radicelas (Fig. 12) (PINHEIRO; SILVA; PEREIRA, 2015).

Figura 9 - Sintomas resultantes do parasitismo de *Meloidogyne* spp. em tubérculos de beterraba

Fonte: Pinheiro (2011).

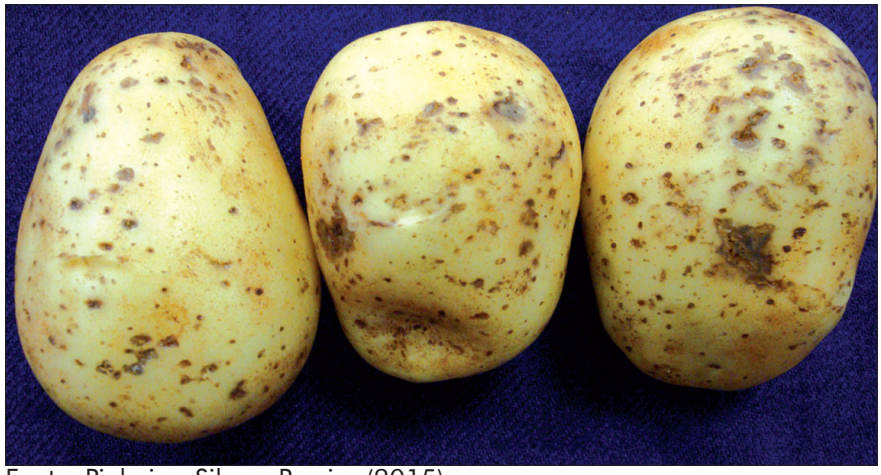
Figura 10 - Sintomas do parasitismo de *Meloidogyne* spp. em beterraba cultivada em solos altamente infestados

Fonte: Pinheiro (2011).

Figura 11 - Sintomas de tubérculos de batata infectados por *Meloidogyne* spp.

Fonte: Pinheiro, Silva e Pereira (2015).

Figura 12 - Sintomas de tubérculos de batata infectados por *Pratylenchus* spp.



Fonte: Pinheiro, Silva e Pereira (2015).

Batata-doce

R. reniformis, *Pratylenchus* spp., *Ditylenchus destructor* e *Meloidogyne* spp. são considerados os nematoides de maior problema para a cultura da batata-doce [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.], principalmente *M. incognita* e *M. javanica.* Nos cultivos infectados, ocorrem acentuadas reduções nas produções. Os principais sintomas são as rachaduras nos tubérculos que depreciam e inutilizam o produto para o comércio. Em geral, as plantas apresentam florescimento tardio e intensa necrose nas radicelas, sendo também observada a formação de galhas, características do ataque de *Meloidogyne.*

Inhame

A produtividade e a qualidade do inhame (*Dioscorea rotundata*) têm sido comprometidas em função de vários problemas fitossanitários que afetam a cultura, como os nematoides *P. coffeae, P. brachyurus, M. incognita, R. reniformis* e *S. bradys. Pratylenchus* spp. penetram pela epiderme do rizóforo, formando galerias durante o seu processo de alimentação e multiplicação, causando uma necrose escura (Fig. 13) denominada casca preta do inhame. Essa necrose serve de porta de entrada para outros patógenos, sendo também observada nas radicelas, diminuindo a absorção e o transporte de água e de nutrientes, com consequente redução no desenvolvimento e produtividade da cultura. Essa doença limita e influencia negativamente o valor comercial do produto. Ao descascar o inhame-cará, nas camadas abaixo da casca ocorrem lesões escuras que se tornam esponjosas e rachaduras da casca (Fig. 14). Os sintomas provocados pelo nematoide-das-galhas geralmente ocorrem em reboleiras. As plantas afetadas são subdesenvolvidas e cloróticas. Ocorrem lesões nos rizóforos e galhas nas raízes primárias e secundárias, deixando as túberas com aspecto rugoso (Fig. 15), o que compromete o desenvolvimento e a produção da cultura. *R. reniformis* reproduz-se em 86% das 364 espécies de plantas cultivadas. Este nematoide interfere na translocação de água e de nutrientes das raízes para as folhas. Pode causar a redução de radicelas em função do parasitismo estabelecido e crescimento irregular das plantas, sendo difícil de ser diagnosticado no campo pela falta de sintoma típico. Em condições adversas possui uma importante estratégia de sobrevivência na ausência do hospedeiro, a anidrobiose, podendo sobreviver após 29 meses no solo (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Figura 13 - Túberas de inhame contaminadas por *Scutellonema bradys*: principal forma de dispersão do nematoide

Fonte: Pinheiro, Pereira e Madeira (2016).

Figura 14 - Sintomas em túberas de inhame causados pelo complexo *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus coffeae*

Fonte: Pinheiro, Pereira e Madeira (2016).

Figura 15 - Sintomas em túberas de inhame causados por *Meloidogyne* spp.

Fonte: Pinheiro, Pereira e Madeira (2016).

Cucurbitáceas

A família Cucurbitacea compreende mais de 800 espécies silvestres e cultivadas, possuindo ampla gama de patógenos que causam sérias perdas no campo. O cultivo intensivo de cucurbitáceas tem intensificado os problemas causados pelos nematoides, levando a prejuízos significativos na produção (PINHEIRO; AMARO, 2010).

Abóboras e abobrinhas, morangas e abobrinhas de árvore

O cultivo intensificado de abóboras e abobrinhas (*Cucurbita moschata*), morangas (*Cucurbita maxima*), abobrinhas de árvore (*Cucurbita pepo*) favorece a ocorrência de vários problemas fitossanitários, dentre estes os nematoides que provocam prejuízos significativos, quando ocorrem e não são controlados (PINHEIRO; AMARO, 2010). *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* são as espécies mais destrutivas e de maior ocorrência no mundo e no Brasil. As galhas são o sintoma característico, porém, geralmente apresentam os tecidos amolecidos, em especial na aboboreira (Fig. 16), o que difere de outras hortaliças em que os tecidos das galhas são mais firmes (PINHEIRO; AMARO, 2010).

Melão

O cultivo intensivo do meloeiro (*Cucumis melo*) resultou no aumento da incidência e severidade de várias pragas e doenças, responsáveis por grandes perdas. Dentre estas destacam-se os nematoides *R. reniformis, Pratylenchus* spp. e *Meloidogyne* spp., capazes de causar reduções significativas, o que pode chegar a 100% de perdas na produção. *R. reniformis* é o principal nematoide na cultura do melão no Nordeste brasileiro. Os sintomas causados por *M. javanica* e *M. incognita* ocorrem em reboleiras com plantas com forte nanismo e amarelecimento discreto, seguido de murchamento (Fig. 17). As raízes mostram-se atrofiadas, com muitas galhas (Fig. 18) e exposição de massas de ovos (PINHEIRO; AMARO, 2010).

Melancia

A cultura da melancia [*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum e Nakai.] também está sujeita ao ataque de mais de trinta doenças, que podem ser causadas por bactérias, fungos, nematoides e vírus. Dentre os nematoides, *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica* são as espécies mais disseminadas. Já *M. mayaguensis* está mais restrita ao Vale do São Francisco, no Nordeste brasileiro. *Radopholus* sp. e *Xiphinema americanum* são espécies também encontradas associadas às raízes desta cultura (LOPES; REIS; LIMA, 2008).

Os sintomas causados por nematoides em melancia caracterizam-se pela formação de galhas nas raízes, crescimento irregular das plantas, clorose das folhas e

Figura 16 - Sintomas em raízes de abóbora inoculadas artificialmente com 5 mil ovos e juvenis de 2º estádio de *Meloidogyne incognita*, raça 1

Fonte: Pinheiro e Amaro (2010).

Figura 17 - Sintomas na parte aérea do meloeiro em cultivo protegido, por causa da alta infestação de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. javanica* em interação com o fungo *Didymella bryoniae*

Fonte: Pinheiro e Amaro (2010).

Figura 18 - Sintomas em raízes de meloeiro em estufa atacadas pela mistura populacional de *Meloidogyne incognita*, raça 1 e *Meloidogyne javanica*

Fonte: Pinheiro e Amaro (2010).

murchamento das plantas nas horas mais quentes do dia. Na frutificação ocorre a produção de poucos frutos ou de frutos de pequeno tamanho (LOPES *et al*., 2008; FERRARI *et al*., 2013). Os ferimentos causados nas raízes servem de porta de entrada para outras doenças, como a murcha de *Fusarium* (FERRARI *et al*., 2013).

Pepino

Os nematoides-das-galhas são considerados de grande importância na cultura do pepino (*Cucumis sativus*) por provocar redução do desenvolvimento e da produção. Dessa forma, é necessário que o produtor tenha em mãos alternativas para conviver com esse patógeno após a identificação no campo de cultivo. A enxertia favorece a produção de frutos de qualidade, porém os principais porta-enxertos permitem a multiplicação das principais espécies de nematoides-das-galhas (WILCKEN *et al*., 2010, 2013).

