

## Manejo de nematoides em bananeiras

Jansen Rodrigo Pereira Santos e Micheline do Amaral Dias

Departamento de Fitopatologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília,  
Brasília, DF, Brasil. E-mail: jansenrps@gmail.com

A bananeira, *Musa* spp., produz um dos frutos mais consumidos no mundo, sendo cultivada principalmente nas regiões tropicais do planeta. Atualmente, mais de 130 países tem cultivado banana de acordo com o último levantamento da *Food and Agriculture Organization of the United Nations* (FAO), sendo que o Brasil se destaca em quarto lugar com 5,8% da produção mundial (FAOSTAT, 2019). O Brasil produziu 7,2 milhões de toneladas de banana na safra de 2017 em uma área plantada de 486.766 hectares (IBGE, 2019).

Apesar do Brasil ter se destacado mundialmente como o quarto maior produtor de banana, o rendimento médio por área colhida, 14 mil kg/ha, encontra-se aquém de países como República Árabe da Síria, Nicarágua, Indonésia e África do Sul com 70 mil, 65 mil, 60 mil e 59 mil kg/ha, respectivamente, além de estar abaixo da média mundial de 19 mil kg/ha (FAOSTAT, 2019). Essa diferença de produtividade deve-se principalmente aos problemas fitossanitários que contribuem para a redução da produção.

Apesar de serem afetadas por doenças causadas por fungos, bactérias e vírus, a bananeira enfrenta também ataques por fitonematoides, considerados um dos principais grupos de patógenos da cultura. Os nematoides são capazes de limitar o desenvolvimento, produtividade e longevidade das culturas, apesar de esforços terem sido feitos para seu controle.

Entre as mais variadas espécies de nematoides relatadas parasitando ou associadas ao cultivo da bananeira, os nematoides que têm causado maiores danos são os endoparasitas migradores *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae* e *P. goodeyi* e *Helicotylenchus multicinctus*, o semiendoparasita sedentário *Rotylenchulus reniformis*, e os endoparasitas sedentários *Meloidogyne* spp. que podem causar sérios danos à cultura.

Em levantamento realizado no ano de 2011 em campos de cultivo localizados nas cinco regiões geográficas do Brasil, Região Norte (Acre), Nordeste (Pernambuco), Centro

Oeste (Distrito Federal), Sudeste (São Paulo) e Sul (Santa Catarina), foi observado a predominância de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* na maioria das amostras avaliadas, seguidas pelos nematoides *Helicotylenchus* spp., *R. reniformis*, *R. similis*, *Scutellonema* spp. e *Criconemoides* spp. (Monteiro, 2011).

De maneira geral, a destruição dos tecidos radiculares ocasionada pela ação dos nematoides pode afetar a absorção de água e nutrientes, além de enfraquecer o sistema de ancoragem da planta, o que resulta em crescimento reduzido das plantas, na diminuição do número e tamanho de folhas, redução do peso do cacho e da vida produtiva, prolongando o ciclo vegetativo e consequentemente aumentando o período entre colheitas.

Em se tratando de *R. similis*, o nematoide de maior importância nessa cultura devido à capacidade de causar danos, perdas de produção de 10 a 50 % foram documentadas (Davide, 1996), sendo, que no Brasil, perdas de até 100% já foram verificadas em bananeais (Zem; Alves, 1981).

Perdas significativas também foram relatadas quando bananeiras da cultivar Grande Naine encontravam-se altamente infectadas por *M. incognita*, na região de Petrolândia, no Estado de Pernambuco, com redução de 47,91% no tamanho do cacho, 27,40% no peso do cacho e de 39,33% no número de frutos por cachos, além de levar a um atraso na maturação dos cachos na ordem de 50 dias (Costa et al., 1997).

Os nematoides, de maneira geral, são de difícil controle e uma vez introduzidos em uma área agrícola é praticamente impossível a sua erradicação. Para tanto, devemos levar isso em consideração e adotar o manejo em duas fases onde se explora a bananicultura. Primeiramente, devemos aplicar medidas que visam impedir a entrada e a consequente disseminação de nematoides para áreas isentas desses patógenos, utilizando-se medidas preventivas (legislações quarentenárias, práticas fitossanitárias e escolha de áreas e materiais propagativos livres de nematoides). Em um segundo momento, devemos utilizar estratégias que visam reduzir a população de nematoides de importância econômica naquelas áreas em que eles se encontram presentes, como os métodos físicos e químicos (remoção de partes vegetais infectadas associada a termoterapia e tratamento químico e solarização do solo), culturais (rotação/sucessão de culturas, erradicação de plantas daninhas ou cultivadas atacadas por nematoides, pousio, uso de matéria orgânica, plantas

antagonistas e armadilhas, adubação balanceada, época de plantio, etc.) genéticos, químicos e biológicos.