MANEJO DE NEMATOIDES EM OLERÍCOLAS

O aumento de áreas infestadas com nematoides parasitas de plantas deve-se à dificuldade dos agricultores em prevenir a introdução nas áreas de cultivo, que se dá, principalmente, pelo transporte de solo infestado e/ou material vegetal contaminado. A utilização de mudas sadias, em geral, é bem-aceita pelos produtores, no entanto, ainda existe resistência quanto à limpeza de máquinas e equipamentos, principalmente daquelas usadas na contenção de erosões. Uma vez infestada a área, esses agentes dificilmente serão erradicados, sendo necessária a adoção de práticas que reduzam a sua população abaixo do limiar de danos econômicos no momento da instalação da cultura, como o alqueive úmido (também chamado controle da irrigação), a rotação de culturas, dentre outras.

Controle preventivo

O controle preventivo dos nematoides é imprescindível, devendo-se evitar a entrada destes nas áreas destinadas ao cultivo de espécies de plantas suscetíveis. A utilização de mudas comprovadamente sadias e a desinfecção de equipamentos utilizados no plantio e nos tratos culturais são de fundamental importância. Os nematoides também podem ser disseminados por meio do solo contaminado, carreado pela água da chuva, da irrigação ou pelo próprio homem. Assim, é importante adotar medidas que impeçam a sua disseminação e consequentemente a sua introdução em áreas ainda não infestadas.

Alqueive

Para diminuir a população inicial do nematoide, o alqueive úmido tem-se mostrado promissor. Esse método consiste em manter a área de cultivo sem vegetação por determinado período, por meio de capinas manuais e/ou aplicação de herbicidas, associado ao revolvimento do solo com aração e/ou gradagem, seguido da irrigação para elevação da umidade do solo, para a indução da embriogênese dos ovos e eclosão dos juvenis infectantes dos nematoides presentes, que, ao se movimentarem em busca de raízes, irão consumir suas reservas energéticas e morrerão por inanição (INOMOTO, 2008; PINHEIRO; PEREIRA; SUINAGA, 2014). A eficiência do alqueive depende da duração do período da área sem planta, temperatura e do gênero do nematoide.

Na ausência da cultura, algumas espécies de plantas daninhas são hospedeiras principais dos nematoides, tornam-se importante fonte de inóculo para o próximo cultivo, proporcionando a manutenção ou até mesmo incremento da população. O custo em manter a área improdutiva e sem plantas invasoras dificulta, muitas vezes, a adoção desse método pelo produtor (INOMOTO, 2008), sendo de extrema importância, que este se atente em realizar capinas, para manter o solo livre de plantas por um determinado tempo.

Rotação de cultura

A rotação de cultura com plantas não hospedeiras ou antagonistas é uma das principais e mais efetiva prática para o manejo de nematoides parasitas de plantas. Porém há limitações, pois algumas espécies de nematoides apresentam polifagia, comunidade nematológica existente no solo e necessidade do controle efetivo das plantas invasoras durante a rotação (PINHEIRO; PEREIRA; SUINAGA, 2014; PINHEIRO, 2017). Para áreas infestadas por *M. javanica*, plantas como milheto, azevém, mucuna-preta, guandu-anão 'Iapar 43', *Crotalaria spectabilis*, *C. breviflora*, Girassol 'IAC Uruguai' podem ser indicadas para rotação de cultura. Em áreas infestadas com *M. enterolobii*, milheto, azevém, mucuna-preta, mucuna-cinza, mucuna-anã, nabo-forrageiro, labe-labe, *Crotalaria spectabilis*, *C. breviflora*, *C. mucronata* e *C. ochloleuca* podem ser recomendadas (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015). Muitas dessas plantas, além de não permitirem a multiplicação dos nematoides, também promovem melhorias nas condições físicas e químicas do solo (PINHEIRO; PEREIRA; SUINAGA, 2014).

Matéria orgânica

A utilização de matéria orgânica (MO) é uma importante ferramenta na melhoria das características físicas, químicas e estruturais do solo. Quando produtos orgânicos são aplicados ao solo, promovem a formação de substâncias orgânicas com ação nematicida, como os ácidos graxos voláteis, ácidos acético, butírico e propiônico, além de amônia e nitritos. Também ocorre adição de nutrientes e melhoria na estrutura do solo, aumento da população microbiana antagonista aos nematoides (ZANDONADI *et al*., 2014). Em diversos trabalhos ao utilizar MO fresca, composta, em pó ou na forma de efluentes orgânicos, foram apresentados resultados satisfatórios no controle de diferentes espécies de nematoides, além de promover o crescimento das plantas.

A MO utilizada para o manejo de nematoides pode ter origem variada e, dessa forma, citam-se como principais resíduos

orgânicos de origem animal a cama de aviário e o esterco bovino. Apresentam resultados promissores em diferentes patossistemas, incluindo o esterco bovino para o controle de *M. javanica* em tomateiro, esterco bovino e cama de aviário para o controle de *M. javanica* e *M. incognita* em alface. Além desses, outros resíduos de origem animal, como chorume líquido de suíno, resíduos de curtume e matadouro, resíduos de peixe e lodo de esgoto já foram estudados para o manejo de nematoides.

Plantas antagonistas

Plantas antagonistas, como crotalárias (*Crotalaria spectabilis, C. juncea*), cravo-de-defunto (*Tagetes patula*, *T. minuta, T. erecta*) e mucunas (*Estizolobium* spp.), são utilizadas com sucesso no controle de nematoides. Tais plantas permitem a invasão de nematoides, porém estes não completam seu desenvolvimento até a fase adulta. É o caso das crotalárias, que, em um primeiro momento, funcionam como hospedeiras atraindo nematoides para as raízes. Já numa segunda fase, oferecem repelência aos nematoides que penetram nas raízes. As crotalárias produzem substâncias tóxicas, como a monocrotalina, que inibe o movimento dos juvenis. O cravo-de-defunto também é recomendado no manejo de nematoides, pois libera substâncias com ação tóxica denominada alfatertienil. Moraes *et al*. (2006) avaliaram o efeito de mucuna-preta, feijão-de-porco e crotalária juncea no controle de *H. dihystera*, *M. javanica* e *M. incognita* em cultivos de alface americana e repolho. Após 45 dias do plantio das leguminosas nas parcelas cultivadas com mucuna-preta esses autores verificaram menor número de juvenis de *Meloidogyne* no solo. Observaram, também, aos 30 e 90 dias, menor população de *H. dihystera* nos tratamentos onde foi incorporado feijão-de-porco, independentemente das hortaliças cultivadas. Já aos 60 dias, nas áreas incorporadas com crotalária houve menor número de *H. dihystera* nas parcelas cultivadas com repolho, enquanto nas áreas cultivadas com alface americana a densidade populacional foi igual para todas as parcelas.

Solarização

A solarização pode ser empregada em áreas infestadas com nematoides. Este método consiste na cobertura do solo úmido com filme plástico transparente, por um período de três a oito semanas. Nessas condições, dependendo do tipo de solo, a temperatura pode atingir até 50 °C aos 30 cm de profundidade. Segundo Baptista *et al*. (2006), o híbrido do tomateiro 'Alambra', cultivado em solo solarizado, apresentou maior massa seca e fresca da parte aérea e altura e peso de frutos. Esta técnica também reduziu o número de *M. incognita* e diminuiu a formação de galhas radiculares. Esses autores relataram ainda que a solarização aumentou a disponibilidade de nutrientes, especialmente de fósforo, o que pode promover melhor qualidade e maior produtividade dos cultivos com economia de fertilizantes. Silva *et al*. (2006) estudaram o efeito benéfico da solarização, combinado às adubações orgânica e química, onde houve a redução do número de galhas, de massas de ovos e da população de fitonematoides nas raízes da alface 'Verônica', principalmente *Meloidogyne* spp.

Controle químico

Embora existam registros de produtos químicos para algumas culturas olerícolas (Quadro1), e estes sejam geralmente eficientes na redução da população de nematoides em curto prazo, tais produtos devem ser recomendados de forma criteriosa, tanto pelo alto custo das moléculas, como pelas olerícolas serem culturas de ciclo curto e de consumo in natura. Outro fator a ser considerado são os possíveis impactos ambientais negativos resultantes do uso incorreto dos produtos químicos. O controle químico não deve ser visto como única e nem a mais eficaz medida de redução dos níveis populacionais dos nematoides.

Controle microbiano

O controle microbiano tem-se mostrado bastante promissor no manejo de nematoides parasitas de plantas. Dentre os microrganismos, as bactérias são as mais abundantes no solo, e os gêneros que se destacam com efeito de biocontrole para nematoides são *Pasteuria*, *Pseudomonas* e *Bacillus*, que podem agir parasitando nematoides ou produzindo enzimas, antibióticos ou toxinas, além de interferir na relação nematoide-hospedeiro, por causa da competição, alteração da rizosfera e por induzir resistência à planta. Dentre os fungos, espécies do gênero *Trichoderma*, *Purpureocillium* e *Pochonia* apresentaram resultados positivos no biocontrole de espécies de *Meloidogyne* spp. (PINHEIRO; CARVALHO; PEREIRA, 2012; PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Controle genético

Cultivares resistentes são consideradas o melhor controle para conviver com áreas infestadas por nematoides, pois a planta que confere resistência ao nematoide consegue manter o patógeno em baixas populações (PINHEIRO, 2017). No entanto, outros métodos que diminuam a população inicial desses nematoides no momento da instalação da cultura resistente fazem-se necessários, a fim de minimizar o número de indivíduos virulentos na população. Apesar de ser o método ideal, nem sempre está disponível para a espécie vegetal de interesse.

No Brasil, todas as cultivares comerciais de melão, melancia e abóboras são suscetíveis a *Meloidogyne* spp. (PINHEIRO; AMARO, 2010). Do mesmo modo, não é conhecida nenhuma fonte de resistência da cultura da cenoura ao nematoide-das-galhas, que garanta a completa imunidade ou elevados níveis de resistência. Por outro lado, hoje, cerca de 80% dos híbridos de tomate para mercado de mesa possuem algum tipo de resistência genética a *Meloidogyne* spp. (ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2015).

Quadro 1 - Nematicidas registrados para o controle de fitonematoides em olerícolas (continua)

Cultura	Ingrediente ativo (i.a.)	Produto comercial (p.c.)	Indicação	Dose	Formulação	Classe	
						Toxicológica	Ambiental
Alface	*Paecilomyces lilacinus* (produto microbiológico)	Nemat	*M. incognita*	600 g /ha	WP	IV	IV
Alho	Abamectina (avermectina)	Abadin 72 EC	*D. dipsaci*	50 mL/100 L de água	EC	I	II
Alho	Abamectina (avermectina)	Boreal	*D. dipsaci*	200 mL/100 L	EC	I	II
Alho	Abamectina (avermectina)	Epimec	*D. dipsaci*	200 mL/100 L(1 aplicação)	EC	III	II
Alho	Abamectina (avermectina)	Vertimec 18 EC	*D. dipsaci*	200 mL/100 L(1 aplicação)	EC	III	II
Batata	Cadusafós (organofosforado)	Apache 100 GR	*M. incognita*	30 kg/ha (1 aplicação por ciclo)	GR	II	II
Batata	Metam-sódico (isotiocianato de metila (precursor de))	Bunema 330 CS	*M. javanica, M. incognita, P. brachyurus*	1.000 L/ ha (p.c.) 383,40 kg/ha (i.a.) (1 aplicação no pré-plantio)	SL	I	I
Batata	Fenamifós (organofosforado)	Nemacur	*M. javanica, M. incognita*	40 kg/ha (p.c.)	GR	II	II
Batata	Fluensulfona (fluoroalkenyle (-thiother))	Nimitz EC	*P. brachyurus*	1000-2000 mL/ha (1 aplicação por ciclo)	EC	I	III
Batata	Cadusafós (organofosforado)	Rugby 100 GR	*M. javanica*	30 kg/ha (1 aplicação por ciclo)	GR	II	II
Cebola	Abamectina (avermectina)	Avicta 500 FS	*M. incognita*	[1]0,120-0,240 mL p.c./1.000 sementes ou 40 a 80 mL p.c./kg sementes (1 aplicação)	FS	I	II
Cenoura	Abamectina (avermectina)	Avicta 500 FS	*M. incognita*	[1]0,060 mL p.c./1.000 sementes ou 30 mL p.c./kg sementes (1 aplicação)	FS	I	II
Cenoura	Metam-sódico (isotiocianato de metila (precursor de))	Bunema 330 CS	*M. javanica, M. incognita*	750 L/ha 287,59 kg/ha (1 aplicação no pré-plantio)	SL	I	I
Cenoura	Fostiazato (organofosforado)	Cierto 100 GR	*M. incognita*	40 kg/ha (4 kg de i.a./ha)	GR	III	II
Cenoura	Fluensulfona (fluoroalkenyle (-thiother))	Nimitz EC	*M. javanica*	3.000-4.000 mL/ha (1 aplicação por ciclo)	EC	I	III
Melão	Fenamifós (organofosforado)	Nemacur EC	*M. javanica*	10 L/ha 2.000 g/ha (1 aplicação)	EC	I	I
Pepino	Abamectina (avermectina)	Abadin 72 EC	*M. javanica, M. incognita*	125 mL/ha	EC	I	II

(conclusão)

Cultura	Ingrediente ativo (i.a.)	Produto comercial (p.c.)	Indicação	Dose	Formulação	Classe	
						Toxicológica	Ambiental
Pepino	Abamectina (avermectina)	Epimec	*M. javanica, M. incognita*	500 mL/ha (p.c.) (até 5 aplicações)	EC	III	II
Pepino	Abamectina (avermectina)	Vertimec 18 EC	*M. javanica, M. incognita*	500 mL/ha (p.c.) (até 5 aplicações)	EC	III	II
Pimentão	Fluensulfona (fluoroalkenyle (-thiother))	Nimitz EC	*M. javanica*	1000-150 mL/ha (1 aplicação por ciclo)	EC	I	III
Tomate	Abamectina (avermectina)	Abadin 72 EC	*M. javanica, M. incognita*	125 mL/ha	EC	I	II
Tomate	abamectina (avermectina)	Avicta 500 FS	*M. incognita*	[1]0,300-1.200 mL p.c./1.000 sementes ou 100 a 400 mL p.c./kg sementes (1 aplicação)	FS	I	II
Tomate	Metam-sódico (isotiocianato de metila (precursor de))	Bunema 330 CS	*M. javanica, M. incognita*	750 L/ha (p.c.) 287,59 kg/ha (i.a.) (1 aplicação no pré-plantio)	SL	I	I
Tomate	Abamectina (avermectina)	Epimec	*M. javanica, M. incognita*	500 mL/ha (p.c.) (até 5 aplicações)	EC	III	II
Tomate	Fenamifós (organofosforado)	Nemacur	*M. incognita*	30-40 kg/ha (p.c.)	GR	II	II
Tomate	Fluensulfona (fluoroalkenyle (-thiother))	Nimitz EC	*M. javanica*	1.000-2.000 mL/ha (1 aplicação por ciclo)	EC	I	III
Tomate	Abamectina (avermectina)	Vertimec 18 EC	*M. javanica, M. incognita*	500 mL/ha (p.c.) (até 5 aplicações)	EC	III	II

Fonte: Brasil (2019).

Nota: CS - Suspensão de encapsulado; EC - Concentrado emulsionável; FS - Suspensão concentrada para tratamento de sementes; GR - Granulado; SL - Concentrado solúvel; WP - Pó molhável.

Classe toxicológica: I - Extremamente tóxico; II - Altamente tóxico; III - Medianamente tóxico; IV - Pouco tóxico.

Classe ambiental: I - Produto altamente perigoso ao meio ambiente; II - Produto muito perigoso ao meio ambiente; III - Produto perigoso ao meio ambiente; IV - Produto pouco perigoso ao meio ambiente.

(1) considerar: 1.000 sementes de cebola igual a 3 g; 1.000 sementes de cenoura igual a 2 g; 1.000 sementes de tomate igual a 3 g; 60.000 sementes de milho igual a 16,8 kg; para a cultura do feijão consideraram-se 1.000 sementes igual a 240 g.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O manejo de fitonematoides tem-se mostrado uma tarefa difícil, principalmente pelo uso intensivo da área de cultivo de olerícolas, seja em campo aberto, seja em ambiente protegido. O uso de plantas resistentes é o método mais econômico e ambientalmente seguro para o controle desses fitopatógenos. Porém, é de fundamental importância evitar a entrada ou o estabelecimento dos nematoides em áreas de cultivos, onde ainda não estejam presentes, sendo este o passo inicial para um manejo eficiente.

Nas áreas cultivadas com olerícolas, já infestadas por nematoides fitoparasitas, o manejo desta praga deve ser feito com várias práticas de controle, que visem manter a população abaixo do nível de dano econômico.

REFERÊNCIAS

BAPTISTA, M.J. *et al*. Solarização do solo e biofumigação no cultivo protegido de tomate. **Horticultura Brasileira**, Brasília,v.24, n.1, p.47-52,jan./mar. 2006.

BLANCO, O. **Nematoides**. Blog Saúde no Solo de Oliver Blanco. [S.l.], 2011. Disponível em: http://oextensionista.blogspot.com/2011/01/n-e-m-t-o-i-d-e-s.html#.XIZo3iJKiUl. Acesso em: 4 mar. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília, DF: MAPA, 2019. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 4 mar. 2019.