Experimentos de campo têm demonstrado que os bananais podem ser estabelecidos e mantidos livres de *R. similis*, se plantados em áreas que ele não ocorra e outras medidas preventivas sejam adotadas para evitar a sua introdução, já que esse nematoide não ocorre naturalmente nos solos brasileiros. Por outro lado, nem sempre o mesmo pode ser aplicado aos outros nematoides que ocorrem naturalmente no território nacional como é por exemplo o caso dos nematoides formadores de galhas, *Meloidogyne* spp., que já foram relatados ocorrendo em plantas nativas brasileiras (Lima, 2003).

A utilização de material de propagação vegetativa para plantio (mudas, brotações e rizomas) livres de nematoides deve ser considerada uma importante prática de manejo a ser adotada no estabelecimento de novos pomares. A utilização de mudas micropropagadas é a forma mais adequada e confiável para evitar a introdução em áreas livres de nematoides.

Em bananais onde os nematoides estão estabelecidos, a sua erradicação é praticamente impossível, pois a maioria das espécies são altamente polípagas que costumam ocorrer simultaneamente na bananeira, podendo sobreviver por longos períodos no solo. Em casos como este, devemos lançar mão daquelas estratégias que visam reduzir a população de nematoides nessas áreas como já mencionado.

Outra prática importante no manejo de fitonematoides em campos de cultivo de banana é o controle de plantas daninhas, uma vez que essas plantas podem ser hospedeiras alternativas dos nematoides de maior importância na cultura. Um exemplo são os nematoides das galhas que parasitam mais de 2 mil hospedeiras (Gowen; Quénéhervé, 1990), geralmente endêmicas nas áreas de implantação dos bananais brasileiros (Zem, 1982). O mesmo ocorre com o nematoide cavernícola que apresentam mais de 300 espécies de plantas como hospedeiras (Holdeman, 1986).

A incorporação de matéria orgânica no solo também traz benefícios quanto ao controle de fitonematoides. O uso de esterco ajuda a reduzir o nível populacional de nematoides a longo prazo, embora grandes quantidades são necessárias para que haja a expressão de propriedades nematicidas.

O uso de plantas antagonistas em esquemas de rotação ou plantio consorciado tem se mostrado outra alternativa eficaz. Substâncias químicas com efeito nematicida têm sido

extraídas dessas plantas, podendo ser usadas em produtos comerciais. Os principais grupos e/ou espécies de plantas antagonicas estão distribuídas entre as compostas (ex.: *Tagetes* spp.), gramíneas (ex.: *Brachiaria* spp.; *Digitaria decubens*; *Eragrostis curvula*; e *Panicum maximum* cv. Guiné), leguminosas (ex.: *Mucuna* spp.; *Crotalaria juncea*; *C. spectabilis*; *C. paulina*) e outras, como nim (*Azadirachta indica*), mamona (*Ricinus communis* L.) e crucíferas, etc. (Ferraz; Valle, 1997).

O controle biológico de fitonematoides também tem grande potencial quando incluído no manejo integrado em condições de campo, mas é recomendado efetuar testes para verificar a necessidade de adaptações necessárias para os diferentes agrossistemas. O nematoide *R. similis* têm sido controlado substancialmente com aplicações simples ou combinadas de *F. oxysporum* com *Purpureocillium lilacinum* ou *Bacillus firmus* (Gebremichael, 2015), sendo que a aplicação combinada de *F. oxysporum* e *B. firmus* foi a mais efetiva no controle de *R. similis* em bananeiras com uma redução na densidade do nematoide de 86,2%. Doses de 15g planta<sup>-1</sup> a 20g planta<sup>-1</sup> de *P. lilacinum* reduziu o índice de galhas, números de massas de ovos, ovos por massa, fêmeas e densidade populacional de *M. incognita* em bananeira (Sundararaju et al., 2003).

No Brasil encontram-se aproximadamente 23 marcas comerciais de produtos biológicos compostos por diferentes espécies de organismos (*Bacillus firmus*, *B. subtilis*, *B. amyloliquefaciens*, *B. methilotrophicus*, *B. linheniformis*, *Pasteuria nishizawae*, *P. lilacinum*, *Pochonia chlamydosporia* e *Trichoderma harzianum*) registrados para o controle nematoides com eficiência comprovada (AGROFIT, 2019).

A aplicação de nematicidas tem sido utilizada sistematicamente em plantios antigos de banana. Em locais de plantio recente, as populações de nematoides devem ser monitoradas mensalmente e as aplicações de nematicidas efetuadas somente quando as populações atingem níveis elevados, como por exemplo no caso de bananeiras quando os números de *R. similis* são maiores que 7.000 indivíduos por 100g de raiz (Fogain et al., 1996).