CHARCHAR, J.M.; VIEIRA, J.V.; FACION, C.E. Controle de nematoides das galhas em cenoura através de rotação de culturas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.25, p.335, 2000. Suplemento.

CHARCHAR, J.M. *et al*. Cultivo e incorporação de leguminosas, gramíneas e outras plantas no controle de *Meloidogyne incognita* Raça 1 em cenoura 'Nantes'. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.2, p.139-146, 2009.

FERRARI, G.N. *et al*. **A cultura da melancia**. Piracicaba: USP-ESALQ, 2013. 62p. (ESALQ. Série Produtor Rural, 54).

INOMOTO, M.M. Importância e manejo de *Pratylenchus brachyurus*. **Plantio Direto**, Passo Fundo, v.108, n.1, p.4-9, 2008.

INOMOTO, M.M.; SILVA, R.A.; PIMENTEL, J.P. Patogenicidade de *Pratylenchus brachyurus e P. coffeae* em quiabeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.29, n.5, p.551-554, set./out. 2004.

LOPES, C.A.; REIS, A.; LIMA, M.F. **Principais doenças da cultura da melancia no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2008. 9p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 61).

MORAES, S.R.G. *et al*. Influência de leguminosas no controle de fitonematoides no cultivo orgânico de alface americana e de repolho. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.31, n.2, p.188-191, mar./abr. 2006.

PINHEIRO, J.B. **Nematoides em hortaliças**. Brasília, DF: EMBRAPA, 2017. 193p.

PINHEIRO, J.B. **Nematoides na cultura da beterraba**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2011. 10p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 85). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/105345/1/ct-85.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B.; AMARO, G.B. **Ocorrência e controle de nematoides nas principais espécies cultivadas de cucurbitáceas**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2010. 7p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 88). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/128815/1/ct-88.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B.; CARVALHO, A.D.F. de; PEREIRA, R.B. **Ocorrência e manejo de nematoides em apiaceas**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2012. 13p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 103).

PINHEIRO, J.B.; PEREIRA, R.B.; MADEIRA, N.R. **Manejo de nematoides na cultura do inhame-cará (*Dioscorea* spp.)**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2016. 13p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 150). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/145869/1/CT-150.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B.; PEREIRA, R.B.; SUINAGA, F.A. **Manejo de nematoides na cultura do tomate**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2014. 12p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 132). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/117947/1/CT-132.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B.; SILVA, G.O. da; PEREIRA, R.B. **Nematoides na cultura da batata**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2015. 12p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 143). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/127765/1/CT-143.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B. *et al*. **Manejo de nematoides na cultura do quiabeiro**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2013a. 7p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 127). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/84766/1/ct-127.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B. *et al*. **Nematoides na cultura da mandioquinha-salsa**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2013b. 11p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 123).

PINHEIRO, J.B. *et al*. **Nematoides na cultura do alho e cebola**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2014a. 8p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 130). Disponível em: https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/105989/1/12-47-CT-130.pdf. Acesso em: 4 mar. 2019.

PINHEIRO, J.B. *et al*. Reação de genótipos de *Capsicum* ao nematoide-das-galhas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.32, n.3, p.371-375, jul./set. 2014b.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.46, n.4, p.826-835, out./dez. 2015.

SILVA, M.G. da *et al*. Efeito da solarização, adubação química e orgânica no controle de nematoides em alface sob cultivo protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.24, n.4, p.489-494, out./dez. 2006.

TIVELLI, S.W. *et al*. **Beterraba**: do plantio à comercialização. Campinas: IAC, 2011. 45p. (IAC. Série Tecnologia APTA. Boletim Técnico, 210).

WILCKEN, S.R.S. *et al*. Reprodução de *Meloidogyne* spp. em porta-enxertos e híbridos de pepino. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.28, n.1, p.120-123, jan./mar. 2010.

WILCKEN, S.R.S. *et al*. Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* in rootstocks and cucumber hybrids. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.31, n.4, p.618-621, Oct./Dec. 2013.

ZANDONADI, D.B. *et al*. Ação da matéria orgânica e suas frações sobre a fisiologia de hortaliças. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.32, n.1, p.14-20, jan./mar. 2014.

ANÁLISE NEMATOLÓGICA EM MUDAS DE CAFEEIRO

RENASEM Nº MG-10104/2015 para atendimento da IN Nº35/2012.

Proteja sua plantação.
Traga suas amostras para o LABRAS e garanta melhores resultados na colheita.

LABRAS
ANÁLISES AMBIENTAIS E AGRÍCOLAS

(34) **3842-8770** (34) 9 **8892-9670** www.**labras**.com.br

INFORME AGROPECUÁRIO

Tecnologias para o Agronegócio

Assinatura e vendas avulsas
publicacao@epamig.br
(31) 3489-5002
www.informeagropecuario.com.br

EPAMIG

Manejo de fitonematoides na cultura do feijoeiro

Regina Cássia Ferreira Ribeiro[1], *Claudia Regina Dias-Arieira*[2], *Adelica Aparecida Xavier*[3]

Resumo - O feijoeiro é afetado por nematoides pertencentes a diversos gêneros. Os mais importantes são os nematoides-das-galhas, *Meloidogyne* spp., e *Pratylenchus brachyurus*, por causarem grandes perdas na produção. Existem várias táticas para o manejo desses patógenos, como rotação de culturas com plantas não hospedeiras, alqueive úmido, controle biológico e outras.

Palavras-chave: Feijão. Nematoide fitoparasita. Fitossanidade.

Management of plant-parasitic nematodes in common bean crop

Abstract - The bean plant is affected by nematodes belonging to several genera. The most important are the root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp., and *Pratylenchus brachyurus* for causing large losses in production. There are several tactics for the management of these pathogens such as crop rotation with non-host plants, wet fallow, biological control and others.

Keywords: Phaseolus vulgaris. Plant-parasitic nematodes. Plant health.

INTRODUÇÃO

O feijoeiro-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) pertence à família das leguminosas, e tem sua semente como um dos principais alimentos consumidos no Brasil por todas as classes sociais. É considerada a principal fonte de proteína da dieta do brasileiro. Possui quantidades significativas de carboidratos, vitaminas, minerais, fibras, compostos fenólicos com ação antioxidante e é rica em um aminoácido essencial, a lisina. O uso do feijão-comum com o arroz na dieta alimentar tradicional no Brasil é muito importante, pois o arroz é rico em aminoácidos sulfurados, como a metionina e a cistina, o que está ausente no feijoeiro.

Os maiores produtores mundiais de feijão são Myanmar, Índia, Brasil, Estados Unidos, México e Tanzânia. Estes países são responsáveis por 59,4% do total produzido no mundo (FAO, 2017). No Brasil, Minas Gerais destaca-se como o segundo produtor, atrás do Paraná (IBGE, 2018).

O feijoeiro pode ser cultivado em três épocas, denominadas safra das águas, de agosto a novembro; da seca, de janeiro a março, e de outono; e inverno, de abril a julho, esta última com alto nível tecnológico.

Dentre os patógenos que afetam a produção do feijoeiro destacam-se os nematoides fitoparasitas, que são vermiformes, dotados de estilete bucal, com o qual perfuram as células das raízes, sugam seu conteúdo e afetam a absorção e a translocação de nutrientes, alterando a fisiologia da planta. Diversas espécies de fitonematoides têm sido identificadas associadas às raízes e ao solo da rizosfera de feijoeiro no mundo. No Brasil, destacam-se as espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, em função das perdas que causam à cultura. Em geral, os danos por fitonematoides em feijoeiro estão em função de seus níveis populacionais que, geralmente, são altos, pela possibilidade de haver o cultivo em três épocas, sem o emprego de rotação de culturas não hospedeiras ou antagonistas. Além de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus brachyurus*, o nematoide-de-cisto-da-soja, *Heterodera glycines, Rotylenchulus reniformis, Helicotylenchus* e *Xiphinema* também atacam o feijoeiro.

NEMATOIDE-DAS-GALHAS

Os nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.) foram primeiramente observados por Berkeley, em 1855, em raízes de pepineiro. Constituem o principal grupo de nematoides de importância econômica. São amplamente disseminados e atacam quase todas as plantas cultivadas, como leguminosas, fruteiras, olerícolas, plantas medicinais, além de ser altamente cosmopolitas.

As principais espécies associadas ao feijoeiro são *M. incognita* e *M. javanica*

[1]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª UNIMONTES - Depto. Ciências Agrárias/Bolsista FAPEMIG, Janaúba, MG, regina.ribeiro@unimontes.br

[2]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª Associada UEM - Depto. Agronomia/Bolsista CNPq, Umuarama, PR, crdiasarieira@hotmail.com

[3]Eng. Agrônoma, D.Sc., Profª, UNIMONTES - Depto. Ciências Agrárias, Janaúba, MG, adelica@unimontes.br

Submissão: 1/2/2019 - Aprovação: 6/2/2019

que causam perdas que podem chegar a 50% - 90% (AGUDELO, 1980). As perdas elevadas ocorrem por causa da alta taxa reprodutiva do nematoide, o que ocasiona um rápido aumento de sua população. As espécies de *Meloidogyne* mencionadas podem ainda reduzir a fixação de nitrogênio feita por *Bradyrhizobium*, com consequente redução da nodulação (SANTOS *et al.*, 2012). Outras espécies de *Meloidogyne* foram relatadas no Brasil infectando feijoeiro, como *M. inornata* (MACHADO; DORIGO; MATTEI, 2013), *M. enterolobii*, *M. paranaensis, M. ethiopica* (BELLÉ *et al.*, 2017a) e *M. luci* (MACHADO *et al.*, 2016).

Os nematoides do gênero *Meloidogyne* ocorrem com mais frequência e causam maiores perdas em solos arenosos e em regiões com altas temperaturas (PEDROSA; MOURA; SILVA, 2000). Seu aumento populacional é favorecido pelo cultivo contínuo de culturas hospedeiras, como feijão, soja e milho, e disponibilidade de água durante praticamente todo o ano, suprida por chuvas ou via irrigação (FERNANDES *et al.*, 2013).

Os nematoides-das-galhas são endoparasitos sedentários. A partir dos ovos depositados pelas fêmeas ocorre o desenvolvimento embrionário, passando pelas fases de blástula, gástrula e mórula e culmina com a formação dos juvenis de primeiro estádio (J1s). Estes sofrem a primeira ecdise dentro dos ovos e transformam-se em juvenis de segundo estádio (J2s), que eclodem na presença de umidade e temperatura ideais. Os J2s são atraídos pelos exsudatos radiculares, penetram nas raízes na região de alongamento celular, migram por entre as células do córtex e estabelecem sítios permanentes de alimentação denominados células gigantes, junto ao sistema vascular, no cilindro central. As células gigantes são formadas a partir de endomitoses sucessivas sem citocinese. Após sofrerem três ecdises, os J2s atingem a forma adulta. As espécies mais importantes, como *M. incognita* e *M. javanica*, reproduzem-se por partenogênese, assim a ocorrência de machos é rara. As fêmeas passam a produzir os ovos, que são depositados numa matriz gelatinosa rica em glicoproteína, produzida pelas glândulas retais, formando a massa de ovos. A massa gelatinosa tem a função de proteger os ovos de extremos ambientais e predação. Cada fêmea produz, em média, 500 ovos.

Os sintomas mais característicos no feijoeiro são as galhas nas raízes primárias e secundárias, que podem atingir o diâmetro de 12 mm ou mais. São formadas simultaneamente à formação de células gigantes, por meio de hiperplasia e hipertrofia dos tecidos no entorno do nematoide. As galhas geralmente são formadas um ou dois dias após a penetração do J2. Externamente às galhas são encontradas as massas de ovos (Fig. 1).

Além desses sintomas, podem ocorrer redução do sistema radicular, encurtamento e engrossamento das raízes e redução no número das laterais. Em caso de infecções severas, as raízes tomam a forma de uma massa de galhas, que pode ocasionar a morte da planta. Na parte aérea das plantas, ocorrem os sintomas de amarelecimento e subdesenvolvimento e murcha nas horas mais quentes do dia. Em feijão-caupi (*Vigna unguiculata*), também são formadas galhas nas raízes e massas de ovos externamente (Fig. 2). Os sintomas mencionados ocorrem em reboleiras por causa da distribuição dos nematoides que são agregados ao solo.

NEMATOIDE-DAS-LESÕES-RADICULARES

O nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus brachyurus*) caracteriza-se como o segundo gênero mais importante para a cultura do feijoeiro, sendo de ocorrência generalizada nas áreas produtoras de feijão no Brasil, podendo ocorrer sozinho ou, mais comumente, associado a outros nematoides, especialmente aos nematoides-das-galhas.

O ciclo de vida desse parasita inicia-se com o ovo, e dentro deste ocorre o desenvolvimento embrionário, formando o J1. Este passa pela primeira troca de cutícula (ecdise), ainda dentro do ovo, e dá origem ao J2, o qual eclode estimulado por temperaturas elevadas e umidade no

Figura 1 - Sintomas de galhas e presença de massas de ovos de *Meloidogyne javanica* em raiz de feijoeiro cultivar Pérola

Bruna H. C. Santos

solo. Para chegar à fase adulta, ocorrerão mais três ecdises, passando pelas fases J3 e J4 (juvenis de terceiro e quarto estádios). Caracteristicamente, a presença de machos nas populações de *P. brachyurus* é rara, predominando a formação de fêmeas parasitas. Todos os estádios móveis do nematoide são considerados infectantes, ou seja, J2, J3, J4 e fêmea, podendo migrar livremente no solo ou nas raízes. Para o parasitismo, os nematoides penetram as regiões mais frágeis das raízes (região de alongamento celular) e migram livremente pela região cortical, onde se movimentam de forma inter e intracelular, alimentando-se das células do córtex, sendo, dessa forma, considerados endoparasitas migradores. O processo de movimentação e de alimentação envolve a produção e liberação de enzimas e outras proteínas que causam ruptura das células. As lesões no interior das raízes vão coalescendo e formando pequenas galerias. Externamente é possível observar raízes com coloração marrom-avermelhadas (Fig. 3), com leve acinturamento, sendo este o sintoma característico do nematoide e que dá nome comum à doença, ou seja, lesões radiculares.

No campo, a ocorrência é em reboleiras, com plantas de tamanho reduzido e com sintomas de deficiência nutricional. Porém, talhões com plantas assintomáticas, mas com baixa produtividade, têm sido relacionados com problemas com nematoides. O ataque intenso em plantas jovens pode ocasionar a morte destas. No geral, os sintomas são mais visíveis a partir do florescimento e nos períodos de estiagem, podendo ser mascarados em áreas irrigadas. As perdas na cultura podem variar de 10% a 80%, a depender da densidade populacional do nematoide (AGUDELO, 1980)

O nematoide-das-lesões-radiculares caracteriza-se pela ampla gama de hospedeiro, que parasita quase todas as plantas cultivadas e, ainda, muitas plantas espontâneas. Além do feijoeiro, a lista de plantas suscetíveis inclui soja, milho, algodão, cana-de-açúcar, dentre diversas outras culturas de importância para o Brasil.

Figura 2 - Sintomas de galhas e presença de massas de ovos de *Meloidogyne javanica* em raiz de feijoeiro-caupi

Paulo Victor M. Pacheco

Figura 3 - Sintomas de lesões nas raízes de feijoeiro cultivar IPR Tuiuiu causadas por *Pratylenchus brachyurus*

Andressa C. Z. Machado

APHELENCHOIDES BESSEYI

Aphelenchoides besseyi é o agente causal de doenças da parte aérea de plantas, como a ponta-branca-do-arroz, da soja louca II e tem sido observado em lavouras de algodoeiro no Mato Grosso (FAVORETO *et al.,* 2018). Em soja, pode causar perdas de até 100% na produtividade. Em feijoeiro, o nematoide causa a doença conhecida como "amachamiento", no entanto esta doença ainda não foi relatada no Brasil. Existem relatos de sua ocorrência na Costa Rica (CHAVES *et al.,* 2013). O nematoide causa pequenas lesões necróticas nas folhas cotiledonares que evoluem para a enfermidade conhecida como falsa-mancha-angular. Quando as primeiras folhas trifolioladas começam a se expandir, a nervura central e o limbo foliar deformam-se, evidenciando os sintomas descritos para o "amachamiento". Em seguida, ocorre o abortamento floral e, como consequência, a redução ou a não formação de vagens, que constitui o principal dano podendo levar a perdas de 24% a 50% em variedades melhoradas (CHAVES *et al.*, 2013). No Brasil, pesquisadores da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) inocularam feijoeiros com inóculo do nematoide procedente da soja e houve a reprodução dos sintomas. Várias cultivares de feijão-caupi são hospedeiras do nematoide.

SOBREVIVÊNCIA E DISSEMINAÇÃO

Os nematoides-das-galhas e o nematoide-das-lesões possuem uma ampla gama de hospedeiros, parasitando milhares de diferentes espécies de plantas, incluindo monocotiledôneas, dicotiledôneas, e plantas herbáceas e lenhosas. Os nematoides podem sobreviver na ausência de feijoeiros e de outras plantas, na fase de ovos e, na presença de plantas espontâneas associados às suas raízes. A disseminação ocorre por meio de enxurradas, trânsito de máquinas e capinas com enxadas. *A. besseyi* sobrevive em plantas de arroz ou em plantas espontâneas, não tendo grande capacidade de sobrevivência em resíduos das culturas. É disseminado por respingos de chuva.