Nematicidas como aldicarbe, fostiazato, terbufós, carbofurano, fenamifós e etoprofós já foram relatados levando a incrementos na produção variando de 5 a 263%, quando aplicados para controle de diversas espécies de nematoides em bananeiras em diferentes países (Araya, 1995).

Os nematicidas mais comumente usados em plantios comerciais, na maioria dos países exportadores de banana, são fenamifós (Nemacur), etoprofós (Mocap) e isazofós (Miral), que podem ser eficientes no controle de nematoides migradores que tem parte do seu ciclo de vida no solo (Gebremichael, 2015). Atualmente, apenas três produtos (fostiazato, terbufós e fenamifós) estão registrados no Brasil para serem utilizados na cultura da banana (AGROFIT, 2019).

A utilização de cultivares de bananeiras resistentes a nematoides constitui-se na medida mais promissora e desejada pelos agricultores. Porém, para a bananeira, poucos têm sido os avanços realizados pelos nematologistas e melhoristas para a seleção de materiais resistentes e desenvolvimento de cultivares melhoradas. Poucos são os trabalhos realizados que puderam identificar fontes de resistência aos principais nematoides (*R. similis*, *Meloidogyne* spp. e *P. coffeae*) da bananeira. Embora existam alguns resultados controversos, cultivares diploides (AA) do grupo Pisang Jari Buaya têm sido identificados como fontes de resistência a *R. similis* (Wehunt et al., 1978). Resistência ao nematoide cavernícola foram também relatadas em Yangambi km 5, (AAA), e em alguns diploides selvagens e cultivados de *M. acuminata* e *M. balbisiana* (SARAH et al., 1996). As cultivares Calcutta 4, Loong Tavoy (2) e Long Tavoy (1) foram relatadas como parcialmente resistentes a *P. coffeae* e até o momento nenhuma fonte de resistência foi encontrada aos nematoides das galhas (Quénéhervé et al., 2008).

No Brasil, esforços têm sido feitos com o intuito de selecionar acessos de bananeira resistentes a nematoides provenientes do banco de germoplasma da Embrapa Mandioca e Fruticultura. Santos et al. (2013), avaliando acessos de bananeira, selecionaram quatro acessos promissores quanto à resistência a *R. similis*, '4249-05', '0337-02', '0323-03', e '4279-06', que poderão ser utilizados como fontes de resistência em programa de melhoramento de bananeira. Acessos com potencial para a resistência às espécies de *Meloidogyne* que haviam sido selecionados por (Teixeira, 2007) não confirmaram resistência em estudo posteriores (Dados não publicados) e, portanto, ainda não foi encontrado nenhuma fonte de resistência efetiva contra os nematoides das galhas.

Outra forma de controle que apresenta como principal vantagem a redução do uso de compostos químicos e que tem um grande potencial no controle de nematoides na cultura da banana é a transformação genética. Atkinson et al. (2004) transformaram com

sucesso plantas de bananeira para expressar uma proteína modificada da cistatina do arroz e conseguiram alcançar resistência de  $70 \pm 10\%$ .

Os maiores avanços no conhecimento e manejo de nematoides na cultura da banana ocorreram nos últimos 60 anos, ao redor do mundo. Sabemos que o uso de nematicidas já não é mais tão eficiente e desejado, pois estamos vivendo uma tendência global de substituir o antigo controle dos nematoides por uma visão mais ampla de “manejo sustentável de nematoide”. Em teoria, as estratégias de manejo integrado de pragas oferecem os meios mais adequados e eficientes para o controle de nematoides, permitindo combinar os diferentes métodos discutidos nessa revisão, com o intuito de obter um controle mais eficiente e sustentável nos campos de produção de banana.

### Literatura consultada

AGROFIT. 2019. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <[http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em: 28/3/2019.

ARAYA, M. 1995. Efecto depresivo de ataques de *Radopholus similis* en banano (*Musa AAA*). **Corbana**, v.20, p.3- .

ATKINSON, H.J.; GRIMWOOD, S.; JOHNSTON, K.; GREEN, J. 2004. Prototype demonstration of transgenic resistance to the nematode *Radopholus similis* conferred on banana by a cystatin. **Transgenic Research**, v.13, p.135-142.

COSTA, D.C.; SILVA, S. de O.; ALVES, F.R.; SANTOS, A.C. 1997. Avaliação de danos e perdas à bananeira cv. Nanica, causadas por *Meloidogyne incognita* na região de Petrolândia-PE. **Nematologia Brasileira**, v21, p.21.

DAVIDE, R. G. 1996. Overview of nematodes as limiting factor in *Musa* production. In: Frison, E.A.; Horry, J.P.; De Waele, D. (Eds). New frontiers in resistance breeding for nematode, fusarium and Sigatoka. **Proceedings of the workshop held in Kuala Lumpur**, Malaysia 2-5 October 1995. Rome: IPGRI; Montpellier: INIBAP, 27-31.

FAOSTAT. 2019. **Agriculture Data** [Internet]. 2014. Disponível em: <http://faostat.fao.org>. Acesso em: 28/03/2019.

FERRAZ, L.C.B. 1995. *Radopholus similis* em banana no Brasil: considerações gerais sobre o problema com ênfase aos danos causados à cultura. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL; CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 19.; ENCONTRO ANUAL DA ORGANIZAÇÃO



DOS NEMATOLOGISTAS DA AMERICA TROPICAL, 27., 1995, Rio Quente. **Programa e anais...** Rio Quente: SBN, p. 176-185.

FERRAZ, S.; VALLE, L.A.C. 1997. **Controle de fitonematóides por plantas antagonistas**. Viçosa, MG: Editora da Universidade Federal de Viçosa, 73 p. (Cadernos didáticos, 7).

FOGAIN, R.; ACHARD, R.; KWA, M.; FERRIER, P.; SARAH, J.L. 1996. Lutte contre les nematodes des bananiers: evaluation de quelques nématicides. **Fruits**, v.51, p.151-161.

GEBREMICHAEL, G.N.A. 2015. review on biology and management of *Radopholus similis*. **Advances in Life Science and Technology**, 36: 91-95.

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

HOLDEMAN, Q.L. 1986. **The burrowing nematode *Radopholus similis*, sensu lato**. Sacramento: California Department of Food and Agriculture, 52 p.

IBGE. 2019. **Produção Agrícola Municipal**. Rio de Janeiro. Disponível: site. IBGE. <http://www.ibge.gov.br>. Acesso em: 28/3/2019.

LIMA, I. de M. 2003. **Deteção de *Meloidogyne* spp. (Nematoda) em remanescentes de mata atlântica das regiões noroeste e serrana do estado do Rio de Janeiro**. 61 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes.

MONTEIRO, J.M.S. 2011. **Resistência a *Radopholus similis* e deteção de nematoides fitoparasitas em bananeiras triploides e tetraploides no Brasil**. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) Universidade de Brasília, Brasília/DF.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H.; SALMON, F. 2008. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**, v165, p.123-136.

SANTOS, J.R.P.; TEIXEIRA, M.A.; COSTA, D.C.; SILVA, S. de O.; FALEIRO, F.G.; CARES, J.E. 2013. Selection of *Musa* genotypes for resistance to *Radopholus similis* Cobb. **Nematropica**, v.43, p.1-8.

SARAH, J.L.; PINOCHET, J; STANTON, J. 1996. **The burrowing nematode of bananas, *Radopholus similis* Cobb, 1913**. Montpellier: INIBAP, (INIBAP. *Musa* Pest Fact Sheet, 1).

SUNDARARAJU, P.; SHANTHI, A.; SATHIAMOORTHY, S. 2003. **Status report on *Musa* nematode problems and their management in India**. In: DELA CRUZ JUNIOR, F.S.; BERGH, I. VAN DEN; DE WAELE, D.; HAUTEA, D.M.; MOLINA, A.B. (Eds.). Towards management of *Musa* nematode in Ásia and the Pacific: country reports presented

during the training workshop on enhancing capacity for nematode management in small-scale banana cropping systems held at the Institute of Plant Breeding, University of the Philippines Los Baños Laguna, Philippines, 1-5 December 2003. Los Baños: INIBAP, p. 21-46.

TEIXEIRA, M.A. 2007. **Resistência de genótipos de bananeira a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* e variabilidade genética com base em marcadores moleculares RAPD.** 68 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade de Brasília, Brasília, DF.

WEHUNT, E.J; HUTCHINSON, D.J.; EDWARDS, D.I. 1978. Reaction of banana cultivars to the burrowing nematode (*Radopholus similis*). **Journal of Nematology**, v.10, p.368-370.

ZEM, A.C. 1982. **Problemas nematológicos em bananeiras (*Musa spp.*) no Brasil (contribuição ao seu conhecimento e controle).** 40 f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

ZEM, A.C.; ALVES, E.J. 1981. **Observações sobre perdas provocadas por nematoides em bananeira (*Musa acuminata* Simm. e Sherp.) cv. Nanicão.** Embrapa/CNPMF, Cruz das Almas BA. (Boletim de Pesquisa No. 6, 10 p).