FATORES AMBIENTAIS QUE AFETAM O PARASITISMO DE NEMATOIDES EM FEIJOEIRO

M. incognita e *M. inornata* completam seu ciclo de vida em raízes de feijoeiro aos 31 e 21 dias, às temperaturas de 25 ºC e 32 ºC, respectivamente (DADAZIO *et al.*, 2016). O ciclo de vida de *P. brachyurus* dura, em média, quatro semanas e é favorecido por temperatura média de, aproximadamente, 27 ºC e umidade próxima a 60% da capacidade de campo. *A. besseyi* ocorre em regiões com temperaturas moderadas (18 ºC - 25 ºC) e chuvas frequentes. A população de *P. brachyurus* tende a ter correlação negativa com teor de matéria orgânica (MO) e fertilidade do solo e, por outro lado, correlação positiva com baixo pH, alumínio e teor de areia no solo.

MANEJO

Em geral, o manejo de nematoides é difícil, pois uma vez introduzidos em uma área agrícola, é praticamente impossível sua erradicação. No caso do feijoeiro, que pode ser cultivado em até três épocas consecutivas, o aumento populacional pode reduzir ou tornar limitante a sua produção.

As estratégias de controle mais utilizadas ocorrem antes da semeadura no campo e, para isso, é importante amostrar o solo de acordo com as normas e encaminhá-las a laboratórios credenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para verificação da presença dos principais nematoides, a fim de decidir por determinada estratégia de manejo.

A depender da espécie presente no solo, a área poderá ser submetida à rotação de culturas com plantas não hospedeiras ou antagonistas às referidas espécies. No caso de infestação do solo por *M. incognita* e *M. javanica,* pode-se fazer rotação por exemplo com amendoim (*Arachis* sp.), braquiária (*Urochloa* spp.), crotalária (*Crotalaria spectabilis),* mamona (*Ricinus comunis*) ou outra cultura não hospedeira dos referidos nematoides. Se no solo estiver presente *P. brachyurus,* podem-se utilizar espécies de *Crotalaria*, incluindo *C. spectabilis*, *C. ochroleuca* e *C. breviflora,* mas deve-se evitar o cultivo de *C. juncea*, considerada suscetível a este nematoide. Além destas plantas, algumas cultivares de aveia, principalmente aveia preta, apresentam baixo fator de reprodução, podendo compor o sistema de rotação sozinhas ou em consórcio com o nabo forrageiro. Somam-se a estas, algumas cultivares de milheto, consideradas redutoras da população do nematoide. Durante a rotação de culturas é importante manter a área livre de plantas espontâneas que são suscetíveis aos nematoides e podem manter o inóculo na área. Com relação a *M. incognita*, destacam-se plantas espontâneas comuns na cultura do feijão que devem ser eliminadas da área: picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteira (*Euphorbia heterophylla*), caruru (*Amaranthus pilosa, A. hybridus, A. spinosus* e *A. viridis*), trapoeraba (*Commelina benghalensis*), capim-colchão (*Digitaria horizontalis*), picão-branco (*Galinsoga parviflora*) (BELLÉ *et al.,* 2017b). No caso de *P. brachyurus,* destacam-se as plantas espontâneas apaga-fogo (*Alternathera tenela*), caruru (*Amaranthus viridis*), guanxuma (*Sida rhombifolia*), maria-pretinha (*Solanum americanum*), picão-preto (*Bidens pilosa*), as braquiárias e muitas espécies de monocotiledôneas, como-carrapicho rasteiro (*Acanthospermum australe*), capim-colchão (*D. horizontalis*), capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*), capim-marmelada (*Urochloa plantaginea*), capim-massarambá (*Sorghum halepense*) (STRADIOTO; FERRAZ; PITELLI, 1983; LOPES, 2011; UEBEL *et al.*, 2013; QUEIRÓZ *et al.*, 2014; BRAZ *et al.,* 2016). Soma-se a estas, o capim-amargoso (*Digitaria insularis*), que, além da resistência a herbicidas, apresenta fator de reprodução para *P. brachyurus*, variando de quatro a oito.

A adição de MO ao solo também é importante para o manejo de *Meloidogyne* spp. e *P. brachyurus*, sendo utilizado, principalmente, resíduos de agroindústrias regionais, com destaque para cama de aviário. Como muitas vezes esta prática

tem limitações econômicas, por não ter fonte de compostos próximas à propriedade, indica-se a adição de MO ao solo via adubação verde. Além do efeito direto do controle de nematoides no processo de decomposição, a MO aumenta os inimigos naturais do nematoide no solo, melhora a ciclagem de nutrientes e o desenvolvimento da planta.

O revolvimento do solo seguido de irrigação mostrou ser uma técnica eficiente no controle de *M. incognita* e no aumento da produtividade de feijão cultivar Pérola, na região do Alto Paranaíba, em Minas Gerais (DUTRA; CAMPOS, 2003).

Com relação ao controle químico, não existem nematicidas registrados pelo MAPA e cadastrados nas Secretarias Estaduais de Agricultura para o controle de espécies de *Meloidogyne*. Já para *P. brachyurus* existe um produto registrado à base de terbufós que deve ser aplicado de acordo com a recomendação do fabricante. Contudo, o uso de nematicidas químicos tem apresentado várias restrições, por causa dos resíduos que deixam nos alimentos e contaminações ao meio ambiente. Além disso, apresentam alta toxicidade e baixa eficácia de controle, após repetidas aplicações, e ainda aumentam o custo de produção do feijoeiro.

O controle biológico de *Meloidogyne* spp. pode ser realizado por meio do tratamento de sementes de feijão com rizobactérias. Estudo realizado na Universidade Estadual de Montes Claros (Unimontes) - Campus Janaúba, mostrou que o tratamento de sementes de feijão 'Carioca', com espécies de *Bacillus*, foi eficiente no controle de *M. javanica* (SANTOS *et al.*, 2019). Vários nematicidas biológicos foram lançados no mercado agrícola e, diferente do controle químico, o nematicida biológico é registrado para praga-alvo, não para a cultura. Porém, é importante estar atento às indicações do fabricante, pois as doses e formas de aplicação desses produtos podem variar em função da espécie cultivada. O mercado atual de nematicidas biológicos conta com mais de uma dezena de produtos à base de *Bacillus*. Trata-se de uma bactéria com modo de ação variável sobre os nematoides, sendo uma das principais formas de controle, a mimetização da rizosfera. Isto ocorre porque as bactérias crescem na superfície da raiz ou próximas a esta, alimentando-se de exsudatos liberados pelas raízes e liberando, por sua vez, produtos do metabolismo secundário. Dessa forma, ocorre uma modificação na concentração de exsudatos, o que dificulta a localização das raízes pelo nematoide, sendo este modo de ação denominado blindagem. Além disso, o crescimento das bactérias na superfície das raízes pode formar uma barreira física, competindo com o nematoide por sítios de penetração. Soma-se a isto a produção de metabólitos tóxicos, que podem afetar o desenvolvimento embrionário do nematoide, e a movimentação destes no solo, a promoção no crescimento de plantas e a indução de resistência, características de alguns isolados.

Dentre os fungos, destacam-se *Trichoderma harzianum* e *T. pseudokonigii,* aplicados ao solo, também envolvidos no controle de *M. incognita* em feijoeiro (SANTIN, 2008). Estes microrganismos podem promover o crescimento de plantas diretamente, por controlar patógenos por meio de produção de antibióticos, enzimas como quitinase e lipases e diretamente por meio da produção de fitormônios, solubilização de fosfato, produção de sideróforos e outros. No caso de *Trichoderma*, destaca-se, ainda, o mecanismo denominado micoparasitismo. Outros fungos envolvidos no controle de nematoides são *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* (sinonímia *Paecilomyces lilacinus*). São classificados como parasitas de ovos e, pela forma de ação, tendem a ser mais eficientes no controle de nematoides sedentários. Contudo, pesquisas têm mostrado que esses fungos possibilitam controle significativo nas populações de *P. brachyurus*, por parasitarem também formas móveis no solo, sendo os melhores resultados observados em solos ricos em MO. Somado ao efeito direto, há o potencial para aumentar o desenvolvimento do sistema radicular, melhorar a absorção de alguns nutrientes, e a possibilidade de indução de resistência em plantas a patógenos, como já observado para *P. chlamydosporia*.

Um aspecto importante, no que se refere ao controle biológico, é que os agentes tendem a ter ampla gama de ação, podendo controlar populações mistas de nematoides no solo. Por outro lado, alguns cuidados devem ser tomados na adoção do controle biológico. O primeiro é a aquisição de produtos registrados no MAPA e a aplicação destes nas doses e formas indicadas. Atualmente, o mercado dispõe de muitos produtos sem registro, os quais não são devidamente avaliados quanto à eficiência e segurança. Além disso, devem-se evitar misturas de microrganismos que não tenham sido avaliados conjuntamente, visto que um agente pode ser antagônico a outro. Um alerta especial deve ser dado à produção própria de agentes de controle biológico (produção *on farm*), visto que muitos problemas têm sido observados neste tipo de atividade, incluindo a aplicação de agentes nocivos à saúde humana e animal, ou de estirpes não virulentas ao nematoide. Inclui nestes riscos, a possibilidade de multiplicação de microrganismos patogênicos às plantas, como ocorreu recentemente em uma área de cultivo de feijão, na qual foi aplicada a bactéria *Curtobacterum flaccumfaciens*, causando praticamente 100% de perda na produção.

A resistência genética é, dentre todos os métodos de controle de nematoides, a mais eficiente e promissora e constitui a medida mais econômica e viável para o produtor. Várias pesquisas têm sido realizadas, no entanto verifica-se variabilidade na resposta de diferentes genótipos avaliados para diferentes espécies de nematoides e entre populações de uma mesma espécie de regiões diferentes. A maioria das variedades comerciais é suscetível aos nematoides do feijoeiro.

Com relação ao manejo de *A. besseyi* em feijão, podem ser adotadas medidas semelhantes às indicadas para soja e

algodão, como dessecação antecipada à semeadura do feijão, no caso de plantio direto e o efetivo controle de plantas espontâneas hospedeiras como trapoeraba, agriãozinho-do-pasto, cordão-de-frade e caruru, durante o cultivo. Podem-se, ainda, utilizar cultivares de milho em sucessão ao feijão, visto que não são hospedeiras de *A. besseyi*. No entanto, é necessário estar atento à presença de *Meloidogyne* ou *Pratylenchus* que infectam a cultura. Evitar o plantio de feijão após o arroz, visto que este também é hospedeiro do nematoide.

Vale ressaltar que o monitoramento da população é de suma importância no controle de *P. brachyurus* no feijoeiro, pois sob baixa ou média população, a adoção de práticas que não permitam o aumento populacional poderá ser suficiente. Entretanto, sob alta população do nematoide, será necessária adoção de estratégias que reduzam a população abaixo do limiar de dano econômico.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As táticas de manejo cultural de fitonematoides na cultura do feijoeiro, como rotação de culturas, aração e gradagem e alqueive úmido, são as mais usadas. Produtos biológicos à base de fungos e bactérias têm sido desenvolvidos para o controle de diversas espécies de *Meloidogyne*. Para que a rotação de culturas e os produtos biológicos sejam eficientes, é necessário o conhecimento de quais nematoides estão presentes na área a ser plantada.

AGRADECIMENTO

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (Fapemig), pelo suporte financeiro ao Projeto e pela concessão das bolsas.

REFERÊNCIAS

AGUDELO, F.V. Nematodes. *In*: SCHWARTZ, H.F.; GALVEZ E., G.E. (ed.). **Bean production problems**: disease insect, soil and climatic constraints of *Phaseolus vulgaris*. Cali: CIAT, 1980. p.315-326.(CIAT. Series, 09EB-1).

BELLÉ, C. *et al*. Parasitization of the common bean (*Phaseolus vulgaris*) by *Meloidogyne ethiopica* in southern Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v.101, n.3, p.510, Mar. 2017a.

BELLÉ, C. *et al*. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Meloidogyne incognita*. **Nematropica**, Bradenton, v.47, n.1, p.26-33, 2017b.

BRAZ, G.B.P. *et al*. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.42, n.3, p.233-238, jul./set. 2016.

CHAVES, N. *et al*. *Aphelenchoides besseyi* Christie (Nematoda: Aphelenchoididae), agente causal del amachamiento del frijol común. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.38, n.3, p.243-252, mayo/jun. 2013.

DADAZIO, T.S. *et al*. Host-parasite relationships in root-knot disease caused by *Meloidogyne inornata*in common bean (*Phaseolus vulgaris*). **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.164, n.10, p.735-744, Oct. 2016.

DUTRA, M.R.; CAMPOS, V.P. Manejo do solo e da irrigação como nova tática de controle de *Meloidogyne incognita* em feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.28, n.6, p.608-614, nov./dez. 2003.

FAO. **Top 10 country production of beans**. Roma: FAO, 2017. Disponível em: dryhttp://www.fao.org/faostat/en/#rankings/countries_by_commodity. Acesso em: 27 ago. 2019.

FAVORETO, L. *et al*. First report of *Aphelenchoides besseyi* infecting the aerial part of cotton plants in Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v.102, n.12, p.2662, Dec. 2018.

FERNANDES, R.H. *et al*. Controle de *Meloidogyne javanica*na cultura do feijoeiro com isolados de *Bacillus* spp. **Revista Tropica**: Ciências Agrárias e Biológicas, Chapadinha, v.7,n.1, p.76-81, 2013.

IIBGE. **Indicadores IBGE**: levantamento sistemático da produção agrícola – estatística da produção agrícola. Rio de janeiro: IBGE, 2018. 87p. Disponível em: https://agenciadenoticias.ibge.gov.br/media/com_mediaibge/arquivos/92b42e3cc095f31bb3c4404aa0a3aa87.pdf. Acesso em: 27 ago. 2018.

LOPES, L.R. **Densidade populacional, hospedabilidade e manejo de lavoura de soja, no controle do *Pratylenchus brachyurus* no Mato Grosso**. 2011. 58f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2011.

MACHADO, A.C.Z.; DORIGO, O.F.; MATTEI, D. First report of the root knot nematode *Meloidogyne inornata* parasitizing common bean in Paraná State, Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v.97, n.3, p.431, Mar. 2013.

MACHADO, A.C.Z. *et al*. *Meloidogy neluci*, a new infecting nematode species on common bean fields at Paraná State, Brazil. **Helminthologia**, Bratislava, v.53, n.2, p.207-210, 2016.

PEDROSA, E.M.R.; MOURA, R.M.; SILVA, E.G. Respostas de genótipos de *Phaseolus vulgaris* a meloidoginoses e alguns mecanismos envolvidos na reação. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v.25, n.2, p.190-196, 2000.

QUEIRÓZ, C. de A. *et al*. Reação de acessos e cultivares de *Brachiaria* spp. e *Panicum maximum* à *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.40, n.3, p.226-230, jul./set.2014.

SANTIN, R. de C.M. **Potencial do uso dos fungos *Trichoderma* spp. e *Paecilomyces lilacinus*no biocontrole de *Meloidogyne incognita* em *Phaseolus vulgaris***. 2008. 82f. Tese (Doutorado em Fitossanidade) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2008.

SANTOS, B.H.C. dos *et al*. Nitrogen fertilization and rhizobacteria in the control of *Meloidogyne javanica* in common bean plants. **Journal of Agricultural Science**, Toronto, v.11, n.1, p.430-437, 2019.

SANTOS, L.N.S. *et al*. Damage quantification and reaction of bean genotypes (*Phaseolus vulgaris* L.) to *Meloidogyne incognita* raça 3 and *M. javanica*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.38, n.1, p.24-29, Jan./Mar. 2012.

STRADIOTO, M.F.; FERRAZ, L.C.C.B.; PITELLI, R.A. Dinâmica populacional de *Pratylenchus brachyurus* em cultura de milho (*Zea mays* L.) infestada por plantas daninhas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, n.7, p.99-115, dez. 1983.

UEBEL, M. *et al*. Reação de cultivares de *Brachiaria* spp. a *Pratylenchus brachyurus*. **Connection On Line:** revista eletrônica da UNIVAG, Várzea Grande, n.10, p.122-129, 2013.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

INTRODUÇÃO

O Informe Agropecuário é uma publicação seriada, periódica, trimestral, de caráter técnico-científico e tem como objetivo principal difundir tecnologias geradas ou adaptadas pela EPAMIG, seus parceiros e outras instituições para o desenvolvimento do agronegócio de Minas Gerais. Trata-se de um importante veículo de orientação e informação para todos os segmentos do agronegócio, bem como de todas as instituições de pesquisa agropecuária, universidades, escolas federais e/ou estaduais de ensino agropecuário, produtores rurais, técnicos, extensionistas, empresários e demais interessados. Tem como finalidade a difusão de tecnologia, devendo, portanto, ser organizada para atender às necessidades de informação de seu público, respeitando sua linha editorial e a prioridade de divulgação de temas resultantes de projetos e programas de pesquisa realizados pela EPAMIG e seus parceiros.

A produção do Informe Agropecuário segue uma pauta e um cronograma previamente estabelecidos pelo Conselho de Publicações da EPAMIG e pela Comissão Editorial de Publicações, conforme demanda do setor agropecuário e em atendimento às diretrizes do Governo. Cada edição versa sobre um tema específico de importância econômica para Minas Gerais.

Do ponto de vista de execução, cada edição do Informe Agropecuário terá de um a três Editores técnicos, responsáveis pelo conteúdo da publicação, pela seleção dos autores dos artigos e pela preparação da pauta.

APRESENTAÇÃO DOS ARTIGOS ORIGINAIS

Os artigos devem ser enviados em CD-ROM ou por e-mail, no programa Microsoft Word, fonte Arial, corpo 12, espaço 1,5 linha, parágrafo automático, justificado, em páginas formato A4 (21,0 x 29,7cm).

Os quadros devem ser feitos também em Word, utilizando apenas o recurso de tabulação. Não se deve utilizar a tecla Enter para formatar o quadro, bem como valer-se de "toques" para alinhar elementos gráficos de um quadro.

Os gráficos devem ser feitos em Excel e ter, no máximo, 15,5 cm de largura (em página A4). Para tanto, pode-se usar, no mínimo, corpo 6 para composição dos dados, títulos e legendas.

As fotografias a serem aplicadas nas publicações devem ser recentes, de boa qualidade e conter autoria. Podem ser enviados, preferencialmente, os arquivos originais da câmera digital (para fotografar utilizar a resolução máxima). As fotos antigas devem ser enviadas em papel fotográfico (9 x 12 cm ou maior), cromo (slide) ou digitalizadas. As fotografias digitalizadas devem ter resolução mínima de 300 DPIs no formato mínimo de 15 x 10 cm na extensão JPG.

Não serão aceitas fotografias já escaneadas, incluídas no texto, em Word. Enviar os arquivos digitalizados, separadamente, na extensão já mencionada (JPG, com resolução de 300 DPIs).

Os desenhos feitos no computador devem ser enviados na sua extensão original, acompanhados de uma cópia em PDF, e os desenhos feitos em nanquim ou papel vegetal devem ser digitalizados em JPG.

PRAZOS E ENTREGA DOS ARTIGOS

Os colaboradores técnicos da revista Informe Agropecuário devem observar os prazos estipulados formalmente para a entrega dos trabalhos, bem como priorizar o atendimento às dúvidas surgidas ao longo da produção da revista, levantadas pelo Editor técnico, pela Revisão e pela Normalização. A não observação a essas normas trará as seguintes implicações:

a) os colaboradores convidados pela Empresa terão seus trabalhos excluídos da edição;

b) os colaboradores da Empresa poderão ter seus trabalhos excluídos ou substituídos, a critério do respectivo Editor técnico.

O Editor técnico deverá entregar ao Departamento de Informação Tecnológica (DPIT), da EPAMIG, os originais dos artigos em CD-ROM ou por e-mail, já revisados tecnicamente (com o apoio dos consultores técnico-científicos), 120 dias antes da data prevista para circular a revista. Não serão aceitos artigos entregues fora desse prazo ou após o início da revisão linguística e normalização da revista.

O prazo para divulgação de errata expira seis meses após a data de publicação da edição.

ESTRUTURAÇÃO DOS ARTIGOS

Os artigos devem obedecer à seguinte sequência:

a) **título (português e inglês):** deve ser claro, conciso e indicar a ideia central, podendo ser acrescido de subtítulo. Devem-se evitar abreviaturas, parênteses, fórmulas e nomes científicos que dificultem a sua compreensão;

b) **nome do(s) autor(es):** deve constar por extenso, com numeração sobrescrita para indicar, no rodapé, sua formação e títulos acadêmicos, profissão, instituição a que pertence e e-mail.

Exemplo: Eng. Agrônomo, D.Sc., Pesq. EPAMIG Sul/Bolsista FAPEMIG, Lavras, MG, epamisul@epamig.br;

c) **resumo/abstract:** deve ser constituído de texto conciso (de 100 a 250 palavras), com dados relevantes sobre a metodologia, resultados principais e conclusões;

d) **palavras-chave/keywords:** devem constar logo após o resumo. Não devem ser utilizadas palavras já contidas no título;

e) **texto:** deve ser dividido basicamente em: Introdução, Desenvolvimento e Considerações finais. A Introdução deve ser breve e enfocar o objetivo do artigo;

f) **agradecimento:** elemento opcional;

g) **referências:** devem ser padronizadas de acordo com o "Manual para Publicações da EPAMIG", que apresenta adaptação das normas da ABNT.

Com relação às citações de autores e ilustrações dentro do texto, também deve ser consultado o Manual para Publicações da EPAMIG.

NOTA: Estas instruções, na íntegra, encontram-se no "Manual para Publicações da EPAMIG". Para consultá-lo, acessar: www.epamig.br, em Publicações/Publicações Disponíveis ou Biblioteca/Normalização.

EPAMIG

Empório

Vitrine de Tecnologias

*O espaço **EPAMIG Empório** tem a proposta de aproximar colaboradores, visitantes e a sociedade das tecnologias produzidas pela Empresa. No **EPAMIG Empório** estas tecnologias estão disponibilizadas na forma de produtos para aquisição, demonstração e difusão de informações.*

EPAMIG Empório - Vitrine de Tecnologias

Avenida José Cândido da Silveira, 1647
União - CEP 31170-495 - Belo Horizonte - MG
Tel.: (31) 3489-5000 - www.epamig.br

EPAMIG Empório - Cândido Tostes

Rua Tenente Luiz de Freitas, 116
B. Santa Terezinha - CEP 36045-560 - Juiz de Fora - MG
Tel.: (32) 3225-5852 - epamigilct@epamig.br

EPAMIG

AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO

MINAS GERAIS

GOVERNO DIFERENTE. ESTADO EFICIENTE.

Conheça os produtos com TECNOLOGIA EPAMIG

Queijos

*Os produtos têm a qualidade e tradição do **Instituto de Laticínios Cândido Tostes**, referência na América Latina.*

Cafés de Qualidade

Café 100% Arábica, constituído como um blend de variedades nas versões Séries Ouro e Bronze.

Vinhos e Espumantes

*As pesquisas da **EPAMIG** propiciaram um grande avanço no cultivo de uvas e na fabricação de sucos, vinhos finos e espumantes de qualidade com terroir mineiro.*

Azeite Extravirgem

*O azeite **EPAMIG**, primeiro tipo extravirgem produzido no Brasil, tem-se destacado em eventos nacionais e internacionais de gastronomia e atraído a atenção de chefs e apreciadores.*

Publicações

*A **EPAMIG** divulga ao público as tecnologias geradas pelas pesquisas por meio de publicações técnicas, com destaque para o **Informe Agropecuário**, uma das principais revistas do gênero no país.*

NOVAS SEMENTES

NOVOS RESULTADOS

Em 45 anos fizemos muito para o desenvolvimento agropecuário de Minas Gerais.
Nos próximos 45 anos faremos ainda mais!

EPAMIG

O FUTURO
É AGORA

EPAMIG AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO
MINAS GERAIS GOVERNO DIFERENTE. ESTADO EFICIENTE.

CARTILHAS EPAMIG

As cartilhas da EPAMIG trazem informações práticas para orientar produtores rurais, técnicos, estudantes e consumidores. Com uma linguagem simples e direta identificam pragas e doenças do cafeeiro, manejo, controle e recomendações, bem como flores comestíveis e suas formas de consumo e cultivares de oliveira para produção de azeitona e azeite.

Disponíveis para download
www.epamig.br
em Publicações disponíveis

EPAMIG

Livraria EPAMIG
www.informeagropecuario.com.br

Lançamento
101 Culturas
Manual de Tecnologias Agrícolas
2ª edição revista e atualizada

AQUISIÇÕES E INFORMAÇÕES
www.informeagropecuario.com.br

A nova edição, revista e atualizada, reúne, em um único volume, as informações tecnológicas mais relevantes para 101 espécies agrícolas, relacionadas de A a Z, apresentando-se como **fonte de recomendações práticas e confiáveis** para agricultores, técnicos, engenheiros, professores, estudantes e públicos diversos ligados à produção vegetal.

O livro destaca as 101 culturas nos seguintes aspectos: importância econômica, exigências climáticas, épocas mais adequadas de plantio, cultivares disponíveis, produção de sementes ou mudas, espaçamento e densidade de plantio, preparo do solo, operações de calagem e adubação, irrigação, controle de plantas espontâneas, pragas e doenças, colheita e comercialização.

EPAMIG SEDE
Av. José Cândido da Silveira, 1647
União • BH • MG • CEP 31170-495
TEL. (31) 3489-5002 • publicacao@epamig.br

EPAMIG · AGRICULTURA, PECUÁRIA & ABASTECIMENTO · MINAS GERAIS

ANÁLISE NEMATOLÓGICA EM MUDAS DE CAFEEIRO

EXCLUSIVIDADE FRETE GRÁTIS DE QUALQUER LUGAR DO BRASIL LABRAS

RENASEM Nº MG-10104/2015 para atendimento da IN Nº35/2012.

Proteja sua plantação.
Traga suas amostras para o LABRAS e garanta melhores resultados na colheita.

LABRAS
(34) 3842-9770 (34) 9 8892-9670 www.labras.com.br